



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO**

---



*Centro Universitario UAEM Tenancingo*

*Ingeniero Agrónomo en Floricultura*

**Control de Fungus gnat durante el enraizamiento *ex vitro* de esquejes de planta  
de papa**

**T E S I S**

**Q U E P R E S E N T A**

**MANUEL RODRIGO MONROY MEJIA**

**Directora**

**Dra. Elizabeth Urbina Sánchez**

**Asesor**

**Dr. Luis Miguel Vázquez García**

**Tenancingo, Estado de México**

**Febrero de 2019**

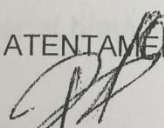
Tenancingo, México a 14 de noviembre de 2016

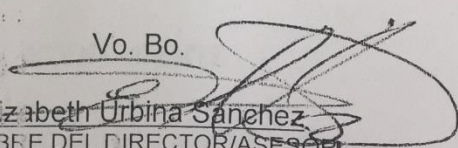
L. EN REI. ELIZABETH ESTEFANIA BRITO GARCÍA  
JEFA DEL DEPARTAMENTO DE  
EVALUACIÓN PROFESIONAL DEL  
CENTRO UNIVERSITARIO TENANCINGO

PRESENTE

El que suscribe C. Manuel Rodrigo Monroy Mejía alumno (a) con número de cuenta 1227804 del 9<sup>no</sup> semestre de la licenciatura de Ingeniero Agrónomo en Floricultura, solicito la revisión y registro de mi protocolo de investigación cuyo título es: **CONTROL DE FUNGUS GNAT DURANTE EL ENRAIZAMIENTO *ex vitro* DE PROPÁGULOS DE PAPA (*Solanum tuberosum*) VAR. ADORA SELECCIÓN**", bajo la dirección de la Dra. Elizabeth Urbina Sánchez.

ATENTAMENTE

  
Manuel Rodrigo Monroy Mejía  
NOMBRE DEL ALUMNO(A)

Vo. Bo.  
  
Elizabeth Urbina Sánchez  
NOMBRE DEL DIRECTOR/ASESOR



Universidad Autónoma del Estado de México

Centro Universitario Tenancingo

Tenancingo, Edo. de Mex., México a 19 de junio de 2017

L. en R.E.I. PAOLA YATZIRI AYALA FRANCO  
JEFA DEL DEPARTAMENTO DE EVALUACIÓN  
PROFESIONAL CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO

La que suscribe informa sobre la Designación de REVISARO del protocolo de investigación en modalidad de tesis titulada: **CONTROL DE FUNGUS GNAT DURANTE EL ENRAIZAMIENTO *ex vitro* DE PROPAGULOS DE PAPA (*Solanum tuberosum*)**, presentada por Manuel Rodrigo Monroy Mejía, de la licenciatura en Ingeniero Agrónomo en Floricultura con número de cuenta 1227804.

Que el dictamen es: **APROBADO CON COMENTARIOS.**

Los comentarios están integrados al documento, y básicamente poner atención en términos tales como propágalo y plántula. Revisar que en materiales y métodos quede claro con que material biológico trabajará.

Sin otro particular quedo de Usted:

ATENTAMENTE

DRA. MARTHA ELENA MORA HERRERA  
PROFESORA DE TIEMPO COMPLETO  
CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO

Tenancingo, Estado de México, a 06 de septiembre de 2018.

L. en R.E.I. PAOLA YATZIRI AYALA FRANCO  
JEFA DEL DEPARTAMENTO DE EVALUACION PROFESIONAL  
CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO  
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

PRESENTE.

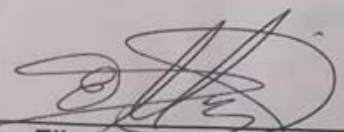
Por medio de la presente le comunicamos a Usted que el **C. Manuel Rodrigo Monroy Mejía**, con número de cuenta **1227804**, pasante de la carrera de **Ingeniero Agrónomo en Floricultura** del Centro Universitario UAEM Tenancingo, ha concluido satisfactoriamente su trabajo de tesis titulado: **"Control de Fungus Gnat durante el enraizamiento ex vitro de esquejes de planta de papa"**; bajo la dirección de la **Dra. Elizabeth Urbina Sánchez** y el asesoramiento del **Dr. Luis Miguel Vázquez García**.


Sin más por el momento nos despedimos de Usted agradeciendo de antemano la atención que sirva prestar a este.

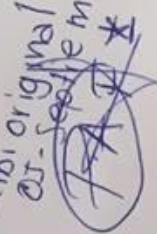
ATENTAMENTE

Patria, ciencia y trabajo

"2018, Año del 190 Aniversario de la Universidad Autónoma del Estado de México"

  
Dra. Elizabeth Urbina Sánchez  
Directora de Tesis

  
Dr. Luis Miguel Vázquez García  
Asesor de Tesis

Recibi original Titulación  
07-Septiembre-2018  




Tenancingo, México a 23 de septiembre de 2018

L. en R.E.I. PAOLA YATZIRI AYALA FRANCO  
JEFA DEL DEPARTAMENTO DE EVALUACIÓN PROFESIONAL  
CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO  
P R E S E N T E:

Por este conducto remito a usted el dictamen de la revisión del trabajo de investigación en modalidad de tesis titulado: **Control de Fungus Gnat durante el enraizamiento ex vitro de esquejes de plantas de papa**. Presentado por Manuel Rodrigo Monroy Mejía con número de cuenta 1227804.


Dictamen: **Aprobado con comentarios.**

Sugerencias y Observaciones.

1. Atender las observaciones marcadas en el texto.
2. En bibliografía.
  - g) Homogenizar la forma de citar la bibliografía.
  - h) Completar los datos faltantes de las citas.

Sin otro particular, quedo a sus órdenes.

ATENTAMENTE

  
DR. ROMULO GARCIA VELASCO  
PROFESOR-INVESTIGADOR DEL  
CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO

C.c.p. Archivo

Tenancingo, Estado de México; a 16 de noviembre de 2018.

MARÍA EUGENIA VALDEZ PEREZ  
SUBDIRECTORA ACADÉMICA DEL CENTRO  
UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO  
Presente:

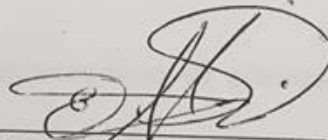
Por medio de la presente le solicitamos de la manera más atenta la revocación del Revisor de la tesis titulada "Control de Fungus Gnat durante el enraizamiento ex vitro de esquejes de planta de papa", del alumno Manuel Rodrigo Monroy Mejía con número cuenta 1227804, ya que se hizo entrega del documento al Departamento de Titulación el día 6 de septiembre de 2018 y de acuerdo al CAPÍTULO SEGUNDO DEL ASESOR Y REVISORES DEL TRABAJO ESCRITO, Y DEL JURADO PARA LA SUSTENTACIÓN. Artículo 88. Podrá ser nombrado asesor o revisor de un trabajo escrito, o integrante del jurado para la sustentación del mismo, cualquier integrante del personal académico ordinario de la Universidad, que sea preferentemente definitivo, cuente con los conocimientos y experiencia profesional en el área relacionada con el trabajo, y **disponibilidad de tiempo para asumir esta responsabilidad**. En tanto que el CAPÍTULO TERCERO DE LA REALIZACIÓN DEL TRABAJO ESCRITO Y DE SU REVISIÓN. Artículo 95. El análisis por los revisores **deberá realizarse en un lapso de diez días inaplazables**, contados a partir de la recepción del trabajo escrito.

Sin más nos despedimos de Usted agradeciendo de antemano la atención que sirva prestar a esta.

ATENTAMENTE



MANUEL RODRIGO MONROY MEJÍA  
PASANTE DE LA LICENCIATURA DE  
ING. AGRÓNOMO EN FLORICULTURA



DRA. ELIZABETH URBINA SÁNCHEZ  
DIRECTORA DE TESIS

Tenancingo, Estado de México, a 16 de noviembre de 2018.

L. en R.E.I. PAOLA YATZIRI AYALA FRANCO  
JEFA DEL DEPARTAMENTO DE EVALUACION PROFESIONAL  
CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO  
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

**P R E S E N T E.**

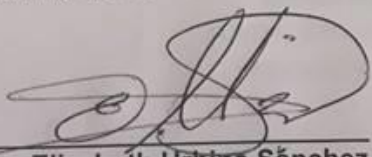
Por medio de la presente le comunicamos a Usted que el **C. Manuel Rodrigo Monroy Mejía**, con número de cuenta **1227804**, pasante de la carrera de **Ingeniero Agrónomo en Floricultura** del Centro Universitario UAEM Tenancingo, ha realizado las correcciones de los revisores y ha concluido satisfactoriamente su trabajo de tesis titulado: **“Control de Fungus gnat durante el enraizamiento ex vitro de esquejes de planta de papa”**; bajo la dirección de la **Dra. Elizabeth Urbina Sánchez** y el asesoramiento del **Dr. Luis Miguel Vázquez García**.

Sin más por el momento nos despedimos de Usted agradeciendo de antemano la atención que sirva prestar a este.

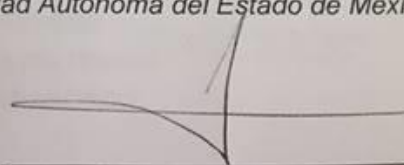
**ATENTAMENTE**

Patria, ciencia y trabajo

*“2018, Año del 190 Aniversario de la Universidad Autónoma del Estado de México”*



**Dra. Elizabeth Urbina Sánchez**  
Directora de Tesis



**Dr. Luis Miguel Vázquez García**  
Asesor de Tesis



Universidad Autónoma del Estado de México

Centro Universitario Tenancingo

Tenancingo, Estado de México; 16 de Noviembre de 2018.

**MANUEL RODRIGO MONROY MEJÍA**  
**PASANTE DE INGENIERO AGRONOMO EN FLORICULTURA**  
***PRESENTE***

Por este conducto comunico a Usted, que con base en el Reglamento de Facultades y Escuelas Profesionales de la UAEM que en su Capítulo VIII artículo 120, 121 y 122, así como el Reglamento de Opciones de Evaluación Profesional de la UAEM Capítulo I artículo 6º, puede proceder a realizar la elaboración en formato electrónico del trabajo de Tesis, **"Control de Fungus gnat durante el enraizamiento *ex vitro* de esquejes de planta de papa"** y continuar con los trámites y requisitos requeridos para efecto de poder sustentar su examen profesional y obtener el título de **INGENIERO AGRONOMO EN FLORICULTURA**.

Sin otro particular, quedo a sus apreciables órdenes.

**ATENTAMENTE**  
**PATRIA, CIENCIA Y TRABAJO**

*"2018, Año del 190 Aniversario de la Universidad Autónoma del Estado de México"*



**MARIA EUGENIA VALDÉZ PÉREZ** Centro Universitario  
**SUBDIRECTORA ACADÉMICA DEL CENTRO** FM Tenancingo  
**UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO**

c.c.p. Archivo PYAF/DEP

Departamento de Titulación







### CARTA DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR

El que suscribe **MANUEL RODRIGO MONROY MEJÍA** autor del trabajo escrito de evaluación profesional en modalidad de Tesis: **“Control de Fungus gnat durante el enraizamiento *ex vitro* de esquejes de planta de papa”**. Por medio de la presente con fundamento en lo dispuesto en los artículos 5, 18, 24, 25, 27, 30, 32 y 148 de la Ley Federal de Derechos de Autor, así como los artículos 35 y 36 fracción II de la Ley de la Universidad Autónoma del Estado de México; manifiesto mi autoría y originalidad de la obra mencionada que se presentó en Centro Universitario UAEM Tenancingo para ser evaluado con el fin de obtener el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo en Floricultura.

Así mismo expreso mi conformidad de ceder los derechos de reproducción, difusión y circulación de esta obra, en forma **NO EXCLUSIVA**, a la Universidad Autónoma del Estado de México; se podrá realizar a nivel nacional e internacional, de manera parcial o total a través de cualquier medio de información que sea susceptible para ello, en una o varias ocasiones, así como en cualquier soporte documental, todo ello siempre y cuando sus fines sean académicos, humanísticos, tecnológicos, históricos, artísticos, sociales, científicos u otra manifestación de la cultura.

Entendiendo que dicha cesión no genera obligación alguna para la Universidad Autónoma del Estado de México y que podrá o no ejercer los derechos cedidos.

Por lo que el autor da su consentimiento para la publicación de su trabajo escrito de evaluación profesional.

a) Texto completo

b) Por capítulos

c) Solamente portada y tabla de contenido

Se firma presente en la ciudad de Tenancingo Estado de México, a los dieciséis días de Noviembre de 2018.

Nombre y firma de conformidad

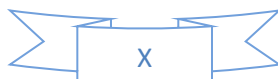
## DEDICATORIA

El presente trabajo de investigaciones es dedicado principalmente a Dios, por ser el inspirador y darme fuerza para continuar en este proceso de obtener uno de los anhelos más deseados.

A mis padres Javier Monroy y Rosalina Mejia, por su amor, trabajo y sacrificio en todos estos años, gracias a ustedes he logrado llegar hasta aquí y convertirme en lo que soy. Ha sido un orgullo y un privilegio ser su hijo, son los mejores padres.

A mi hermana Millenia por estar siempre presente, acompañándome y por el apoyo moral, que me brindo a lo largo de esta etapa de mi vida.

A todas las personas que me han apoyado y han hecho que el trabajo se realice con éxito en especial a aquellos que me abrieron las puertas y compartieron sus conocimientos.



## AGRADECIMIENTOS

Me van a faltar páginas para agradecer a las personas que se han involucrado en la realización de este trabajo, sin embargo merecen reconocimiento especial mi Madre y mi Padre que con su esfuerzo y dedicación me ayudaron a culminar mi carrera universitaria y me dieron el apoyo suficiente para no decaer cuando todo parecía complicado e imposible.

Asimismo, agradezco infinitamente a mi hermana que con sus palabras me hacía sentir orgulloso de lo que soy y de lo que le puedo enseñar. Ojala algún día yo me convierta en su fuerza para que puedan seguir avanzando en su camino.

De igual forma, agradezco a mi Directora de Tesis Dra. Elizabeth Urbina Sánchez, a mi Asesor Dr. Luis Miguel Vázquez García y Revisores Dr. Romulo Garcia Velasco y Dra. Martha Elena Mora Herrera, que gracias a sus consejos y correcciones hoy puedo culminar este trabajo. A mis Profesores que me han visto crecer como persona, y gracias a sus conocimientos hoy puedo sentirme dichoso y contento.

Finalmente a la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. por abrirme las puertas y dejarme ser uno más en su equipo de trabajo, pero en especial a Manuel J. Villarreal Galicia por su amistad y apoyo incondicional durante toda mi formación y en la elaboración de esta investigación.

## RESUMEN

Con el objetivo de controlar Fungus gnat (*Bradysia difformis*) durante el enraizamiento *ex vitro* de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum* L.) dentro del área de enraizamiento de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L., dedicada a la producción de semilla de papa, se realizó el estudio en el siguiente orden, primero se inició con la colecta e identificación de ejemplares del insecto plaga, la cual fue identificada como: *Bradysia difformis*. En seguida se hicieron diferentes pruebas a diferentes concentraciones de enraizadores (Hormovit® y Raizal 400®) y sustratos como control cultural, obteniéndose la mejor calidad de planta con el tratamiento de fibra de coco y 0.1 g·L<sup>-1</sup> de Raizal 400®. Después de obtener plantas de calidad se hicieron pruebas con dos productos amigables con el ambiente: VectoBac® (*Bacillus Thuringensis* var. *Israelensis*) y Azanim® (Azadiractina 3% CE) a diferentes dosis (0.5, 1.0, 2.5 y g·L<sup>-1</sup> o mL·L<sup>-1</sup>, según el caso) y testigo. El control químico se realizó con una mezcla de tres productos: HERALD ® (Fenpropatrin), AMBUSH 34® (Permetrina) más TIRANO 200 CE® (Cipermetrina) a una dosis de 0.5 mL·L<sup>-1</sup> de cada uno y, se comparó con VectoBac® a una dosis de 2.5 g·L<sup>-1</sup>, que resultó ser el insecticida y la concentración más eficiente en el control de Fungus gnat. Las aplicaciones de dichos productos se realizaron bajo invernadero plagado. Se realizaron cuatro aplicaciones, una por semana en aspersion al igual que los conteos de plantas (% de mortandad y/o sobrevivencia). Una vez realizadas las pruebas con los insecticidas se aplicó el mejor producto en el área de enraizamiento de la empresa y finalmente se colocaron trampas para evaluar el índice de población y el conteo de hembras y machos en el área de enraizamiento de Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L., en todas las semanas se obtuvo una relación de 2:1 machos:hembras (66:33

machos:hembras). Finalmente se erradicó *Bradysia difformis* en el lugar, con una quinta aplicación.

# INDICE

1. INTRODUCCIÓN .....	1
1.1. Justificación .....	2
1.1.1. Objetivo general.....	3
1.1.2. Objetivos particulares .....	3
1.2. Hipótesis.....	4
2. REVISION DE LITERATURA .....	5
2.1. Origen y distribución del cultivo de papa .....	5
2.2. Importancia económica.....	5
2.3. La producción de tubérculo-semilla de papa.....	6
2.3.1. Producción <i>in vitro</i> de esquejes de plantas de papa .....	7
2.4. Las plagas y su control .....	11
2.4.1. Control mecánico.....	12
2.4.2. Control físico.....	13
2.4.3. Control cultural .....	14
2.4.4. Control biológico .....	15
2.4.5. Control etológico.....	15
2.4.6. Control genético.....	16
2.4.7. Control legal .....	16
2.4.8. Control químico .....	16
2.4.9. Manejo integrado de plagas (MIP).....	17
2.5. Principales plagas en el cultivo de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) .....	17
2.6. Orden díptera, características generales.....	17
2.6.1 Morfología .....	18
2.7. <i>Bradysia</i> sp. (Fungus gnat, mosca prieta, mosca del mantillo ó mosca del hongo).....	22
2.8. Clasificación taxonómica de Fungus gnat .....	22
2.7.1. Ciclo de vida.....	23
2.7.2. Descripción física de la mosca negra “Fungus gnat” .....	24
3. MATERIALES Y MÉTODOS .....	26
3.1. Colecta del material vegetal.....	26
3.2. Colecta del material entomológico .....	26
3.3. Identificación de mosca negra (Fungus gnats), <i>Bradysia</i> sp. ....	26

3.4. Control cultural .....	27
3.5. Control biológico, orgánico y químico.....	28
4. RESULTADOS Y DISCUSION .....	31
5. CONCLUSIONES.....	73
6. BIBLIOGRAFÍA.....	74
7. ANEXOS.....	83

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Ciclo biológico de la mosca negra “Fungus gnat” .....	24
Figura 2	Establecimiento de plántulas dentro de invernadero para su infestación.....	29
Figura 3	Elaboración de trampas amarillas para el conteo de hembras y machos.....	30
Figura 4	Adulto y aparato reproductor de macho y hembra de <i>Bradysia difformis</i> .....	32
Figura 5	Cabeza de adulto de <i>Bradysia difformis</i> vista lateral y frontal.....	34
Figura 6	Tipo de alas de adulto de <i>Bradysia difformis</i> .....	36
Figura 7	Aparato locomotor de adulto de <i>Bradysia difformis</i> .....	38
Figura 8	Larva (A), Larva alimentándose de tallos (B), Daños en hojas ocasionados por Fungus gnat en esquejes de plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) (C), y Apareamiento de hembra y macho (D).....	40
Figura 9	Muestra los resultados sin Hormovit® en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	53
Figura 10	Muestra los resultados de Hormovit® a 1.0 mL.L-1 en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	54
Figura 11	Muestra los resultados de Hormovit® a 1.5 mL.L-1 en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	55
Figura 12	Muestra los resultados de Raizal 400® a 0 g.L-1 en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	56
Figura 13	Muestra los resultados de Raizal 400® a 0.1 g.L-1 en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	57
Figura 14	Muestra los resultados de Raizal400® a 0.5 g.L-1 en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	58
Figura 15	Muestra los resultados de Raizal 400® a 1.0 g.L-1 en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	59
Figura 16	Muestra los resultados de Raizal 400® a 1.5 g.L-1 en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).....	60
Figura 17	Daños por intoxicación de Azadiractina en plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ).....	62
Figura 18	Testigos del análisis para el control de Fungus gnat.	66
Figura 19	Efecto de VectoBac® a diferentes concentraciones para el control de Fungus gnat.....	67



Figura 20	Efecto de Azanim a diferentes concentraciones para el control de Fungus gnat.....	68
Figura 21	Efecto del producto químico a la dosis recomendada para el control de Fungus gnat.....	69
Figura 22	Trampas para evaluar el índice de población y el conteo de hembras y machos en el área de enraizamiento de esquejes de plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. ....	70

## ÍNDICE DE GRAFICOS

Grafica 1	Efecto del sustrato sobre el tamaño de raíz en plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro.....	41
Grafica 2	Efecto de la hormona sobre el tamaño de raíz en plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) var. Adora Selección, enraizados ex vitro.....	42
Grafica 3	Efecto de la interacción sustrato*hormona sobre el tamaño de raíz en plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro.....	44
Grafica 4	Efecto del sustrato sobre la altura de planta en esquejes de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro.....	45
Grafica 5	Efecto de la hormona sobre la altura de planta en esquejes de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro.....	46
Grafica 6	Efecto del sustrato y la hormona sobre la altura de planta en esquejes de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro...	48
Grafica 7	Efecto del sustrato sobre el porcentaje de mortandad en plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro...	49
Grafica 8	Efecto de la hormona sobre el porcentaje de mortandad en plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro...	50
Grafica 9	Efecto del sustrato y la hormona sobre el porcentaje de mortandad en planta de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) enraizados ex vitro.....	52
Grafica 10	Efecto del uso de productos orgánicos sobre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad en esquejes de plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ).....	61
Grafica 11	Efecto del uso de las dosis de productos orgánicos sobre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad en esquejes de plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ).....	63
Grafica 12	Efecto de la interacción, producto x dosis sobre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad en esquejes de plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ).....	64
Grafica 13	Prueba de contrastes ortogonales entre los productos VectoBac®, Químico y Azanim.....	65
Grafica 14	Efecto del producto VectoBac® a 2.5 g.L-1 en el área de enraizamiento de esquejes de plantas de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L...	70
Grafica 15	Disminución de la población entre hembras y machos con el efecto del producto VectoBac® a 2.5 g.L-1 en el área de enraizamiento de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. ....	71
Grafica 16	Porcentaje de hembras y machos que se obtuvieron en el conteo en el área de enraizamiento de esquejes de planta de papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ) de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. ....	72

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1	Clasificación de los tubérculos por calibre obtenidos en invernadero de acuerdo a Lorence et al. (1997); Valdés y Moreno (1999).....	11
Cuadro 2	Sustratos, enraizadores comerciales y concentración de los productos evaluados en la producción de esqueje de planta de papa, ex vitro.....	27

## 1. INTRODUCCIÓN

La papa (*Solanum tuberosum* L.), pertenece a la familia de las solanáceas fue cultivada por primera vez entre los años 8000 y 5000 a. C, en la región de los Andes del sur de Perú. Se ha extendido alrededor del mundo convirtiéndose en un alimento básico, de alto consumo a nivel mundial. Entre los principales países productores se ubican: China, Rusia, India, E.U.A, Ucrania, Polonia, Alemania, Belarus, Francia con una superficie cosechada de 19,327,731 ha, con un rendimiento promedio de 16.8 t ha<sup>-1</sup>. En México se producen cerca de 1,780,350 toneladas, con un consumo per cápita de 16.2 kg por año. Siendo los principales estados productores Sinaloa, Sonora, Chihuahua, Estado de México, Puebla, Nuevo León, Veracruz, Guanajuato y Michoacán.

La forma de propagación del cultivo varían en función de los intereses de los productores, siendo la micropropagación una de las técnicas más empleadas. La aplicación de estas técnicas tiene aún determinados problemas, que limitan su uso generalizado y no garantizan totalmente las condiciones para el posterior desarrollo de las plántulas derivadas en ambientes naturales. Entre sus ventajas están la propagación a gran escala, acortamiento de tiempo, alta calidad de material vegetal, propagación de plantas con bajos índices de reproducción y producción de plantas libre de plagas.

La mosca negra conocida como “Fungus gnat” se ha convertido en grave problema en la producción de plántulas y cultivos de papa bajo invernadero, por los altos niveles humedad que prevalecen en estos lugares, y el uso sustratos donde se cultivan las plántulas tales como: mezcla de compost, turba de coco y el aserrín, con alto contenido de materia orgánica, al igual que medios inorgánicos, tales como lana de roca y perlita;

el uso repetido de los medios de cultivos empeora la situación, ya que el nivel de materia orgánica contenida aumenta en cada uso. Las larvas de Fungus gnat se alimentan de materia orgánica, hongos y algas además de raíces, esquejes y plantas haciendo galerías en sus tallos, son vectores de bacterias y hongos. Se han encontrado en la superficie del sustrato o en las cubiertas plásticas del invernadero, puede llegar a causar daño en diferentes condiciones climáticas, en suelos con escaso drenaje exceso de fertilización y alto contenido de materia orgánica.

