

UNIVERSIDAD NACIONAL “PEDRO RUIZ GALLO”

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE BIOLOGÍA



“Inducción de la resistencia de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 a “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*) usando radiación ultravioleta; Julio-Diciembre del 2012”

TESIS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTADO POR:

Bach. Enriquez Marín Carlos Alberto

Bach. Plaza Salazar Cindy Laís

LAMBAYEQUE – PERÚ

2014

“Inducción de la resistencia de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 a “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*) usando radiación ultravioleta; Julio-Diciembre del 2012”

TESIS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE LICENCIADO EN BIOLOGÍA

APROBADO POR:

Dr. César Estela Campos

PRESIDENTE

Dra. Carmen Calderón Arias

SECRETARIO

Dr. Luis Rodríguez Delfín

VOCAL

Ms. Jhon García López

PATROCINADOR

LAMBAYEQUE – PERÚ

2014

Índice

I. INTRODUCCIÓN	1
II. ANTECEDENTES BIBLIOGRÁFICOS	5
2.1. Cultivo de <i>Ipomoea batatas</i> (L) Lam. var. 9 “camote” y su importancia	5
2.2. Principales plagas del camote	7
2.2.1. Plagas del suelo	8
2.2.2. Plagas del follaje	8
2.3. Características generales de <i>Bemisia tabaci</i>	8
2.3.1. Taxonomía	8
2.3.2. Biología y hábitos	9
2.3.3. Rango de hospederos y biotipos	11
2.3.4. Daños y síntomas	11
2.4. Actividad de las radiaciones en la inducción de la resistencia a plagas.	12
III. MATERIALES Y MÉTODOS	14
3.1. Materiales	14
3.1.1. Material biológico	14
3.1.2. Población y muestra de estudio	14
3.2. Métodos	14
3.2.1. Tipo de estudio y diseño de contrastación de hipótesis	14
3.2.2. Lugar de muestreo.	15
3.2.3. Establecimiento de la concentración hormonal adecuada en el medio de cultivo para la propagación clonal in vitro de ápices caulinares de <i>Ipomoea batatas</i> (L) Lam. Var. 9.	17
3.2.4. Estimación de la dosis adecuada de radiación ultravioleta que provoque una mutación puntual sobre los ápices caulinares terminales de <i>Ipomoea batatas</i> (L) Lam. var. 9 para inducir la resistencia a “mosca blanca” (<i>Bemisia tabaci</i>).	18
3.2.4.1. Exposición de esquejes de <i>Ipomoea batatas</i> (L) Lam. Var. 9 a radiación ultravioleta.	18
3.2.4.2. Aclimatación de plantas de camote en invernadero.	19

3.2.4.3. Infestación del cultivo de <i>Ipomoea batatas</i> (L) <i>Lam. Var. 9</i> con <i>Bemisia tabaci</i> “mosca blanca”	25
IV. RESULTADOS	29
4.1. Establecimiento de la concentración hormonal adecuada en el medio de cultivo para la propagación clonal <i>in vitro</i> de ápices caulinares de <i>Ipomoea batatas</i> .	29
4.2. Evaluación fenotípica de los tratamientos expuestos a radiación Ultravioleta.	32
4.3. Estimación de la dosis adecuada de radiación ultravioleta que provoque una mutación puntual sobre los ápices caulinares terminales de <i>Ipomoea batatas</i> (L) <i>Lam. var. 9</i> para inducir la resistencia a “mosca blanca” (<i>Bemisia tabaci</i>).	33
V. DISCUSIÓN	37
VI. CONCLUSIONES	40
VII. RECOMENDACIONES	41
VIII. RESUMEN	42
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	43
X. ANEXOS	49

Índice de tablas

N°	TÍTULO	PÁGINA
1	Concentración hormonal del medio de cultivo (tratamientos).	17
2	Escala de evaluación del daño de <i>Bemisia tabaci</i> en plantas de <i>Ipomoea batatas</i> .	28
3	Resultados de la evaluación de las concentraciones hormonales del medio de cultivo para la propagación clonal in vitro de ápices caulinares de <i>Ipomoea batatas</i> .	30
4	Promedio de daños causados por <i>B. tabaci</i> en los tratamientos.	34

Índice de figuras

N°	TÍTULO	PÁGINA
1	Mapa del Perú con las regiones de mayor producción de camote (sombreadas).	6
2	Distribución de las principales regiones productoras de camote en el Perú.	6
3	Ubicación geográfica de la zona de muestreo en el distrito de Reque, provincia de Chiclayo, Región Lambayeque.	15
4	Metodología realizada en la presente investigación. Planta: <i>Ipomoea batatas</i> . Irradiación mutagénica: Rayos UV. Plaga: <i>Bemisia tabaci</i> .	16
5	Propagación <i>in vitro</i> de <i>Ipomoea batatas</i> en cámara de flujo laminar.	18
6	Exposición de ápices caulinares de <i>Ipomoea batatas</i> con luz UV.	19
7	Plantas de camote en tubos de ensayo puestos a temperatura ambiente (22°C +/- 2) previamente al proceso de aclimatación.	20
8	Musgo utilizado como sustrato para la siembra de plantas de camote.	20
9	Esterilización del musgo con lejía al 4%	21
10	Planta de camote extraída del tubo de ensayo para desinfección de raíces.	21
11	Pesado de Rhizolex en balanza analítica para preparación de solución desinfectante.	22
12	Agua destilada y Ácido giberélico (gotero) usados para la preparación de la solución desinfectante para raíces.	22
13	Raíces de plantas de camote siendo lavadas con solución desinfectante.	23
14	Planta de camote sembrada en musgo.	24
15	Plantas de camote en maceta (bolsa) con vaso descartable cubriendo la parte aérea.	24

16	Plantas de camote en macetas lista para infestación con <i>B. tabaci</i> .	25
17	Colección de ninfas sésiles de <i>B. tabaci</i> en campo.	26
18	Construcción de la jaula entomológica con malla antiáfidos.	27
19	Infestación del camote con ninfas sésiles de <i>B. tabaci</i> colectadas en campo.	27
20	Línea Comparativa del crecimiento (longitud del brote, en centímetros) de plántulas de camote de los T _A (línea azul) y T _C (línea roja).	30
21	Evaluación del crecimiento vertical de las plántulas de camote (en centímetros) 15 días después de la exposición a radiación ultravioleta.	32
22	Evaluación del crecimiento vertical de las plántulas de camote (en centímetros) 30 días después de la exposición a radiación ultravioleta.	32
23	Evaluación fenotípica de los tratamientos expuestos a radiación ultravioleta 15 (barras de color azul) y 30 (barras de color rojo) días después de la exposición a radiación ultravioleta (promedio del crecimiento vertical de las plántulas, en centímetros).	33
24	Síntoma de amarillamiento presente en plantas de T ₂	35
25	Síntoma de enrollamiento presente en plantas del tratamiento testigo T ₁ .	35
26	Comparación del daño causado por <i>B. tabaci</i> en plantas de <i>Ipomea batatas</i> en cada tratamiento.	36
27	Promedio del daño causado por <i>B. tabaci</i> en plantas de <i>Ipomea batatas</i> .	36

DEDICATORIA

Con todo mi cariño y amor para las personas que hicieron todo en la vida para que yo pudiera lograr mis sueños, mis padres; en especial a mi madre, por ser mi ejemplo, motivo e inspiración.

Cindy

La presente tesis se la dedico a mis padres por su apoyo, confianza y amor porque gracias a sus consejos y palabras de aliento crecí como persona. Gracias por ayudarme a cumplir mis objetivos como persona y estudiante.

Carlos

AGRADECIMIENTOS

Tras cinco años de intenso esfuerzo que quedan plasmados en este libro, no queda más que agradecer a aquellas personas que tanto nos han ayudado y apoyado en el transcurso de esta carrera que está llegando a su final.

En primer lugar nos gustaría agradecer a Dios por permitirnos llegar hasta aquí.

A la Universidad “Pedro Ruíz Gallo” por darnos la oportunidad de estudiar y ser profesionales.

Al Centro de Altos Estudios en Biotecnología de la UNPRG por permitirnos utilizar sus ambientes para el desarrollo de esta tesis y sobre todo a sus trabajadores Blgo. Cesar Arellano e Ing. Jaime Tirado quienes nos ayudaron y guiaron en todo el proceso de ejecución de esta investigación.

A nuestro patrocinador de tesis, MCs. Jhon García por su esfuerzo y dedicación, por haber confiado en nosotros, por la paciencia y por la dirección de este trabajo.

De igual manera agradecer a nuestros jurados de tesis, Dr. César Estela, Dra. Carmen Calderón y Dr. Luis Rodríguez por sus comentarios en todo el proceso de elaboración de la Tesis y sus atinadas correcciones, sus consejos, por su enseñanza y más que todo por su amistad.

A nuestros amigos que han formado parte de nuestra vida profesional a las que nos encantaría agradecerles su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en todos estos momentos.

A todos ellos, muchas gracias.

Cindy y Carlos

I. INTRODUCCIÓN

El género *Ipomoea* de la familia *Convolvulaceae* tiene alrededor de 600 especies distribuidas en los trópicos y subtrópicos de todo el mundo. El camote (*Ipomoea batatas*) es una de las ocho especies de la sección *Batatas* nativa que abarca desde México hasta el centro de Sudamérica. Presenta raíces engrosadas comestibles por lo que ha sido muy apreciado desde la antigüedad, (Linares E., Ramirez R. & Pereda M. 2008).

Se cultiva en 82 países en desarrollo. Es el séptimo cultivo alimenticio más importante del mundo en términos de producción. China es el primer productor, con más de 121 millones de toneladas (el 92% de la producción global total), y un rendimiento de 17 toneladas por hectárea. En América Latina, destacan en producción Brasil, Argentina, Perú, Cuba y Haití. En el Perú, se siembra en la costa, selva y valles interandinos ubicados entre 20 y 2000 m.s.n.m. En estos últimos años, el área sembrada con este cultivo oscila entre 12, 000 a 14,000 hectáreas (10 mil unidades agrícolas), con un volumen de producción de 190 mil a 224 mil toneladas (0.3% del valor bruto de producción agrícola) y un rendimiento promedio de 16 t/ha, (Hall R & Lieberman M. 2005).

En 1997 la productividad del camote en Lambayeque, fue seriamente afectada, básicamente por los cambios bruscos en el clima por efecto del Fenómeno del Niño, (la temperatura se incrementó en más de 4°C). El incremento de las poblaciones potenciales de insectos originaron la aparición de plagas, siendo una de ellas la mosca blanca (*Bemisia tabaci*), (Molina, 1997).

Las moscas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae), se conocen y se han estudiado durante más de 250 años. La investigación realizada hasta hoy refleja cambios no solamente en su estatus económico, sino también valiosos adelantos en aspectos biológicos teóricos y en metodologías científicas. Durante los últimos 100 años, dos

especies de moscas blancas, la de invernadero (*Trialeurodes vaporariorum*) y la del tabaco o camote (*Bemisia tabaci*) parecían diferir de otras especies de importancia económica, desafiando los esfuerzos en el control biológico clásico, por lo que se han convertido en plagas de gran importancia económica en el plano mundial. Durante los últimos 15 años, *B. tabaci* ha causado daños por US\$ 500 millones o más anualmente. Las “moscas blancas” (*B. tabaci*), llamadas así comúnmente, son consideradas uno de los mayores grupos de plagas que atacan un amplio rango de cultivos en el mundo, causando considerables pérdidas económicas. El uso y abuso de insecticidas de contacto hace peor el problema de mosca blanca, porque elimina los enemigos naturales de la plaga; la mosca blanca hace resistencia rápido a los insecticidas; el ambiente y la gente se envenenan; los virus siguen haciendo daño; los productos no se pueden exportar; y los costos de producción son mayores (Perring et al., 1993).

Los daños que causa la “mosca blanca”, se deben a diversos efectos del insecto en las plantas atacadas, como el debilitamiento de la planta por la extracción de nutrientes; la excreción de sustancias azucaradas que favorecen el crecimiento de hongos sobre las plantas (i.e. fumagina); y la transmisión de más de 200 virus diferentes, principalmente begomovirus (Geminiviridae). (Hall R & Lieberman M. 2005).

Aunque es difícil cuantificar adecuadamente el impacto causado por las moscas blancas sobre la producción, algunas cifras aportan una idea parcial de la magnitud de su daño (Hilje 1996). No obstante, a las pérdidas per cápita debe sumarse el aumento en los costos de producción, debidos sobre todo al uso de insecticidas. Durante los años en que la crisis causada por el complejo moscas blancas-virus fue más severa, los insecticidas se utilizaron masivamente, con aplicaciones cada 2-3 días y, en algunos casos, diariamente, provocando problemas de residuos en los alimentos y agua, con riesgos de rechazos en los mercados internacionales, de intoxicaciones laborales, de disminución de enemigos naturales y de resistencia a dichos productos, cuyo valor fue prácticamente imposible de medir (Hidalgo E., 2006).

Estas situaciones demuestran que el control de la mosca blanca sobre los cultivos es sin duda uno de los retos más difíciles que han enfrentado los agricultores, y frente al abuso del control químico, la genética es un gran aporte para el desarrollo de estrategias que permitan controlar esta plaga (Payán & Salazar, 2008).

