



**UNIVERSIDAD ESTATAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**

**“EFECTO DE ELICITORES EN EL CRECIMIENTO Y
DESARROLLO DE SEMILLEROS DE TOMATE (*Lycopersicon
esculentum* Mill.) SOMETIDO A ESTRÉS BIÓTICO
PROVOCADO POR *Phytophthora infestans*”**

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previo a la obtención del título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

FERNANDO DAVID CHIQUITO NÚÑEZ

LA LIBERTAD – ECUADOR

2015

**UNIVERSIDAD ESTATAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**

**“EFECTO DE ELICITORES EN EL CRECIMIENTO Y
DESARROLLO DE SEMILLEROS DE TOMATE (*Lycopersicon
esculentum* Mill.) SOMETIDO A ESTRÉS BIÓTICO
PROVOCADO POR *Phytophthora infestans*”**

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previo a la obtención del título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

FERNANDO DAVID CHIQUITO NÚÑEZ

LA LIBERTAD – ECUADOR

2015

TRIBUNAL DE GRADO

Ing. Antonio Mora Alcívar, M.Sc.
DECANO DE LA FACULTAD
PRESIDENTE

Ing. Lenni Ramírez Flores, Mg.
DIRECTORA DE CARRERA

Ing. Mercedes Arzube Mayorga, M.Sc.
DOCENTE DEL AREA

Ing. Néstor Orrala Borbor, M.Sc.
DOCENTE TUTOR

Abg. Joe Espinoza Ayala
SECRETARIO GENERAL

DEDICATORIA

Con una inmensa emoción dedico este trabajo a mi querido papá Alberto Chiquito, quien me enseñó a ser valiente y guerrero; a mis madres Aida Núñez y Emérita Rodríguez, quienes me dan todo su amor y cariño. Asimismo para mi hermano Gonzalo y mi querida iglesia “Dios es Amor”, por estar siempre presente en mi vida, estoy eternamente agradecido con ustedes.

Por último, a todas aquellas personas que hicieron mi estadía en España más fácil, a esos ángeles que Dios envió para que cuidaran de mí. “He aquí solamente la voluntad de Dios”

Fernando David Chiquito Núñez

AGRADECIMIENTOS

A papá Dios, quien me da la fortaleza, sabiduría y me recuerda que nunca estaré solo. A Él le debo todo.

A mis tíos Wilder, Ángela, Benito, Georgina, Julia, Blanca, quienes me brindaron su apoyo y su atención en todo este caminar.

A las autoridades y profesores de la Facultad de Ciencias Agrarias de la UPSE, gracias por el tiempo prestado.

A las directivos, bibliotecarios, y demás trabajadores de la Universitat de Lleida, quienes me acogieron con mucha amabilidad.

Al Dr. Agr. Fernando Toro Avelino, por darme la oportunidad de conocer otras culturas, y por las nuevas experiencias en el área académica.

A todos gracias, muchas bendiciones.

Fernando David Chiquito Núñez

**“El contenido del presente Trabajo de Graduación es de mi
responsabilidad; el patrimonio intelectual del mismo pertenece a
la Universidad Estatal Península de Santa Elena”.**

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Antecedentes	1
1.2 Justificación.....	4
1.3 Objetivos	5
1.3.1 Objetivo general	5
1.3.2 Objetivos específicos	5
1.4 Hipótesis.....	5
2. REVISIÓN DE LITERATURA	6
2.1 Cultivo de tomate <i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.....	6
2.1.1 Importancia del cultivo	6
2.1.2 Crecimiento y desarrollo	7
2.2 Efecto de los elicitores	8
2.2.1 Propóleo (PR).....	10
2.2.2 Ácido cafeico (AC)	13
2.2.3 Ácido ascórbico (AAs).....	15
2.2.4 Ácido benzoico (AB).	19
2.2.5 Ácido láctico (AL).	21
2.3 Influencia del hongo <i>Phytophthora infestans</i> en el cultivo de tomate	23
2.3.1 Desarrollo del hongo en el campo.....	23
2.3.2 Técnicas de inoculación del hongo <i>in vivo</i>	25
2.3.3 Condiciones climáticas para la germinación y crecimiento del hongo.27	
2.3.3.1 <i>In vitro</i>	27
2.3.3.2 <i>In vivo</i>	28
3. MATERIALES Y MÉTODOS	30
3.1 Localización y descripción del lugar del experimento.....	30
3.2 Material biológico	31
3.2.1 Variedad Tres Cantos (Fitó).....	31
3.2.2 Material químico-elicitor	31