Existen productos comerciales disponibles para el control de Fungus gnat, estos deben de ser usados durante el cultivo. Cabe mencionar que las aplicaciones no afectan a los huevos o pupas. Por la baja eficiencia de los insecticidas, es necesario realizar varias aplicaciones de los plaguicidas. Sin embargo el mal manejo de los productos químicos y altas dosis puede generar resistencia de la plaga. Las prácticas culturales como higiene durante el cultivo, buen drenaje, adecuada fertilización; son otra forma de control de Fungus gnat, ya que se disminuirá su incidencia. Para la plantación de un nuevo cultivo es esencial que el invernadero este limpio, libre de algas y desechos verdes, se debe limpiar los canales de irrigación con cloro ya que son la principal fuente de alimento del Fungus gnat.

### 1.1. Justificación

La empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L., dedicada a la producción de semilla de papa (mini-tuberculos), a nivel nacional. Para realizar este proceso obtiene esquejes de plantas de papa *in vitro* para posteriormente establecerlos bajo condiciones asépticas en charolas para su enraizamiento *ex vitro* en un sustrato orgánico, con el fin de obtener un

mayor número de plántulas de calidad a un menor costo. Sin embargo, al realizar este proceso ha existido la alta incidencia de Fungus gnat, a pesar del uso de pesticidas para el control de plagas y enfermedades. Aunque esta plaga no ha sido reportada como un problema en papa, actualmente la empresa ha tenido dificultades con la proliferación de ésta, debido al uso de sustratos orgánicos, disminuyendo hasta en un 80 % la producción de plántulas.

La empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L., en responsabilidad con el cuidado del ambiente y disminución de Fungus gnat en papa ha surgido la necesidad de investigar sobre e control adecuado de Fungus gnat, haciendo un manejo amigable con el medio como: control biológico (*Bacillus thuringensis var. israelensis*) control orgánico (extracto de neem Azaridactina al 3 % CE) y con el control cultural (manejo adecuado del sustrato y fertilización), con el fin de disminuir la población de la plaga y por consecuencia los daños causados en la propagación *ex vitro* de plantas de papa (*Solanum tuberosum L.*).

#### 1.1.1. Objetivo general

Controlar Fungus gnat durante el enraizamiento *ex vitro* de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum L.*).

#### 1.1.2. Objetivos particulares

1. Controlar mediante prácticas culturales, como: nutrición y manejo del sustrato; la incidencia de Fungus gnat durante el enraizamiento *ex vitro* de esquejes de plantas de papa.
2. Realizar la identificación taxonómica de Fungus gnat.

3. Controlar Fungus gnat mediante el uso de productos orgánico, biológico y químico durante el enraizamiento *ex vitro* de esquejes de plantas de papa.

4. Evaluar el comportamiento poblacional de Fungus gnat dentro el área de enraizamiento de agrícola Villarreal, S.P.R de R.L, con el producto que mejor resultado arroje.

## 1.2. Hipótesis

Mediante el uso del control cultural (manejo de sustrato y fertilización), biológico (*Bacillus thuringensis var. Israelensis*) y orgánico (extracto de neem) se controlará la población y por consecuencia los daños causados por Fungus gnat en la propagación de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum* L.).

## 2. REVISION DE LITERATURA

### 2.1. Origen y distribución del cultivo de papa

La papa (*Solanum tuberosum* L.) es originaria de la cordillera de los Andes, en el altiplano andino, y puede ser encontrada hasta los 4300 msnm. Se considera que *Solanum tuberosum* 'Andigenum' se originó en el sur de Perú, en los límites de Bolivia a partir del complejo *Solanum brevicaulis*, y la especie *tuberosum* en las tierras bajas de la parte central de Chile (Spooner *et al.*, 2005).

En América se reportan alrededor de 200 especies de papas silvestres, y en el suroeste de Estados Unidos y Centro América, generalmente se encuentran en altitudes que van de 460 msm a 3000 msnm y a temperaturas de 12 a 25 °; mientras que en Sudamérica se localizan a lo largo de los Andes desde Venezuela hasta el noroeste de Argentina y en las tierras bajas de Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay y el sureste de Brasil (Hawkes, 1994). Sin embargo en México, Bolivia y el norte de Argentina se ha considerado como centros de diversificación de las papas silvestres (Hawkes, 1990).

La mayoría de especies crecen en los Andes, algunas de ellas se desarrollan en México (Spooner *et al.*, 2004), y se localizan en todos los estados, con excepción de Baja California, Campeche, Tabasco, Quintana Roo y Yucatán (Villa y Rodríguez, 2010).

### 2.2. Importancia económica

La papa está ubicada entre los primeros cuatro cultivos de mayor importancia en el mundo, sólo después del arroz (*Oriza sativa* L.), trigo (*Triticum aestivum* L.) y maíz (*Zea*



*mays* L.) con una producción de 320,711,961 t, de las cuales, 169,477,301 t son producidas en Asia, Oceanía, África y América Latina (FAOSTAT, 2008).

En el año 2007 la superficie cosechada con esta especie fue de 19,327,731 ha en 149 países, y los principales productores fueron China (72,040,000 t), Rusia (36,784,200 t), India (26,280,000 t), Estados Unidos (20,373,267 t), Ucrania (19,102,300 t), Polonia (11,791,072 t), Alemania (11,643,769 t), Belarús (8,743,976 t) y Francia (6,271,000 t) con un consumo per cápita mucho mayor en Rusia (142 kg) que en los otros países (34 kg). El rendimiento es fluctuante de una región a otra y puede ser de 11 t ha<sup>-1</sup> en países africanos) a 37 t ha<sup>-1</sup> en Estados Unidos, y un promedio mundial de 16.6 t ha<sup>-1</sup> (FAOSTAT, 2008).

En México se siembran 63,893 ha; 65 % se ubican en condiciones de riego con rendimientos promedio de 29.5 t ha<sup>-1</sup>, y 35 % corresponde a condiciones de temporal, cuyos rendimientos promedio son de 16.5 t ha<sup>-1</sup>. De la producción total (1,780,350 t), el 17, 25 y 58 % son destinados para semilla, la industria y consumo en fresco, respectivamente; con 16.2 kg de consumo per cápita. Los principales estados productores son Sinaloa, Sonora, Chihuahua, Estado de México, Puebla, Nuevo León, Veracruz, Guanajuato y Michoacán (CONPAPA, 2010).

### 2.3. La producción de tubérculo-semilla de papa

El término "cultivo *in vitro*" se define como el cultivo de plantas o de alguna de sus partes (semillas, embriones u órganos superiores) dentro de recipientes de vidrio en condiciones estériles y ambiente controlado (Pierik, 1987).

Toledo *et al.* (1998), señalan que el cultivo *in vitro* requiere un control absoluto del ambiente, físico y químico, en el que se sitúa al explante; por lo tanto, los principales factores no biológicos que pueden afectar al desarrollo del cultivo *in vitro* son: la composición del medio, el pH, la temperatura, la luz y el fotoperiodo a los cuales serán sometidos los explantes.

La micropropagación es el método más rápido para producir una gran cantidad de esquejes de planta de papa manteniendo su calidad fitosanitaria, mediante esta técnica, se han solucionado algunos de los problemas asociados al sistema convencional de producción, almacenamiento y transporte de tubérculos-semilla, ya que se puede realizar durante todo el año en poco espacio (Khurana *et al.*, 2003; Wang y Hu, 1982).

### 2.3.1. Producción *in vitro* de esquejes de plantas de papa

La primera fase de la producción de esquejes de plantas de papa *in vitro*, comienza dentro de laboratorio de manera aséptica (Lorence *et al.*, 1997). Para la multiplicación *in vitro* se utilizan segmentos de tallo con al menos una yema axilar como explantes que requieren de un medio que suministre un balance nutrimental adecuado, para que a corto plazo se obtenga un crecimiento óptimo (Toledo *et al.*, 1998).

La producción moderna de tubérculo-semilla de papa libre de patógenos que se utiliza en la producción comercial de campo, tiene tres fases: a) obtención y multiplicación rápida de plantas *in vitro* libre de enfermedades, b) siembra bajo invernadero de la planta sana propagada *in vitro*, para la obtención de minitubérculos sanos y c) producción en campo de tubérculo-semilla sano en la categoría certificada, para una distribución en siembras

comerciales la cual se logra, a partir del minitubérculo y siembras sucesivas (Valdés y Moreno, 1999).

#### 2.3.1.1. Selección de materiales donantes en papa

El material vegetativo debe ser sometido a la prueba de ELISA para garantizar su calidad fitosanitaria y seguir con la etapa de multiplicación *in vitro*. El material vegetativo puede obtenerse de un banco de germoplasma *in vitro*, seleccionarse de minitubérculos-semilla sanos o de campo. Se han utilizado las variedades; Atlantic, Gigant, Mondial, Alpha, Felsina, Vivaldi, Fianna, Agata, Adora y Caesar. Además de clones del INIFAP y del Centro Internacional de la Papa (CIP) (Arellano *et al.*, 2010).

#### 2.3.1.2. Establecimiento de plantas *in vitro*

Para la obtención de las primeras plantas *in vitro* sanas, se toman como explantes los ápices de las yemas apicales y axilares de una planta sana o de los brotes de un tubérculo sano, los ápices son cuidadosamente lavados y desinfectados en hipoclorito de sodio al 2 % para luego enjuagar con agua estéril y sembrarlos en tubos de ensayo u otros contenedores con el medio Murashige Skoog 1962 (MS), previamente esterilizado. Este trabajo se lleva a cabo bajo condiciones asépticas, lográndose esto en un ambiente que ha sido previamente aseado y desinfectado con hipoclorito de sodio (NaClO) al 5 % o alcohol al 70%, efectuándose la siembra de los ápices en el medio, en una campana de flujo laminar (CIP, 1997).

### 2.3.1.3. Crecimiento de la planta de papa *in vitro*

Una vez establecido el explante, los ápices inician rápidamente la brotación y en dos a cuatro semanas se obtiene una plántula *in vitro* con seis o siete nudos. Las plántulas *in vitro* son seccionadas en propágulos con una o dos yemas para ser transferidas nuevamente a recipientes con medio de cultivo MS estéril y así sucesivamente para incrementar la cantidad de plantas *in vitro* hasta obtener un total preestablecido (Espinoza *et al.*, 1992).

### 2.3.1.4. Condiciones ambientales en el cultivo de tejidos de papa

Las plántulas de papa *in vitro* se mantienen y crecen por lo menos 15 días bajo las siguientes condiciones: temperatura de 18 a 23°C, fotoperiodo de 16/8 horas luz-oscuridad, intensidad lumínica de 1200 lux y una humedad relativa del 60 al 70 % (Lorence *et al.* 1997; Rigato *et al.*, 2010).

Debido a que las plántulas obtenidas *in vitro* al momento que son extraídas de sus contenedores, sus estomas no responden fácilmente, ya que han crecido bajo condiciones controladas haciéndolas susceptibles a la desecación al momento del trasplante, esto debido a la falta de una cutícula cerosa bien desarrollada, que es necesaria para evitar la pérdida de agua. Lo anterior impide el traspaso directo a las condiciones exteriores, éstas deben ser trasplantadas manteniendo un control de la temperatura, humedad relativa e intensidad lumínica en invernadero (Arellano *et al.*, 2010).

Una vez que la plántula presenta más de cuatro nudos éstas requieren aclimatarse en invernadero por un periodo de dos a tres semanas en donde se disminuya

progresivamente la humedad relativa e incremente paulatinamente la intensidad de luz (Arellano *et al.*, 2010).

Una vez realizada la fase para la producción de tubérculo - semilla certificada, es necesario transferir las plantas *in vitro* a suelo o algún otro sustrato estéril o libre de fitopatógenos, bajo invernadero para la producción de minitubérculo. Las plántulas crecen en un periodo de alrededor de cuatro semanas partiendo de la continua multiplicación en tubos de ensaye, frascos de vidrio ó cajas magenta. Estas se transfieren al final de su crecimiento directamente al suelo ó a bolsas ó cajas de plástico con un sustrato estéril, generalmente es utilizado el Peat-moss, fibra de coco, agrolita, bajo ambientes protegidos como son desde invernaderos sofisticados con control ambiental, invernaderos con mallas o microtúnel con tela antiáfidos en clima favorable. Para el trasplante, las plantas *in vitro* deben tomarse con cuidado para evitar daños a las raíces, eliminar con agua limpia el resto del medio nutritivo artificial y al trasplante, asegurar un buen contacto entre raíces y el sustrato de siembra (CIP, 1997).

De acuerdo con Lorence *et al.* (1997); Espinoza y colaboradores (1992), las plantas *in vitro* tienen un alto contenido de agua en el tejido, éstas, durante la etapa de aclimatación deben de mantenerse en un ambiente con alta humedad relativa. Las plantas *in vitro* para trasplante directo en invernadero, deben cumplir las siguientes características: altura 3.5 a 4.5 cm, al menos tres entrenudos, tres o cuatro pares de hojas y su ápice.

Generalmente las plantas más funcionales, son aquellas que tienen hojas más anchas y una tonalidad verde oscuro y raicillas en cada nudo, las cuales se distribuyen a 10 cm entre plantas, haciendo una densidad de plantación de 100 plantas · m<sup>-2</sup>

### 2.3.1.5. Producción y cosecha de minitubérculos

El crecimiento de las plantas *in vitro* transcurre hasta su desecación artificial para la producción de minitubérculos aptos para cosecharse de 70 a 100 días, dependiendo de la variedad. Los minitubérculos producidos en invernadero, constituyen la categoría de tubérculo-semilla pre-elite o prebásica, una característica importante de los minitubérculos es su tamaño, en base al cual se han establecido categorías, las cuales varían poco entre autores (CIP, 1997). Lorence *et al.* (1997); Valdés y Moreno (1999) mencionan la clasificación de minituberculos por calibres (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Clasificación de los tubérculos por calibre obtenidos en invernadero de acuerdo a Lorence *et al.* (1997); Valdés y Moreno (1999).

CATEGORIA	TAMAÑO (diam. en cm)
Perlita ó minis	<0.8
Categoría cero	0.8 a 1.4
Categoría uno	1.5 a 1.7
Categoría dos	1.8 a 2.5
Categoría tres	2.6 a 3.5
Categoría cuatro	3.5 a 4.5
Gigantes ó Categoría cinco	4.6 en adelante

### 2.4. Las plagas y su control

Desde el inicio de la agricultura uno de los principales problemas en la producción es la disminución en los rendimientos o destrucción de los cultivos, por la acción de organismos vivos que los consumen o dañan, reduciendo su calidad (Paker, 1987 y Romero, 2004).

El nombre de "plaga" se designaba inicialmente a la proliferación de estos animales perjudiciales, generalmente insectos, que periódicamente arrasaban con las plantaciones (Gómez, 2000). Según Paker (1987), las plagas tienen gran adaptabilidad al ambiente, se reproducen con rapidez y pueden ser activadas en ciertas épocas o todo el año.

En un sentido más amplio Noé (1982), define como plaga a cualquier especie animal que el hombre considera perjudicial a su persona, a su propiedad o al medio ambiente. Desde el punto de vista agrícola una plaga es una población de animales fitófagos, que se alimenta de plantas, reduce la producción del cultivo, afecta el valor de la cosecha e incrementa los costos.

El control de una plaga consiste en mantener la densidad de su población por debajo del nivel en el cual comienza a causar perjuicio económico (Noé, 1982). Según Romero (2004), denomina control de plagas al conjunto de medidas encaminadas a evitar los daños de dichos organismos, a las plantas de interés para el ser humano.

Noé (1982), sugiere que existen diversos métodos de control de plagas, entendiéndose por esto como: todo aquel sistema natural o artificial que da como resultado la prevención, represión o la exclusión de una plaga. El mismo autor menciona los siguientes métodos para el control de plagas: control mecánico, control físico, control cultural, control biológico, control etológico, control genético, control legal, control químico y manejo integrado de plagas.

#### 2.4.1. Control mecánico

El control mecánico comprende las técnicas más antiguas y simples en la lucha contra los insectos, estas consisten en la remoción y destrucción de los insectos y órganos

infestados de las plantas. También se incluye la exclusión de los insectos u otros animales por medio de barreras y otros dispositivos, como: barreras físicas-cercas, mallas, solarización, acolchados, el uso de atrayentes con feromonas, trampas de luz y en algunos casos calor y frío, uso de sustancias adhesivas e insecticidas como barreras además de recoger y triturar en forma manual los insectos y órganos infestados (Sifuentes, 2016). Uso de aceites a base de petróleo que contienen ácidos grasos que ocasiona que los insectos se ahoguen o provocan una barrera mecánica para prevenir el daño, agua a presión etc. (Hillock, 2004).

#### 2.4.2. Control físico

El control físico consiste en la alteración del ambiente por medios físicos, la temperatura, humedad, insolación, fotoperiodo y radiación electromagnética en intensidades que resulten letales para los insectos o para hacer el ambiente hostil o inaccesible para el insecto (Banks, 1976).

Una manipulación efectiva de los factores antes mencionados solo es posible en ambientes cerrados. De acuerdo con Corner (2010), indica que el método de control físico es un medio importante para prevenir, detectar y controlar plagas de productos almacenados p. ej. en el limpiado de granos, el secado y el enfriamiento son procesos físicos que mantienen al producto con buena calidad y durante periodos de almacén prolongados.



### 2.4.3. Control cultural

El control cultural se basa en la utilización de las prácticas agrícolas ordinarias o algunas modificaciones en ellas, con el propósito de contribuir a prevenir los ataques de los insectos, hacer el ambiente menos favorable para su desarrollo, destruirlos o disminuir sus daños. Entre las técnicas de control cultural se encuentran: destrucción de las fuentes de infestación o plantas hospederas alternantes que le sirven a la plaga para sobrevivir de un ciclo agrícola a otro, eliminación de residuos vegetales, limpieza e higiene, buen uso de fertilizantes, evitar estaciones favorables para las plagas, control de riego y control en la densidad (Noé 1982).

El control cultural consiste en el manejo de plagas o enfermedades, mediante las prácticas agrícolas ordinarias, ayudando a prevenir daños que estos puedan provocar, su objeto es hacer el ambiente menos favorable para su desarrollo, destruirlos, o disminuir sus daños. En general no se trata de medidas tomadas de improviso, ante la presencia de la plaga, sino que, por el contrario, las prácticas culturales normalmente responden a una planificación preventiva durante un proceso normal de producción agrícola (Cisneros, 1995).

#### 2.4.3.1. Riego

El manejo del agua de riego puede favorecer o impedir el desarrollo de altas poblaciones de insectos. Los riegos deben darse en forma muy cuidadosa y controlada, evitando los riegos pesados y distanciados. Se recomienda riegos ligeros y más frecuentes con la finalidad de lograr una zona radicular con un adecuado volumen poroso conteniendo

suficiente aire y agua de buena calidad. Los volúmenes de agua aplicados deberán estar apoyados en un programa de investigación (Navarro, 2010).

#### 2.4.3.2. Fertilización

Un cultivo con una adecuada fertilización, permite un óptimo crecimiento a la planta ayudándola a resistir mejor los daños indirectos causados por las plagas; sin embargo, no deben aplicarse cantidades de fertilizante mayores a las requeridas, ya que ello puede llevar a una gran proliferación de plagas y sus consecuentes daños (Navarro, 2010).

#### 2.4.4. Control biológico

Es la represión de las plagas a través de sus enemigos naturales, es decir, mediante la acción de depredadores (insectos u otros animales que causan la muerte de las plagas en forma más o menos violenta, alimentándose de ella), parásitos (insectos que viven a expensas del cuerpo de otro insecto) y patógenos (microorganismos como: virus, bacterias, protozoarios u hongos) que causan enfermedades entre las plagas. El control biológico se considera natural cuando se refiere a la acción de los enemigos biológicos sin la intervención del hombre y se le denomina artificial o aplicado cuando, de alguna manera, es afectado o manipulado por el hombre (Noé 1982).

#### 2.4.5. Control etológico

Consiste en la utilización de métodos de represión de las plagas que aprovechan, de alguna manera, las reacciones del comportamiento de los insectos. Estos métodos incluyen la utilización de feromonas, de atrayentes en trampas y cebos, de repelentes,

de inhibidores de alimentación y de sustancias diversas que tienen efectos similares (Corner, 2010).

#### 2.4.6. Control genético

La utilización de mecanismos genéticos, o de la herencia, con fines de control de plagas es más un motivo de especulación teórica que de aplicación práctica. El único caso práctico conocido de esta forma de control es la técnica de insectos estériles (Noé 1982). De acuerdo con Curtis (1985), puede ser definido como la introducción de insectos para inducir anormalidades genéticas en los huevos de las poblaciones silvestres típicamente involucra la radiación, la esterilización química y liberación de machos, para introducir mutaciones letales. El término de técnicas de insectos estériles es aplicado a este procedimiento.

#### 2.4.7. Control legal

Es el conjunto de leyes, resoluciones, normas y cualquier otro instrumento jurídico que limitan o regulan las actividades del hombre relacionadas con el manejo y control de plagas (Centeno, 2016).

#### 2.4.8. Control químico

Es la represión de las poblaciones o la prevención del desarrollo de las plagas o enfermedades mediante el uso de sustancias químicas. Los compuestos químicos que se utilizan en la protección de los cultivos reciben el nombre genérico de pesticidas o plaguicidas. Estos compuestos, según su especificidad se les denominan insecticidas

(insectos), acaricidas (acaros), raticidas o rodenticidas (roedores), caracolicidas o molusquicidas (caracoles o moluscos), y nematocidas (nematodos), (Cisneros, 1995).

#### 2.4.9. Manejo integrado de plagas (MIP)

El Manejo Integrado de Plagas, es una herramienta importante en el manejo de los cultivos, ya que propone alternativas de control que no se limitan únicamente al uso de pesticidas, sino también, a tomar ventaja de los recursos existentes en el campo, tales como, organismos benéficos, plantas florales, biología de la plaga, rotación de cultivos, labores culturales apropiadas y otros más que permiten manejar con perspectiva ambiental los problemas encontrados (Navarro, 2010).

#### 2.5. Principales plagas en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum*)

La papa es afectada por un gran número de insectos entre los cuales destacan pulga saltona (*Epritrix* spp.) y palomilla de la papa (*Tecia* spp.), que atacan el follaje de la planta. Las principales plagas del suelo son: picudo de la papa (*Anthonomus* spp.), gallina ciega (*Phyllophaga* spp.), gusano de alambre (*Agriotes* spp.) y grillo (*Gryllus* spp.) (CIP, 1997). Aunque no se ha encontrado información en literatura sobre daños ocasionados por Fungus gnat, en la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. ha ocasionado severas pérdidas durante el proceso de enraizamiento *ex vitro* en la producción de plántula.

#### 2.6. Orden díptera, características generales

Los dípteros, que en sentido amplio incluyen a las “moscas” y “mosquitos”, se caracterizan, dentro de los insectos, por tener sólo un par de alas, de ahí el origen de su nombre (di = dos, ptera = ala). Sin embargo, esta característica no es exclusiva de ellos,

pues existen otras especies de insectos, muy pocas, que también presentan dos alas (por ejemplo, algunas efímeras y unos pocos homópteros). Además, por otro lado, también existen dípteros ápteros, es decir, sin alas, ésta característica falla en unas cuantas especies. Estos organismos presenta una transformación de las alas posteriores (metatorácicas) en unos órganos llamados halterios o balancines, que no se utilizan para volar, sino para mantener la estabilidad mientras vuelan (equivale a la cola de las cometas o a la hélice posterior pequeña de los helicópteros). Sin embargo, ni siquiera los halterios están presentes en absolutamente todos los dípteros, ya que una familia (Braulidae, con ocho especies mundiales) los ha perdido debido a su vida parasitaria (Triplehorn y Johnson, 2005, Carles-Tolra y Hjorth-Andersen, 2015, McGavin, 2001).

### 2.6.1 Morfología

Los dípteros tienen el cuerpo dividido en tres partes: cabeza, tórax y abdomen.

#### 2.6.1.1. Cabeza

Carles-Tolra y Hjorth-Andersen (2015), mencionan que la cabeza puede tener formas muy variadas (redonda, ovalada, triangular, semiesférica, alargada, etc.). En la parte superior de la cabeza está la frente, mientras que en la parte anterior está la cara. La cabeza es muy móvil y en ella se encuentran las antenas, los ojos (compuestos), los ocelos y el aparato bucal.

Las antenas son extremadamente variables, tanto en forma como en tamaño. Están compuestas de varios segmentos llamados artejos que pueden variar de 3 a 16. El primer artejo recibe el nombre de escapo, el segundo pedicelo y el resto flagelo. El flagelo, a su

vez, está formado por un número variable de artejos llamados flagelómeros (Carles-Tolra y Hjorth-Andersen, 2015).

Los ojos compuestos, o simplemente ojos, son muy variables en tamaño y forma. Pueden llegar a ocupar casi toda la cabeza, estar muy reducidos o faltar completamente. Cuando los ojos no se tocan entre sí se dice que son dicópticos, mientras que si se tocan dorsalmente se les llama holópticos (esto último es frecuente en los machos de varias familias) (Carles-Tolra y Hjorth-Andersen, 2015y Triplehorn y Johnson, 2005). Los ocelos (u ojos simples) se presentan generalmente en número de 3. En este caso están dispuestos en forma triangular sobre un área denominada triángulo ocelar o tubérculo ocelar. Los ocelos pueden faltar totalmente o haber sólo dos.

El aparato bucal, también llamado proboscis o probóscide, es en general de tipo chupador, aunque también puede ser de tipo picador-chupador. Puede ser corto y ancho, muy largo y fino o estar reducido o ausente. Enganchados al aparato bucal se encuentran los palpos, de formas muy variadas y útiles en la identificación de algunas especies.