La eficiencia de los métodos de cultivo in vitro de plantas ha facilitado el empleo de la mutagénesis para el mejoramiento genético tanto en semillas como en plantas propagadas vegetativamente (Alhoowalia, 2001). La inducción de mutaciones ha logrado variaciones dentro de un tipo de cultivo, ya que ofrece la posibilidad de estimular características deseadas que no se pueden hallar en la naturaleza o se han perdido durante el proceso evolutivo. Las mutaciones son el origen primario de la variabilidad genética y, por lo tanto, cierto control sobre su frecuencia y/o espectro puede considerarse una herramienta de gran valor para el mejoramiento de las plantas cultivadas (INTA, 2010).

Son los rayos ultravioleta (UV) los de máxima eficacia en cuanto a producción de mutaciones. Su facilidad de manejo, la libre compra e instalación de fuentes adecuadas y la sencillez de las mismas, su acción mutagénica sobre tejidos blandos etc., los ha hecho un medio favorito desde siempre. La máxima eficacia corresponde a una longitud de onda de 260nanómetros, que es de la máxima absorción por los ácidos nucleicos. La mayor o menor sensibilidad del material depende, en general de;

- El tipo de tejido: su constitución, edad, etc.: a mayor actividad, mayor sensibilidad a la radiación y al contrario: los meristemas serán muy sensibles, troncos y órganos de sostén muy resistentes.
- El ciclo de división: a mayor actividad mitótica, mayor sensibilidad: los tejidos de la semilla en germinación, los ápices vegetativos, etc. (J.I. Cubero, 2003)

Las escasas investigaciones sobre mejora vegetal en cultivos de camote ha sido una de las motivaciones para el desarrollo del presente estudio, que nos va a permitir

obtener variedades resistentes, mantenerlas en el tiempo y lograr cultivos de camote en sus óptimas escalas productivas y económicas.

Por lo expuesto, se fijaron como objetivos específicos:

- Establecer la concentración hormonal adecuada en el medio de cultivo para la propagación clonal *in vitro* de ápices caulinares de *Ipomoea batatas* en el menor tiempo posible.
- Evaluar la variabilidad fenotípica de los tratamientos expuestos a radiación Ultravioleta.
- Estimar la dosis adecuada de radiación ultravioleta que provoque una mutación puntual sobre los ápices caulinares terminales de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 para inducir la resistencia a “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*).

De acuerdo con lo anteriormente planteado se realizó el presente trabajo con el objetivo general de:

- Inducir la resistencia de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 a *Bemisia tabaci* usando radiación ultravioleta.

II. ANTECEDENTES BIBLIOGRÁFICOS

2.1. Cultivo de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 “camote” y su importancia

La batata *Ipomoea batatas*, es una planta hexaploide ($2n=6x=90$) perteneciente a la familia de las Convolvuláceas. En las zonas tropicales del mundo esta planta es considerada un alimento de subsistencia muy importante. A nivel mundial, entre las plantas que se cultivan por sus tubérculos o raíces alimenticias la batata ocupa el segundo lugar en las estadísticas inmediatamente después de la papa (CIP, 1987).

Es el séptimo cultivo alimenticio más importante del mundo. Actualmente se siembra especialmente en los países en desarrollo debido –entre otros factores– a su fácil propagación y pocos requerimientos de insumos, agua, fertilizantes y a su habilidad de crecer bajo altas temperaturas.

En el Perú se siembra en los valles de la costa, a nivel del mar; en los valles interandinos y de la selva entre 500 a 2,000 metros de altitud. En dichos valles se han hallado vestigios pre-incas de las raíces carnosas, que indican la gran importancia del camote desde aquellas épocas en el Perú. Son 19 regiones las que producen camote.

En el 2003, se produjeron 193 698 t., entre las principales regiones productoras estuvieron Lima (62%), Ancash (13%), Lambayeque (7%) y La Libertad (5%). Adicionalmente, durante la campaña 2003 – 2004 el total de hectáreas sembradas fue de 11 598 ha. y la distribución entre las principales regiones productoras fue Lima (49%), Lambayeque (15%), Ancash (8%), y La Libertad (7%) (Figura 1 y 2).



Figura 1. Mapa del Perú con las regiones de mayor producción de camote (sombreadas).

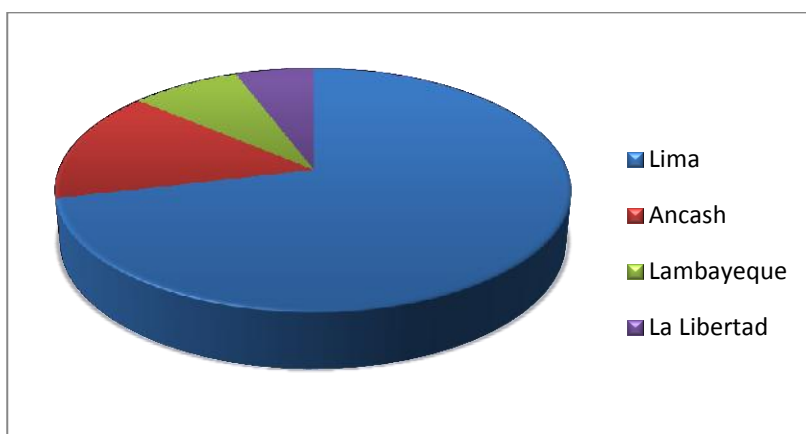


Figura 2. Distribución de las principales regiones productoras de camote en el Perú.

Se sabe que el camote desempeña un rol importante en la alimentación de la población rural y urbana, las raíces tuberosas por su bajo costo y agradable sabor, son un buen aporte al déficit nutritivo que demandan las familias de bajos ingresos. Proporciona de 113 a 123 calorías y de 1.3 a 1.8 g de proteína por cada 100 g así como un importante aporte en Beta caroteno (0.048 - 0.084 mg/100 g). Además es una fuente interesante de forraje fresco para la actividad ganadera asentada en las zonas marginales de los valles de la costa.

Además de reducir los problemas de alimentación, es un cultivo que se cosecha durante todo el año. El Perú tiene 2016 variedades, lo que representa el 65.1% del total mundial de variedades de camote. El rendimiento promedio (t/ha) del cultivo de camote en el Perú en el 2004 fue de 15.6 % superior al rendimiento promedio mundial de 14.2 %.

La variedad 9 de camote, fue generada por el INIA, procedente de una colección de genotipos nativos y colectados en el valle de Huacho 1995; el color de piel es morado oscuro y el color de pulpa es naranja clara, raíces tuberosas de forma elíptica, superficie de la piel uniforme que le da calidad comercial, tiene un alto potencial de rendimiento, llegando a rendir hasta 35 t/ha, de alta calidad comercial y culinaria. Está dirigida tanto para el consumo directo como para su procesamiento para la industria del almidón, por su alto contenido de materia seca (30 a 32%). Es comercializado en los departamentos de la sierra y países vecinos. Esta variedad ya en el año 1998 empezó con 10 ha y tuvo un incremento vertiginoso, hasta 220 ha en la fecha de su liberación en el 2001.

2.2.Principales plagas del camote

Las plagas del camote pueden causar daño directo e indirecto bajando la calidad de las raíces tuberosas, estos daños pueden ser físicos tanto a la raíz como al follaje, deformaciones y vectores de virus.

2.2.1. Plagas de suelo

Las plagas de suelo que afectan el cultivo de camote tenemos “gallina ciega” (*Phyllophaga spp.*), “gusanos alambres” (*Aeolus spp.*), “coralillo” (*Elasmopalpus lignosellus*) y cortadores como el “cuerudo” (*Feltia spp.*; *Agrotisspp.*) y “picudo del camote” (*Cylas formicarius*). Para el manejo de estas plagas se recomienda la preparación anticipada de terreno para que los huevos y pupas queden expuestos al sol y animales como aves y sapos.

2.2.2. Plagas del follaje

Las principales plagas que afectan el camote son la mosca blanca (*Bemisia tabaci*) y áfidos, favoreciendo la presencia de un complejo viral, el SPVD que afecta considerablemente la productividad.

Características Generales de la mosca blanca *Bemisia tabaci*

2.2.3. Taxonomía

Según la EPP0 (2004) la taxonomía de *B. tabaci* es:

Clase	: <i>Insecta</i>
Orden	: <i>Hemiptera</i>
Suborden	: <i>Sternorrhyncha</i>
Super familia	: <i>Aleyrodoidea</i>
Familia	: <i>Aleyrodidae</i>
Subfamilia	: <i>Aleyrodinae</i>
Género	: <i>Bemisia</i>
Especie	: <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius, 1889).

B. tabaci fue descrita por primera vez como *Aleurodes tabaci* en 1889 como plaga en tabaco en Grecia. Fue descrita posteriormente bajo numerosos nombres antes de reconocerse sus variabilidades.

2.2.4. Biología y hábitos

B. tabaci fue descrita desde hace más de 100 años y desde entonces se ha convertido en una de las plagas más importantes del mundo en la agricultura del trópico y subtropical, así como en sistemas de producción en invernaderos.

Se adapta fácilmente a las plantas hospederas y a nuevas regiones geográficas. Se ha reportado en todos los continentes excepto en la Antártida.

En la última década, el transporte internacional de material vegetal y la gente han contribuido a su propagación geográfica. Se han identificado biotipos en diferentes áreas del mundo, lo cual sugiere que *B. tabaci* es un complejo de especies que sometida a cambios puede evolucionar. Estos biotipos pueden presentar diferencias en la eficacia de transmisión de virus, tasas desarrollo, endosimbiontes y el aprovechamiento y daños fisiológicos causados al hospedero (Oliveira et al., 2001).

Este insecto presenta metamorfosis incompleta, tiene los siguientes estados de desarrollo durante su ciclo de vida: huevo, cuatro instares ninfales y adulto. Duración del ciclo total de huevo a emergencia del adulto es de 23 a 28 días, dependiendo de factores ambientales y biológicos. (Morales et al., 2006).

El huevo es de forma oval y delgada (en punta), provisto de una especie de pedicelo, que le sirve de anclaje, ya que la hembra al ovipositar introduce esa estructura en el tejido de la planta. Son puestos en el envés de las hojas, algunas veces en grupos en círculos o semicírculos, dependiendo de la textura de la superficie de la hoja, por la hembra que oviposita mientras gira alrededor de su estilete introducido en el punto de alimentación. El periodo de incubación varía con la temperatura y la humedad, a 25 °C y 75% de HR la duración del estado de huevo es de seis a siete días (Morales et al., 2006, López-Avila, 2004).

Una vez eclosionado el huevo, emerge una pequeña ninfa que es móvil y se desplaza sobre la superficie de la hoja hasta que encuentra un lugar apropiado para alimentarse, introduce su estilete y se fija allí donde transcurrirá el resto del estado de ninfa sin volverse a desplazar (Lopez-Avila 2004). Los instares se diferencian principalmente por cambios en el tamaño y la acumulación de sustancias cerosas sobre su cuerpo (Lopez-Avila 2004). El estado de ninfa I dura aproximadamente de 3 a 4 días, la ninfa II se demora un promedio de 3 días y para las ninfas III y IV unos 5 y 6 días, respectivamente (Morales et al., 2006).

Los adultos tienen el cuerpo y las alas cubiertas por un polvillo blanco (Morales y Cermeli, 2001). La duración del estado adulto varía considerablemente de machos a hembras, siendo de cinco a 15 días para los primeros y de cinco a 32 para las hembras. Los machos son generalmente más pequeños y delgados que las hembras y también difieren en su genitalia (Lopez-Avila 2004). El ovipositor consiste en dos pares de lóbulos puntiagudos que en reposo se inclinan hacia el orificio dorsal vasiforme. (Lopez-Avila 2004) La genitalia del macho consiste en un aedeagus y un par de claspers curvados que permanecen extendidos. Algunos estudios indican que una hembra es capaz de ovipositar hasta 300 huevos durante su vida y que los huevos de hembras vírgenes producen machos, mientras que las que han copulado dan origen a los dos sexos (Lopez-Avila 2004). En condiciones tropicales, *B. tabaci* puede tener de 11 a 15 generaciones por año. (Lopez-Avila 2004).

B. tabaci se adapta mejor en regiones con altitudes inferiores a 1000 metros, zonas costeras. Esta mosca blanca requiere de hospedantes adecuados para reproducirse, así como de un clima cálido y poco lluvioso, al menos durante algunos meses del año, ya que se han encontrado ataques severos de virus transmitidos por *B. tabaci* en épocas secas o ambientes donde las lluvias son escasas, pero se dispone de riego (Morales et al., 2006).

2.2.5. Rango de hospederos y biotipos

Uno de los problemas fitosanitarios de mayor connotación en los últimos 10-15 años ha sido, sin duda, las afectaciones a diversos cultivos por las grandes poblaciones de *B. tabaci* (Vázquez et al., 2007). Además, esta especie puede desarrollar biotipos, es decir poblaciones con características fisiológicas diferentes por ser más agresivas; por tener mayor capacidad reproductiva y/o por ser capaz de colonizar mayor cantidad de hospederos. Existen varios biotipos de *B. tabaci* que han provocado pérdidas significativas en las cosechas a partir de su aparición en los 90's (Morales et al., 2006).