3.3 Materiales y equipos.	32
3.3.1 Materiales de laboratorio.....	32
3.3.2 Materiales de campo	32
3.3.3 Equipos de laboratorio	33
3.3.4 Equipos de campo	33
3.4 Tratamientos y diseño experimental	34
3.4.1 Factores en estudio.....	34
3.4.1.1 Fase I: Crecimiento y desarrollo.	34
3.4.1.2 Fase II: Fúngica.....	35
3.4.2 Diseño experimental.....	36
3.4.3 Análisis estadístico.....	37
3.5 Métodos.....	39
3.5.1 Preparación de los elicitores y medio de cultivo.....	39
3.5.1.1 Propóleo	39
3.5.1.2 Ácido cafeico.	39
3.5.1.3 Ácido láctico	40
3.5.1.4 Agar centeno	40
3.5.2 Manejo del experimento primera fase.....	41
3.5.2.1 Aplicación de elicitores.....	41
3.5.2.2 Preparación del semillero.....	41
3.5.2.3 Siembra	42
3.5.2.4 Riego	42
3.5.2.5 Condiciones climáticas.	42
3.5.3 Manejo del experimento segunda fase.....	42
3.5.3.1 Esporulación, crecimiento y desarrollo del hongo (<i>In vitro</i>)	42
3.5.3.2 Aplicación de elicitores.....	42
3.5.3.3 Preparación del semillero.....	43
3.5.3.4 Siembra	43
3.5.3.5 Riego	43
3.5.3.6 Sistema cerrado	43
3.5.3.7 Inoculación del hongo (<i>In vivo</i>)	43

3.5.3.8 Condiciones climáticas.	44
3.6 Variables experimentales	44
3.6.1 Fase I: Crecimiento y desarrollo	44
3.6.1.1 Porcentaje de germinación	44
3.6.1.2 Altura de la planta.	44
3.6.1.3 Diámetro del tallo.....	44
3.6.1.4 Número de hojas	45
3.6.1.5 Clorofila, unidades SPAD.....	45
3.6.1.6 Medición del área foliar	45
3.6.1.7 Longitud de la raíz	45
3.6.1.8 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas	45
3.6.1.9 Peso seco de la raíz, tallo y hojas	45
3.6.2 Fase II: Fúngica.....	46
3.6.2.1 Altura de la planta.	46
3.6.2.2 Diámetro del tallo.....	46
3.6.2.3 Número de hojas	46
3.6.2.4 Clorofila, unidades SPAD.....	46
3.6.2.5 Medición del área foliar	46
3.6.2.6 Longitud de la raíz	47
3.6.2.7 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas	47
3.6.2.8 Peso seco de la raíz, tallo y hojas	47
3.6.2.9 Incidencia del patógeno.....	47
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	48
4.1 Resultados	48
4.1.1 Fase I: Crecimiento y desarrollo	48
4.1.1.1 Propóleo	48
4.1.1.2 Ácido cafeico.	53
4.1.1.3 Ácido láctico	58
4.1.2 Fase II: Fúngica.....	63
4.1.2.1 Altura de la planta.	63

4.1.2.2	Diámetro del tallo.....	64
4.1.2.3	Número de hojas	64
4.1.2.4	Clorofila, unidades SPAD.....	65
4.1.2.5	Medición del área foliar	65
4.1.2.6	Longitud de la raíz	66
4.1.2.7	Peso fresco de la raíz, tallo y hojas	66
4.1.2.8	Peso seco de la raíz, tallo y hojas	67
4.1.2.9	Incidencia del patógeno.....	68
4.2	Discusión.....	68
4.2.1	Fase I: Crecimiento y desarrollo	68
4.2.1.1	Porcentaje de germinación	68
4.2.1.2	Altura de la planta.	68
4.2.1.3	Diámetro del tallo.....	69
4.2.1.4	Número de hojas	69
4.2.1.5	Clorofila, unidades SPAD.....	70
4.2.1.6	Medición del área foliar	70
4.2.1.7	Longitud de la raíz	71
4.2.1.8	Peso fresco de la raíz, tallo y hojas	71
4.2.1.9	Peso seco de la raíz, tallo y hojas	72
4.2.2	Fase II: Fúngica.....	72
4.2.2.1	Altura de la planta.	72
4.2.2.2	Diámetro del tallo.....	73
4.2.2.3	Número de hojas	73
4.2.2.4	Clorofila, unidades SPAD.....	74
4.2.2.5	Medición del área foliar	74
4.2.2.6	Longitud de la raíz	75
4.2.2.7	Peso fresco de la raíz, tallo y hojas	75
4.2.2.8	Peso seco de la raíz, tallo y hojas	76
	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	77
	BIBLIOGRAFÍA	79
	ANEXOS	