#### 2.6.1.2. Tórax

El tórax, está dividido en tres partes: el protórax, el mesotórax y el metatórax. Cada una de ellas lleva un par de patas. El mesotórax es la parte más desarrollada y visible, ocupando la mayor parte del tórax. Dorsalmente, el mesotórax está formado por el mesonoto y el escutelo. Posteriormente, y por debajo del escutelo, se puede encontrar un abultamiento llamado postescutelo. A cada lado del tórax se encuentran dos orificios respiratorios llamados espiráculos torácicos (McGavin, 2001).

Los apéndices más destacables del tórax son las alas, los halterios y las patas. Las alas, en número de dos (un par), dan nombre a este grupo de insectos (Diptera = dos alas). Se trata de estructuras bien desarrolladas y membranosas que nacen de los lados del mesotórax. También pueden estar reducidas (dípteros micrópteros o braquípteros) o faltar completamente (dípteros ápteros). Su estudio es fundamental para la clasificación de los diferentes grupos taxonómicos, especialmente las familias (McGavin, 2001).

Las alas presentan una variedad muy grande a nivel de orden; sin embargo, a nivel de familia son bastante homogéneas. La característica más importante de las alas es la venación, constan de una serie de venas longitudinales y transversales, que limitan unas regiones llamadas celdas. El número de venas y celdas ha ido disminuyendo gradualmente a medida que evoluciona el orden. La primera vena alar, llamada vena costa, puede presentar de ninguna a dos roturas (fracturas), muy importantes en la identificación de las familias. Otros caracteres muy importantes de las alas son las caliptras (torácica y alar), situadas en la base posterior de las alas, y el álula. Las caliptras y el álula pueden faltar, estar reducidas, o existir sólo una, y son especialmente importantes en los dípteros más evolucionados (McGavin, 2001; Triplehorn y Johnson, 2005). Los halterios (llamados también balancines) son alas modificadas que nacen del metatórax. Funcionan como giroscopios, permitiendo mantener la estabilidad de los dípteros mientras vuelan.

Las patas en número de seis (tres pares), nacen de las tres partes principales del tórax (pro-, meso- y metatórax) (McGavin, 2001; Triplehorn y Johnson, 2005). Pueden tener formas muy variadas, desde largas y finas hasta cortas, gruesas, e incluso prensiles. Cada pata está formada por cinco segmentos: coxa, trocánter, fémur, tibia y tarso. Éste

último, a su vez, está formado también por cinco artejos llamados tarsómero. El primer tarsómero se llama basitarso, y el último lleva uñas y almohadillas (pulvilos y empodio). El empodio puede estar bien desarrollado como los pulvilos (pulviliforme) o tener forma de pelo (setiforme). Las tibias pueden presentar espinas apicales en la cara ventral llamadas espolones (Coronado y Márquez, 1999; McGavin, 2001).

### 2.6.1.3. Abdomen

El abdomen puede ser muy variable en forma, desde largo y estrecho hasta corto y ancho, incluso puede presentar una cintura basal. El abdomen está segmentado, el número de segmentos es variable, reduciéndose en las familias más evolucionadas. Cada segmento consta de dos placas, en general bien quitinizadas: una dorsal llamada terguito y otra ventral llamada esternito. Entre ambas placas se encuentra una zona membranosa (membrana) con los orificios respiratorios (= espiráculos abdominales). La parte más importante del abdomen es la genitalia (= aparato genital, terminalia, hipopigio), que se encuentra al final del mismo y es fundamental para la identificación de las especies (especialmente en los machos) (McGavin, 2001).

Una característica muy importante de los dípteros es la quetotaxia, que es el conjunto de sedas (pelos y cerdas) presentes en las diferentes partes de la cabeza y el cuerpo. El tamaño, número y disposición de las sedas es extremadamente importante en la taxonomía de este grupo de insectos, tanto a nivel familiar como específico. Las quetotaxias más importantes son las de la cabeza, el tórax y las patas.



## 2.7. *Bradysia* sp. (Fungus gnat, mosca prieta, mosca del mantillo ó mosca del hongo)

La mosca del mantillo, conocida también como Fungus gnat que pertenece a la familia Sciaridae, es una plaga que ataca cultivos bajo invernadero. Los daños directos pueden aparecer en plantas jóvenes y/o débiles, en ambientes orgánicos y húmedos, donde las larvas se alimentan de las raíces de la planta, lo cual hace difícil su detección. Esto reduce la absorción de agua y nutrimentos, causando su muerte. Los daños indirectos se dan cuando las larvas transmiten ácaros, virus y nematodos. El adulto puede ser trasmisor de esporas de hongos. Los lugares donde las larvas han masticado, son también lugares potenciales donde los hongos pueden atacar, todo esto en conjunto puede ser letal para la plantación (Liberatoscioli, s/a).

## 2.8. Clasificación taxonómica de Fungus gnat

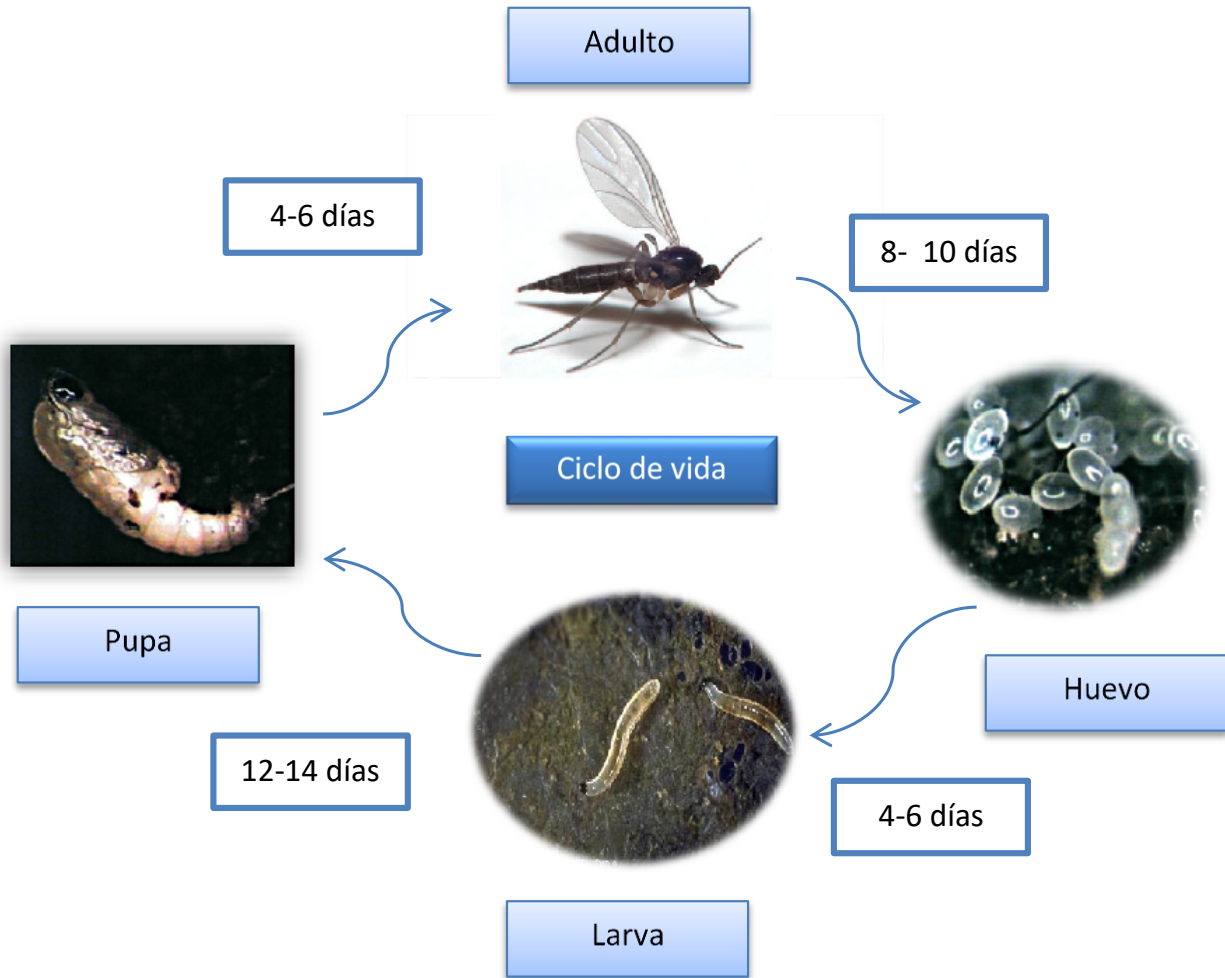
Clasificación taxonómica de Fungus gnat (Smith, 2010)

Filo .....	Artrópodo,
Clase .....	Insecta,
Orden .....	Díptera,
Suborden .....	Nematocera,
Infraorden .....	Bibionomorpha
Superfamilia .....	Sciaroidea
Familia .....	Sciaridae
Género .....	<i>Bradysia</i>

Especie.....	<i>difformis</i>
Nombre común.....	Mosca negra “Fungus gnat”
	Mosca del hongo
	Mosca del mantillo

### 2.7.1. Ciclo de vida

La hembra del mosquito del hongo puede poner hasta 300 huevos de color blanquecino, en grupos de 20 a 30 o más, en la superficie o en las grietas de suelo húmedo o en el medio de cultivo de macetas ricas en materia orgánica. Los huevos nacen en alrededor de seis días. Las larvas se alimentan durante 12-14 días antes de transformarse en una pupa, que se forma dentro de una cámara pupal de seda en el suelo. El estado de pupa puede durar cinco a seis días y los adultos viven hasta 10 días. El ciclo de vida de huevo hasta adulto requiere aproximadamente cuatro semanas, dependiendo de la temperatura; el tiempo de desarrollo disminuye a medida que las temperaturas aumentan, como es el caso de la mayoría de los insectos Figura 1 (Smith, 2010).



**Figura 1.** Ciclo biológico de la mosca negra “Fungus gnat” (McGavin, 2001; Jelinek y Azzopardi, 2010 y Smith, 2010).

### 2.7.2. Descripción física de la mosca negra “Fungus gnat”

Mansilla *et al.* (2001), dan la descripción de cada estadio del ciclo biológico de la mosca negra con aspecto de mosquito, es de color gris negruzco (aunque tiene el cuerpo cubierto por abundantes setas negras), midiendo entre 2.5 mm (macho) y 3 mm (hembra). Las antenas miden aproximadamente 1/4 de la longitud corporal y están formadas por 16 segmentos. El tórax es negro y brillante; de él parten 3 pares de largas patas cuyo coxis y fémur son de color amarillo claro mientras la tibia y el tarso son

oscuros. Las alas membranosas son de color gris ceniza, siendo las de las hembras más largas y estrechas que las de los machos. Las venas de las alas son fuertes, gruesas y oscuras, destacando una vena en forma de Y común para el género *Bradysia*. En sus costados, el abdomen es más claro que el resto del cuerpo y en su último segmento se encuentra el aparato reproductor, con forma de pinza en el macho.

El huevo tiene forma ovalada, es liso, brillante y de color amarillo claro semitransparente, mide 0.24 mm de longitud y 0.16 mm de ancho. La larva filiforme, de color blanco semitransparente, presenta la cápsula cefálica negra, brillante y fuertemente quitinizada. Existen cuatro estados larvarios (L), cuyas longitudes son: 0.4 a 0.6 mm para el estado (L1), 0.6 a 1.25 mm estado (L2), 1.25 a 2.5 mm (L3) y 2.5 a 4.75 mm (L4). La pupa en un principio es de color blanco, evolucionando posteriormente a amarillo hasta llegar al marrón dorado definitivo, siendo una pupa libre, tiene un tamaño similar al adulto (Villanueva *et al.*, 2013).

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación se llevó a cabo en la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. ubicada en la localidad de Tenango de Arista, a los 19° 7' 43" N y 99° 33' 48" O y a una altitud de 2560 msnm y en el Centro Universitario Tenancingo, ubicada a los 18° 58' 6" N y 99° 36' 49" O y a una altura de 2040 msnm, la cual se dividió en las siguientes fases:

#### 3.1. Colecta del material vegetal

Se utilizaron esquejes de papa (*Solanum tuberosum*) var. Atlantic y Adora Selección.

#### 3.2. Colecta del material entomológico

Se colectaron adultos de mosca negra (Fungus gnat), *Bradysia* sp. con un aspirador, en la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L.

#### 3.3. Identificación de mosca negra (Fungus gnats), *Bradysia* sp.

La identificación de *Bradysia* (Fungus gnat) se basó principalmente en estructuras morfológicas del material entomológico. Los insectos se transfirieron a una caja petri con solución jabonosa por dos horas y en seguida se hizo la maceración con sosa (NaOH) al 10% en frío, se realizó un lavado con agua durante diez minutos, se deshidrataron con alcoholes graduales (70%, 96%) por diez minutos cada uno, para su posterior disección bajo el microscopio estereoscópico para colocar la cabeza en vista posterior, alas extendidas, tórax lateral y abdomen lateral en machos y ventro-dorsal en hembras, cuidando que las piezas no se deformen ni pierdan la orientación.

La identificación a nivel de género se realizó con las claves de Steffan (1981) y Brown (2009), citado por Villanueva *et al.* (2013) mediante su observación en un microscopio compuesto. Para la identificación a nivel de especie, se utilizó la clave propuesta por

Villanueva *et al.* (2013). La identificación se realizó haciendo observaciones en el microscopio estereoscópico, de los especímenes y para su caracterización se consideró: hembra o macho, el tamaño, color, patrón de venación de las alas, tibias anteriores y de los flagelómeros antenales (Anexo 1), (Villanueva *et al.*, 2013).

### 3.4. Control cultural

Para el control cultural se evaluaron tres sustratos, agrolita con peat moss (70:30), peat moss y fibra de coco. Los cuáles fueron regados con una solución 340 ppm de N, 35 ppm de PO<sub>4</sub>, 175 ppm de K, 270 ppm de Ca, 120 ppm de magnesio y microelementos 0.2 mL·L<sup>-1</sup> de Kelik Mix-EDTA, Atlántica®. Se evaluaron dos productos para el enraizamiento a diferentes concentraciones, los cuales fueron: Hormovit® a 0.0, 1.0 y 1.5 mL·L<sup>-1</sup> y Raizal 400® a 0.0, 0.10, 0.5, 1 y 1.5 g·L<sup>-1</sup>, con la finalidad de obtener plántulas de buena calidad fitosanitaria, como control cultural. Los tratamientos a evaluar fueron como se muestran en el Cuadro 2.

**Cuadro 2.** Sustratos, enraizadores comerciales y concentración de los productos evaluados en la producción de esqueje de planta de papa, *ex vitro*.

SUSTRATO	PRODUCTO	CONCENTRACION
Peat moss + agrolita	Raizal 400®	0.0 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss + agrolita	Raizal 400®	0.10 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss + agrolita	Raizal 400®	0.5 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss + agrolita	Raizal 400®	1 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss + agrolita	Raizal 400®	1.5 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss + agrolita	Hormovit®	0.0 mL·L <sup>-1</sup>
Peat moss + agrolita	Hormovit®	0.5 mL·L <sup>-1</sup>
Peat moss + agrolita	Hormovit®	1.0 mL·L <sup>-1</sup>
Peat moss	Raizal 400®	0.0 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss	Raizal 400®	0.10 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss	Raizal 400®	0.5 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss	Raizal 400®	1 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss	Raizal 400®	1.5 g·L <sup>-1</sup>
Peat moss	Hormovit®	0.0 mL·L <sup>-1</sup>
Peat moss	Hormovit®	0.5 mL·L <sup>-1</sup>

Peat moss	Hormovit®	1.0 mL·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Raizal 400®	0.0 g·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Raizal 400®	0.10 g·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Raizal 400®	0.5 g·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Raizal 400®	1 g·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Raizal 400®	1.5 g·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Hormovit®	0.0 mL·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Hormovit®	0.5 mL·L <sup>-1</sup>
Fibra de coco	Hormovit®	1.0 mL·L <sup>-1</sup>

Las variables evaluadas en la producción de plantas de calidad fueron: altura de planta, longitud de raíz, se midió utilizando una regla y vernier; porcentaje de mortandad se realizó contando el número de plantas vivas para obtener el número de plantas muertas y se obtuvo el porcentaje.

El diseño experimental fue un completamente al azar con arreglo factorial con tres repeticiones, cada unidad experimental estuvo constituida por 40 plantas. El análisis de los datos y comparación de medias, Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) se realizó usando el programa estadístico Infostat v2013l.

### 3.5. Control biológico, orgánico y químico

Al haber obtenido plantas de calidad se evaluaron productos de control biológico como VectoBac® (*Bacillus Thuringensis* var. Israelensis) a una dosis de (0, 0.5, 1.0 y 2.5 g·L<sup>-1</sup>) el producto orgánico Azanim® (Azadiractina 3% CE) a una dosis de (0, 0.5, 1.0 y 2.5 mL·L<sup>-1</sup>) el control químico, se realizó con una mezcla de tres productos: HERALD® (Fenpropatrin), AMBUSH 34® (Permetrina) más TIRANO 200 CE® (Cipermetrina). A una dosis de 0.5 mL·L<sup>-1</sup> cada uno, la dosis fue tomada de la recomendación de su etiqueta.

- HERALD® (Fenpropatrin) (RS)-alfaciano-3-fenoxibencil-2,2,3,3,-tetrametil cicopropano carboxilato Concentrado emulsionable, Permetrina insecticida,

concentrado emulsionable Permetrina: 3-fenoxibencil (1RS)- cis, trans-3-(2,2-diclorovinil)-2,2-dimetilciclopropano carboxilato)

- AMBUSH 34<sup>®</sup> (Permetrina) 3-fenoxibencil (1RS)- cis, trans-3-(2,2-diclorovinil)-2,2-dimetil- ciclopropano carboxilato.
- TIRANO 200 CE<sup>®</sup> (Cipermetrina) (RS)- $\alpha$ -ciano-3-fenoxibencil(1RS,3RS; 1RS,3SR)-3-(2,2-diclorovinil)-2,2-dimetilciclopropanocarboxilato

Las aplicaciones de dichos productos se realizaron bajo invernadero plagado donde se colocaron los domos para su infestación (Figura 2). Se hicieron cuatro aplicaciones una por semana en aspersión al igual que los conteos de plantas (% de mortandad y/o sobrevivencia), el producto químico se contrasto con el mejor producto amigable con el ambiente.



**Figura 2.** Establecimiento de plántulas dentro de invernadero para su infestación.



El diseño experimental fue un completamente al azar con diseño factorial con tres repeticiones, cada unidad experimental estuvo constituida por 30 plantas. Se realizó una prueba de contrastes ortogonales de los tratamientos amigables con el ambiente contra el control químico. El análisis de los datos y comparación de medias, Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) se realizó usando el programa estadístico Infostat v2013l.

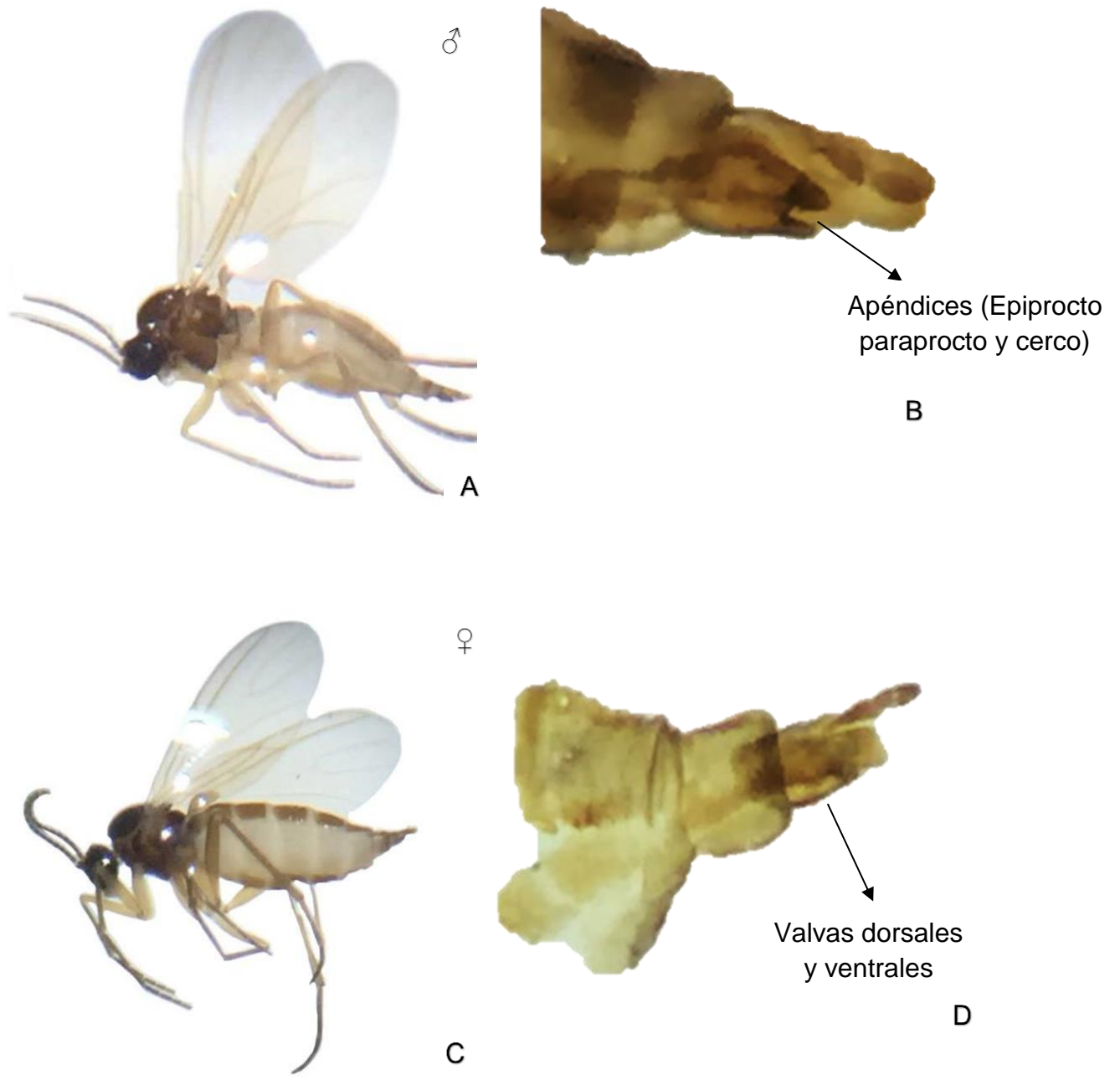
Finalmente se hizo una aplicación con el mejor producto dentro de las instalaciones de Agrícola Villarreal S.P. R. de R. L. en donde inicio el problema. Para evaluar la disminución de la población del insecto plaga en porcentaje de hembras y machos, se realizaron conteos semanales con ayuda de trampas amarillas, con aceite comestible para que el insecto se pegue (Figura 3).



**Figura 3.** Elaboracion de trampas amarillas para el conteo de hembras y machos.

#### 4. RESULTADOS Y DISCUSION

En la Figura 4 A y C, se observan ejemplares adultos (hembra y macho) de mosquitos (orden díptera), donde se aprecia cabeza, tórax y abdomen. De acuerdo con Villanueva *et al.* (2013), la cabeza presenta una probóscide menor del 50% con respecto a la longitud de la cabeza, el tórax de color negro; coxas y fémures de color amarillo, mientras que las tibias y tarsos negros y abdomen en su parte lateral con coloración clara, a diferencia del resto que es de color oscuro en el último segmento; En la Figura 4A, se aprecia un macho, más pequeño que la hembra (Figura 4B), con un tamaño de aproximadamente 2.5 mm el macho y la hembra 3.4 mm. El aparato ovipositor de la hembra (Figura 4D) está constituido de un par de valvas dorsales y un par de ventrales a diferencia del aparato genital masculino que cuenta con apéndices que se les llaman harpes y harpagones (Figura 4B). Con base a las características morfométricas de las hembras y machos del insecto el género y especie al que pertenece es *Bradysia difformis*.