B. tabaci es la especie de mosca blanca más polífaga, con más de 500 especies de plantas hospederas. Se destacan: frijol (*Phaseolus vulgaris*), tomate (*Lycopersicon esculentum*), pepino (*Cucumis sativus*), camote (*Ipomoea batatas*), melón (*Cucumis melo*), soya (*Glycine max*), algodón (*Gossypium spp.*), pimentón (*Capsicum annuum*), yuca (*Manihot esculenta*), lechuga (*Lactuca sativa*), zapallo (*Cucurbita maxima*), uva (*Vitis vinifera*), sandía (*Citrullus lanatus*) y col (*Brassica oleracea*) (Morales et al., 2006).

2.2.6. Daños y síntomas

Esta plaga causa daños directos como consecuencia del proceso de alimentación del adulto y de los estados inmaduros al succionar la savia de las plantas, produciendo amarillamiento, encrespamiento y defoliación que reduce el vigor de la planta, disminuye la producción y los daños indirectos por la excreción de una sustancia azucarada que recubre las hojas y sirve de sustrato para el crecimiento de hongos de micelio negro ("fumagina") pertenecientes a varios géneros, incluyendo especies de *Cladosporium* y *Capnodium*, los cuales cubren la parte superior de la hoja interfiriendo con los procesos de fotosíntesis; de esta manera también afectan el rendimiento del cultivo (Cardona et al., 2005; Rodríguez et al., 1999).

2.3. Actividad de las radiaciones en la inducción de la resistencia a plagas.

Se utilizó radiación directa (radiaciones ionizantes: gammas, neutrones, etc.) en tubérculos y se obtuvieron mutantes con cambios en la pigmentación del mismo. Aumentaron la variabilidad genética mediante cruzamientos entre plantas derivadas de tubérculos irradiados. A través de esta metodología, multiplicaron doce clones seleccionados y se superaron problemas de autoincompatibilidad, (Hernández, M. & Sosa, R. 1998).

Posteriormente, emplearon mutagénesis *in vitro* en el cultivo de la papa (*Solanum tuberosum*) de la variedad 'Desirée' para obtener resistencia a *Alternaria solani*. Se irradiaron callos que habían sido obtenidos a partir de hojas de plantas de papa cultivadas *in vitro*, a los cuales se les aplicaron dosis de 5, 10, 15, 20 y 30 Gy de radiaciones gamma. Se evaluó la masa fresca de los callos, el número de callos vivos por cada dosis de radiación aplicada y el número de plantas regeneradas por callo. Se observó una disminución en la masa de los callos en la medida que aumentaron las dosis de radiaciones. La dosis de 10 Gy se seleccionó para los tratamientos masivos de callos con radiaciones gamma ya que esta fue más próxima a la DL 50 y GR50, con la cual se logró disminuir el crecimiento en 53.37 % y se alcanzó una regeneración del 71.25 %, (Novisel Veitía et al. 2007).

Se realizó una investigación INIAP con 150 plantas mutantes de papa variedad Superchola que presentaron resistencia a tizón tardío (*Phytophthora infestans*) en condiciones de laboratorio de las cuales se escogieron 116 mutantes. Se utilizó como testigos a cinco variedades, dos con resistencia al tizón tardío (INIAP-Santa Catalina e INIAP-Fripapa) y tres variedades susceptibles (INIAP-Gabriela, Uvilla y Superchola). Al utilizar mutagénesis inducida se seleccionó la dosis adecuada de radiación que provocó una mutación puntual sobre un explante (proveniente de ápices y yemas *in vitro*). Como resultado de esta

investigación se seleccionaron 18 mutantes con niveles bajos de Área Bajo la Curva del Progreso de la Enfermedad, buen rendimiento y alto prendimiento, (López, R., Yáñez, E. 2010).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Materiales

3.1.1. Material biológico

El material biológico estuvo constituido por plantas de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 y ninfas de *B. tabaci* recolectadas en campo.

3.1.2. Población y muestra de estudio

Se consideró como población a las plantas de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 propagadas *in vitro* a partir de esquejes proporcionados por el Banco de Germoplasma del Centro de Altos Estudios en Biotecnología U.N.P.R.G. en medio de cultivo Murashige Skoog utilizando la técnica de micropropagación *in vitro* en cámara de flujo de laminar.

Las ninfas de *B. tabaci* que se utilizaron en la infestación se muestrearon en cultivos de camote con presencia de daños ocasionados por este insecto. Fueron colectados en el distrito de Reque – Departamento de Lambayeque.

3.2. Métodos

3.2.1. Tipo de estudio y diseño de contrastación de hipótesis

El trabajo de investigación fue aplicado y experimental y para contrastar la hipótesis se utilizó el Diseño de estímulo creciente.

3.2.2. Lugar de muestreo

Durante abril – junio de 2013 se recolectaron ninfas sésiles de *B. tabaci* en 7 campos comerciales de camote del distrito de Reque de Lambayeque (Figura 3); la posición de los puntos de muestreo se determinó con un GPS GARMIN e Trex Vista HCx. Requees uno de los 20 distritos de la provincia de Chiclayo, tiene una superficie de 47,03 Km² y se ubica entre los paralelos 6°52'00" latitud sur y 79°49'27" longitud oeste, presentando un clima cálido, templado y seco, cuya temperatura oscila entre 19 y 22 °C, llegando hasta los 33 °C en verano (Municipalidad Distrital de Reque, 2013).

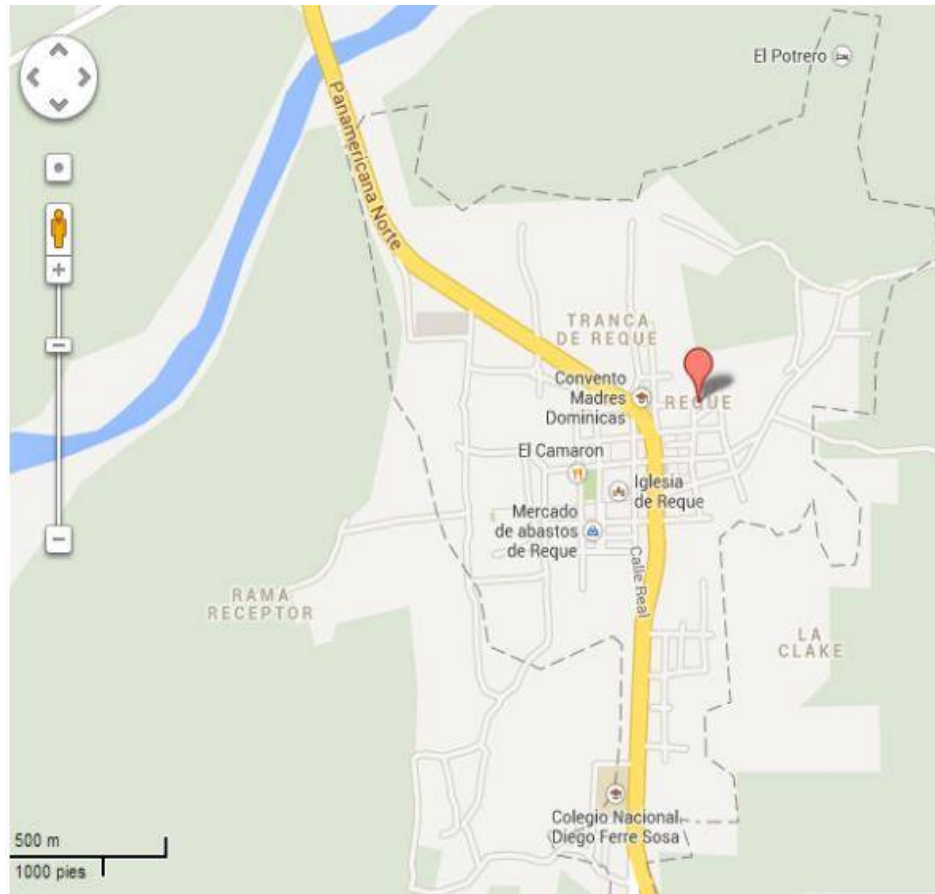


Figura 3. Ubicación geográfica de la zona de muestreo en el distrito de Reque, provincia de Chiclayo, Región Lambayeque <http://maps.google.com.pe/maps?hl=es&tab=ll>.

En cumplimiento de los objetivos planteados en la presente investigación, se desarrollará la metodología que se describe a continuación, y que hemos creído conveniente sintetizarla en una imagen (Figura 4) para su mejor comprensión.

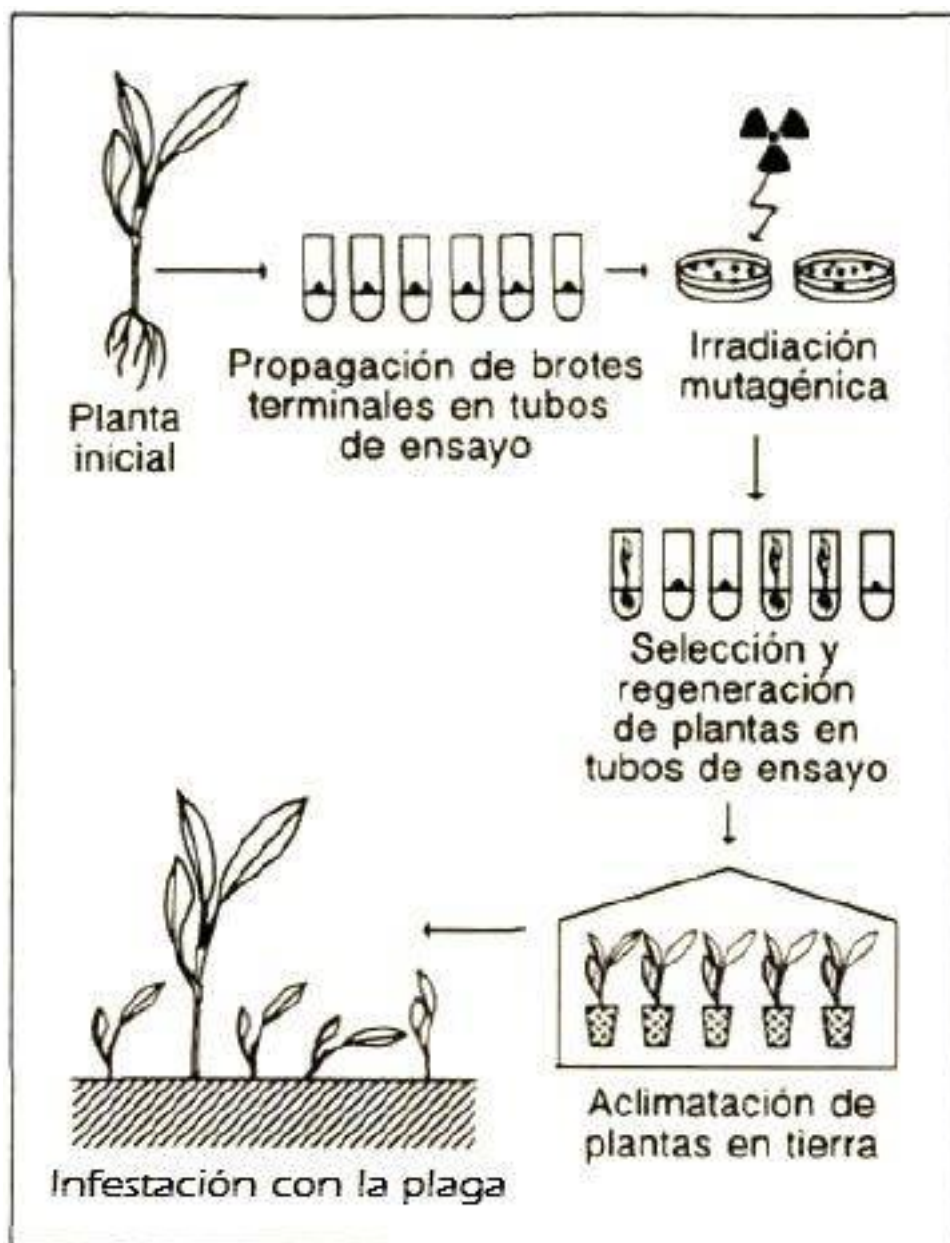


Figura 4. Metodología realizada en la presente investigación. Planta: *Ipomoea batatas*. Irradiación mutagénica: Rayos UV. Plaga: *Bemisia tabaci*.

3.2.3. Establecimiento de la concentración hormonal adecuada en el medio de cultivo para la propagación clonal in vitro de ápices caulinares de *Ipomoea batatas*(L) Lam. Var. 9

Para el cumplimiento del primer objetivo específico, se propagaron ápices caulinares terminales de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 a partir de esquejes proporcionados por el Banco de Germoplasma de Centro de Altos Estudios en Biotecnología U.N.P.R.G. en medio de cultivo Murashige Skoog utilizando la técnica de micropropagación in vitro en cámara de flujo de laminar (Figura 5).