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Característica de la variedad Tres Cantos.....	31
Cuadro 2. Descripción de los tratamientos PR.....	34
Cuadro 3. Descripción de los tratamientos AC.....	35
Cuadro 4. Descripción de los tratamientos AL.....	35
Cuadro 5. Descripción de los tratamientos. Fase fúngica.....	36
Cuadro 6. ANOVA primera fase.....	36
Cuadro 7. ANOVA segunda fase.....	37

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1.	Biosíntesis del ácido cafeico a partir del ácido cinámico..... 14
Figura 2.	Interrelación en la biosíntesis de metabolitos primarios y secundarios..... 16
Figura 3.	Esquema de la biosíntesis del ácido benzoico..... 20
Figura 4.	Esquema de la glucólisis a partir de la glucosa..... 22
Figura 5.	Esquema de la obtención del ácido láctico..... 22
Figura 6.	Mapa de la ETSEA..... 30
Figura 7.	Distribución de los tratamientos – fase primera..... 38
Figura 8.	Distribución de los tratamientos - fase segunda..... 38
Figura 9.	Porcentaje de germinación PR..... 48
Figura 10.	Longitud de tallo PR..... 49
Figura 11.	Diámetro de tallo PR..... 49
Figura 12.	Número de hojas PR..... 50
Figura 13.	Clorofila, unidades SPAD PR..... 50
Figura 14.	Área foliar PR..... 51
Figura 15.	Longitud de raíz PR..... 51
Figura 16.	Peso fresco de la raíz, tallo y hojas PR..... 52
Figura 17.	Peso seco de la raíz, tallo y hojas PR..... 53
Figura 18.	Porcentaje de germinación AC..... 53
Figura 19.	Longitud de tallo AC..... 54
Figura 20.	Diámetro de tallo AC..... 54
Figura 21.	Número de hojas AC..... 55
Figura 22.	Clorofila, unidades SPAD AC..... 55
Figura 23.	Área foliar AC..... 56
Figura 24.	Longitud de raíz AC..... 56
Figura 25.	Peso fresco de la raíz, tallo y hojas AC..... 57

Figura 26.	Peso seco de la raíz, tallo y hojas AC.....	58
Figura 27.	Porcentaje de germinación AL.....	58
Figura 28.	Longitud de tallo AL.....	59
Figura 29.	Diámetro de tallo AL.....	59
Figura 30.	Número de hojas AL.....	60
Figura 31.	Clorofila, unidades SPAD AL.....	60
Figura 32.	Área foliar AL.....	61
Figura 33.	Longitud de raíz AL.....	61
Figura 34.	Peso fresco de la raíz, tallo y hojas AL.....	62
Figura 35.	Peso seco de la raíz, tallo y hojas AL.....	63
Figura 36.	Longitud de tallo	63
Figura 37.	Diámetro de tallo	64
Figura 38.	Número de hojas.....	64
Figura 39.	Clorofila, unidades SPAD.....	65
Figura 40.	Área foliar.....	65
Figura 41.	Longitud de raíz.....	66
Figura 42.	Peso fresco de la raíz, tallo y hojas.....	67
Figura 43.	Peso seco de la raíz, tallo y hojas.....	67

1. INTRODUCCIÓN

1.1 ANTECEDENTES

El tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) es considerado una de las hortalizas con gran demanda a nivel mundial. La parte comestible posee un alto contenido de agua, agradable sabor y una estructura rica en fibra (ESCALONA *et al.*, 2009). Dentro de una dieta equilibrada aporta vitaminas (A, C, y K), licopeno (antioxidante), minerales y flavonoides. Tiene un bajo contenido de grasas y permite una favorable digestión en el organismo del ser humano (RODRÍGUEZ, 2013). En el 2013 la producción mundial de tomate superó los 163.963'77 millones de kilos, siendo China el país con mayor productividad (HORTOINFO, 2015). En el mismo año, la producción de hortalizas fue de 950 millones de toneladas, obteniendo un incremento del 9.4 % con respecto al 2012 (INFORETAIL, 2014).