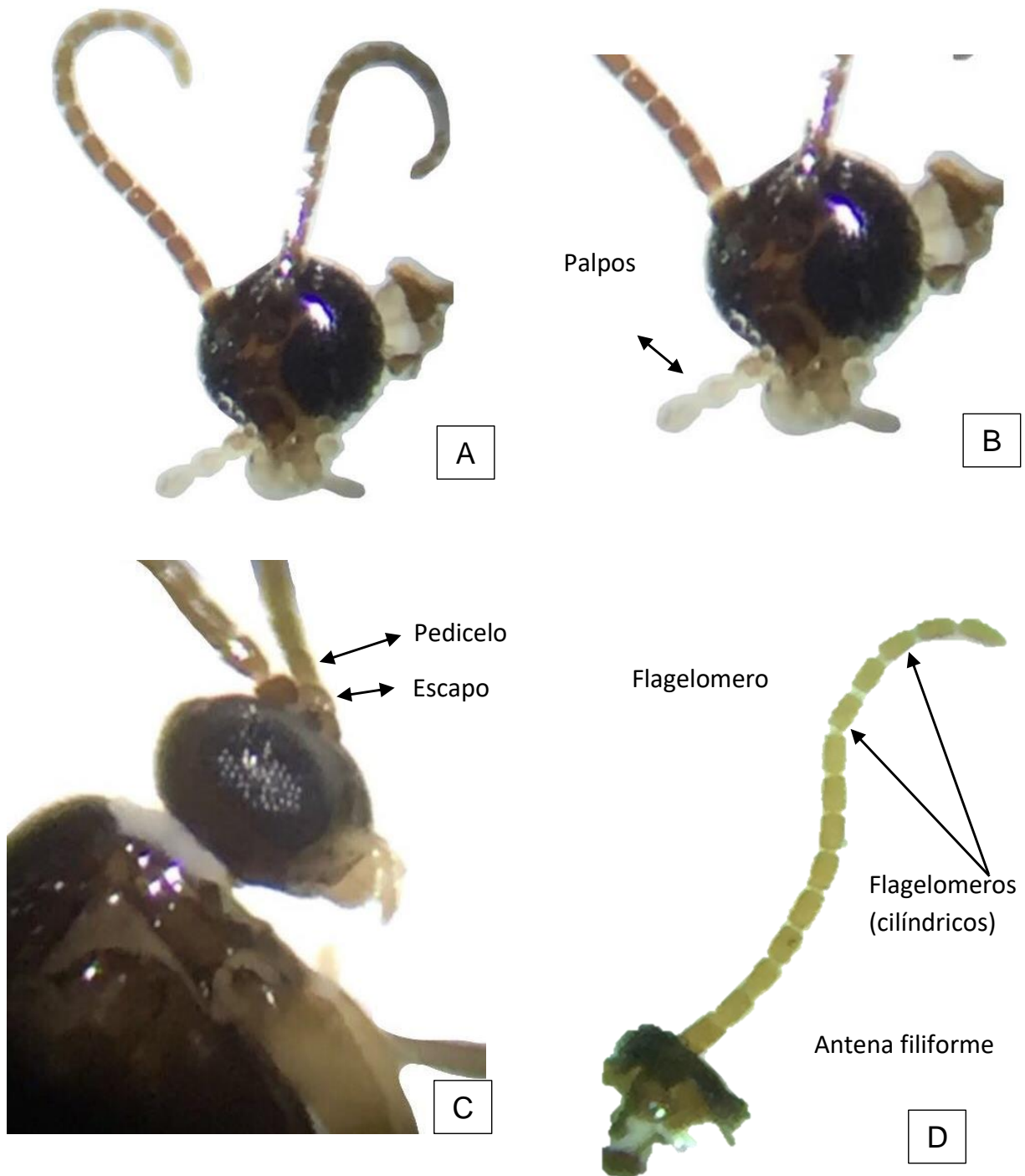


**Figura 4.** Adulto y aparato reproductor de macho y hembra de *Bradysia difformis*

La cabeza de *Bradysia difformis* es redonda y móvil, en ella se encuentran los ojos (compuestos), los ocelos, el aparato bucal y las antenas (Figura 5 A). Los ojos compuestos ocupan casi el total de la cabeza, son dicópticos y los ocelos (u ojos simples) en número de tres, están dispuestos en forma triangular sobre un área denominada triángulo ocelar.

Los palpos de los machos son de color más claro con tres segmentos, el basal, con cinco, sedas una de las cuales es más larga y fosas sensoriales profunda y circular (Figura 5 B); la hembra cuenta con palpos de tres segmentos el segmento basal a menudo con una fosa sensorial profunda.

Las antenas de los insectos voladores son variables, tanto en forma como en tamaño consisten de tres segmentos: el escapo, el pedicelo y el flagelómero (Figura 5 C), dividido en tres o hasta 16 subdivisiones llamados flagelómeros (Triplehorn y Johnson, 2005; Coronado y Marquez, 1977). Las antenas de *Bradysia difformis* miden aproximadamente una cuarta parte a la longitud del cuerpo las cuales cuentan con el escapo, el pedicelo y un flagelomero dividido en 14 flagelómeros, de tipo filiforme cilíndricos (Figura 5 D).



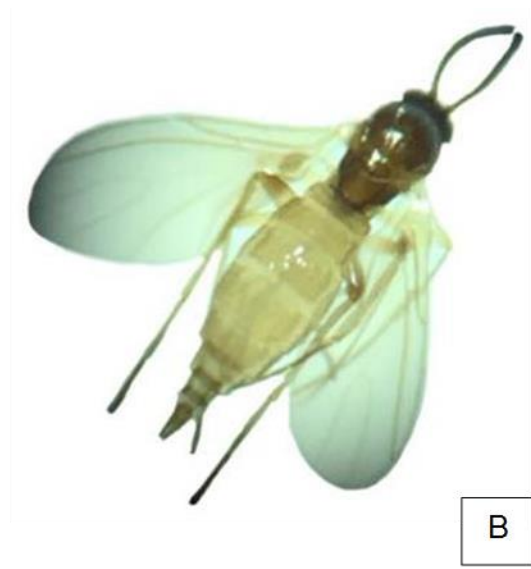
**Figura 5.** Cabeza de adulto de *Bradysia difformis* vista lateral y frontal

En general las alas de la familia sciaridae son muy típicas, principalmente debido a la posición longitudinal de las venas r-m y m-cu, la vena R5 nunca bifurcada, paralela a C en la mayor parte de su longitud (las R2+3 y R4 siempre están ausentes), la ausencia de M3 y la celda discal y la posición basal de la bifurcación de CuA (Coronado y Marquez, 1977).

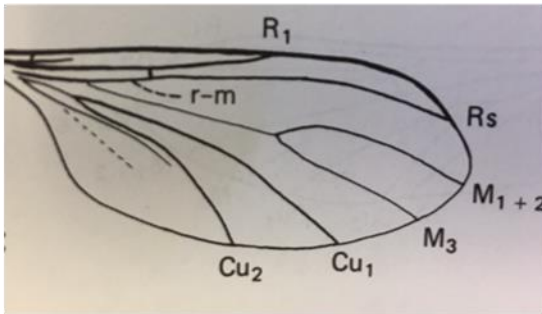
Triplehorn y Johnson (2005), mencionan que las alas de *Bradysia difformis* son de apariencia ceniza, de tipo membranosas, con venas anteriores gruesas y robustas, *M* en forma de Y simétrica, *M*<sub>1</sub> ligeramente arqueada cerca de la base. *M* y *Cu* sin macrotriquia; *R*<sub>1</sub> corta alcanzándola *C* antes o al nivel de la base de la ramificación de *M* (Figura 6 A). La hembra tiene alas largas y estrechas, el tronco de la *M* más largo que la bifurcación de *M*. (Figura 6 B) a diferencia del macho. Con halterios o balancines presentes en el metatórax, típicos de los mosquitos, que les permite mantener la estabilidad mientras vuelan. (Figura 6 C y D).



A



B



Triplehorn y Johnson (2005)



C



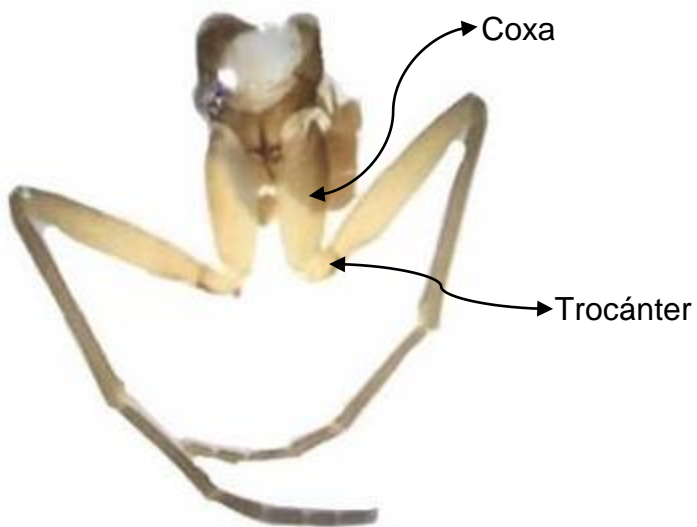
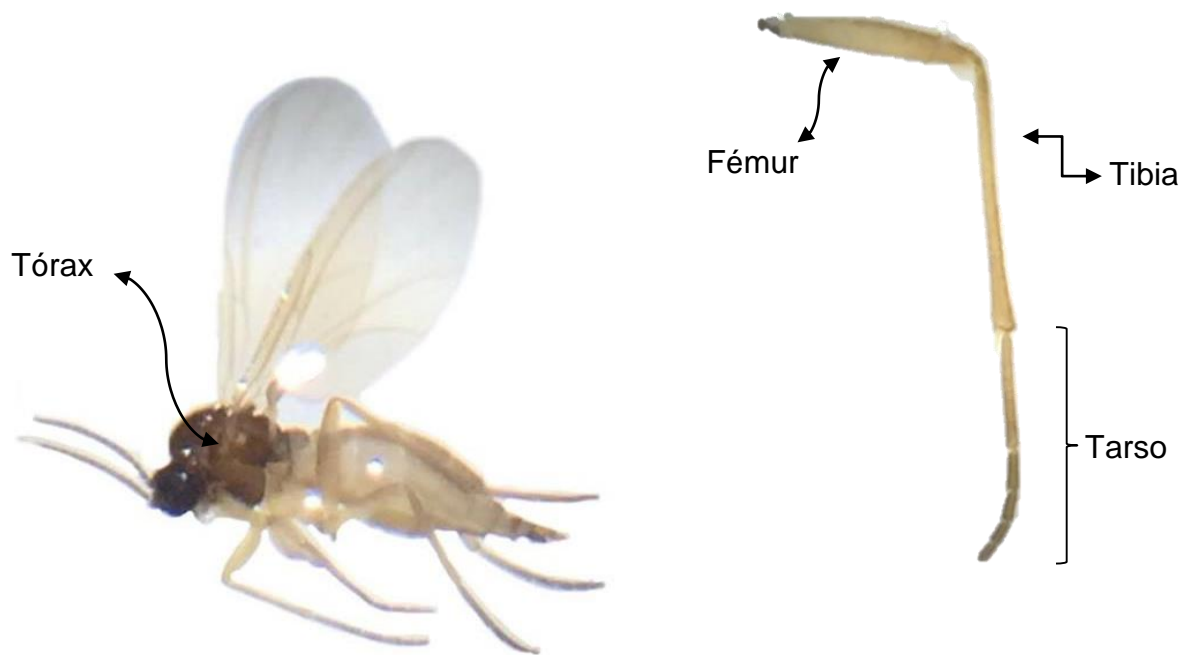
D

**Figura 6.** Tipo de alas de adulto de *Bradysia difformis*

El torax esta dibidido en tres partes protorax, mesotorax y metatoerax, cada una se encuentra dividida en tres partes, una superior, una media y una inferior a las que se les denomina tergo, pleura y esterno. En cada segmento se localizan un par de patas; un par de alas y balancines en el meso y metatorax respectivamente y un par de espiraculos colocados a la altura de la region pleural en cada uno de estos ultimos segmentos; pero nunca se encuentran en el protorax de los insectos adultos.

El adulto cuenta con tres pares de patas articuladas que estan formadas por coxa, trocanter, femur, tibia y tarso, este último formado por cuatro artejos y el último va acompañado de una uña (Figura 7).





**Figura 7.** Aparato locomotor de adulto de *Bradysia difformis*

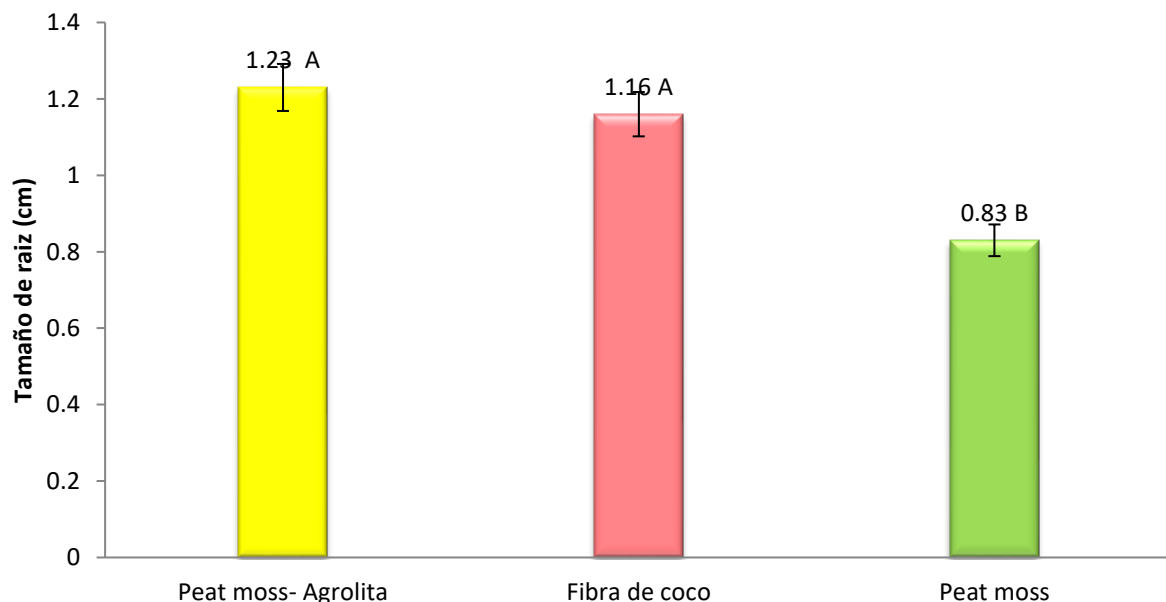
Las larvas de *Bradysia difformis* son filiformes, de color blanco, sin patas, semitransparente, con la cápsula cefálica negra, brillante y fuertemente quitinizada; miden aproximadamente de 0.4 a 4.75 mm variando según su estadio larval (Figura 8 A).

En la Figura 8B y C se muestra los daños ocasionados por las larvas de Fungus gnat en los tallos de los esquejes de papa. Las larvas forman galerías desde la base de los tallos hasta las hojas de la planta, lo que promueve la decadencia de ésta. Las larvas de los mosquitos pueden propagar las esporas de hongos patógenos, posterior a esto ocurre la aparición prolongada de los adultos, resultado de la puesta de hasta 300 huevecillos por ciclo Figura D.



**Figura 8.** Larva (A), Larva alimentándose de tallos (B), Daños en hojas ocasionados por Fungus gnat en esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*) (C), y Apareamiento de hembra y macho (D).

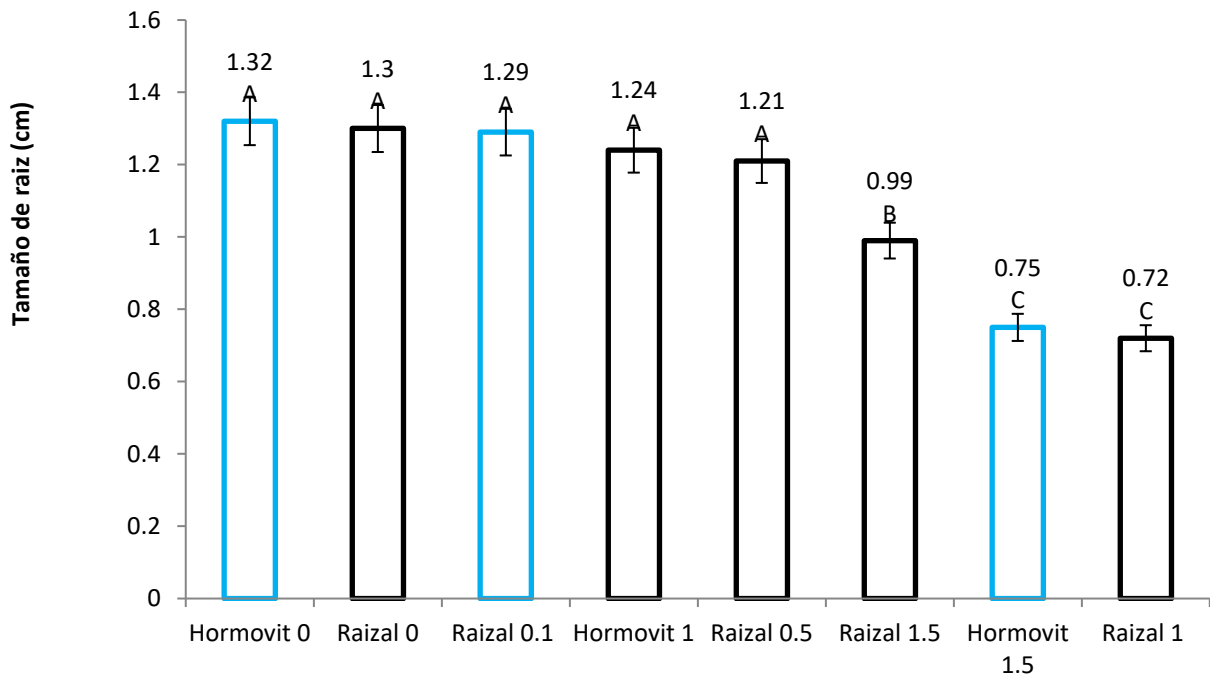
En la Gráfica 1, el análisis de varianza indicó que existieron diferencias significativas para el factor sustrato en la variable tamaño de raíz de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*). Con la comparación de medias de tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) se corroboró lo anterior, cabe destacar que los mejores sustratos para la producción de esquejes de plantas de papa de calidad son: peat moss – agrolita y fibra de coco. Rodríguez (2001), recomienda la utilización de peat moss, con agrolita y una porción de tierra negra de monte, con pH de 5 para garantizar 98% de prendimiento. Por su parte Leyva (2012) encontró que con la mezcla de perlita y vermiculita se produjeron esquejes de plantas de papa con las raíces más largas, en relación a otros tratamientos.



**Gráfica 1.** Efecto del sustrato sobre el tamaño de raíz en plantas de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados *ex vitro*.

En la Gráfica 2 el análisis de varianza y la comparación de medias de Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) se mostró que existieron diferencias significativas para el factor hormona en la variable

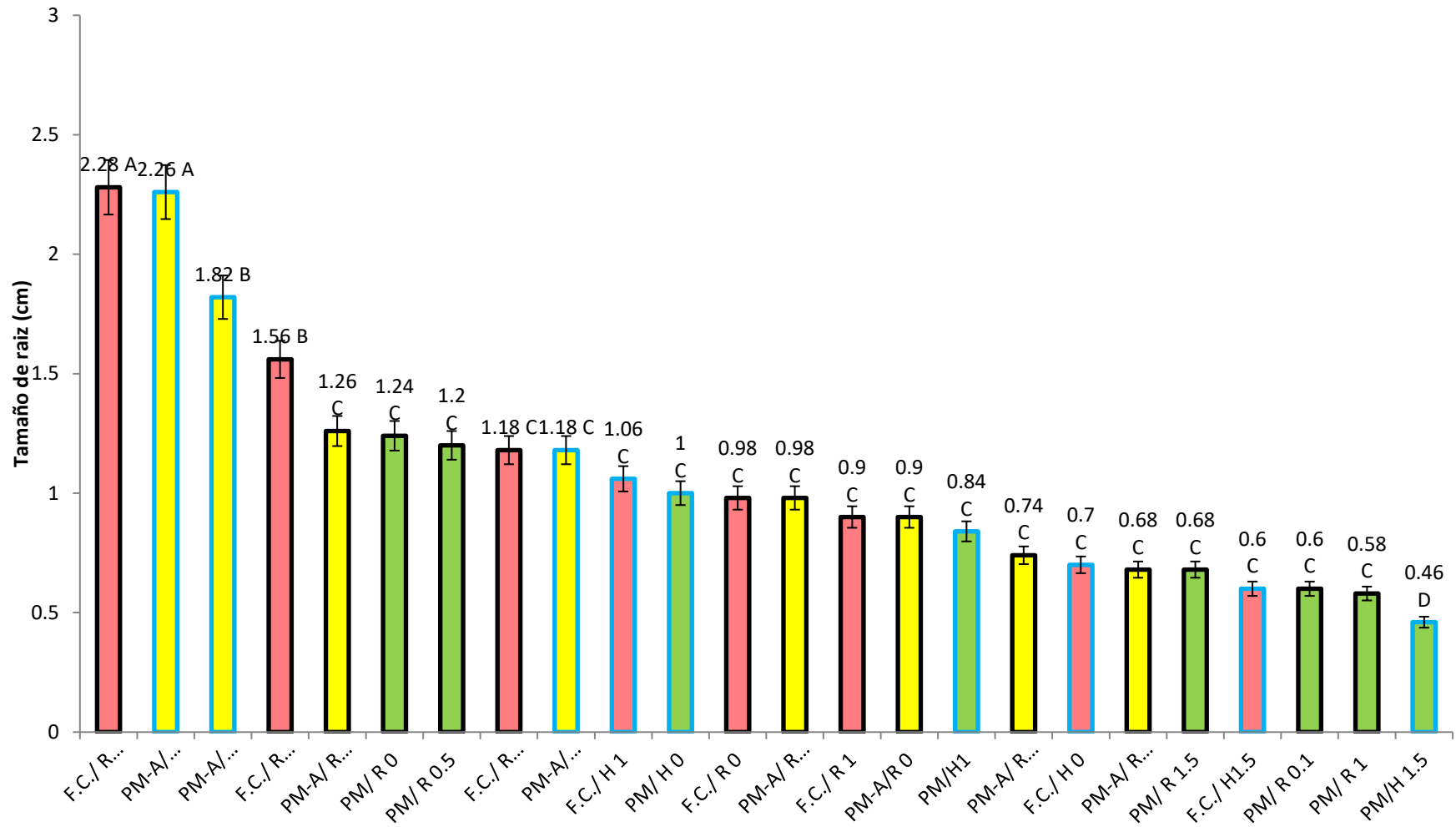
tamaño de raíz de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*). Sin embargo cabe destacar que se obtuvo mejor resultado sin uso de Hormovit® y Raizal 400® para la producción de esquejes de plantas de papa de calidad.



**Gráfica 2.** Efecto de la hormona sobre el tamaño de raíz en plantas de papa (*Solanum tuberosum*) var. Adora Selección, enraizados *ex vitro*.

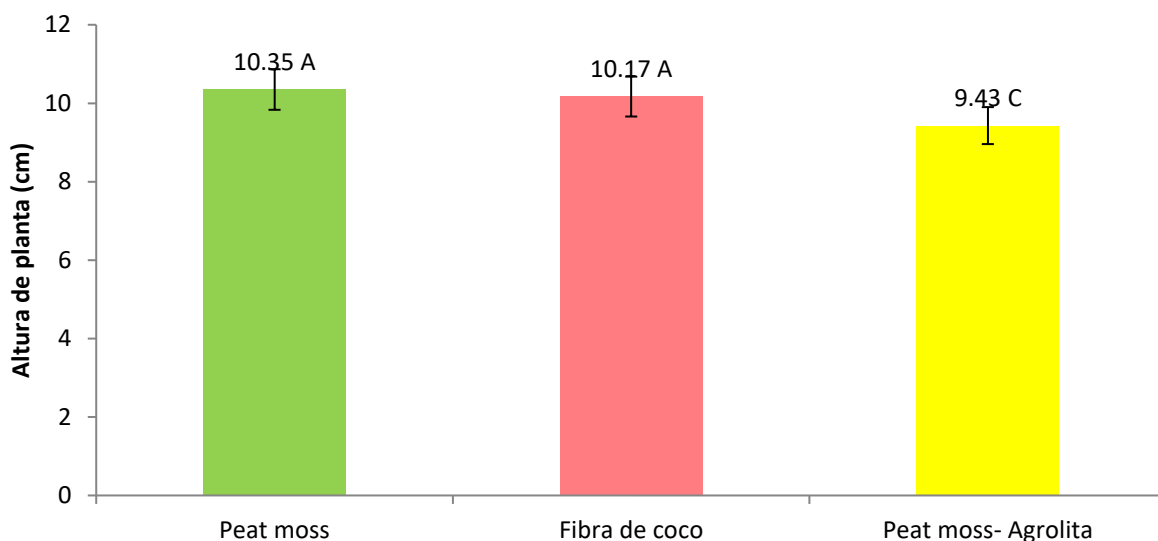
En la gráfica 3 el análisis de varianza muestra que existieron diferencias significativas para la interacción sustrato\*hormona en la variable tamaño de raíz de esquejes de plantas de papa, lo cual se confirmó con la prueba de Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ). Cabe destacar que el tratamiento sustrato \* hormona para la producción de esquejes de papa de calidad son fibra de coco con Raizal 400® 0.1 g·L<sup>-1</sup> y peat moss – agrolita con Hormovit® 0. Estos resultados coincide con Villanueva *et al.* 1998 quien utilizó Hormovit® para promover

enraizamiento en Kalanchoe y obtuvo el mayor tamaño de raíz en el testigo. Las plantas de papa respondieron a bajas concentraciones de auxinas con Raizal 400® 0.1 g·L<sup>-1</sup>, Azcon-Bieto *et al.* (2013) mencionó que las auxinas estimulan el crecimiento de raíces en esquejes a bajas concentraciones.



**Gráfica 3.** Efecto de la interacción sustrato\*hormona sobre el tamaño de raíz en plantas de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados *ex vitro*.

En la Gráfica 4, se observa que hay diferencias significativas por efecto factor sustrato para la variable altura de planta en esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*), tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ). Se destaca al peat-moss y fibra de coco como los mejores sustratos para la producción de esquejes de plantas de papa. Araméndiz *et al.* (2013) señalaron que la fibra de coco y/o cascarilla de arroz no produjeron plántulas de calidad deseable o con desventaja agronómica para su trasplante.