Se utilizaron 3 tratamientos con diferentes concentraciones (mg/L) de AIA (Ácido Indol Acético), BAP (Bencil Amino Purina) y AG₃ (Ácido Giberélico) y se evaluó el crecimiento de los esquejes en referencia a L/T (L: longitud del esqueje, T: tiempo) y el número de brotes originados por cada tratamiento para elegir la mejor concentración hormonal en el medio de cultivo que se utilizó en la propagación *in vitro* de esta tesis (Tabla 1).

Tabla 1. Concentración hormonal del medio de cultivo (tratamientos)

TRATAMIENTO	NÚMERO DE REPETICIONES	MEDIO BASAL MS (1962)	REGULADORES DE CRECIMIENTO		
			*AIA (mg/lit)	**BAP (mg/lit)	***AG ₃ (mg/lit)
A	20	MS	0.05	0.0	10.0
B	20	MS	0.25	2.0	0.0
C	20	MS	0.0	0.0	10.0

*Ácido indolacetico, **bencil amino purina, ***Ácido Giberelico

MS= Murashige y Skoog



Figura 5. Propagación *in vitro* de *Ipomoea batatas* en cámara de flujo laminar

Siguiendo con los otros dos objetivos específicos, se realizó la metodología que se describe a continuación;

3.2.4. Estimación de la dosis adecuada de radiación ultravioleta que provoque una mutación puntual sobre los ápices caulinares terminales de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 para inducir la resistencia a “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*).

3.2.4.1. Exposición de esquejes de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 a radiación ultravioleta

Los ápices caulinares terminales de camote se colocaron en placas Petri conteniendo medio de cultivo MS, se expusieron a la radiación UV (Figura 6) en diferentes tiempos, utilizando un fluorescente de luz ultravioleta de marca PHILLIPS de 30 watts.

Se hicieron 4 tratamientos y 50 repeticiones.

T_1 = 0 horas de luz UV/día

T_2 = 3 horas de luz UV/día

T_3 = 6 horas de luz UV/día

T_4 = 9 horas de luz UV/día

Una vez aplicado el tratamiento, los ápices caulinares fueron transferidos a tubos de ensayo conteniendo medio de cultivo MS fresco para evitar cualquier toxicidad producida por la acción de la radiación sobre algún componente del medio de cultivo (Novisel V., 2007).

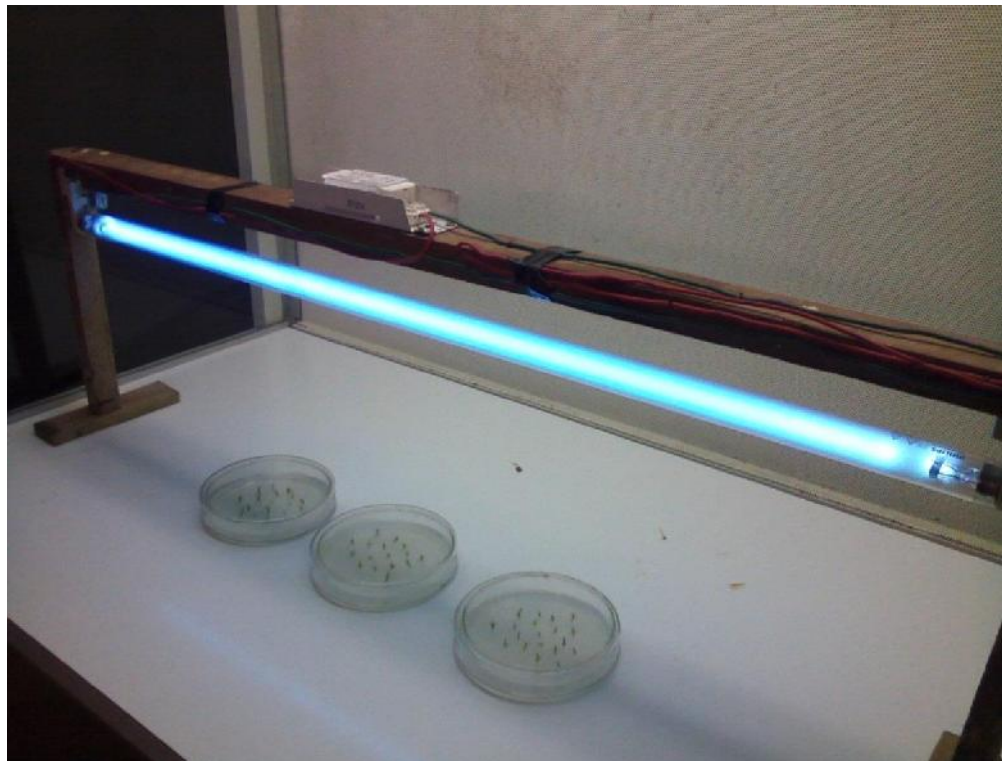


Figura 6. Exposición de ápices caulinares de *Ipomoea batatas* con luz UV.

3.2.4.2. Aclimatación de plantas de camote en invernadero

Después de 30 días de haber sido irradiadas las plantas y colocadas en los tubos de ensayo, fueron retirados del Banco de germoplasma, donde se encontraban a 18°C de temperatura y colocadas en el invernadero a temperatura ambiente, dejándose ahí por 1 semana (Figura7).



Figura 7. Plantas de camote en tubos de ensayo puestos a temperatura ambiente ($22^{\circ}\text{C} \pm 2$) previamente al proceso de aclimatación.

Para el traslado de las plantas en macetas (bolsas), se trató el musgo con una solución de lejía al 4% (250ml. de Lejía y 750ml de agua) (Figura 8). Se colocó el musgo en dicha solución dejando reposar por 10 minutos (Figura 9), al cabo de los cuales se procedió a enjuagar en agua corriente y luego a llenar las macetas (bolsas) donde serían colocadas las plantas de camote.



Figura 8. Musgo utilizado como sustrato para la siembra de plantas de camote.



Figura 9. Esterilización del musgo con lejía al 4%

Las plantas fueron extraídas (Figura 10) con suma delicadeza de los tubos de ensayo y las raíces fueron lavadas con una solución desinfectante (Figura 11) compuesta por 0.25 gr. de *Rhizolex-T* (antifúngico)(Figura 12), disuelto en $\frac{1}{2}$ L de agua destilada, al que se le agregó 0.5 ml de Ácido Giberélico (Figura 13).



Figura 10. Planta de camote extraída del tubo de ensayo para desinfección de raíces.



Figura 11. Pesado de Rhizolex en balanza analítica para preparación de solución desinfectante.



Figura 12. Agua destilada y Ácido giberélico (gotero) usados para la preparación de la solución desinfectante para raíces.

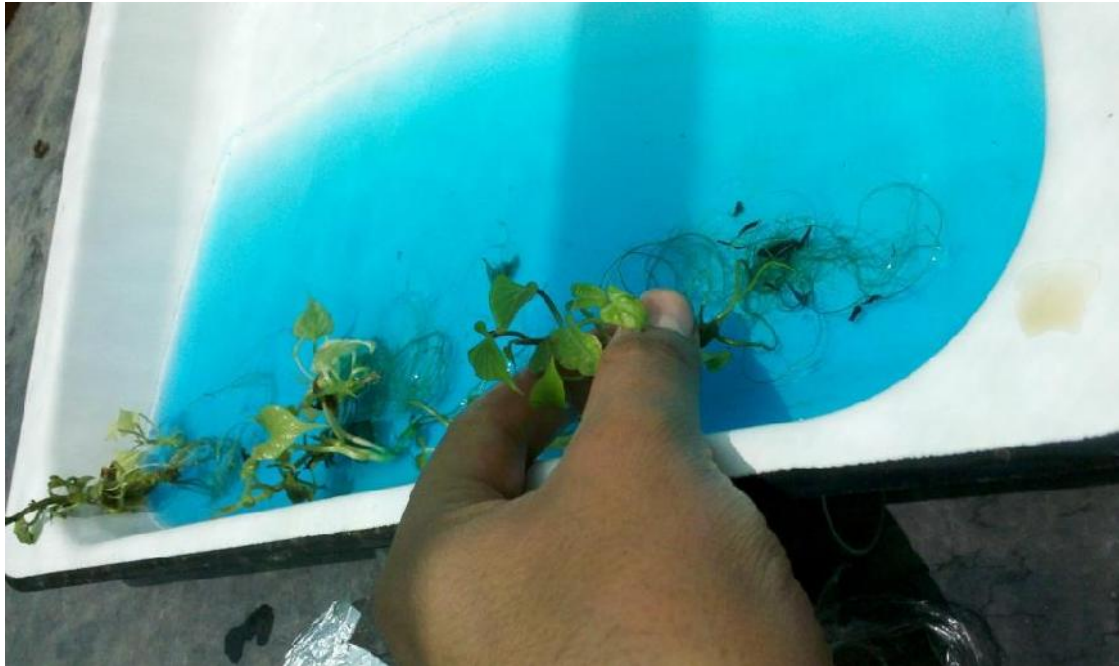


Figura 13. Raíces de plantas de camote siendo lavadas con solución desinfectante.

Después de la desinfección del musgo y las raíces, las plantas fueron trasladadas a pequeñas macetas (Figura 14) y cubiertas con vasos descartables (Figura 15), para conservar la humedad y evitar el cambio brusco de ambientes. A las 2 semanas de iniciada la aclimatación se sacaron los vasos descartables y se traspasaron las plantas a bolsas más grandes con tierra estéril (esterilizada en autoclave) (Figura 16). Las plantas durante todo el proceso fueron regadas únicamente con agua potable con una manguera a presión.



Figura 14. Planta de camote sembrada en musgo.



Figura 15. Plantas de camote en maceta (bolsa) con vaso descartable cubriendo la parte aérea.



Figura 16. Plantas de camote en macetas lista para infestación con *B. tabaci*.

3.2.4.3. Infestación del cultivo de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 con *Bemisia tabaci* “mosca blanca”

Después de 45 días, tiempo que duró el proceso de aclimatación, se realizó la infestación de las plantas de camote con la plaga (*B. tabaci*).

Primero se llevó acabo la colección en campo, para lo cual, fueron colectadas ninfas sésiles de *B. tabaci*. Se colectaron las hojas de camote donde estaban adheridas las ninfas (Figura 17), se llevaron al laboratorio, y fueron visualizadas en el estereoscopio y una vez confirmada su taxonomía, fueron colocadas en las macetas de camote.

Se colocaron las hojas colectadas en campo conteniendo ninfas sésiles de *B. tabaci* (10 por cada maceta). Las macetas (bolsas) de camote fueron colocadas dentro de una jaula entomológica con malla antiáfidos (Figura 18), a fin de evitar la entrada de otros insectos que pudieran alterar los resultados (Figura 19).



Figura 17. Colección de ninfas sésiles de *B. tabaci* en campo.



Figura 18. Construcción de la jaula entomológica con malla antiáfidos.



Figura 19. Infestación del camote con ninfas sésiles de *B. tabaci* colectadas en campo.

Para la evaluación de los daños causados por la “mosca blanca” en camote se utilizó una escala (CIAT, 2007) tomando como referencia los síntomas de amarillamiento y la presencia/ausencia de fumagina en las hojas (Tabla 2).

Tabla 2. Escala de evaluación del daño de *Bemisiatabaci* en plantas de *Ipomoeabatatas*.

Escala	Observación
1	Hoja sin daño
2	Hojas jóvenes verdes pero ligeramente flácidas
3	Algunas distorsiones de las hojas jóvenes, con ligero amarillamiento
4	Hojas apicales con distorsión y enrollamiento con moteado amarillo-verde
5	Ide. 4, pero con fumagina y amarillamiento de las hojas
6	Considerable necrosis de la hoja y defoliación, fumagina en las hojas del tercio medio, bajo y tallos jóvenes

IV. RESULTADOS

4.1. Establecimiento de la concentración hormonal adecuada en el medio de cultivo para la propagación clonal *in vitro* de ápices caulinares de *Ipomoea batatas*.

Se definió una nueva concentración hormonal en el medio de cultivo para propagación clonal de ápices caulinares de *Ipomoea batatas* basada en los trabajos previos de Alconero (1975) y Litz y Conover (1978).

Se empezó la propagación con 20 plántulas proporcionados por Banco de Germoplasma del Instituto de Altos Estudios en Biotecnología, con lo que se lograron obtener 60 explantes para la propagación clonal *in vitro* en cámara de flujo laminar con las tres concentraciones hormonales descritas en la metodología.

Se evaluaron los tres tratamientos después de 15 días de haber sido propagados, en el que se tomaron como referencia; la longitud de la plántula (tamaño del brote, en centímetros), número de brotes, número de hojas por brote y número de nudos por brote.

Para la elección de la mejor concentración hormonal del medio de cultivo se realizó una Prueba Fisher para varianzas de dos muestras tomando en cuenta los parámetros de longitud de la plántula y el número de brotes de ésta. Se obtuvo como resultado que el tratamiento A fue superior al tratamiento C, teniendo en promedio las plántulas del T_A 4,635 cm de longitud en comparación con las del T_C de solo 3,570cm. Además se observó que el valor de la varianza para cada tratamiento fue diferente, siendo para el T_A 1,038 mientras que para el T_C 0,243447368 (Tabla 3)

El T_B no fue evaluado por el gran porcentaje de callos desarrollados (89%) en los explantes propagados.