Desde la germinación, el tomate necesita unas condiciones favorables en su proceso hasta llegar a la cosecha. En la primera etapa fenológica, la hortaliza concentra su energía en la síntesis de nuevos tejidos. La etapa vegetativa se inicia a los 30 días después de la germinación y requiere mayor cantidad de nutrientes para el desarrollo de la raíz, el tallo, la biomasa foliar y para la aparición de las futuras flores (RUBIO E. 2014). Por último la etapa reproductiva: es aquí donde la solanácea da los primeros frutos, alcanzando su punto máximo de producción para la cosecha (MATARÍN; URRESTARAZU y GARCÍA, 2014).

La mayoría de los cultivos se ven afectados por estrés biótico y abiótico, BASURTO *et al.*, 2008 lo define como el cambio bioquímico o fisiológico que difiere de su rango óptimo. Las principales dificultades a las que se enfrentan las plantas ante el estrés biótico son provocadas por la interrelación entre el vegetal, el patógeno, el hospedero y unas condiciones climáticas adecuadas. Los efectos se

expresan en la deficiente producción, generando pérdidas entre el 20 y 100 % de todo el cultivo (GUZMÁN, CASTAÑO y VILLEGAS, 2009).

Uno de los factores bióticos que más amenaza al tomate es el hongo *Phytophthora infestans*, este microorganismo pertenece a la clase de los oomicetes y se origina a partir de zoosporas o esporas. La reproducción más común del hongo es la asexual. Al penetrar la cutícula foliar, el patógeno esparce sus esporangios, desarrollando de esta manera la enfermedad (KHAVKIN, 2015). La actividad de este fitopatógeno, produce lesiones irregulares de color marrón en las hojas y manchas de aspecto grasiento en el fruto. (IVORS, 2013). Los daños aparecen en todo su sistema fisiológico produciendo finalmente la muerte de la planta (BLANCARD, 2011).

Actuales investigaciones demuestran que las plantas pueden activar mecanismos de defensa contra factores nocivos. (SABATER, 2013) explica que puede ser considerado como un elicitador cualquier sustancia capaz de inducir la defensa en las plantas. El estímulo de resistencia ante varios patógenos aumenta la protección y la hipersensibilidad en los vegetales, disminuyendo el número de posteriores aplicaciones químicas (GONZÁLEZ *et al.*, 2013).

Entre los nuevos elicitores se encuentra el propóleo (propolis) que es una sustancia natural producida por las abejas y mezclada a través de árboles, brotes de plantas y otros elementos (LANGSTROTH 2013). Su contenido está dado por compuestos químicos y propiedades biológicas que difieren según el lugar de origen (PALOMINO *et al.*, 2010). La tarea principal del propóleo en la agricultura, es la protección ante factores de estrés causado por fitopatógenos; el producto actúa sobre la membrana del microorganismo, debilitándolo en todas sus funciones (VARGAS, TORRESCANO y SÁNCHEZ, 2013).

Por otra parte los compuestos fenólicos son considerados metabolitos secundarios, también llamadas combinaciones orgánicas, que se encuentra en las plantas

durante todo el ciclo de vida. Los compuestos fenólicos promueven en las plantas diferentes funciones fisiológicas: fotosintéticas, nutritivas, enzimáticas y de defensa ante factores de estrés (PALADINO, 2012). Los fenoles se clasifican en dos grupos: simples y compuestos. Dentro de los compuestos, están los ácidos, en donde se encuentran el cafeico y benzoico (SÁNCHEZ, 2008).