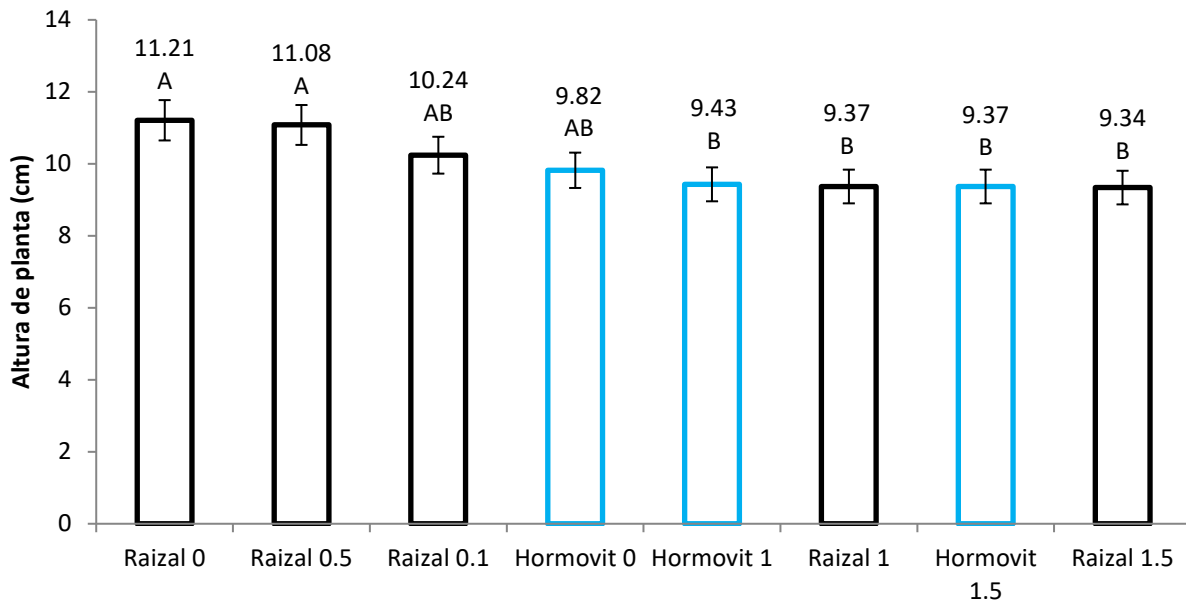


**Gráfica 4.** Efecto del sustrato sobre la altura de planta en esquejes de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados *ex vitro*.

El análisis de varianza indicó que existieron diferencias significativas para el factor hormona en la variable altura de plantas de papa (Gráfica 5). Con la comparación de medias de tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) se corroboró lo anterior, cabe destacar que la mayor altura de plantas de papa fue cuando no se utilizó ningún tipo de regulador Raizal 400® a 0 g·L<sup>-1</sup> y cuando se utilizó una baja concentración de Raizal 400® a 0.5 g·L<sup>-1</sup>. Cabe destacar que



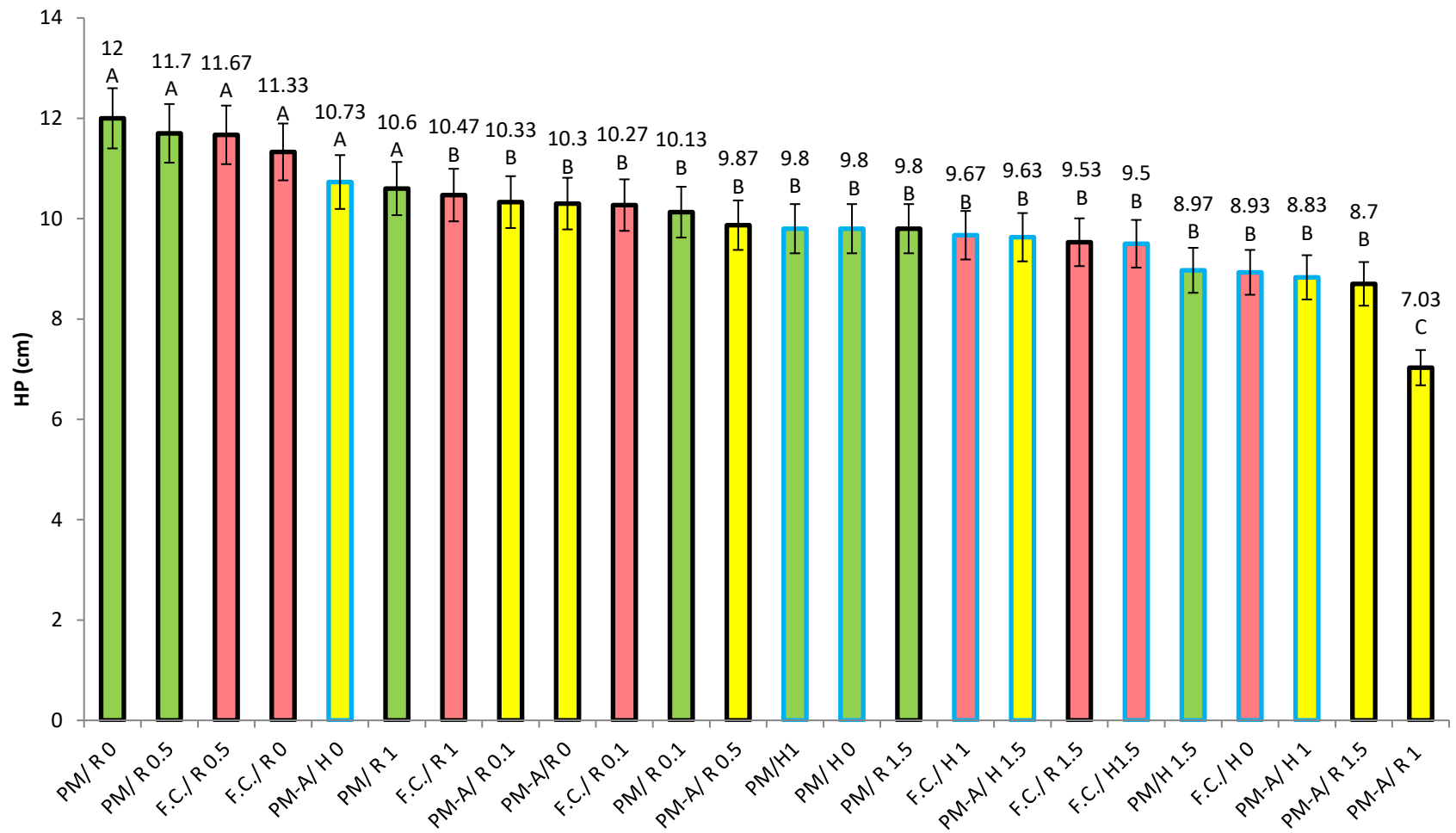
la menor altura de planta se presentó en plantas en las que se utilizó una concentración alta de Raizal 400<sup>®</sup> (1.5 g·L<sup>-1</sup>), lo que puede estar indicando que los esquejes de plantas de papa responde a bajas concentraciones de auxinas. De los resultados anteriores se recomienda realizar más investigación en cuanto a dosis y productos a utilizar.



**Gráfica 5.** Efecto de la hormona sobre la altura de planta en esquejes de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados *ex vitro*.

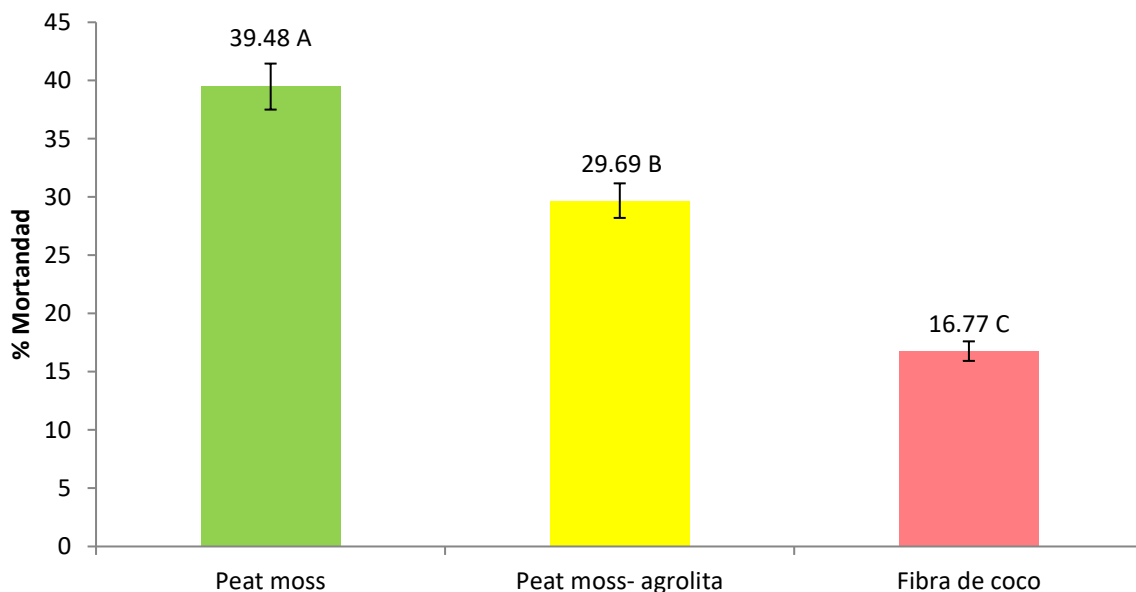
El análisis de varianza (Gráfica 6) indicó que existieron diferencias significativas para la interacción sustrato por hormona en la variable altura de plantas de papa (*Solanum tuberosum*). Con la comparación de medias de tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) se probó lo anterior, cabe destacar que el mejor sustrato y hormona para la producción de plantas de papa de calidad son Peat moss sin hormona, Peat-moss con Raizal 400<sup>®</sup> 0.5 g·L<sup>-1</sup>. Fibra de coco con Raizal 400<sup>®</sup> 0.5 g·L<sup>-1</sup>, Fibra de coco sin Raizal 400<sup>®</sup>, peat-moos sin Hormovit<sup>®</sup> y peat-moss con Raizal 400<sup>®</sup> 1 g·L<sup>-1</sup>. En estos resultados se observa que los esquejes tienen la capacidad de enraizar sin regulador de crecimiento y con bajas concentraciones de estos.

Villanueva *et al.* (1998) encontraron que el mejor sustrato y enraizador fue peat-moss con Radix 1500 ya que favorece el número de raíces, área de exploración de la raíz, longitud de raíces, diámetro del tallo y la absorción de nitrógeno y potasio. Estos resultados sugieren que existe efecto interactivo del sustrato y el tipo de auxina.



**Gráfica 6.** Efecto del sustrato y la hormona sobre la altura de planta en esquejes de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados *ex vitro*.

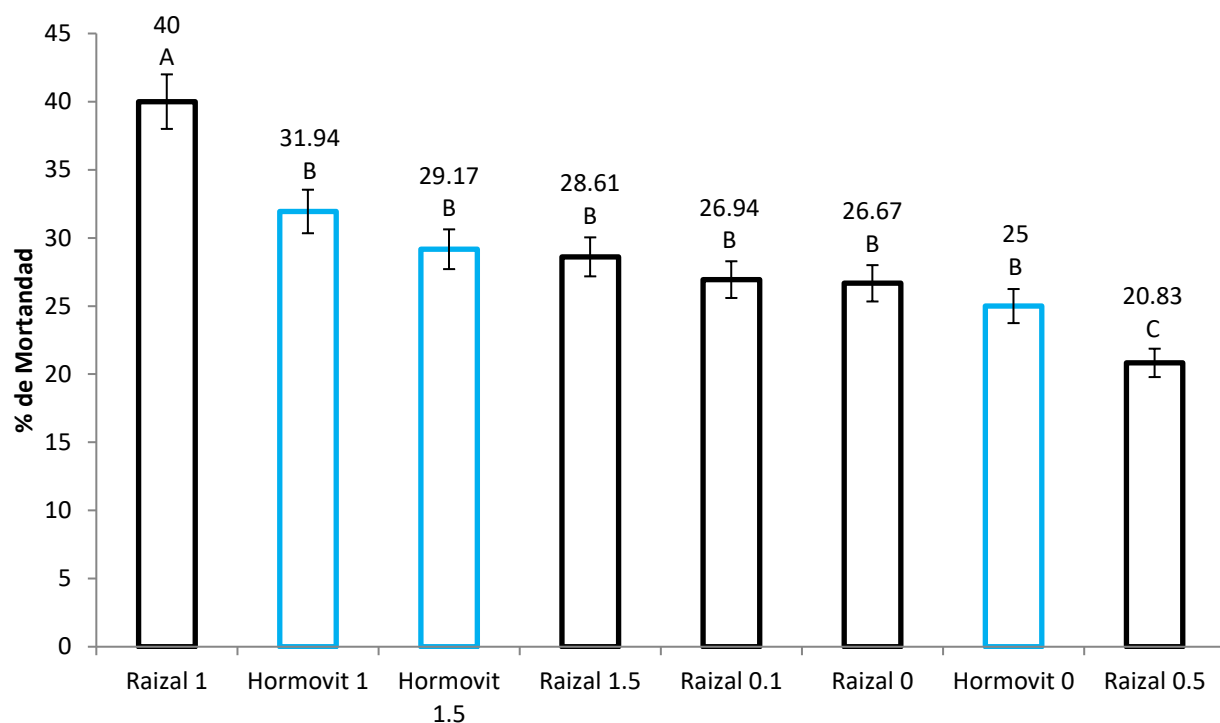
El análisis de varianza indicó que existieron diferencias significativas para el factor sustrato en la variable porcentaje de mortandad de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*) (Gráfica 7). La comparación de medias de tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) demuestra que el mejor sustrato para la producción de plántulas es fibra de coco ya que es donde sobrevivieron mayor número de plantas (83.23 %) y se disminuye la pérdida de plantas (mortandad 16.77 %) y por lo tanto se disminuyen los costos de producción. Guzmán (2012), en pruebas realizadas en el vivero forestal del Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera encontró que la fibra de coco es la mejor opción para las plántulas ecológicas de buena calidad sin necesidad de riego y fertilizantes adicionales.



**Gráfica 7.** Efecto del sustrato sobre el porcentaje de mortandad en plantas de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados ex vitro.

El análisis de varianza indicó que existieron diferencias significativas para el factor hormona en la variable porcentaje de mortandad de plantas de *Solanum tuberosum*, al

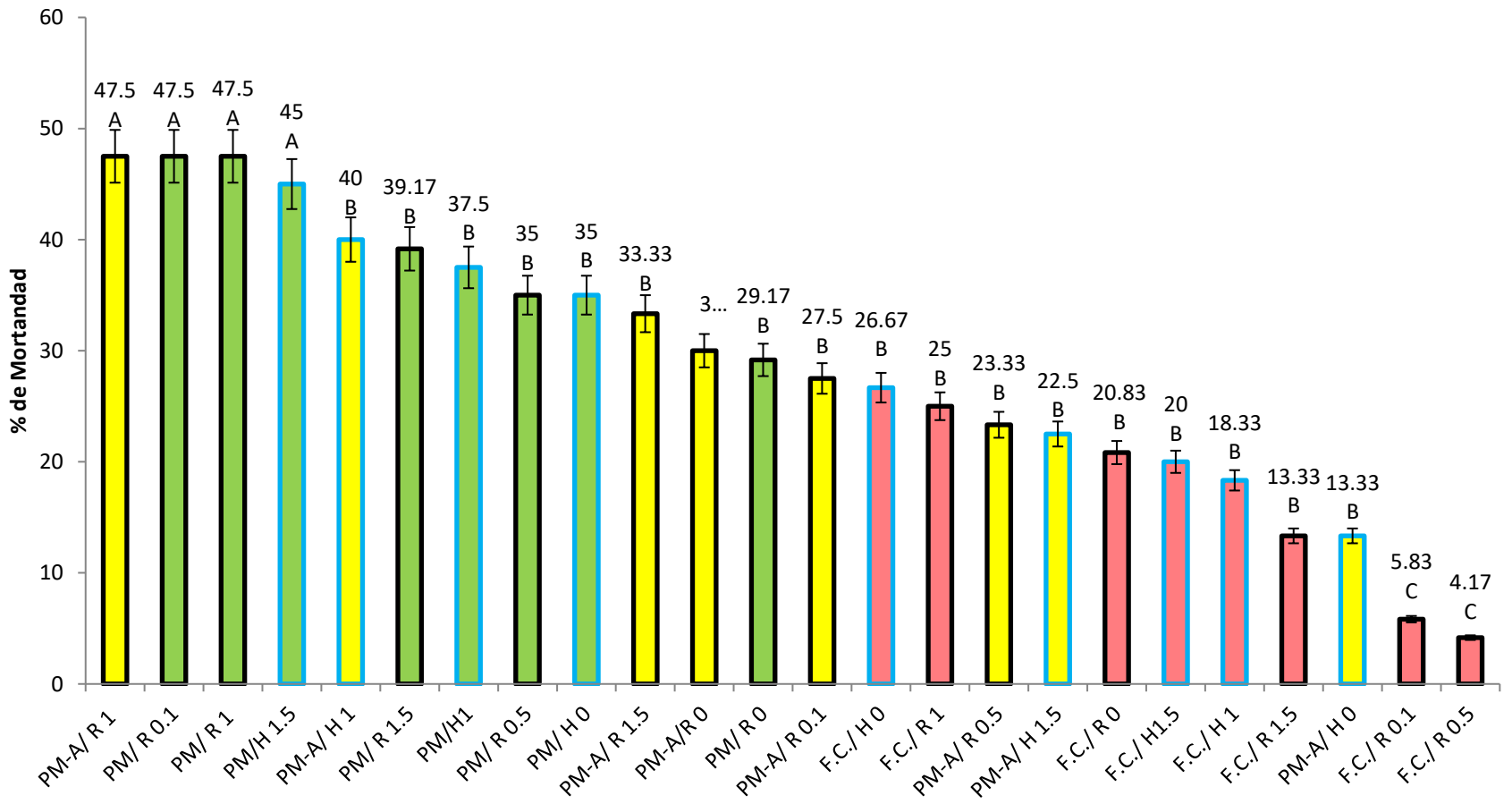
realizar la prueba de tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) (Gráfica 8), cabe destacar que la menor pérdida de plántulas fue con Raizal 400® (0.5 g·L<sup>-1</sup>), la mortandad es de 20.83 %. Martínez (2016), mencionó que el Raizal 400® disminuye la calidad de la planta, pero no es significativo el porcentaje, a comparación de Cosmoroot y Eneroot, sin embargo lo recomienda puesto que es un producto de bajo costo y ayuda a mejorar costos de producción en plántulas de café.



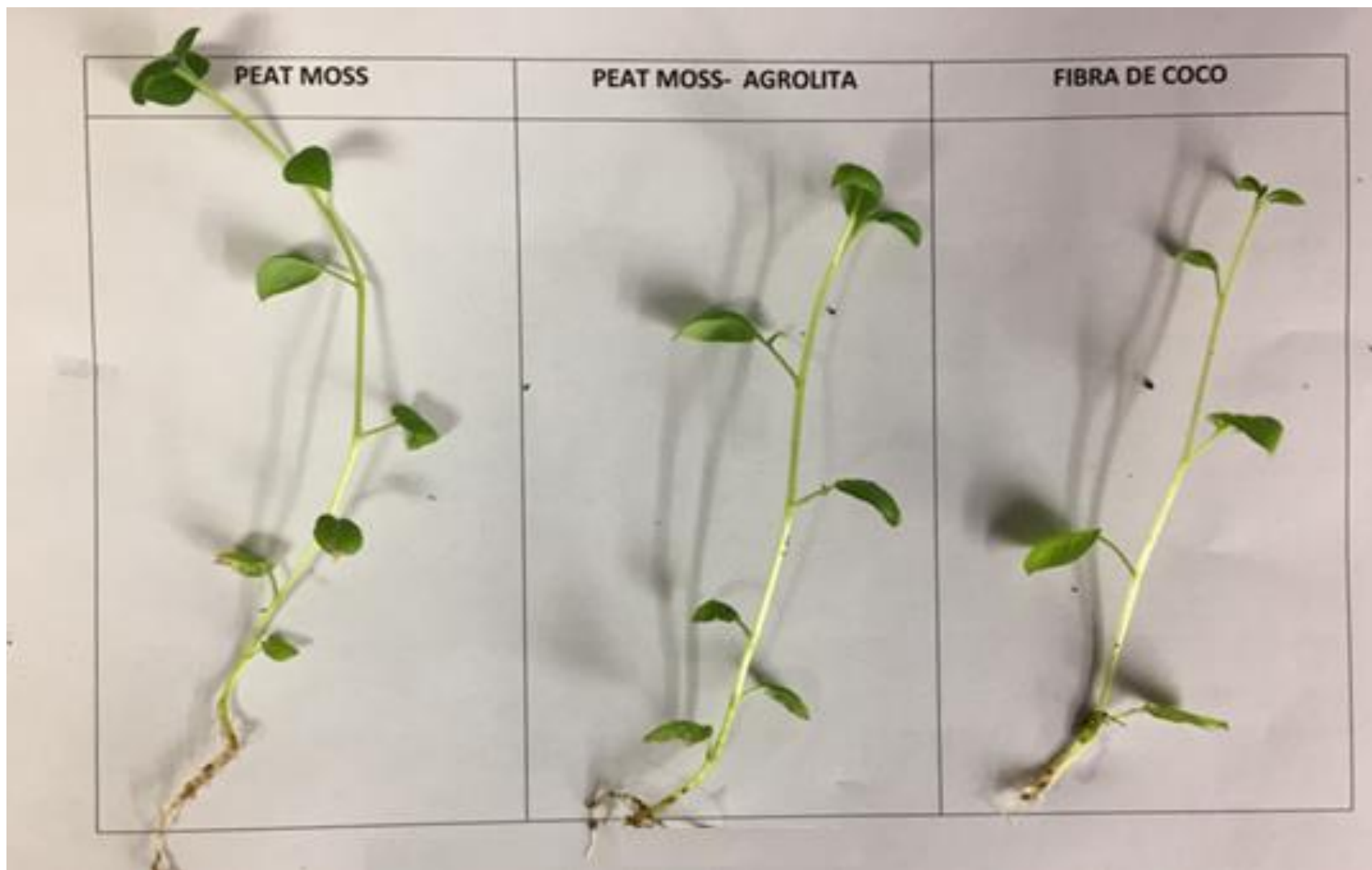
**Gráfica 8.** Efecto de la hormona sobre el porcentaje de mortandad en plantas de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados *ex vitro*.

El análisis de varianza indicó que existieron diferencias significativas para el factor sustrato por hormona en la variable porcentaje de mortandad de esquejes de plantas de papa, Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) (Gráfica 9). Se observa que en la interacción sustrato por hormona fibra de coco con Raizal 400® 0.1 g·L<sup>-1</sup> y fibra de coco con Raizal 400® 0.5 g·L<sup>-1</sup>, se

presenta el menor porcentaje de mortandad de esquejes de plantas de papa. Zavala (2018), mencionó que existe interacción estadística en las plántulas de manzanilla en el porcentaje de pegue, longitud radicular y número de brotes, lo que significa que el efecto de ambos factores (Raizal 400<sup>®</sup>-arena blanca) son dependientes.

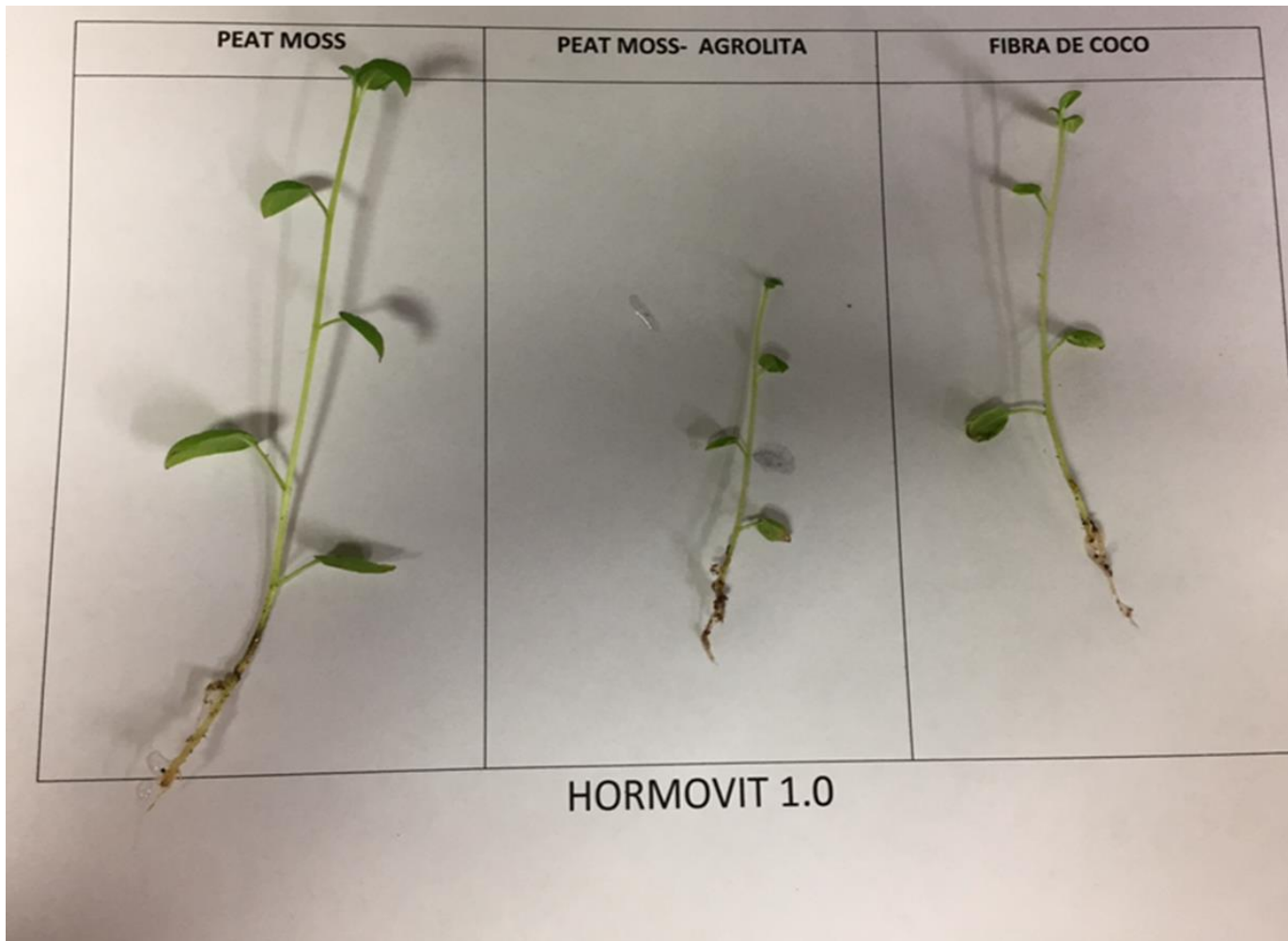


**Gráfica 9.** Efecto del sustrato y la hormona sobre el porcentaje de mortandad en planta de papa (*Solanum tuberosum*) enraizados *ex vitro*.