Se determinó que el mejor medio para el crecimiento de *Ipomoea batatas* es el Medio A, en el que se obtuvo un crecimiento promedio de 4,635 cm en tanto que en

el medio C fue de 3,570 cm. Esto fue demostrado a través de una Prueba t de student para dos muestras con varianzas desiguales, a un nivel de significancia de 0,05 (tabla 3). En cuanto al número de brotes, se observaron la misma tendencia teniendo en promedio el TA 2 brotes y el TC 1 brote. Los datos de cada plántula pueden observarse en los anexos.

Tabla 3. Resultados de la evaluación de las concentraciones hormonales del medio de cultivo para la propagación clonal in vitro de ápices caulinares de *Ipomoea batatas*.

	MEDIO A	MEDIO C
Promedio	4,635	3,570
N	20	20
t_c	4,207	
$t_{\text{crítico}}$	2,051	

$H_0: M_A = M_C$ $H_a: M_A \neq M_C$

$t_c > t_{\text{crítico}}$, por lo tanto se rechaza H_0

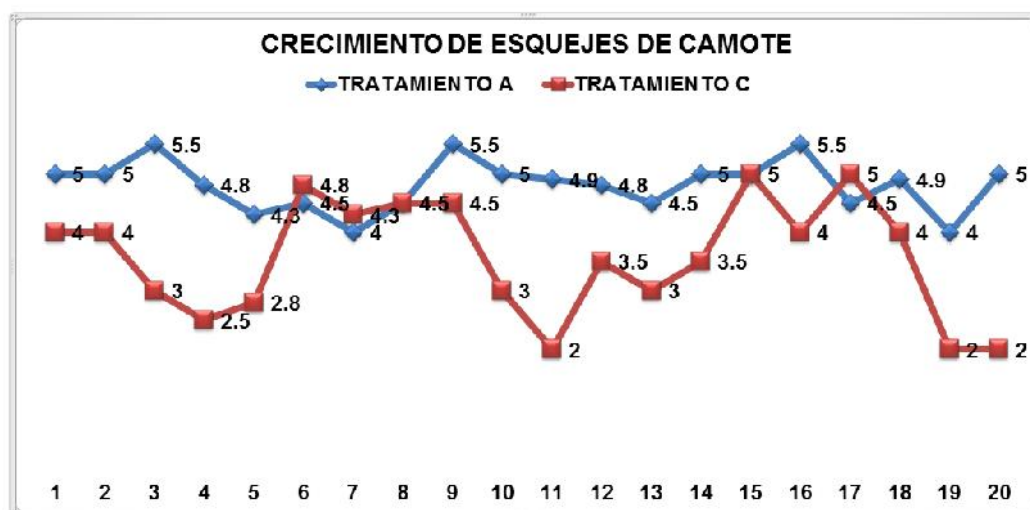


Figura 20. Línea Comparativa del crecimiento (longitud del brote, en centímetros) de plántulas de camote de los T_A (línea azul) y T_C (línea roja). Los valores de la abscisa corresponden al número de repeticiones y los valores de la ordenada corresponden a los centímetros.

4.2. Evaluación fenotípica de los tratamientos expuestos a radiación Ultravioleta.

Los resultados de la evaluación del efecto de la radiación UV (evaluados a los 15 y 30 días) sobre el crecimiento de los ápices caulinares de *I. batatas* propagados in vitro se presentan en tablas y gráficos (ver anexos).

Los parámetros medidos en la evaluación realizada a los 15 días fueron: longitud de la plántula (tamaño del brote, en centímetros), número de hojas por brotes, número de nudos por brote y número raíces. A los 30 días se evaluaron los mismos parámetros omitiendo el número de raíces por ser de difícil cuantificación.

Las plántulas de *Ipomoea batatas* del T₃, después de 15 días, mostraron un promedio de crecimiento un tanto mayor (1,5 cm) con respecto a los otros tratamientos (incluyendo el testigo); T₂ (1,3 cm); T₄ (1 cm) y tratamiento testigo T₁ (1 cm) (Figura 20).

La evaluación a los 30 días mostró resultados significativos, se observó una mayor diferencia en el promedio de crecimiento de los cuatro tratamientos (Figura 21), corroborándose los resultados evaluados a los 15 días. En el T₃ se observó un promedio de 5.17 cm, en el T₂, 2.97 cm; en el T₄, 2.23 cm; y en el T₁ 1.56 cm (Figura 22).

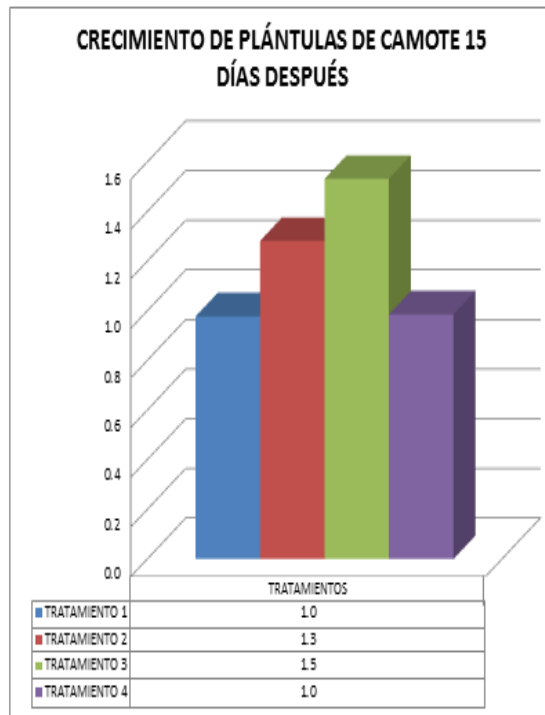


Figura 21. Evaluación del crecimiento vertical de las plántulas de camote (en centímetros) 15 días después de la exposición a radiación ultravioleta.

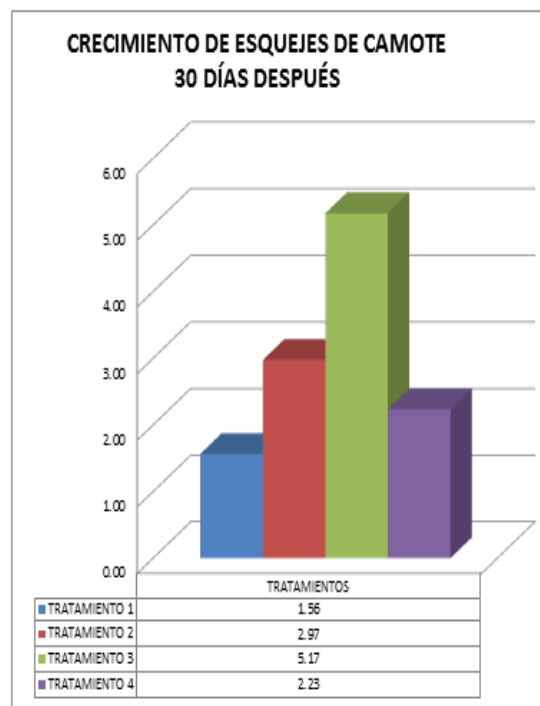


Figura 22. Evaluación del crecimiento vertical de las plántulas de camote (en centímetros) 30 días después de la exposición a radiación ultravioleta.

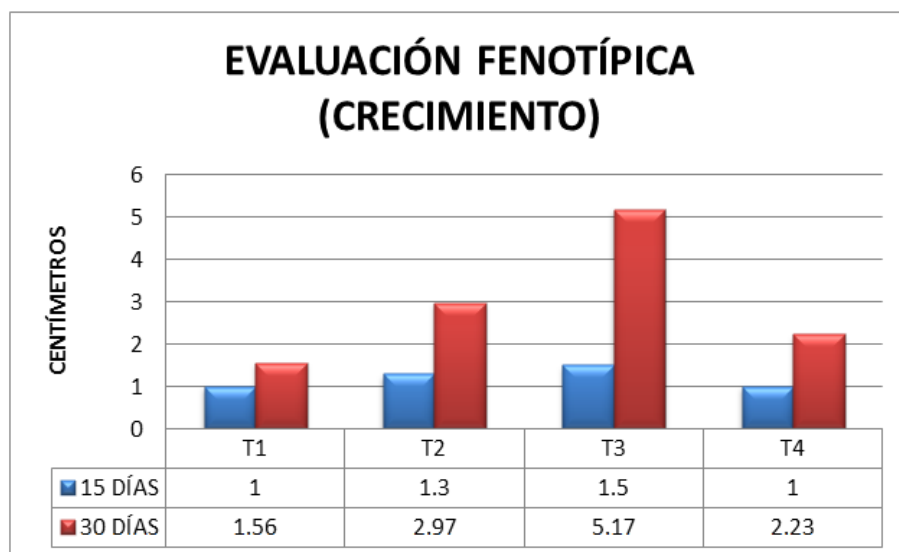


Figura 23. Evaluación fenotípica de los tratamientos expuestos a radiación ultravioleta 15 (barras de color azul) y 30 (barras de color rojo) días después de la exposición (promedio del crecimiento vertical de las plántulas, en centímetros).

4.3. Estimación de la dosis adecuada de radiación ultravioleta que provoque una mutación puntual sobre los ápices caulinares terminales de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 para inducir la resistencia a “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*).

Para determinar la dosis adecuada de radiación ultravioleta que provoque una mutación puntual sobre los ápices caulinares terminales de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 para inducir la resistencia a “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*), se tuvieron tres niveles de exposición (3, 6 y 9 horas) y un testigo sin exposición. Debido a que las plántulas de 9 horas exposición no crecieron adecuadamente para la infestación, este tratamiento no ha sido considerado para el análisis.

Para determinar si hay diferencias entre los tratamientos se realizó un ANAVA de una vía ($\alpha=0,05$), en el que se concluye que por lo menos un grupo es diferente ($p=0,000$). Realizándose luego una Prueba de Tukey para medir las diferencias entre los promedios de daños en los tratamientos T₁, T₂, T₃ (Tabla 4). De esta

manera que estableció que existen diferencias significativas entre los dos tratamientos y el testigo.

Tabla 4. Promedio de daños causados por *B. tabaci* en los tratamientos.

	Promedio	Grupo
T1 (0Hrs)	4,8	A
T2 (3Hrs)	3,3	B
T3 (6 Hrs)	1,8	C

En las plantas del T₃ se observó un porcentaje de 65% sin daño (28 plantas), 26 % de hojas verdes ligeramente flácidas (11 plantas), 7% de amarillamiento (3 plantas), 2% de distorsión y enrollamiento (1 planta) y ausencia de total de fumagina. No hubo plantas muertas. Siendo entonces el tratamiento con mejor respuesta a la plaga.

En las plantas del T₂ los daños fueron más notables observándose amarillamiento 19 % (8 plantas)(Figura 23), distorsión y enrollamiento 26% (11 plantas), además aparecieron daños por fumagina en 12% (5 plantas) y 7% de plantas murieron (3 plantas).

El testigo (T₁) fue el tratamiento que presentó los daños más severos, presentando un 30% de plantas muertas (13 plantas), un 28% fumagina (12 plantas), distorsión y enrollamiento en 30% (13 plantas) (Figura 24) y amarillamiento 12% (5 plantas).

En la comparación de los tres tratamientos se observa un daño menor en las plantas del T₃, un daño notable en las del T₂ y un daño severo en el T₁ (Figura 25).



Figura 24. Síntoma de amarillamiento presente en plantas de T_2



Figura 25. Síntoma de enrollamiento presente en plantas del tratamiento testigo T_1 .

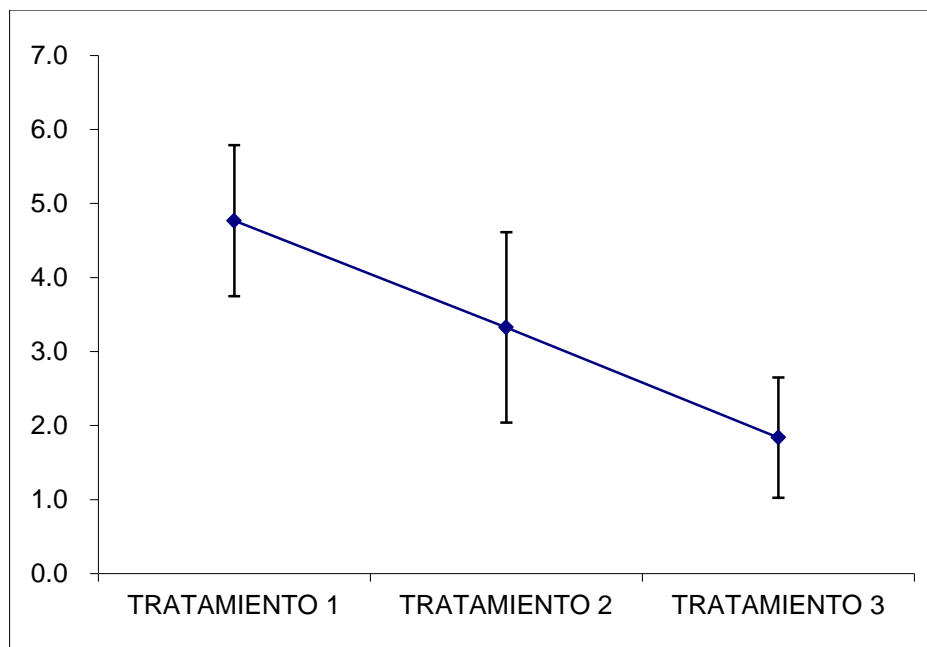


Figura 26. Comparación del daño causado por *B. tabaci* en plantas de *Ipomea batatas* en cada tratamiento. Los datos en la abscisa corresponden a los tratamientos evaluados y los datos en la ordenada corresponden a los valores de la escala utilizada.