El ácido cafeico, es un compuesto químico, con cualidades antioxidantes. Se encuentra distribuido en la mayoría de las plantas, y forma parte de los componentes activos del propóleo (JAYANTHI y SUBASH, 2010). En los vegetales inhibe la acción de estrés oxidativo causado por agentes patógenos. Permite la asimilación de nutrientes, facilita la elaboración de la fotosíntesis y síntesis proteica (STOJKOVIĆ *et al.*, 2013). Asimismo, actúa en la producción de la lignina, que compone la biomasa vegetal (PINHEIRO, 2014).

De igual forma, el ácido benzoico o bencenocarboxílico, es otro compuesto perteneciente al grupo de los ácidos fenólicos. Se caracteriza por ser soluble en agua caliente (122° C) o en compuestos orgánicos. El ácido benzoico es empleado en la medicina para tratamientos antifúngicos y antisépticos. La industria alimenticia lo utiliza como conservante (KWAME, 2013). Su efecto en las plantas, se manifiesta en el crecimiento de la raíz, tallo, aumento de la masa foliar y en la conservación del fruto. Al mismo tiempo trabaja en la activación de la defensa frente a microorganismos patógenos (OLEA *et al.*, 2012).

Dentro del mismo grupo ácido de los compuestos fenólicos, se localiza el ácido ascórbico, también llamado ascorbato o vitamina C (RAJEEV, 2014). El ácido ascórbico, es un antioxidante, con cualidades inestables en presencia de luz o iones metálicos. Es producido por las plantas, situándose principalmente en los frutos. Es indispensable para los seres humanos, pues permite la elaboración y crecimiento de los tejidos de la piel, huesos etc. Se encuentra en estado sólido, y es fácilmente soluble en agua (SANDOVAL, 2010). El antioxidante actúa en la elongación y desarrollo celular de raíz, tallo, aumento de la biomasa foliar y

fotosíntesis vegetal (AZARPOUR; REZA y MORADITOCHEE, 2014), también interviene en la defensa ante factores de estrés de tipo oxidativo (RAHMAWATI *et al.*, 2014).

No obstante, existe otro elicitador, el ácido láctico, que pertenece al grupo carboxílico e hidroxilo. El estado que se encuentra es líquido e incoloro y se origina de forma química y fermentativa (biotecnológica). En su forma biotecnológica, utiliza bacterias lácticas para su proceso de fabricación (ARELLANO, 2013). El sector de la alimentación lo emplea como conservante, mejorando las cualidades organolépticas y preservando contra agentes nocivos. Los beneficios del ácido láctico, también se observan en la agricultura, demostrando una inhibición en el ataque de los microorganismos patógenos (IKEA *et al.*, 2013).

1.2 JUSTIFICACIÓN

En los últimos años los cambios producidos en el clima y el uso indiscriminado de químicos, han provocado la aparición de nuevos factores (bióticos) nocivos para la agricultura. A estos cambios se les llama estrés, pues impiden el óptimo crecimiento y desarrollo de las plantas. Los principales efectos no solo se ven reflejados en los cultivos sino también en la producción, causando cada año grandes pérdidas económicas al sector agrícola.

El siguiente ensayo presenta nuevas alternativas de prevención para la problemática generada en el área agrícola, y que contribuyen a la conservación del medio ambiente; tal y como se cita en el artículo 15 de la Constitución del Ecuador publicada en el 2008. Entre las alternativas se encuentran los elicitores, que son considerados las vacunas de las plantas ya que reactivan las defensas y mejoran el funcionamiento de las mismas.

Así, por medio del convenio entre la Universidad Estatal Península de Santa Elena, la Universidad de Lleida y la Empresa española Smart Agro, S.L., se realizó el ensayo, que consistió en probar diferentes dosis de elicitores y determinar la bioactividad en el cultivo de tomate. Los resultados servirán de aporte para futuras investigaciones estudiantiles y además brindarán una nueva alternativa a los productores.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de los elicitores en el crecimiento y desarrollo de semilleros de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) sometido a estrés biótico provocado por *Phytophthora infestans*.

1.3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el comportamiento agronómico de semilleros de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) bajo el efecto de los elicitores.
- Determinar la concentración óptima del elicitador que más influya en el crecimiento y desarrollo del tomate y en el control del hongo *Phytophthora infestans*.
- Caracterizar la respuesta de tolerancia ante la influencia del hongo *Phytophthora infestans*. bajo la acción de los elicitores.