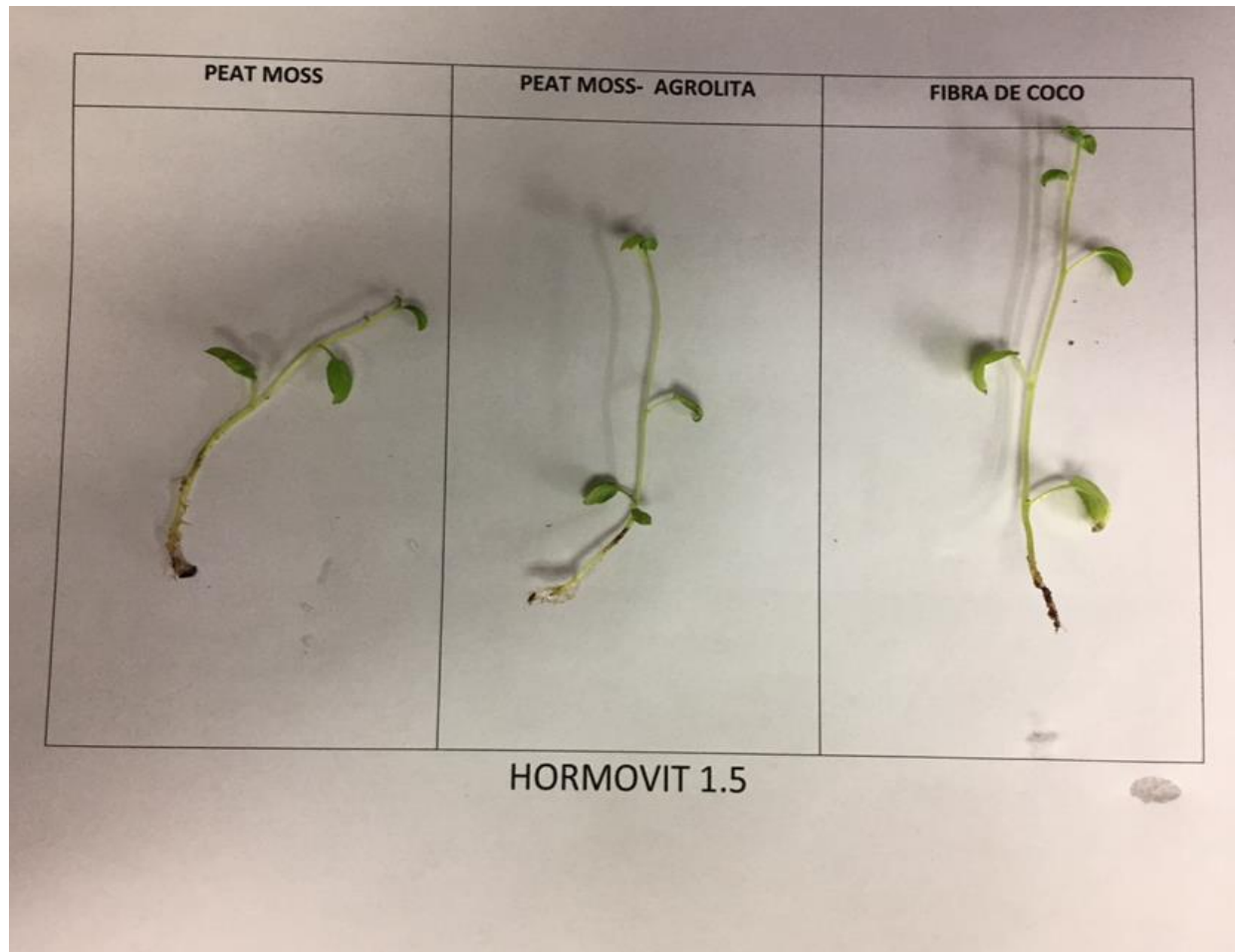


**Figura 9.** Muestra los resultados sin Hormovit® en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).

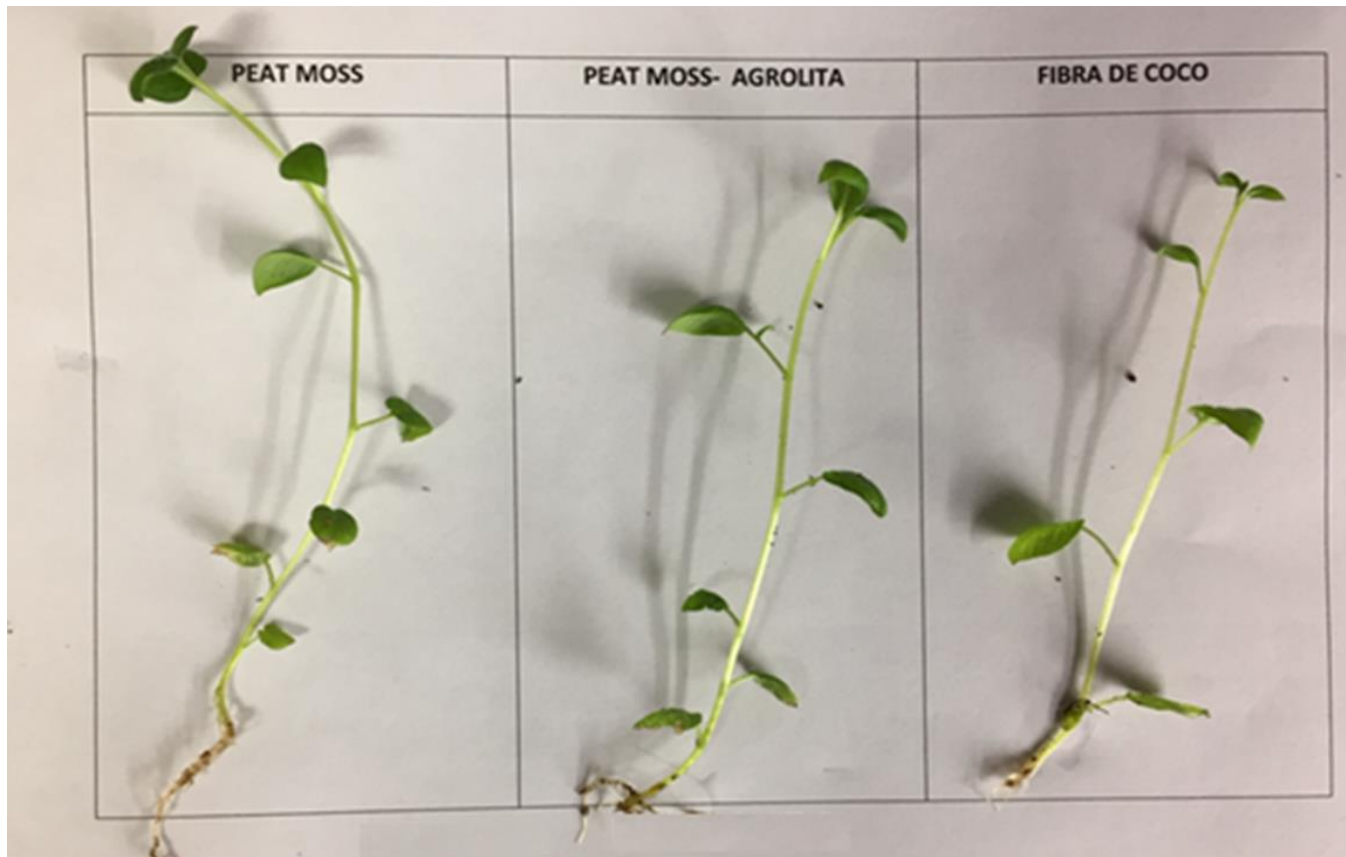




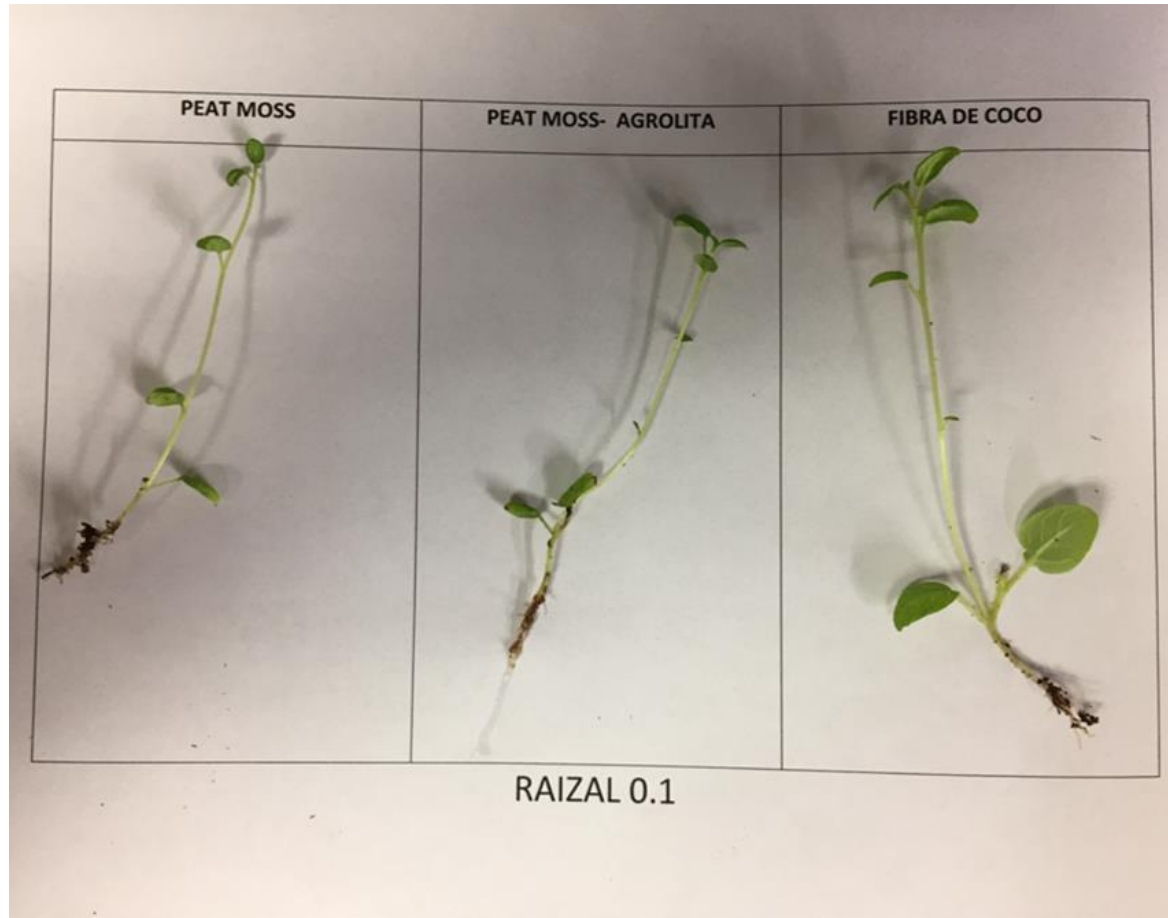
**Figura 10.** Muestra los resultados de Hormovit® a  $1.0 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$  en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).



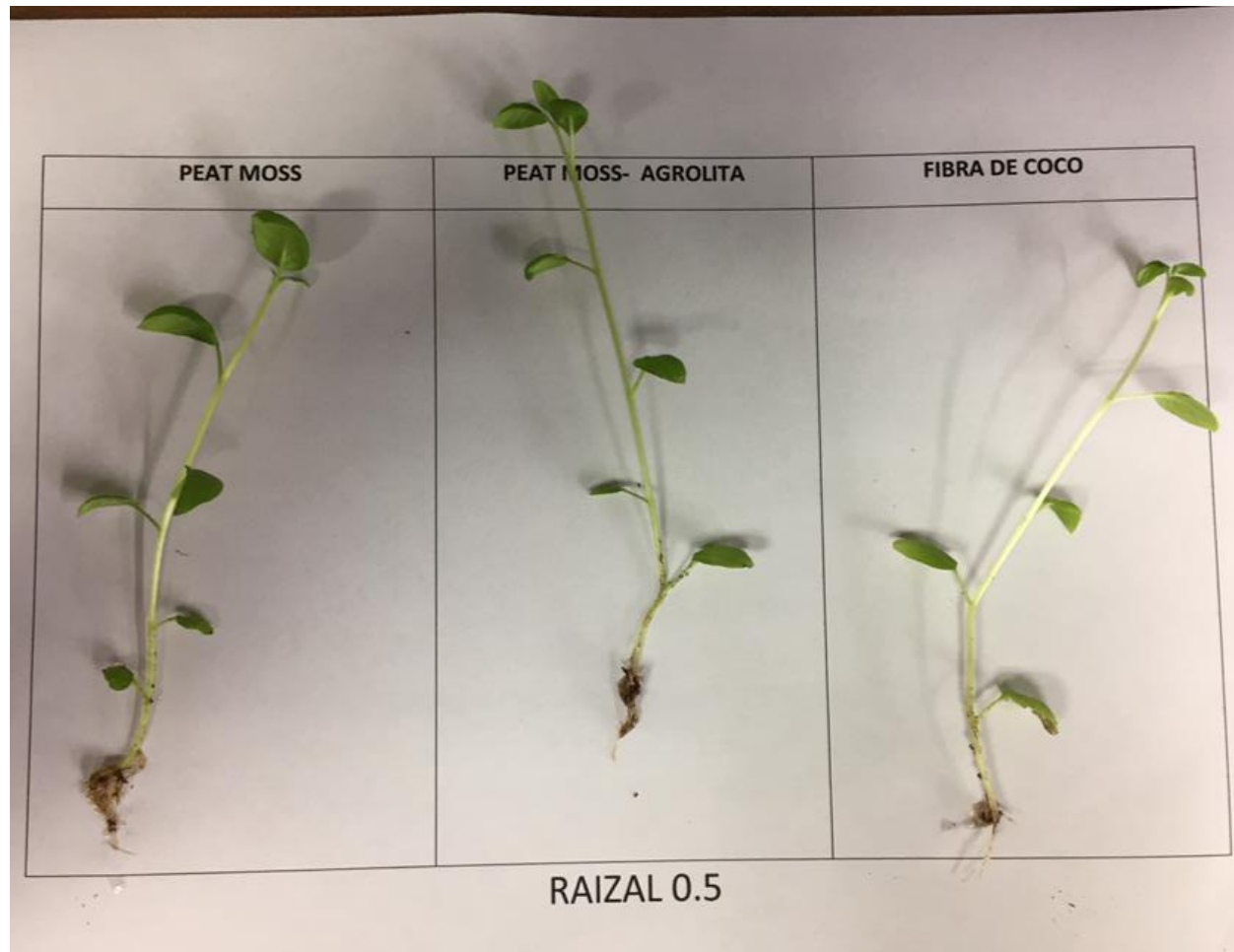
**Figura 11.** Muestra los resultados de Hormovit® a  $1.5 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$  en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).



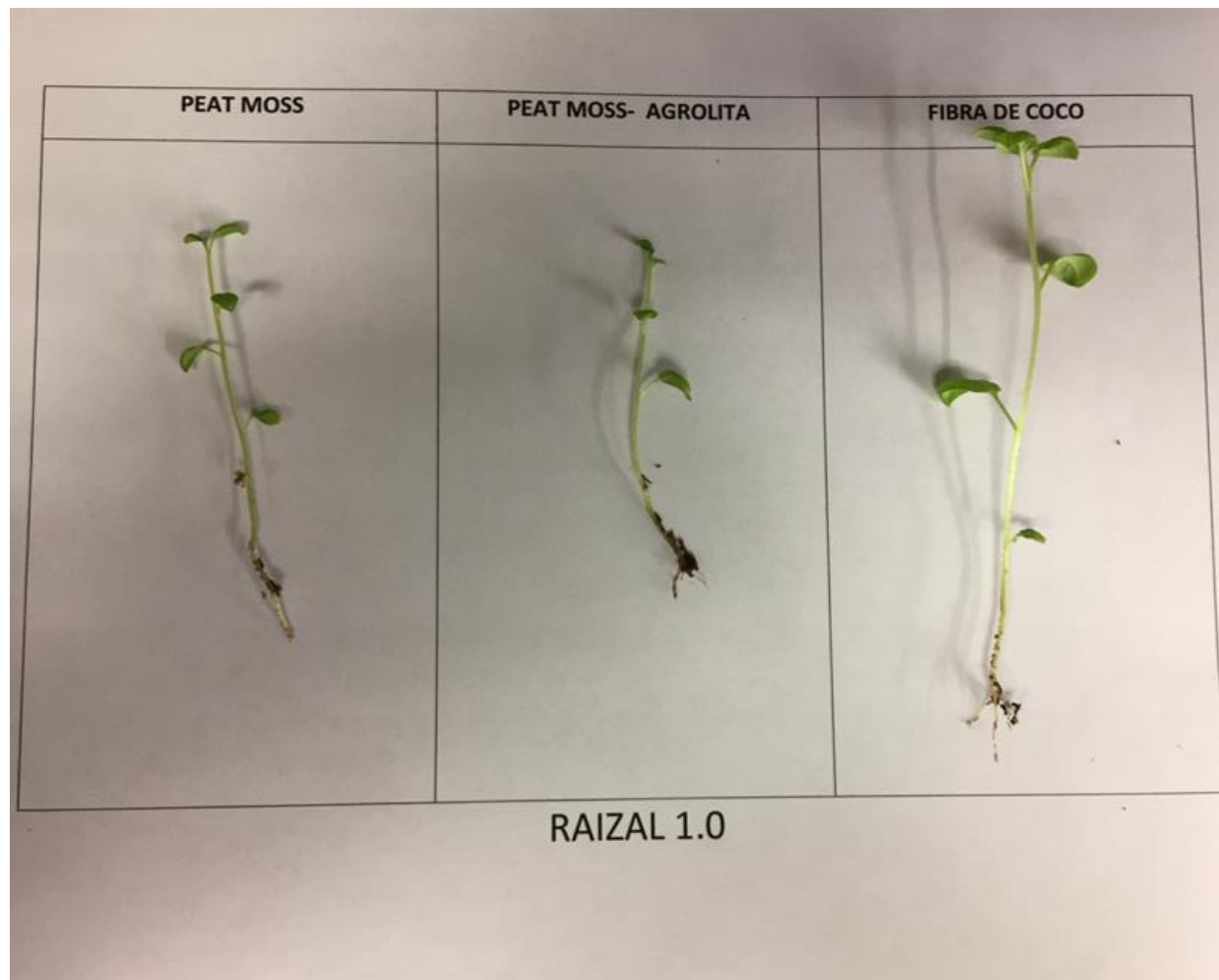
**Figura 12.** Muestra los resultados de Raizal 400<sup>®</sup> a 0 g·L<sup>-1</sup> en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).



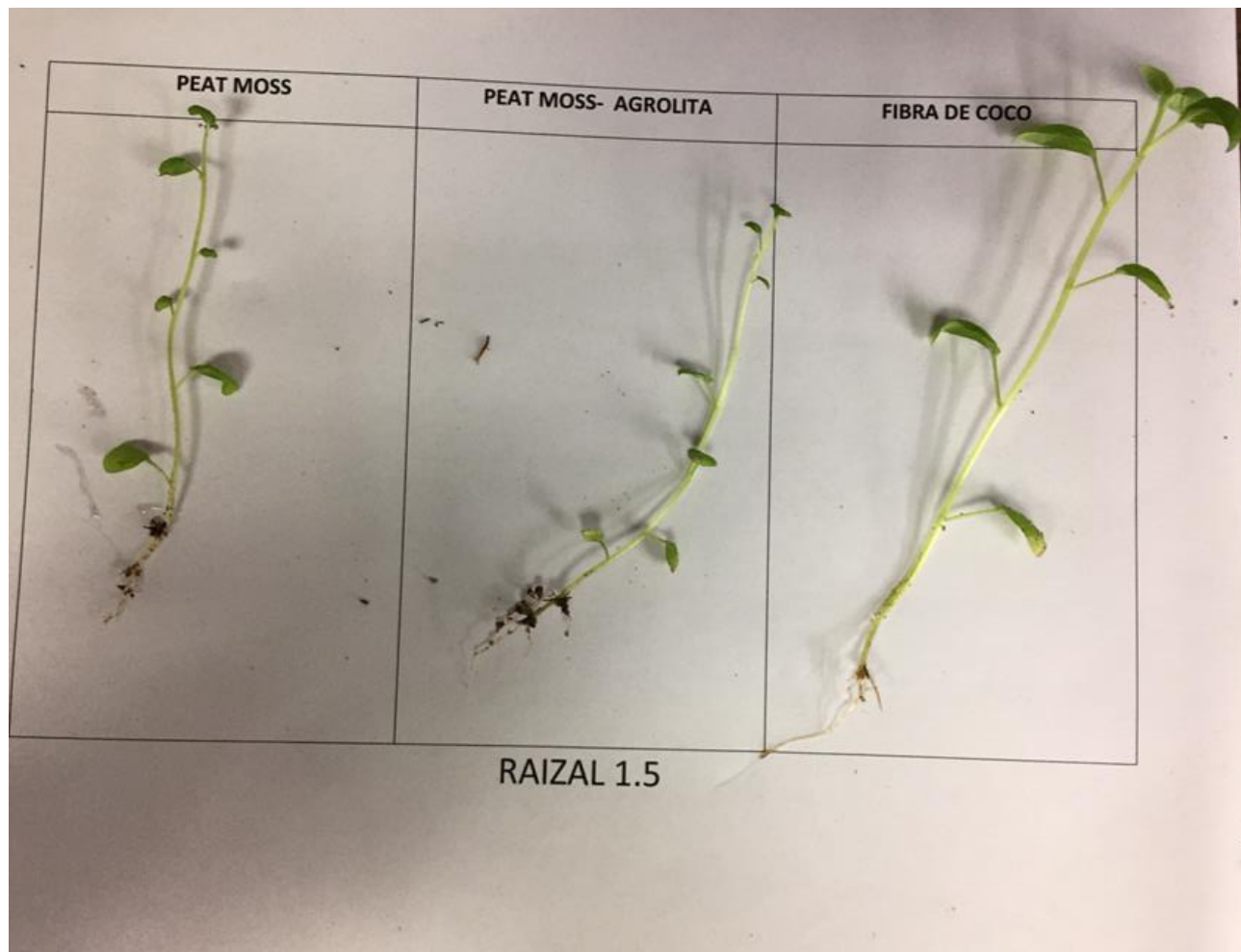
**Figura 13.** Muestra los resultados de Raizal 400® a  $0.1 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$  en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).



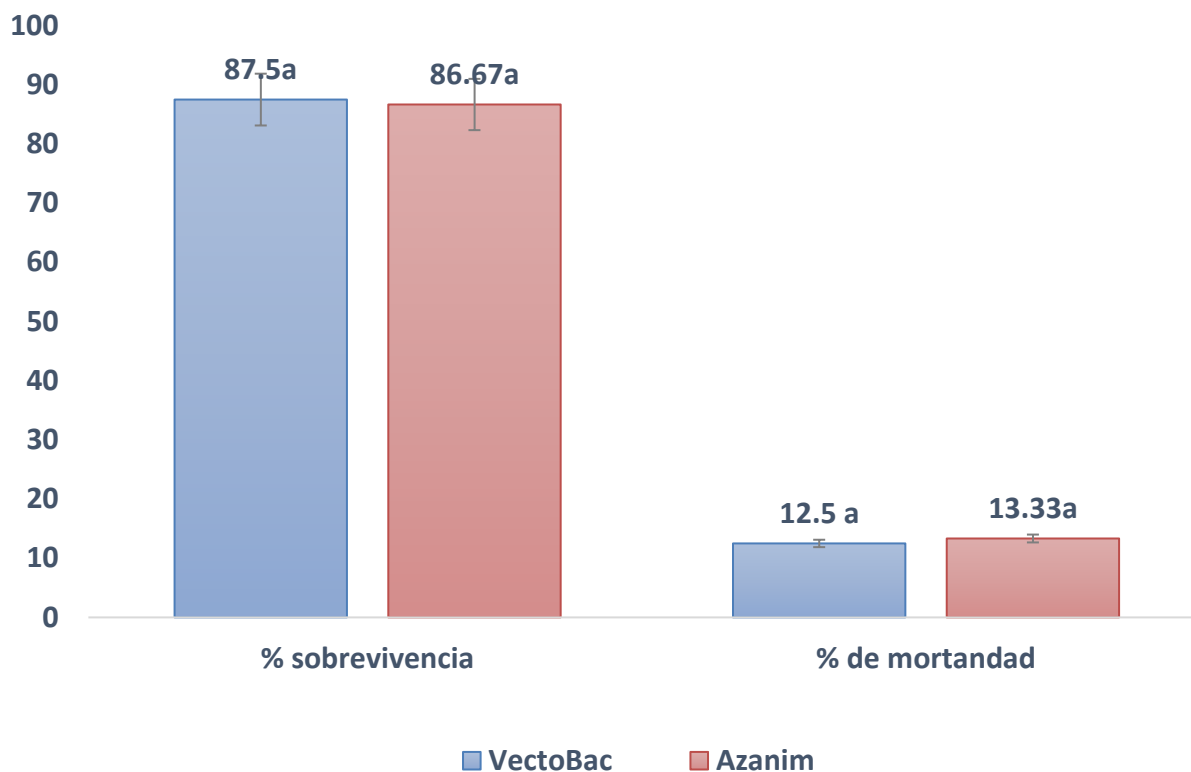
**Figura 14.** Muestra los resultados de Raizal400® a 0.5 g·L<sup>-1</sup> en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).