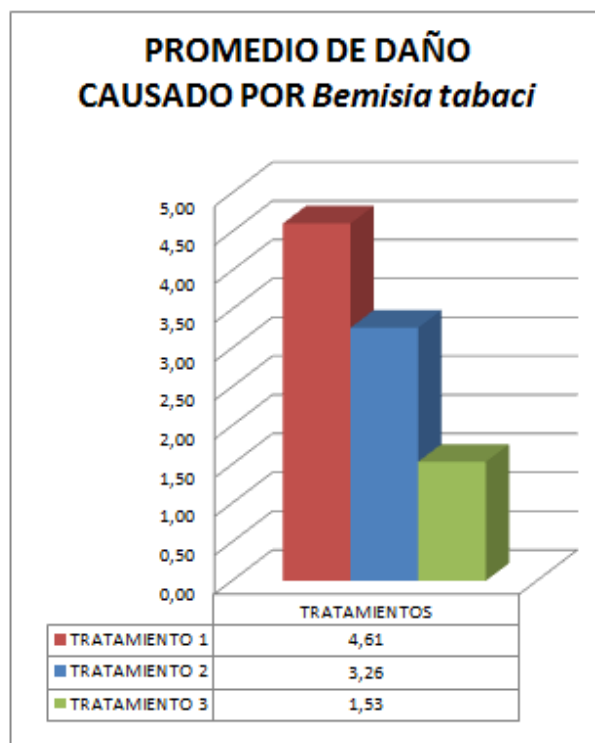


Figura 27. Promedio del daño causado por *B. tabaci* en plantas de *Ipomea batatas*.

V. DISCUSION

Al analizar los resultados expuestos anteriormente se aprecia que durante el desarrollo de esta nueva concentración hormonal en la composición del medio de cultivo para propagación clonal *in vitro* de *Ipomoea batatas* se logró acelerar el crecimiento de los esquejes de los mismos, disminuyendo el tiempo reportado por otros autores.

En el presente trabajo el promedio de crecimiento de las plántulas fue de 4,635 cm en 15 días, utilizándose la concentración hormonal del T_A con 0.05 mg/L de AIA (Ácido Indol Acético) y 10.0 mg/L de AG₃ (Ácido Giberélico). Lo cual resulta favorable si el objetivo es probar el potencial hormonal sobre el crecimiento de las plántulas, ya que provee en menor espacio de tiempo, una acelerada propagación de éstas, corroborándose la reducción del tiempo de propagación con la utilización de una concentración hormonal en el medio de cultivo rica en auxinas y giberelinas que mostraron estudios previos con el camote donde se reportó que el AIA era más efectivo que el ANA (Ácido naftalenacético) como fuente de auxina, y se estimuló más el desarrollo de las plántulas al añadir AG₃. (Alconero, 1975).

Los estudios en mejoramiento genético en camote ya sea por cruas o utilizando estructuras vegetativos son muy escasos, debido a que esta especie es primordialmente propagada de forma vegetativa, lo que dificulta los estudios en mejoramiento genético por radiación. El cultivo de tejidos podría ser una opción que permita generar cambios en las características de estas plantas a través de la variación, ya que la eficiencia de estas técnicas ha facilitado el empleo de la radiomutagénesis para el mejoramiento genético tanto en semillas como en plantas propagadas vegetativamente (Alhoowalia, 2001).

Las horas de exposición a radiación ultravioleta afectaron la variabilidad genética de *Ipomoea batatas*, corroborándose observaciones anteriores de otros autores (Cubero 2003) donde la concentración de radiación UV y la manera en que se irradió jugaron un rol importante en la determinación del tipo de respuesta. En la literatura científica se refieren numerosas investigaciones en otros cultivos como la papa, en los cuales se emplea la mutagénesis in vitro (Sonino y Ancora, 1986; Alhoowalia, 1990) y señalan la posibilidad de obtener alta frecuencia de mutaciones.

El cambio en los ápices caulinares de *I. batatas* irradiados con luz UV puede observarse desde el crecimiento in vitro, en el que a los 15 días de ser propagados hubo una pequeña diferencia entre los tratamientos (promedio de crecimiento $T_2=1.3$ cm, $T_3=1.5$ cm y $T_4=1$ cm) con respecto al testigo ($T_1=1$ cm), mientras que en la evaluación hecha a los 30 días hubo una diferencia significativa entre los tratamientos y el testigo (promedio de crecimiento $T_2= 2.97$ cm, $T_3=5.17$ cm, $T_4=2.23$ cm y $T_1=1.56$ cm). Una respuesta similar también fue descrita por Sonino y Ancora (1986) en las yemas que siguen al ápice en plantas de papa var. 'Desirée' cultivadas in vitro, las cuales mostraron los mayores porcentajes de brotación y enraizamiento, por lo que se explicaría que las plántulas de los tratamientos hayan crecido y enraizado en menos tiempo que el testigo.

Sin embargo, existen factores como el cultivar, las condiciones fisiológicas de las plantas u órganos a irradiar así como la manipulación del material vegetal antes y después de la irradiación que influyen sobre la radiosensibilidad (Novisel Veitía *et al.* 2007).

Si bien no existen antecedentes sobre el empleo en esta especie de las técnicas antes mencionadas, en la evaluación del daño causado por *B. tabaci* en las plantas de *I. batatas* (camote) realizada en la presente investigación los tratamientos realizados resultaron eficaces (porcentaje de plantas sin daño

$T_1=0\%$, $T_2=0\%$ y $T_3=41.9\%$) para determinar la actividad mutagénica de la radiación UV sobre las plantas de camote en su resistencia ante los daños causados por *B. tabaci* (valores del daño: $T_1=4.61$, $T_2=3.26$ y $T_3=1.74$).

El tratamiento más efectivo fue el T_3 , estas plantas mostraron una resistencia por tolerancia, ya que el insecto (*B. tabaci*) logró causar el daño en la planta, pero éstas superaron estos daños y los resistieron. Esto lo explica Ahloowalia (2004) cuando indica que los parámetros mejorados a través de mutaciones inducidas incluyen caracteres de altura, sincronización de la floración, maduración rápida, rendimiento de materia seca, incremento en la producción de grano, tolerancia a estreses abióticos y bióticos, tolerancia a plagas y enfermedades, contenido de proteínas, porcentaje de aceites, entre los más observados.

De los cuatro tratamientos estudiados, el T_4 , resultó ser el más sensible a la radiación, lo que se reflejó en el bajo crecimiento y muerte de las plántulas, motivo por el cual es recomendable utilizar dosis de radiación más bajas de las que se probaron en este tratamiento, con el fin de asegurar la viabilidad de las plántulas. Una respuesta similar fue observada por Castillo *et al.* (1997) en tubérculos de papa irradiados, detuvieron su crecimiento por necrosamiento de la yema terminal, provocando la muerte de la plántula.

El bajo crecimiento de las plántulas del T_4 se podría explicar por la exposición a alta intensidad de radiación UV (9 horas por día), autores como Mark y Tevini (1996) han relacionado directamente la reducción de la longitud con la oxidación de fitohormonas inductoras del tamaño de las células, como el ácido indolacético (IAA), el cual es susceptible a ser degradado por la radiación UV. Esta disminución en la regeneración de plantas con diferentes dosis de tratamiento mutagénico también ha sido referida en otros cultivos como por ejemplo en ajo (*Allium sativum*) (Zhen, 2001), y caña de azúcar (*Saccharum spp.*) (Valdés, 2005).

VI. CONCLUSIONES

1. La concentración hormonal del T_A ($AIA=0.05$ mg/L y $AG_3=10.0$ mg/L) usada en la presente investigación, fue efectiva para optimizar el crecimiento de las plántulas (4,635 cm en 15 días).
2. En la evaluación fenotípica de los ápices caulinares expuestos a luz UV se evidenció una diferencia significativa en el crecimiento de las plántulas, y se observó que las plántulas del tratamiento T_3 (6 horas/día) fue significativamente más eficaz respecto al resto de tratamientos en cuanto al crecimiento ($T_3=5.17$ cm en 15 días) y número de brotes.
3. Con la dosis de radiación de 6 horas/día de luz UV se obtuvo el mayor porcentaje de plantas de *I. batatas* sin presencia de daños causados por *B. tabaci* (65%, 28 plantas), lo cual podría considerarse como una resistencia por tolerancia.

VII. RECOMENDACIONES

1. Realizar estudios moleculares de las especies de *Ipomoea batatas* utilizadas en el presente estudio (irradiadas con luz UV) para comprobar la mutación en los genes de resistencia.
2. Realizar pruebas del efecto de la mutagénesis por radiación UV en otras especies de insectos plaga y/o insectos benéficos.
3. Estudiar otras mutagénesis producidas por otras radiaciones.
4. Realizar estudios bromatológicos a las raíces tuberosas (camote) resultantes de plantas irradiadas con luz UV para tener en cuenta los efectos en éstos.

VIII. RESUMEN

Esta investigación se desarrolló con el objetivo de inducir la resistencia de *Ipomoea batatas* (L) Lam. var. 9 a *Bemisia tabaci* usando radiación ultravioleta. El material biológico estuvo constituido por plantas de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 propagadas in vitro y ninfas de *B. tabaci* recolectadas en campo.

Para la elección de la concentración hormonal adecuada en el medio de cultivo se utilizaron 3 tratamientos; T_A = AIA (0.05mg/L), BAP (0mg/L) y AG3 (10mg/L), T_B = AIA (0.25mg/L), BAP (2mg/L) y AG3 (0mg/L), y T_C = AIA (0.0mg/L), BAP (0mg/L) y AG3 (10mg/L). Se observó que las plántulas del T_A alcanzaron 4,63 cm en promedio de crecimiento en comparación con las del T_C con 3.57 cm, mientras que el T_B originó gran porcentaje de callos (89%) en los explantes propagados, por lo que no fue evaluado. Para la inducción de la resistencia a *Bemisia tabaci*, se expusieron a radiación UV, ápices caulinares terminales de camote en 4 tratamientos; T_1 (testigo)= 0 horas de luz UV/día, T_2 = 3h luz UV/día, T_3 = 6 h luz UV/día, T_4 = 9 h luz UV/día. Los ápices caulinares fueron transferidos a tubos de ensayo conteniendo medio de cultivo MS fresco. Después de 30 días de haber sido irradiadas las plantas, fueron extraídas y las raíces lavadas con una solución antifúngica y plantadas en macetas (bolsas) con musgo estéril. Después del proceso de aclimatación, se realizó la infestación de las plantas con la plaga (*B. tabaci*). Se colocaron las hojas colectadas en campo conteniendo ninfas sésiles de *B. tabaci* (10 por cada maceta). Se obtuvo como resultado que el 65% de plantas del T_3 no presentaron daño (28 plantas). Las plantas del T_2 mostraron daños más notables, con un 7% de plantas muertas (3 plantas). El testigo (T_1) presentó los daños más severos, presentando un 30% de plantas muertas (13 plantas). De esta manera se demostró que la dosis de radiación de 6 horas/día de luz UV (T_3) fue el más efectivo, observándose la menor tasa de daño en las plantas de éste tratamiento, el que con estudios más profundos, podría ser utilizado como una variedad tolerante a la plaga, obteniéndose cultivos de camote en sus óptimas escalas productivas y económicas.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- AFZA R, ROUX N, BRUNNER M, VAN DUREN M, MORPURGO R. 1994. In vitro mutation techniques for Musa. Proceedings of the First Global Conference of international Musa Testing Program held at FHIA. Páginas.207-221. INIBAP.
- AHLOOWALIA B. 2001. In vitro techniques for selection of radiation induced mutations adapted to adverse environmental conditions. Comité Mixto FAO/OIEA. China.
- AHLOOWALIA B., MALUSZYNSKI & NICTERLEIN. 2004. Global impact of mutation-derived varieties. Euphytica 135: 187-204.
- ALCONERO R., SANTIAGO A., MORALES F. Y RODRIGUEZ F. 1975. Cultivo de Tejidos en Camote. Fitopatología 65: 769-773.
- ARAYA, L.; CARAZO, E.; CARTIN, V. 2005. Diagnóstico del uso de insecticidas utilizados contra Bemisia tabaci (Gennadius) en tomate y chile en Costa Rica. Manejo integrado de plagas y agroecología. 75: 68-76. Disponible en: <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A1868E/A1868E.PDF>.
- CARDONA, C.; RENDÓN, F.; GARCÍA, J.; LÓPEZ-ÁVILA, A.; BUENO, J.M.; RAMÍREZ, J. 2001. Resistencia a insecticidas en Bemisia tabaci y Trialeurodes vaporariorum (Homóptera: Aleyrodidae) en Colombia y Ecuador. Revista Colombiana de Entomología. 27: 33-38. Disponible en: <http://floramap-ciat.org/biblioteca/pdf/Socolen/2001-2.pdf>.
- CARDONA, C.; RODRIGUEZ, I.; BUENO, J. M.; TAPIA, X. 2005. Biología y manejo de la mosca blanca Trialeurodes vaporariorum en habichuela y frijol. Centro