1.4 HIPÓTESIS

Uno de los elicitores tiene la capacidad de mejorar el crecimiento y desarrollo de semilleros de tomate y tolerar el estrés causado por el hongo *Phytophthora infestans*.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 CULTIVO DE TOMATE *Lycopersicon esculentum* Mill.

2.1.1 IMPORTANCIA DEL CULTIVO

SRINIVASAN (2010) sostiene que el cultivo de tomate es originario de México o Perú y está adaptado a un clima tropical de alta humedad. Su fruto contiene antioxidantes, vitaminas, licopeno, fósforo, calcio y potasio, importantes en la alimentación del ser humano.

LIEDL *et al.* (2013) argumentan que el tomate es consumido en grandes cantidades, siendo una fuente nutricional y beneficiosa para la salud del ser humano. Durante la mitad del siglo 20 se obtuvieron las primeras investigaciones sobre las bases genéticas del tomate, abriendo las posibilidades para futuros estudios en el mejoramiento de la calidad del fruto en la producción.

De acuerdo con FERNQVIST (2014), el tomate es la hortaliza de mayor comercialización a nivel mundial. Se cultivan de diferentes formas, ya sea en invernaderos, túneles de plásticos o en el campo. El consumo se realiza en estado fresco o en productos procesados. Asimismo la calidad del fruto se sujeta a las características organolépticas y a las técnicas empleadas en el manejo de post-cosecha.

BHOWMIK *et al.* (2012) mencionan que el tomate posee propiedades nutricionales ricas en carotenoides, minerales y vitaminas. Además, contiene licopeno (anticancerígeno), fitoesteroles que conservan estable la célula del colesterol y ácido fólico que destruye la homocisteína, aminoácido encargado de la aparición de enfermedades de origen coronario y cerebrovasculares. Entre otros

beneficios para la salud se encuentran, la disminución de la cantidad de azúcares en la sangre (diabetes) y la regulación del pH causado por la acidosis.

PASSAM *et al.*, (2007) comentan que la calidad del fruto depende de la nutrición balanceada, establecida por los macro y micronutrientes, el número de aplicaciones edáficas y foliares, y por la relación con los factores físico-químico del medio ambiente. De igual forma el buen manejo de los fertilizantes se reflejará en la cosecha, y en las cualidades organolépticas del fruto.

GERSZBERG *et al.* (2015) informan que debido a los beneficios que otorga el tomate en la salud de las personas, este se ha convertido en unas de las plantas mayormente estudiadas en la ingeniería genética y la biotecnología. En el mundo existen aproximadamente 10000 variedades de tomate, siendo algunas multiplicadas vía *in vitro* y seleccionadas comercialmente por sus cualidades morfológicas y de calidad.

2.1.2 CRECIMIENTO Y DESARROLLO

BENTON (2007) manifiesta que el crecimiento y desarrollo del tomate, depende de la temperatura, el manejo agronómico, el agua y la nutrición. La temperatura óptima de germinación, se establece en un rango de 16 a 29,5 °C terminando el proceso entre 6 y 8 días. En la etapa vegetativa y de reproducción, la planta necesita una temperatura en un rango de 18,5 a 29,5 °C. En cambio las raíces, requieren una temperatura de 20 a 30 °C.

LEÓN (2009) argumenta que el tomate es una planta perenne y que pertenece a la familia de las solanáceas. Su sistema radicular está determinado por una raíz principal y varias raíces secundarias (adventicias). El tallo es semileñoso, con diversas ramas secundarias y un grosor de 2 a 4 centímetros en la base principal, la biomasa foliar está comprendida por folíolos lobulados con bordes dentados. Posee de 7 a 9 hojas compuestas e imparipinnadas. Las flores están conformadas

por pétalos de color amarillo agrupados en racimos que generan una inflorescencia compuesta. El fruto es de forma circular, teniendo un peso que fluctúa cerca de los 600 gramos.

ARDILA (2011) informa que el crecimiento y desarrollo de las plantas está sometido a las condiciones climáticas y al manejo agronómico que se realice en el cultivo. El crecimiento de una planta se determina por el aumento de la materia seca y por otros cambios fisiológicos y fenológicos. Dentro de las transformaciones se encuentran las divisiones y elongaciones celulares, así como la síntesis de elementos, la respiración, la transpiración, absorción de nutrientes, la fotosíntesis, la elaboración de clorofila, y por último la producción del fruto.