**Figura 15.** Muestra los resultados de Raizal 400<sup>®</sup> a 1.0 g·L<sup>-1</sup> en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).



**Figura 16.** Muestra los resultados de Raizal 400® a 1.5 g·L<sup>-1</sup> en los tres tratamientos realizados (Peat moss, peat moss con agrolita y fibra de coco).



**Gráfica 10.** Efecto del uso de productos orgánicos sobre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad en esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*).

En la Gráfica 10 se muestra que no existieron diferencias significativas en el factor producto orgánico sobre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad en esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*), el análisis de varianza arrojó un coeficiente de variación 3.73 y 12.69 para la variable porcentaje de sobrevivencia y mortandad, respectivamente.

De Luna (2014), encontró que el porcentaje de mortandad aumenta con el uso de *Bacillus thuringiensis* y extracto de neem en larvas *Spodoptera exigua* de lo cual se infiere que ambos productos mantuvieron resultados similares al de Fungus gnat en plantas de papa entre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad por cual razón no existieron diferencias

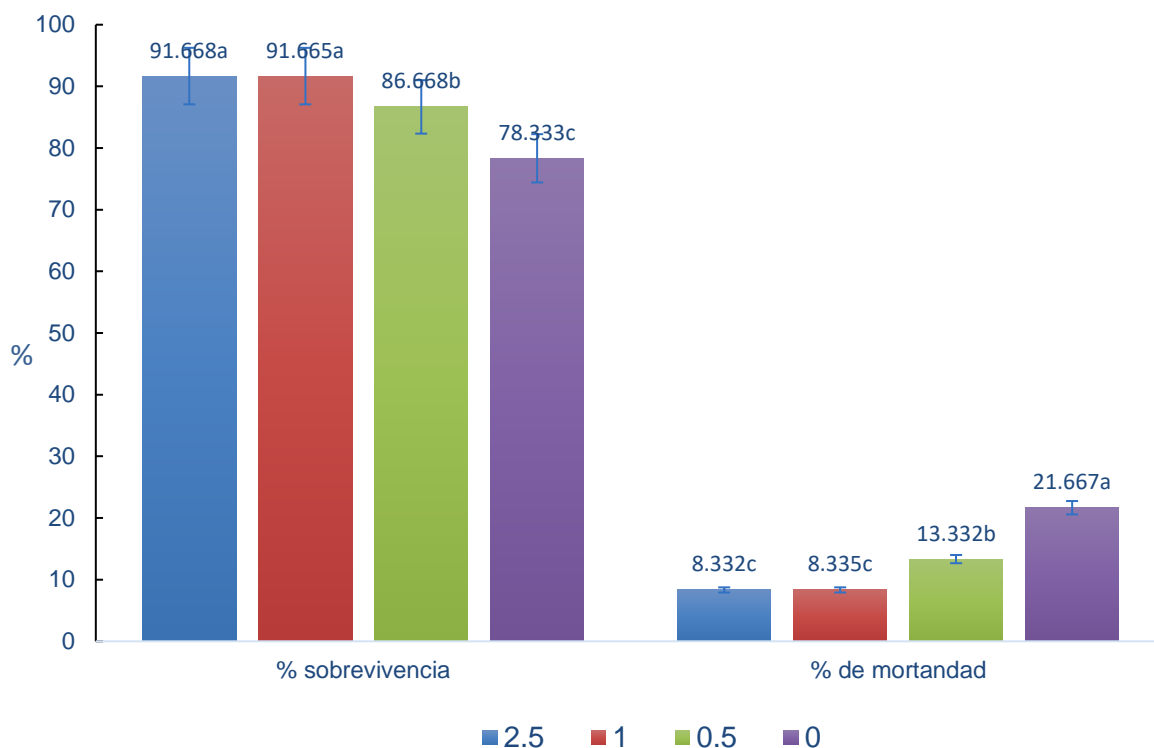


significativas entre los productos VectoBac® y Azanim, el producto VectoBac® es destacado para el control de Fungus gnat y el Azanim es considerado para control de larvas y adultos.

Mansilla *et al.* (2001), encontraron que la azadiractina es efectiva para el control de Fungus gnat a la dosis de 2 a 2.5 ml·L<sup>-1</sup> obteniendo el 100 % de mortandad en estado larvario, este proceso fue realizado bajo observaciones en laboratorio, sin embargo la dosis utilizada en este análisis fue de 0.5 ml·L<sup>-1</sup> y presentó daños de intoxicación en el follaje como se muestra en la Figura 17.

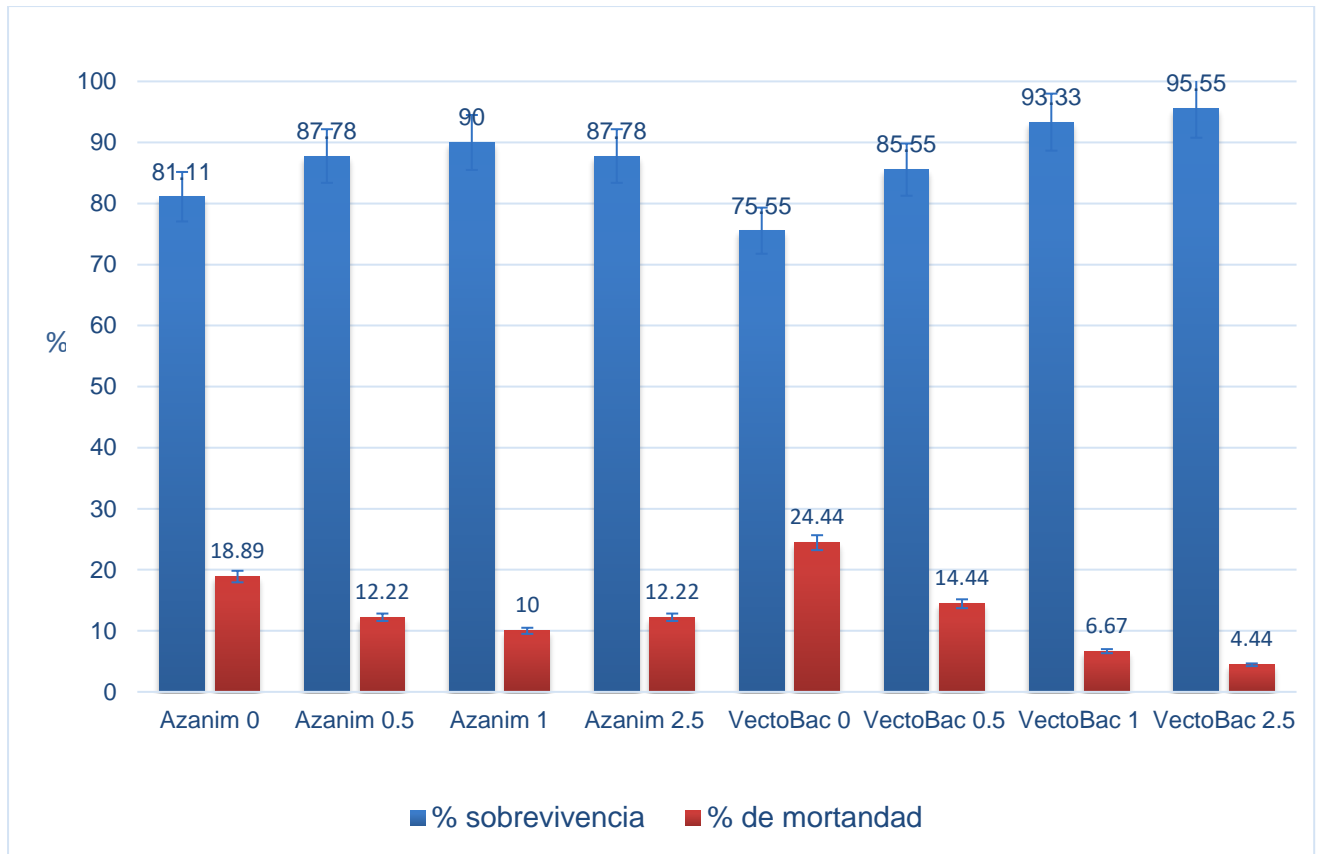


**Figura 17.** Daños por intoxicación de Azadiractina en plantas de papa (*Solanum tuberosum*)



**Gráfica 11.** Efecto del uso de las dosis de productos orgánicos sobre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad en esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*).

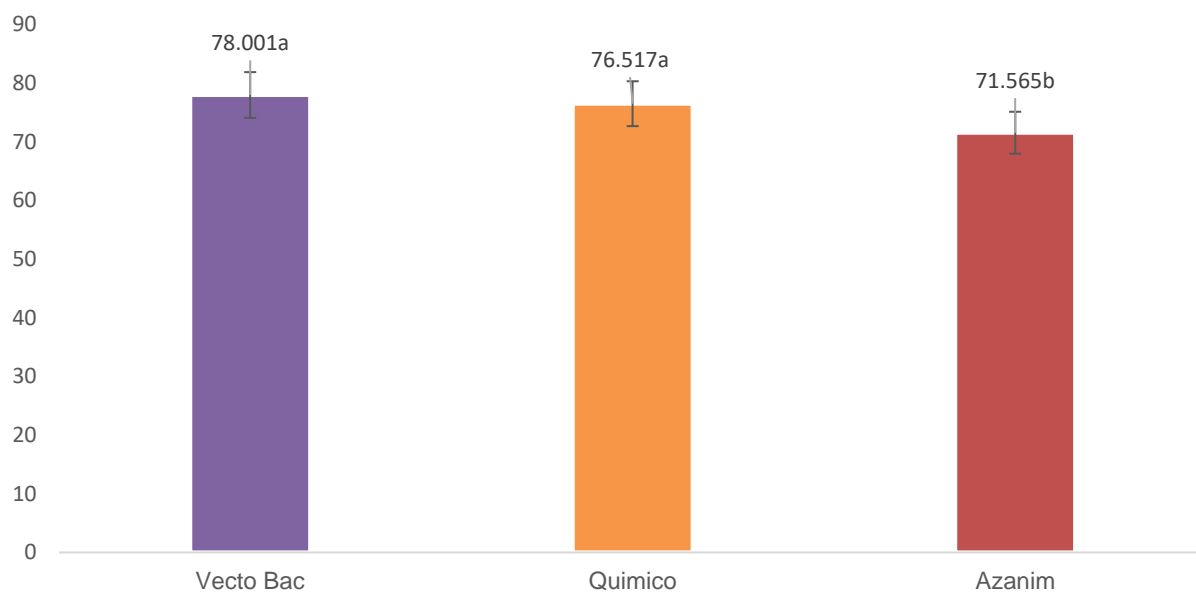
En la Gráfica 11 se destaca la diferencia significativa para el factor dosis del producto. El mayor porcentaje de sobrevivencia se logró con las concentraciones de 2.5 y 1.0 mL·L<sup>-1</sup> del producto.



**Gráfica 12.** Efecto de la interacción, producto x dosis sobre el porcentaje de sobrevivencia y mortandad en esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*).

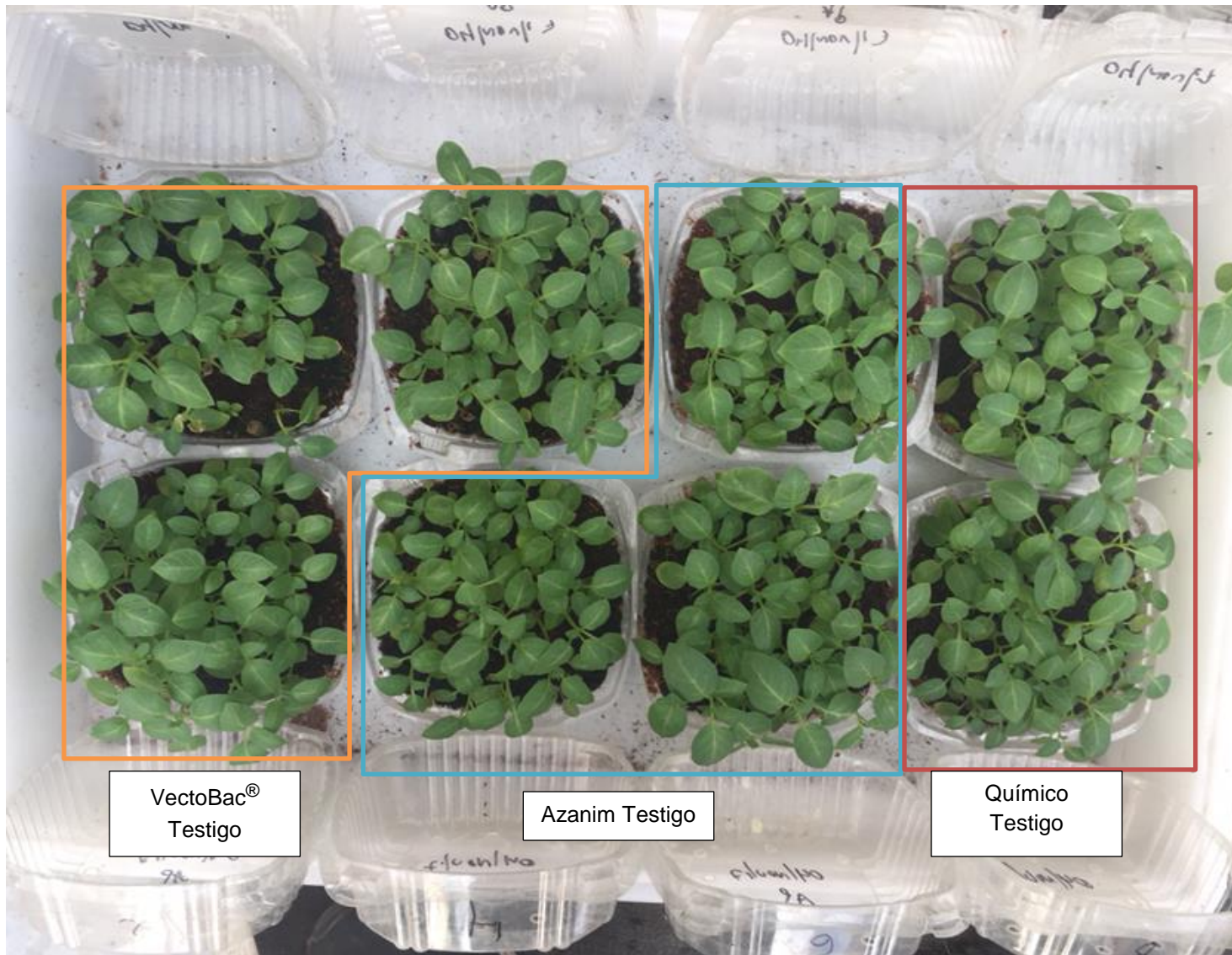
En la Gráfica 12 se observa que la interacción dosis x producto tuvo efecto significativo sobre el porcentaje de sobrevivencia y porcentaje de mortandad. De acuerdo con el análisis de varianza el VectoBac® a una concentración de 2.5 g·L<sup>-1</sup> tuvo el mayor porcentaje de sobrevivencia y por ende el menor porcentaje de mortandad, García (2008), recomienda usar *Bacillus thuringiensis* subespecie Israelensis como enemigo natural de Fungus gnat, para su control. De acuerdo a la etiqueta del producto *Bacillus thuringiensis* subespecie Israelensis produce un complejo cristal de proteínas conocido como protoxinas, que son ingeridas por las larvas. Estas son solubilizadas por los jugos

alcalinos del intestino larval y son hidrolizadas por las proteasas del intestino medio, lo que produce toxinas activas de péptidos llamadas delta-endotoxinas, que causan la formación de huecos en la pared del intestino medio, llevando a lisis inmediata de las células y posteriormente muerte de las larvas entre 2 a 24 horas. De acuerdo con VectoBac<sup>®</sup> es específico para larvas de mosquitos incluyendo Fungus gnat en el primer instar larvario no siendo así para el segundo y tercero.

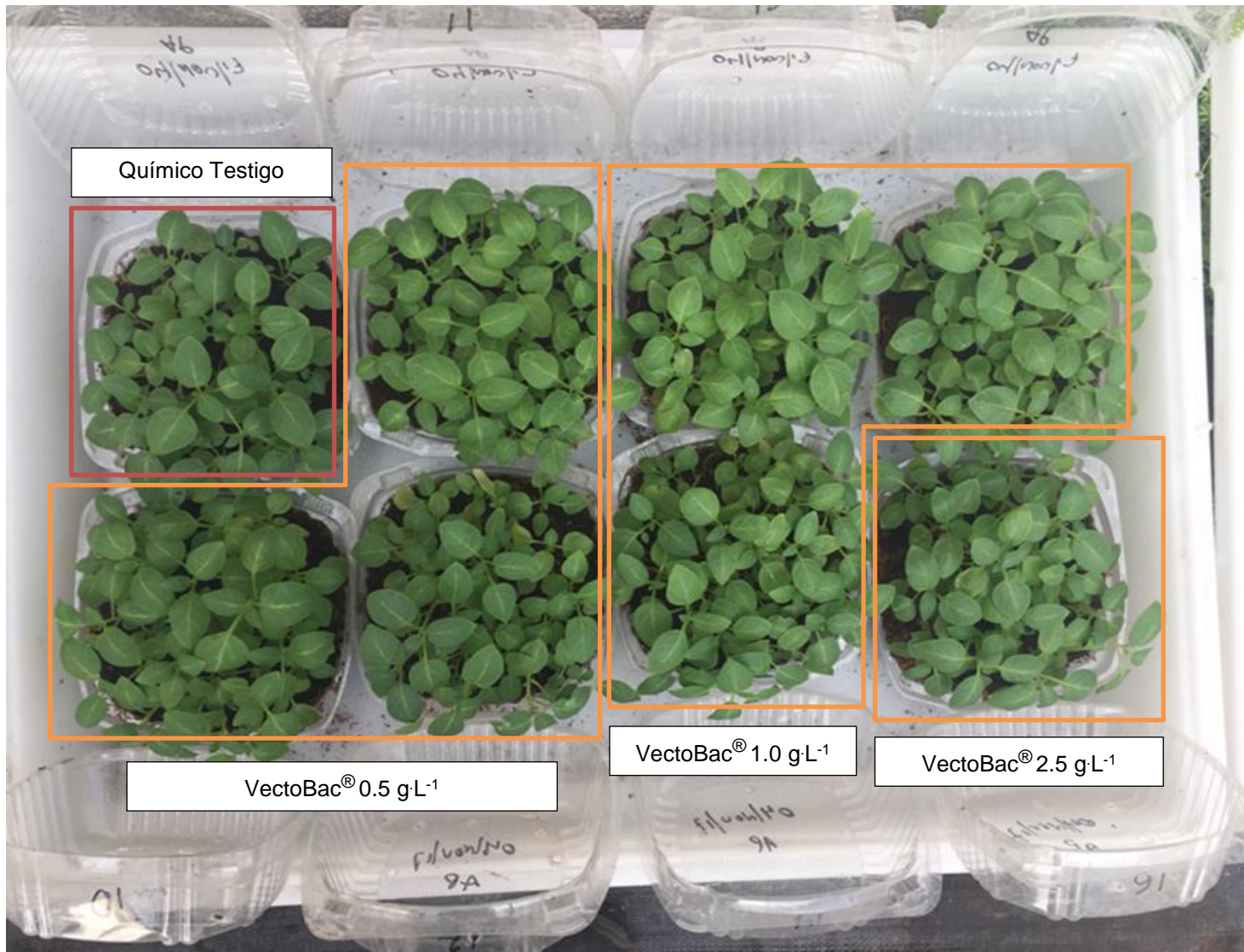


**Grafica 13.** Prueba de contrastes ortogonales entre los productos VectoBac<sup>®</sup>, Químico y Azanim.

En la Gráfica 13 se observa que existieron diferencias altamente significativas entre los tratamientos. Los resultados expuestos muestran que no hay diferencias significativas entre el producto VectoBac<sup>®</sup> y el control Químico; pero si la hay entre VectoBac<sup>®</sup> y Azanim y químico y azanim, sin embargo, aunque no existió diferencia significativa entre los productos VectoBac<sup>®</sup> y el control Químico, cabe mencionar que el producto químico presentó intoxicación en la planta como se muestra en la Figura 21.



**Figura 18.** Testigos del análisis para el control de Fungus gnat.



**Figura 19.** Efecto de VectoBac® a diferentes concentraciones para el control de Fungus gnat.



**Figura 20.** Efecto de Azanim a diferentes concentraciones para el control de Fungus gnat.

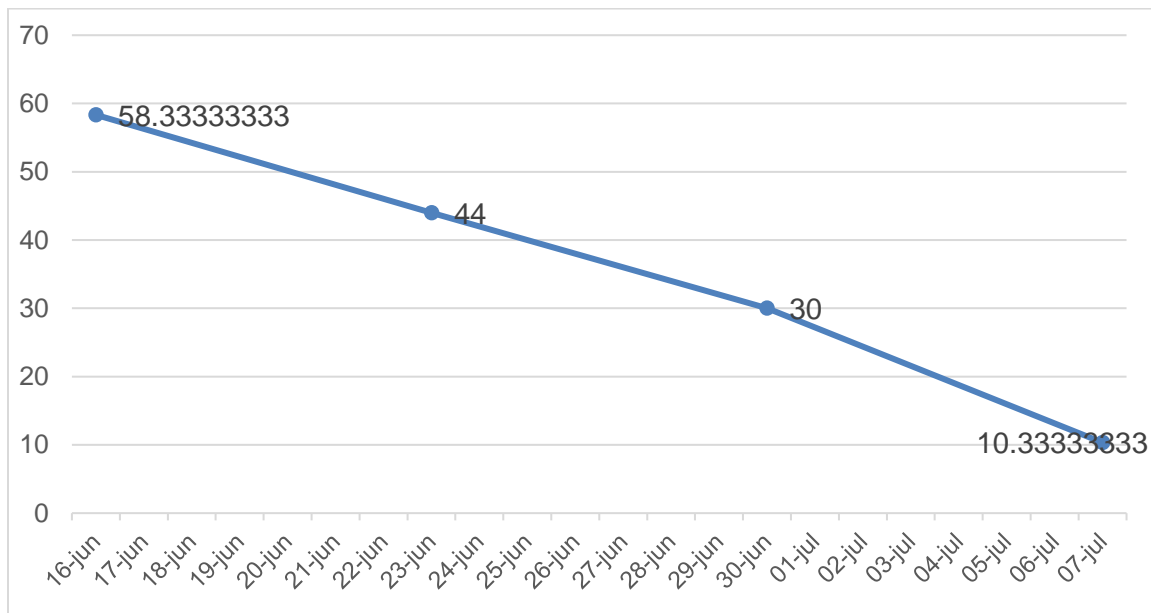


**Figura 21.** Efecto del producto químico a la dosis recomendada para el control de Fungus gnat.



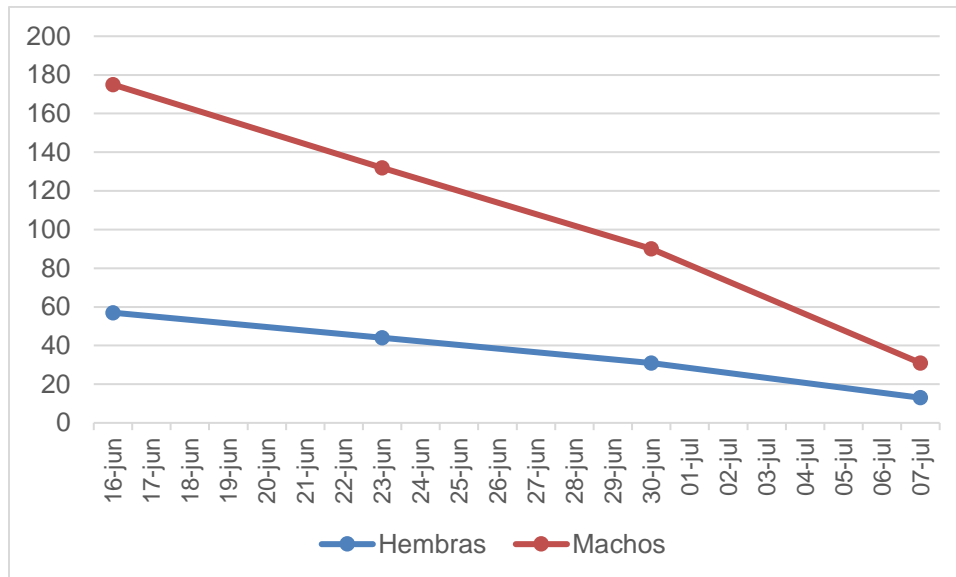


**Figura 22.** Trampas para evaluar el índice de población y el conteo de hembras y machos en el área de enraizamiento de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*) de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L.