- Internacional de la Papa. 1987. Mejoramiento de la Batata (*Ipomoea batatas*) en Latinoamérica. Lima
- CASTILLO J., ESTÉVEZ A., GONZÁLEZ E., CASTILLO E., ROMERO M. 1997. Radiosensibilidad de dos variedades de papa a los rayos gamma Co. Cultivos Tropicales. 18 (1): 62-65.
- CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL (CIAT). 2007. Manejo Integrado de Moscas Blancas Asociadas a diferentes cultivos. Editorial Compu imagen. Primera Edición. Colombia.
- CUBERO J.I. 2003. Introducción a la Mejora Genética Vegetal. Segunda Edición. Editorial Mundi-Prensa. Madrid.
- CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA. 1987. Mejoramiento de la Batata (*Ipomoea batatas*) en Latinoamérica. Lima
- HALL R.& LIEBERMAN M. 2005. Microeconomía: Principios y Aplicaciones. Editorial Thomson Internacional. México.
- HIDALGO E. 2006. Desarrollo de micoinsecticidas para el manejo integrado de la mosca blanca (*Bemisia tabaci*) en cultivos frutales y hortícolas, en zonas neotropicales. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza.
- HILJE, L. 1993. Plan de Acción Regional para el Manejo de las Moscas Blancas en América Central y el Caribe. Evaluación de avances en 1992-1993.
- INTA. 2010. Biotecnología y Mejoramiento Vegetal II. ARGENBIO. Segunda edición. Argentina.

- LEÓN B.; MARTÍNEZ M.; LÓPEZ M.; RODRÍGUEZ L.; ARDÓN C.; RODRÍGUEZ I.; POSAS F.; VÁSQUEZ M. 2013. Manual de manejo del cultivo de Camote. Programa PYMERURAL. Tegucigalpa.
- LINARES E., RAMIREZ R. Y PEREDA M. 2008. El camote. CONABIO. Biodiversitas. Mexico.
- LOPEZ-AVILA, A. 2004. Manejo integrado de moscas blancas. *Bemisia tabaci* y *Aleurotrachelus* sociales. Ministerio de agricultura y desarrollo rural. Instituto Agropecuario Colombia ICA.
- LÓPEZ, R.; YÁNEZ, E. 2010. Evaluación y selección de plantas mutantes con resistencia a tizón tardío (*Phytophthora infestans*) en variedad superchola (*Solanum* spp.) a nivel de campo obtenidas mediante radiaciones ionizantes gamma en mejía, provincia de pichincha. Institución: Universidad Estatal de Bolívar. Facultad de Ciencias Agropecuarias.
- MARK U., TEVINI M. 1996. Combination effects of UV-B radiation and temperature on sunflower (*Helianthus annuus* L., cvPolstar) and maize (*Zea mays* L., cv. Zenit 2000) seedlings. *J PlantPhysiol* 148 (1-2): 49-56.
- MOLINA, J. 1997. Documento de Validación Económica del INIA, año 1997. Programa de Papa y Camote. INIA, Lima, Perú. 34 p.
- MORALES, F.; CARDONA, C.; BUENO J.; RODRIGUEZ I. 2006. Manejo de integrado de enfermedades de plantas causadas por virus transmitidos por moscas blancas. CIAT, DFID Y Tropical White Fly IPM Project.
- NOVISEL VEITÍA; GARCÍA, L.; BERMÚDEZ-CARABALLOSO, I.; ORELLANA P.; PADRÓN, Y.; TORRES D. 2007. Empleo del cultivo de tejidos la mutagénesis in vitro para la mejora de resistencia a *Alternaria solani* en papa var. "Desirée"

Instituto de Biotecnología de las Plantas. Universidad Central 'Marta Abreu' de Las Villas.

OLIVEIRA M., HENNEBERRY T.J., ANDERSON P. 2001. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci* Crop Protection. 20: 709–723. Disponible en: http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleURL&_udi=B6T5T44HS98W.

PAYÁN S.; SALAZAR J. 2008. Tesis de Grado: Resistencia de la Yuca a la Mosca Blanca por transgénesis. Universidad de San Buenaventura, seccional Cali.

PERRING, TM; COOPER, AD; RODRÍGUEZ, RJ; FARRAR, CA; BELLOWS, TS. 1993. Identification of a Whitefly Species by Genomic and Behavioral Studies. Science 259:74-77.

SENASA /SAG, 2004. Reglamento para la inspección e inocuidad de frutas, vegetales fresca y procesada.

VÁLDEZ A, ORELLANA P, VEITÍA N, TORRES D. 2004. Crecimiento, regeneración y radiosensibilidad de callos de caña de azúcar (*Saccharum spp.* híbrido var. 'SP 70-1284') tratados con radiaciones gamma fuente de ⁶⁰Co. Biotecnología Vegetal 4(3): 165-169

VAZQUEZ, L.; MURGUIDO, C.; ELIZONDO, A.; ELOSEGUI, O.; MORALES, F. 2007. Control biológico de la mosca blanca *Bemisia tabaci*. CIAT, DFID, INISAV Y Tropical White Fly IPM Project.

ZHEN, HR. 2001. Radiation induced variation in potato for tolerance to salinity using tissue culture techniques. Proceeding of final Research Co-ordination Meeting organized by the Joint FAO/IAEA Division of Nuclear Techniques in Food and agriculture and held in Shanghai, China.

X. ANEXOS

Tabla 1. Evaluación del medio de cultivo con las diferentes concentraciones hormonales para la propagación clonal de esquejes de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 (Tratamiento A).

CODIGO	TAMAÑO DE BROTE (cm)	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE	Nº BROTES
T _A 1	5	11	6	2
T _A 2	5	13	7	3
T _A 3	5.5	10	6	2
T _A 4	4.8	13	6	2
T _A 5	4.3	10	7	2
T _A 6	4.5	6	3	3
T _A 7	4	11	6	2
T _A 8	4.5	12	6	2
T _A 9	5.5	10	6	1
T _A 10	5	13	6	2
T _A 11	4.9	9	6	3
T _A 12	4.8	10	6	3
T _A 13	4.5	10	6	2
T _A 14	4	10	8	3
T _A 15	5	10	8	2
T _A 16	5	11	8	3
T _A 17	4.5	6	8	3
T _A 18	3.9	11	7	2
T _A 19	4	13	8	3
T _A 20	4	11	8	3

Tabla 2. Evaluación del medio de cultivo con las diferentes concentraciones hormonales para la propagación clonal de esquejes de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 (Tratamiento C).

CODIGO	TAMAÑO DE BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE	Nº BROTES
TC1	4	6	12	2
TC 2	4	8	12	2

TC 3	3	6	8	1
TC 4	2.5	6	8	2
TC 5	2.8	6	9	1
TC 6	4.8	4	6	1
TC 7	4.3	6	11	1
TC 8	4.5	8	12	2
TC 9	4	8	10	2
TC 10	3	5	8	1
TC 11	2	3	6	1
TC 12	3.5	6	8	1
TC 13	3	6	8	1
TC 14	3.5	6	10	1
TC 15	5.5	9	15	2
TC 16	4	6	8	1
TC 17	5	8	10	1
TC 18	4	8	15	2
TC 19	2	4	10	1
TC 20	2	3	2	2

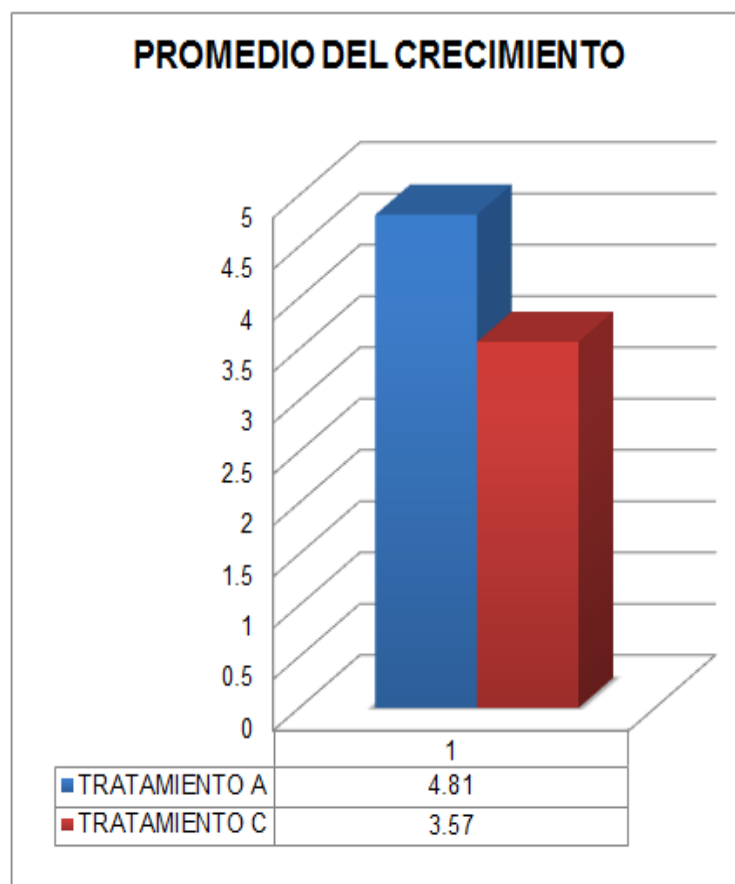


Figura 1. Promedio del crecimiento de las plántulas evaluadas en el T_A y T_C.

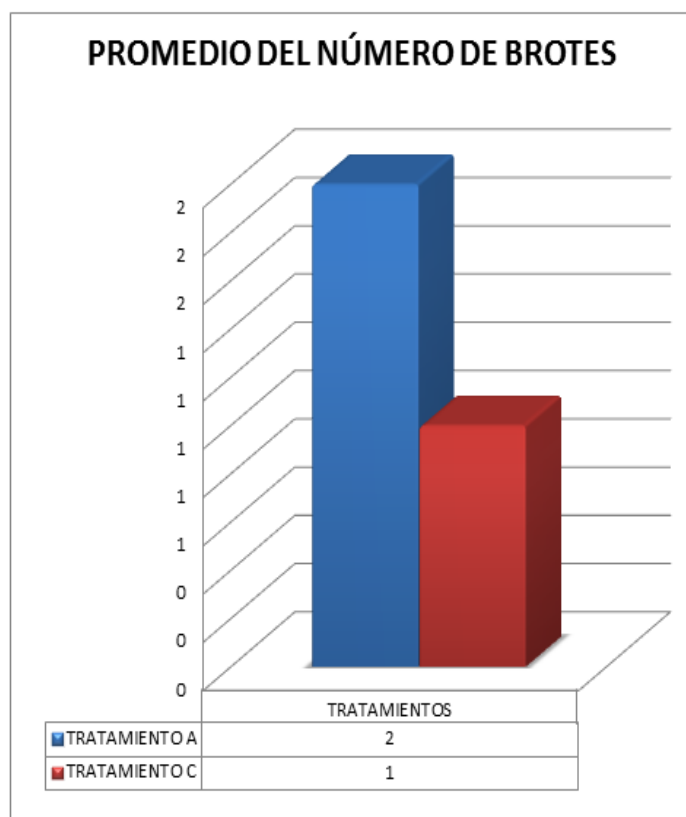


Figura 2. Promedio del número de brotes de las plántulas evaluadas en el T_A y T_C.

Tabla 3. Evaluación de esquejes de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 después de 15 días de haber sido propagados.