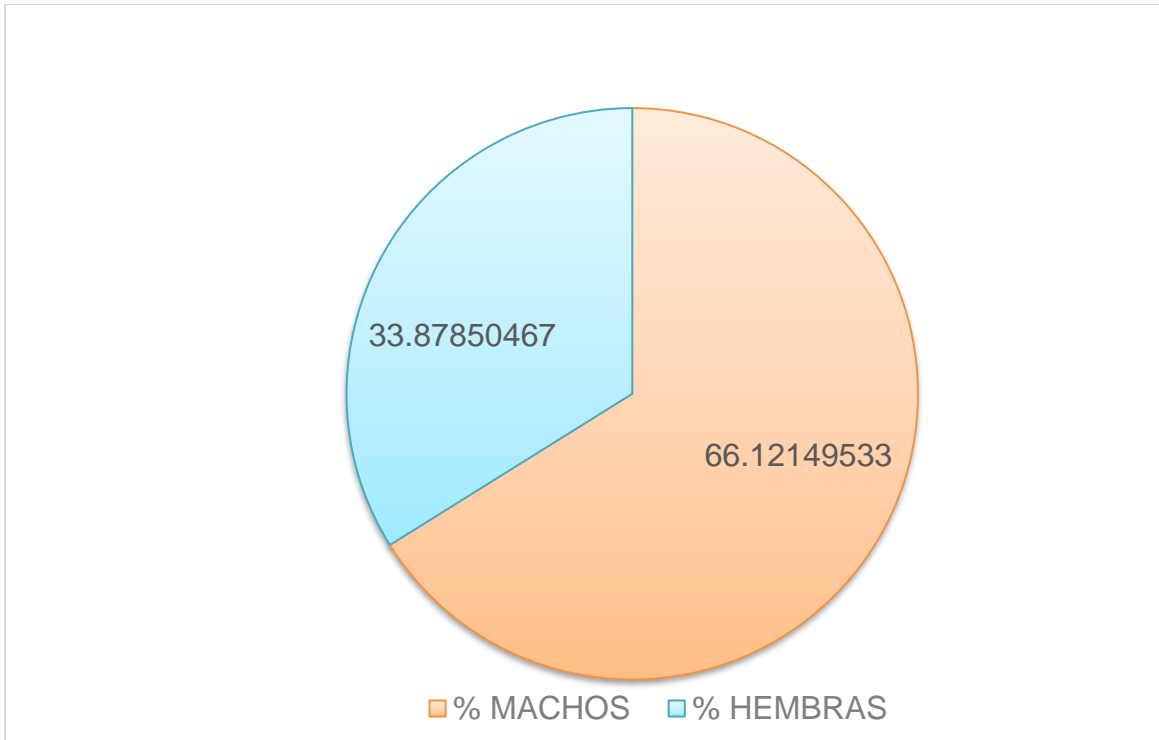
**Grafica 14.** Efecto del producto VectoBac® a 2.5 g·L<sup>-1</sup> en el área de enraizamiento de esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*) de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L.

La Gráfica 14 nos muestra cómo fue disminuyendo la población de Fungus gnat dentro de las instalaciones de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. en el área de enraizamiento de esquejes de planta de *Solanum tuberosum* después de aplicar semanalmente el producto VectoBac® a una dosis de 2.5 g·L<sup>-1</sup> ya que fue el mejor producto y la mejor dosis en nuestro estudio para el control de Fungus gnat en esquejes de plantas de papa (*Solanum tuberosum*)



**Grafica 15.** Disminución de la población entre hembras y machos con el efecto del producto VectoBac® a 2.5 g·L<sup>-1</sup> en el área de enraizamiento de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L.

La Gráfica 15 nos muestra cómo fue disminuyendo la población de Fungus gnat por separado entre hembras y machos dentro de las instalaciones de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L. en el área de enraizamiento de plantas de papa (*Solanum tuberosum*) después de aplicar semanalmente el producto VectoBac® a una dosis de 2.5 g·L<sup>-1</sup> al final nos señala que la proporción se iguala, lo que infiere que habrá menos reproducción por la carencia de machos.



**Grafica 16.** Porcentaje de hembras y machos que se obtuvieron en el conteo en el área de enraizamiento de esquejes de planta de papa (*Solanum tuberosum*) de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L.

La Gráfica 16 nos muestra el porcentaje de hembras y machos presentes en esquejes de papa (*Solanum tuberosum*) en donde se observa que el mayor porcentaje de la población fue de machos con 66% y hembras 33%, lo que nos daría una proporción de 2:1 según Villanueva *et al.* (2013) en su estudio encontró que el 75% de la población fue de machos y el resto fueron hembras, con una relación de 3:1, de lo que se infiere que en la población de *Bradysia difformis* predomina el macho.

## 5. CONCLUSIONES

La especie identificada de Fungus gnat fue *Bradysia difformis*

La interacción indica que el mejor tratamiento para el tamaño de raíz es fibra de coco con Raizal 400® a  $0.1 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ , teniendo un porcentaje mínimo de mortandad en las plantas (5.8 %), equivalente a dos plantas por domo y un crecimiento medio de 10.24. Esto indica que es el mejor tratamiento para el control cultural de Fungus gnat en el enraizamiento de esquejes de planta de papa (*Solanum tuberosum*).

El mejor control de las pruebas fue el control biológico VectoBac® (*Bacillus thuringiensis* var. *Israelensis*) a  $2.5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$  aunque dicho producto solo ataca larvas en los primeros dos instares (L1 y L2).

Dentro del área de enraizamiento de la empresa Agrícola Villarreal S.P.R. de R. L. se hicieron aplicaciones de VectoBac® a  $2.5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$  disminuyendo un 83 % de población, sin embargo cabe mencionar que las aplicaciones se siguieron haciendo semanalmente hasta que la plaga se erradico (dentro del área mencionada) después se siguió aplicando de forma preventiva cada quince días para evitar resistencia.

Predominaron los machos con respecto a las hembras en una relación 2:1, con un 66 %.

## 6. BIBLIOGRAFÍA

ARAMENDIZ, H. CARDONA, C. y CORREA, E. 2013. Efecto de diferentes sustratos en la calidad de plántulas de berenjena (*Solanum melongena* L.). Revista colombiana de ciencias hortícolas. 7 (1): 55-61.

ARELLANO-GARCÍA, M.A., VILLAVICENCIO-GUTIÉRREZ, E.E. y GARCÍA-GARZA, S.J. 2010. Producción de plántulas y semilla prebásica de variedades comerciales de papa libres de enfermedades. Folleto Técnico Núm. 41. Campo Experimental Saltillo. INIFAP. Saltillo, Coahuila, México 30 p.

AZCON- BIETO, J. y TALON, M. 2013. Fundamentos de fisiología vegetal. Segunda edición. McGraw-Hill. Barcelona. España. 669 p.

BANKS, H. J. 1976. Physical control of insects-recent developments. Division of Entomology. J. Aust. Ent. 15: 89-100.

BLASCHKE- BERTHOLD, U. 1988. Larva taxonomy in Sciaridae (Insecta, Diptera, Mycetophiloidea). Ver handlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg 30: 345-351.

CARLES-TOLRÁ, M. y HJORTH-ANDERSEN. 2015. Clase insecta: Orden Diptera. Revista IDE@ - SEA. 63: 1-22

CENTENO, G. H. 2016. Control legal. (En línea) Disponible en [http://www.ucv.ve/fileadmin/user\\_upload/facultad\\_agronomia/Zoologia\\_Agricola/Manejo\\_Integrado/Competencia2/Clase\\_4.\\_CONTROL\\_LEGAL.pdf](http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad_agronomia/Zoologia_Agricola/Manejo_Integrado/Competencia2/Clase_4._CONTROL_LEGAL.pdf) (Revisado 14 de Marzo del 2017).

CISNEROS, F. 1995. Control cultural. (En línea) Disponible en [http://www.avocadosource.com/books/cisnerosfausto1995/CPA\\_7\\_PG\\_89-101.pdf](http://www.avocadosource.com/books/cisnerosfausto1995/CPA_7_PG_89-101.pdf). (Revisado 10 de Octubre del 2016).

CISNEROS, F. 1995. Control químico. (En línea) Disponible en [http://www.avocadosource.com/books/cisnerosfausto1995/CPA\\_9\\_PG\\_148-231.pdf](http://www.avocadosource.com/books/cisnerosfausto1995/CPA_9_PG_148-231.pdf). (Revisado 10 de Octubre del 2016).

CONPAPA. 2010. Comité Nacional Sistema Producto Papa (En línea) Disponible en <http://conpapa.org.mx>. (Revisado 17 de Septiembre del 2016).

CORNER, A. 2010. Physical control of stored product insects. *In: International European Symposium on Stored Product Protection "Stress on chemical products"* (En línea) Disponible en [https://openagrar.bmel-forschung.de/servlets/MCRFileNodeServlet/Document\\_derivate\\_00007403/JKA%20429-13.pdf](https://openagrar.bmel-forschung.de/servlets/MCRFileNodeServlet/Document_derivate_00007403/JKA%20429-13.pdf). (Revisado 20 de Octubre de 2016).

CORONADO, P. R. y MÁRQUEZ, D. A. 1999. Introducción a la entomología: morfología y taxonomía de los insectos. Ed. UTEHA Noriega. México. 272 p.

CURTIS, C.F. 1985. Genetic control of insect pests: growth industry or lead balloon? *Biological Journal of the Linnean Society* 26: 359-374.

DE LUNA. E.J. 2014. Desarrollo y evaluación de bioinsecticidas microencapsulados a partir de *Bacillus thuringiensis* y Neem para el control del gusano soldado *Spodoptera exigua* (Hübner). Tesis de doctorado. Universidad Autónoma de Nuevo León. Nuevo León. 146 p.

ESPINOZA, N., LIZARRAGA, R., SIGUEÑAS, C., BUITRÓN, F., BRYAN, J. y DODDS, J. 1992. Tissus culture micropropagation, coservation y export of potato germplasm. International Potato Center, Lima, Perú. 20 p.

FAOSTAT. 2008. Food and Agricultural Organization of United Nations, Rome, Italy. (En línea) Disponible en <http://www.fao.org/potato-2008>. (Revisado 16 de Febrero del 2017).

GÁLVEZ-RODRÍGUEZ, A. 2001. Producción de papa (*Solanum tuberosum* L) con la Técnica de Cultivo de Tejidos Vegetales. INVERNAMEX. Saltillo, Coahuila.

GARCIA, P. F. 2008. Fungus gnat, insecto plaga en ornamentales. Publicación Especial No. 31. Campo experimental Morelos. INIFAP. Morelos, México. 6 p.

GÓMEZ, M. 2000. Importancia del arbolado en el entorno urbano y rural Cátedra de Parques y Jardines Universidad Nacional de San Luis. México. (En línea) Disponible en [http://www.google.com.mx/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&ved=2ahUKEwi1xtTg0vPeAhUJ7qwKHZRmBGMQFjAAegQICRAC&url=http%3A%2F%2Fwww.uacj.mx%2FICB%2FUEB%2FDocuments%2FHojas%2520tecnicas%2F1%2520plagas%2520\(1\)%2520Corregida%2520sin%2520logo.pdf&usg=AOvVaw1grTQTgUY-TOTc3uvswemB](http://www.google.com.mx/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&ved=2ahUKEwi1xtTg0vPeAhUJ7qwKHZRmBGMQFjAAegQICRAC&url=http%3A%2F%2Fwww.uacj.mx%2FICB%2FUEB%2FDocuments%2FHojas%2520tecnicas%2F1%2520plagas%2520(1)%2520Corregida%2520sin%2520logo.pdf&usg=AOvVaw1grTQTgUY-TOTc3uvswemB) (Revisado 17 de Febrero del 2018).

GUZMAN, G. 2012. Evaluación de sustratos para el crecimiento de plántula ecológica certificada (En línea) Disponible en <https://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/ifapa/-/action/3a269130-1bb9-11df-b7e2-9dc1a0f432f2/e5747030-1bb8-1df-b7e2-35c8dbbe5a83/es/d37ec860-4634-11e0-9740-bd3181e5ef4b/alfrescoDoc>

ument?i3pn=contenidoAlf&i3pt=S&i3l=es&i3d=e5747030-1bb8-11df-b7e235c8db  
be5a83&contentId=3e9d799f-c444-4747-9962-698d43b4ac23 (Revisado 4 de  
Julio del 2018).

HAWKES, J. G. 1990. The Potato: Evolution, Biodiversity and Genetic Resources.  
Belhaven Press. London, UK. 259 p.

HAWKES, J.G. 1994. Origin of the cultivated potatoes and species relationships. In:  
Bradshaw J.E., Mackay G.R. (eds.): Potato Genetics. CAB International,  
Wallingford, 3–42.

HILLOCK, S.D. 2004. Mechanical Pest Controls. Extension facts (En línea) Disponible en  
[http://university.uog.edu.172-31-226.previewmysite.com/cals/people/pubs/  
inscont/f-6432.pdf](http://university.uog.edu.172-31-226.previewmysite.com/cals/people/pubs/inscont/f-6432.pdf) (Revisado 20 de Octubre de 2016).

IBÁÑEZ-BERNAL, S. 1999. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de Mexico. I.  
Brumptomyia Franca y Parrot; Lutzomyia Franca, las especies de L. (Lutzomyia)  
Franca y del grupo Verrucarum. Folia Entomologica Mexicana. 107: 61-118.

INTERNATIONAL POTATO CENTER (CIP). 1997. Tissue culture micropropagation,  
conservation and export of potato germoplasm. International Potato Center, Lima,  
Perú.

JELINEK, S. and AZZOPARDI, S. 2010. Fungus gnat management in greenhouse crops.  
Publication 10. Industry & Investment. State of New South Wales. Australia. 5 p.

JIMÉNEZ-TERRY, F. AGRAMONTE, D. PÉREZ, M. PONS, M. RODRÍGUEZ, M. LA O,  
M. HURTADO, O. PÉREZ, A. y LEIVA-MORA. M. (2013). Efecto del sustrato sobre



la producción de minitubérculos de papa en casa de cultivo a partir de plantas *in vitro*. *Biotecnología Vegetal* 13(3): 169 – 180.

JOHNSON, N.F. 2005. Borror and DeLong's introduction to the study of insects. 7<sup>th</sup> edition. Ed. Brooks/Thomson Cole USA. 864 p.

KHURANA, S.M.P., J. MINHAS S. and S. PANDEY K., 2003. The Potato: production and utilization in subtropics. Mehta Publishers, New Delhi, India, 445 p.

LEYVA, H. A. 2012. Evaluación del efecto del tipo de sustrato y nutrición de la aclimatación de vitroplantas de tres variedades de papa (*Solanum tuberosum*). Tesis de maestría. Instituto Politécnico Nacional. Guasave, Sinaloa. 90 p.

LIBERATOSCIOLI, G. s/a. La mosca del mantillo en invernaderos (En línea) Disponible en [http://www.agro-tecnologia-tropical.com/mosca\\_del\\_mantillo.html](http://www.agro-tecnologia-tropical.com/mosca_del_mantillo.html) (Revisado 20 de Marzo del 2017)

LORENCE, A.; GÁLVEZ, A. y SAAD, I. 1997. Importancia y potencial de la biotecnología para el cultivo de papa"; II. "Producción de semillas a partir de cultivo de tejidos vegetales"; III. "Perspectivas de la biotecnología aplicada al cultivo de Chile. Cuaderno de Vigilancia Biotecnológica No. 4. Centro para la innovación Tecnológica, México D.F. 129 p.

MANSILLA, J. P., PASTORIZA, M.I. y PÉREZ, R. 2001. Estudio sobre la biología y control de *Bradysia paupera* Tuomikoski (= *Bradysia difformis* Frey) (*Diptera* : *Sciaridae*). *Bol. San. Veg. Plagas*. 27: 411-417.

- MARTINEZ, M. 2016. Evaluación de enraizadores en la producción de almácigo de café. Tesis. Universidad Rafael Landívar. Facultad de Ciencias Ambientales Y Agrícolas. Sede Regional De Jutiapa Jutiapa. 59 P.
- MCGAVIN, G.C. 2001. Essential entomology, an order by order introduction. 1<sup>a</sup> edition. Ed. Ariel ciencia. Oxford University Press, New York. U.S.A. 352 p.
- NAVARRO M, D.A. 2010. Manejo Integrado de Plagas. Cooperative Extension Service. University Of Kentucky College Of Agriculture, Lexington, Kentucky. U.S.A. 20 p.
- NOÉ P, C. A. 1982. Control integrado de plagas. Taller “Adiestramiento en prevención de riesgos en el uso de plaguicidas”, realizado en el Centro de Investigación Ecologicas del Suroeste, San Cristobal de las Casas Chiapas, Mexico. Secretaria de Agricultura.
- PAKER, J. S. 1987. Control de plagas de plantas y animales. Primera ed. Editorial Limusa. México. 29 p.
- PIERIK R., L. M. 1987. *In vitro* culture of higher plants. Martinus Nijhoff Publishers. Dordrecht. Netherlands. 344 p.
- RIGATO, S., GONZALEZ, A. y HUARTE, M. 2010. Producción de Plántulas de Papa a Partir de Técnicas Combinadas de Micropropagación e Hidroponía para la Obtención de Semilla Prebásica. Revista Latinoamericana de la Papa. 12: 110-120.
- RIOS G, M.A. 2011. Evaluación de la eficacia de cuatro enraizadores y tres tipos de estaca en la producción de plantas de guayusa (*Ilex guayusa*) a nivel de vivero en

el Cantón Archidona, Provincia de Napo. Tesis. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Facultad de Recursos Naturales. Escuela de Ingeniería Agronómica. Riobamba, Ecuador. 81 p.

ROMERO, R. F. 2004, Manejo integrado de plagas. Primera edición. Universidad Autónoma Chapingo y Colegio de Postgraduados. Texcoco, Estado de México, México. 23 p.

SIFUENTES. (2016). Control Mecánico y Control Biológico. PSI Sierra. (En línea) Disponible en [http://www.psi.gob.pe/docs/%5Cbiblioteca%5Cguias%5CControl\\_mecanico\\_biologico.pdf](http://www.psi.gob.pe/docs/%5Cbiblioteca%5Cguias%5CControl_mecanico_biologico.pdf). (Revisado 20 de Octubre del 2016).

SMITH, T. 2010. Fungus gnat and Shore Flies. UMas Extension. Greenhouse Crops and Floriculture Program. University of Massachusetts. Amherst. 7 p.

SPOONER, D. M., MCLEAN, K., RAMSAY, G., WAUGH, R. and BRYAN, G. J. 2005. A single domestication for potato based on multilocus amplified fragment length polymorphism genotyping. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 126: 14694-14696.

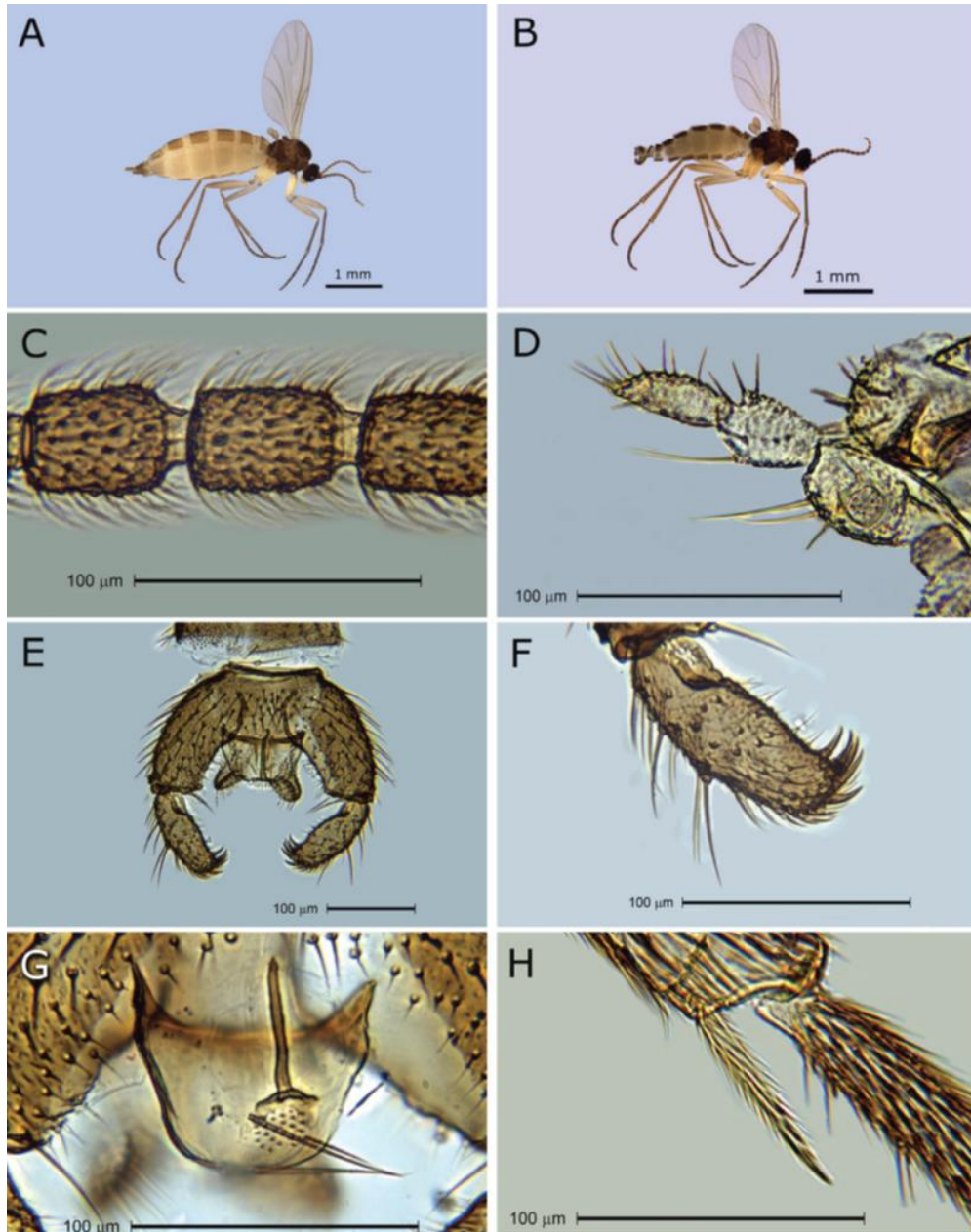
SPOONER, D. M., VAN DEN BERG, R. G., RODRIGUEZ, A., BAMBERG, J., HIJMANS, R. H. and LARA-CABRERA, S. I. 2004. Wild potatoes (*Solanum* section *Petota*) of North and Central America. *Syst. Bot. Monographs* 68:1-209.

TOLEDO, J., ESPINOZA, N. and GOLMIRZAIE, A. 1998. Tissue Culture. Management of *in vitro* plantlets in potato seed production. International Potato Center (CIP). Training Manual. Lima, Peru. 46 p.

- TRIPLETHORN, CH. A. and JOHNSON, N. F. 2005. Borror and delong's introduction to the study of insects. 7<sup>th</sup> edition. Ed. Thomson. U.S.A. 573-744 pp.
- VALDÉS, L. G. y MORENO, A. L. 1999. Integración Tecnológica para Producir Semilla de Papa de Alta Calidad en el Noreste de México. IX Congreso Nacional de Productores de Papa. León, Gto. México. 74 p.
- VILLANUEVA, R. E., SANCHEZ, G. P., RODRÍGUEZ, M. N., VILLANUEVA, N. E., ORTIZ M. E. y GUTIÉRREZ, E. J. A. 1998. Efecto de reguladores del crecimiento y tipo de sustrato en el enraizamiento de *Kalanchoe Terra Latinoamericana* 16(1): 33-41.
- VILLANUEVA, S. E., IBANEZ, B. S., LOMELI, F. J.R. y VALDEZ, C. J. 2013. Identificación y caracterización de la mosca negra, *Bradysia difformis* (Díptera: Sciaridae) en el cultivo de la noche buena (*Euphorbia pulcherrima*) en el centro de México. Acta Zoologica Mexicana 29(2): 363-375
- VILLA-VÁZQUEZ, J. L. y RODRÍGUEZ, A. 2010. Hallazgo de papas silvestres [*Solanum cardiophyllum* Lindl., *S. Ehrenbergii* (Bitter) Rydb. y *S. stoloniferum* Schltld.] cultivadas en Jalisco, México. Revista Fitotecnia Mexicana 31(1): 85- 88.
- WANG, P. and HU, C. 1982. *In vitro* mass tuberization and virus-free seed-potato production in Taiwan. Am. Potato J. 59: 33–37.
- ZAVALA, C.L. 2018. Evaluación de tres enraizadores en tres sustratos en el cultivo de manzanilla (*Crataegus guatemalensis*) en Santa Lucía Utatlán, sololá.. Tesis. Universidad Rafael Landívar. Facultad de Ciencias Ambientales y Agrícolas.

Licenciatura en ciencias agrícolas con énfasis en gerencia agrícola.  
Quetzaltenango 92 p.

## 7. ANEXOS



**Anexo 1.** Adultos de *B. difformis*. A) Hembra, vista lateral, B) Macho, vista lateral, C-H) Estructuras morfológicas distintivas del macho. C) Cuarto flagelómero de la antena, vista lateral, D) Palpo, vista dorsal, E) Terminalia, vista ventral, F) Gonostilo, vista ventral, G) Hipopigio trapezoidal y Edeago, vista ventral, H) Tibia anterior con peine interno-apical, vista lateral.



**Anexo 2.** El antes y después dentro del área de enraizamiento de Agrícola Villarreal S.P.R. de R.L.