TRATAMIENTO 1: TESTIGO				
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE	Nº RAÍCES/ BROTES
R1	1,5	3	4	8
R2	0,8	2	3	4
R3	1,0	2	3	3
R4	1,0	2	4	2
R5	1,4	3	5	7
R6	1,0	4	5	5
R7	0,7	2	4	3
R8	0,6	2	3	2
R9	1,2	3	6	5
R10	1,4	3	5	4
R11	1,5	2	4	10

R12	1,0	4	4	6
R13	1,3	2	3	2
R14	1,0	3	5	5
R15	0,7	2	3	4
R16	0,5	3	3	5
R17	0,5	2	3	3
R18	1,7	2		1
R19	0,7	2	3	2
R20	1,2	3	3	9
R21	1,0	2	2	3
R22	1,0	2	4	5
R23	1,5	1	3	4
R24	0,7	3	4	2
R25	1,0	3	3	9
R26	1,0	2	4	2
R27	1,2	2	5	4
R28	0,5	1	4	7
R29	1,0	3	5	8
R30	1,2	3	4	5
R31	1,0	2	5	9
R32	1,0	2	4	10
R33	1,2	2	4	3
R34	0,9	4	5	8
R35	1,4	3	4	4
R36	1,0	2	4	6
R37	1,2	3	5	4
R38	0,6	2	3	5
R39	0,8	3	3	2
R40	0,9	2	3	2
R41	0,8	3	3	5
R42	0,5	2	2	8
R43	0,8	2	4	8
R44	0,8	2	3	5
R45	0,5	4	4	4
R46	0,8	2	2	3
R47	1,0	2	3	3
R48	1,3	2	3	7
R49	0,6	3	2	6
R50	1,0	2	5	7

TRATAMIENTO 2: 3 HORAS RADIACION UV				
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE	Nº RAÍCES/ BROTES
R1	2,2	4	5	15
R2	1,2	4	5	11
R3	1,8	8	7	7
R4	1,9	5	6	5
R5	1,3	4	4	4
R6	1,5	6	5	7
R7	1,5	5	4	5
R8	1,3	5	5	12
R9	1,3	4	4	4
R10	1,8	5	5	6
R11	0,7	3	5	1
R12	0,5	2	5	4
R13	1,3	1	2	1
R14	1,0	3	2	2
R15	1,6	2	1	4
R16	1,5	3	2	3
R17	2,0	5	3	6
R18	0,7	2	2	6
R19	0,6	3	4	3
R20	1,0	5	7	4
R21	1,2	5	2	5
R22	1,2	2	2	4
R23	1,5	3	3	4
R24	1,6	3	3	5
R25	1,7	3	2	4
R26	1,1	3	2	7
R27	1,8	5	3	4
R28	0,4	3	3	3
R29	0,2	3	2	7
R30	0,5	5	4	7
R31	0,3	4	4	3
R32	1,6	5	1	3
R33	1,0	5	4	1
R34	1,2	4	3	7
R35	1,6	5	4	9
R36	1,1	4	2	9
R37	2,2	6	3	10

R38	2,3	5	2	6
R39	1,5	5	2	3
R40	1,7	3	4	4
R41	1,4	3	3	3
R42	1,0	4	5	5
R43	1,0	3	5	3
R44	1,2	6	4	2
R45	1,2	5	6	6
R46	1,3	6	4	5
R47	0,8	4	4	4
R48	1,5	6	5	3
R49	1,0	5	4	7
R50	1,3	6	2	9

TRATAMIENTO 3: 6 HORAS DE RADIACION UV				
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE	Nº RAÍCES/ BROTES
R1	1,0	4	4	5
R2	1.4	6	4	4
R3	1.3	4	6	5
R4	2.3	6	6	14
R5	1,0	3	4	6
R6	1.5	4	4	8
R7	2.2	5	6	12
R8	1.1	5	3	13
R9	2.2	10	4	12
R10	1.1	4	4	6
R11	0.8	4	4	8
R12	2.2	5	4	13
R13	2.3	6	3	12
R14	2.1	5	4	12
R15	1.2	7	4	6
R16	2,0	6	3	10
R17	2.3	6	3	8
R18	1,8	7	3	15
R19	1,5	2	4	4
R20	0,5	6	4	2
R21	2,3	4	6	3
R22	1,7	5	5	5

R23	1,9	8	5	0
R24	2,1	6	5	9
R25	1,9	6	4	4
R26	1,7	3	4	13
R27	0,5	5	6	6
R28	2,3	6	10	9
R29	2,0	3	6	4
R30	1,8	3	5	10
R31	2,3	5	4	8
R32	1,0	6	5	7
R33	0,4	7	5	6
R34	0,5	6	5	13
R35	1,6	6	5	7
R36	1,7	8	3	7
R37	1,3	8	3	3
R38	0,5	4	7	2
R39	1,6	6	6	7
R40	1,9	5	6	6
R41	1,6	4	5	5
R42	1,9	4	5	6
R43	1,1	3	6	4
R44	1,7	8	5	7
R45	1,1	7	6	7
R46	1,3	8	7	10
R47	0,6	6	4	2
R48	0,8	4	4	2
R49	2,3	5	3	12
R50	1,4	10	4	10

TRATAMIENTO 4: 9 HORAS DE RADIACION UV				
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE	Nº RAÍCES/ BROTES
R1	1,2	7	3	12
R2	1.1	4	4	6
R3	1.2	4	3	8
R4	1.4	4	3	11
R5	0.3	4	3	5
R6	0.9	5	4	8
R7	1.4	7	5	7

R8	1.7	6	5	8
R9	1.3	7	5	7
R10	0.6	4	3	4
R11	1.3	4	2	5
R12	1.1	7	4	9
R13	0.3	3	2	4
R14	1.7	6	4	4
R15	1.4	6	2	6
R16	0.3	2	4	4
R17	0.5	4	4	11
R18	0,5	4	2	1
R19	0,9	4	3	7
R20	1,4	4	1	4
R21	1,7	4	3	7
R22	1,3	4	3	7
R23	0,6	4	3	6
R24	1,3	5	3	0
R25	0,6	1	5	6
R26	1,3	7	1	4
R27	1,3	1	5	15
R28	1,1	10	1	0
R29	0,3	5	6	0
R30	0,5	4	4	5
R31	0,5	4	3	2
R32	1,2	7	4	8
R33	1,0	4	6	4
R34	0,8	4	4	6
R35	1,3	6	4	5
R36	0,6	10	4	1
R37	0,2	7	2	6
R38	1,7	4	2	5
R39	0,5	1	4	2
R40	1,9	4	1	0
R41	0,6	1	2	0
R42	0,5	7	3	6
R43	1,9	2	2	5
R44	0,6	3	4	5
R45	0,5	4	6	2
R46	0,3	4	1	2
R47	1,4	10	5	11

R48	1,0	7	3	8
R49	1,3	5	2	7
R50	0,2	4	3	5

Tabla 4. Evaluación de esquejes de *Ipomoea batatas* (L) Lam. Var. 9 después de 30 días de haber sido propagados.

TRATAMIENTO 1: TESTIGO			
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE
R1	1,30	6	4
R2	2,20	4	4
R3	1,20	5	3
R4	1,30	2	3
R5	1,70	6	3
R6	1,80	6	3
R7	1,50	5	3
R8	2,30	4	4
R9	1,50	5	3
R10	1,80	4	4
R11	1,00	5	3
R12	1,80	6	4
R13	1,00	5	4
R14	2,20	5	4
R15	1,30	5	4
R16	1,50	5	3
R17	1,70	5	4
R18	2,00	5	4
R19	2,30	5	4
R20	1,80	5	4
R21	1,00	7	3
R22	2,20	4	4
R23	1,30	5	3
R24	1,30	5	3
R25	2,20	3	4
R26	1,20	4	3
R27	1,30	5	3
R28	1,70	6	4
R29	1,80	7	4

R30	1,50	6	3
R31	2,30	7	4
R32	1,50	4	3
R33	1,80	5	4
R34	1,00	4	3
R35	1,80	8	4
R36	1,00	4	3
R37	2,20	5	4
R38	1,30	4	3
R39	1,50	5	3
R40	1,70	7	4
R41	2,00	8	4
R42	2,30	7	4
R43	1,80	5	4
R44	1,00	6	3
R45	2,20	8	4
R46	1,30	6	3
R47	1,30	5	3
R48	2,20	4	4
R49	1,20	7	3
R50	1,30	6	3

TRATAMIENTO 2: 3 HORAS RADIACION UV			
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE
R1	3,20	15	2
R2	2,00	3	11
R3	3,70	12	7
R4	3,30	12	9
R5	3,90	12	9
R6	3,70	16	7
R7	3,30	10	7
R8	3,70	11	9
R9	3,40	13	9
R10	3,50	11	4
R11	1,50	8	5
R12	1,80	15	4
R13	2,20	6	5
R14	2,20	9	4
R15	3,30	10	5

R16	3,10	11	6
R17	4,10	14	7
R18	3,30	8	9
R19	2,00	5	6
R20	1,70	4	4
R21	1,70	8	4
R22	2,00	8	8
R23	1,70	8	6
R24	3,30	12	6
R25	3,10	15	10
R26	4,10	12	12
R27	3,30	10	10
R28	2,00	12	8
R29	1,70	6	10
R30	3,30	7	4
R31	2,90	10	4
R32	2,70	7	5
R33	3,20	10	5
R34	3,40	6	9
R35	3,90	7	5
R36	3,30	9	6
R37	3,70	8	8
R38	1,70	12	6
R39	2,00	11	10
R40	2,70	9	11
R41	1,90	9	8
R42	3,30	10	8
R43	2,20	9	8
R44	2,70	7	5
R45	3,40	9	6
R46	4,10	11	10
R47	4,90	12	4
R48	4,90	7	7
R49	3,10	9	5
R50	3,50	8	5

TRATAMIENTO 3: 6 HORAS DE RADIACION UV			
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE
R1	4,20	12	8

R2	4,00	12	6
R3	4,00	8	7
R4	4,3	14	11
R5	5,40	9	6
R6	4,00	10	6
R7	5,50	16	13
R8	5,20	15	10
R9	5,00	16	13
R10	5,50	16	8
R11	4,50	9	9
R12	5,30	12	12
R13	5,50	14	11
R14	5,30	14	8
R15	5,40	10	8
R16	4,00	10	9
R17	5,60	14	8
R18	5,30	12	12
R19	5,10	16	4
R20	5,30	6	13
R21	5,00	15	8
R22	5,00	11	12
R23	5,80	14	10
R24	5,20	14	10
R25	5,00	16	11
R26	5,30	12	6
R27	5,00	8	11
R28	5,30	15	12
R29	5,20	14	10
R30	5,50	12	8
R31	5,00	10	9
R32	5,90	16	11
R33	5,40	14	5
R34	5,50	6	4
R35	5,20	12	10
R36	5,80	8	8
R37	5,60	15	12
R38	5,50	14	11
R39	5,30	12	10
R40	5,20	10	10
R41	5,90	14	9

R42	5,40	16	10
R43	5,00	15	10
R44	5,00	8	10
R45	5,50	10	15
R46	5,80	10	8
R47	5,20	10	5
R48	5,00	12	8
R49	5,50	10	10
R50	5,30	15	7

TRATAMIENTO 4: 9 HORAS DE RADIACION UV			
REPETICIÓN	TAMAÑO DEL BROTE	Nº HOJAS/ BROTE	Nº NUDOS/ BROTE
R1	3,10	8	3
R2	3,10	12	3
R3	3,80	10	3
R4	3,00	13	4
R5	2,30	7	2
R6	2,80	9	2
R7	2,90	11	2
R8	2,90	16	2
R9	2,50	15	2
R10	2,60	8	2
R11	2,20	9	2
R12	2,50	9	2
R13	2,10	12	2
R14	1,50	7	3
R15	1,70	10	3
R16	1,20	9	2
R17	1,00	6	3
R18	1,80	8	4
R19	2,60	7	2
R20	2,30	10	4
R21	2,10	9	4
R22	2,30	9	2
R23	2,40	7	2
R24	2,50	14	2
R25	2,30	6	3
R26	2,90	16	4
R27	1,20	16	2

R28	2,80	5	2
R29	3,00	3	3
R30	2,60	12	4
R31	2,50	7	4
R32	2,40	16	2
R33	1,50	5	2
R34	1,20	4	3
R35	1,50	6	3
R36	2,50	8	2
R37	2,60	8	2
R38	2,30	5	2
R39	1,50	6	3
R40	1,10	5	2
R41	1,90	9	2
R42	1,10	4	2
R43	1,20	4	2
R44	2,30	8	2
R45	2,80	12	3
R46	3,00	16	4
R47	2,40	16	4
R48	2,00	12	4
R49	2,50	8	4
R50	1,30	5	4

Tabla 5. Evaluación del daño producido por *B. tabaci* en plantas de camote

REPETICIÓN	TRATAMIENTO 1	TRATAMIENTO 2	TRATAMIENTO 3	TRATAMIENTO 4
R1	3	3	2	-
R2	5	4	2	-
R3	5	4	2	-
R4	4	4	2	-
R5	3	2	1	-
R6	3	3	2	-
R7	6	5	3	-
R8	5	4	2	-
R9	4	2	1	-
R10	6	2	1	-
R11	6	3	1	-
R12	6	5	2	-

R13	5	4	2	-
R14	4	4	3	-
R15	4	4	2	-
R16	4	4	2	-
R17	5	4	2	-
R18	3	4	4	-
R19	3	3	2	-
R20	4	5	1	-
R21	5	2	1	-
R22	6	2	1	-
R23	6	2	1	-
R24	6	6	1	-
R25	4	2	1	-
R26	4	2	2	-
R27	5	3	1	-
R28	5	5	1	-
R29	5	5	2	-
R30	6	4	2	-
R31	5	6	1	-
R32	4	2	3	-
R33	4	3	2	-
R34	4	3	2	-
R35	4	3	1	-
R36	4	2	4	-
R37	5	2	1	-
R38	5	2	3	-
R39	6	2	3	-
R40	6	2	2	-
R41	6	2	2	-
R42	6	2	2	-
R43	6	6	1	-