LINO (2013) expresa que el cultivo de tomate, requiere condiciones climáticas adecuadas para el desarrollo del tejido vegetal, la polinización y la producción de frutos. Las características climáticas necesarias para su proceso fisiológico son: temperaturas mínimas de 15 °C y máximas de 30 °C, una humedad relativa del 70 %, y un fotoperiodo de 16 horas al día. Por otro lado la fenología del tomate está comprendida por tres etapas; la inicial que dura aproximadamente un mes y fabrica la materia seca; la vegetativa que empieza desde el crecimiento de la planta hasta la floración; la reproductiva que comprende los primeros frutos y se extiende hasta la cosecha.

2.2 EFECTO DE LOS ELICITORES

Para GARCÍA *et al.* (2006), las plantas pueden reconocer a los microorganismos invasores y ser capaces de vencer las barreras de ataque enviadas por los patógenos. Dependiendo del atacante, los vegetales activarán las diferentes vías de defensa.

SÁNCHEZ (2007) argumenta que generalmente los métodos utilizados por las plantas para su defensa son dos: el mecánico o estructural y el bioquímico o

metabólico. La defensa activa o bioquímica, es inducida a partir de elicitores que generan respuestas de protección ante la proliferación de patógenos. Entre las sustancias inducidas se encuentran los compuestos fenólicos, que fortalecen la pared celular ante la respuesta de hipersensibilidad provocada por los fitopatógenos.

MONTOLIU (2010) informan que las plantas al ser sometidas a factores de estrés, reducen sus procesos fisiológicos y generan métodos constitutivos o inducidos para su defensa. La inducción de sustancias está a cargo de los elicitores, que aumentan la producción de compuestos fenólicos, alcaloides, terpenoides y aceites esenciales. De igual forma las hormonas de ácido salicílico y jasmónico intervienen en la activación de señales para la protección ante el ataque de microorganismos patógenos.

THAKUR y SINGH (2013) manifiestan que los elicitores activan en los vegetales la capacidad de identificar e inducir la producción de metabolitos secundarios (ácido salicílico) que son estimuladores de la defensa. La activación de la respuesta de hipersensibilidad, permite que la planta desarrolle resistencia sistémica en las partes no contaminadas.

PATEL y KRISHNAMURTHY (2013) sostienen que las plantas al estar expuestas al ataque de microorganismos patógenos elaboran metabolitos secundarios para su protección. Los elicitores actúan como una barrera inhibitoria, induciendo la defensa en las plantas e interviniendo en la biosíntesis y en el aumento de la producción de metabolitos secundarios.

WIESEL *et al.* (2014) explican que las plantas captan las señales emitidas por fitopatógenos y producen compuestos fenólicos. Estas sustancias son inducidas por los elicitores para fabricar una barrera inhibitoria y promover la resistencia ante la irrupción de los agentes nocivos.

ALMOHAMAD; BÖHM y DITTMANN (2011) establecen que en plantas de papa (*Solanum tuberosum*) se aplicó por aspersión dosis de 1 g/l de quitosan para contrarrestar la incidencia del hongo *Phytophthora infestans*. Los resultados *in vivo* expresaron una reducción en la afectación de las hojas por parte del oomiceto.

SUNPAPAO y PORNSURIYA (2014) demuestran que para el control del hongo *Phytophthora botryosa* y *P. palmivora*, se aplicaron dosis de 0,125; 0,25; 0,5; 1 y 2 g/l de quitosan. La prueba *in vitro* se realizó añadiendo las concentraciones de quitosan al medio de cultivo PDA por un periodo de 7 días. El mejor efecto se reflejó con la dosis de 0,5 g/l, inhibiendo el crecimiento de los micelios en un 87 % en ambas especies de *Phytophthora*.

GROVES *et al.* (2015) señalan que en raíces de *Lupinus augustifolius* se aplicó dosis de 0,69 g/l de ácido salicílico para contrarrestar la proliferación del hongo *Phytophthora cinnamomi*. Las raíces fueron inoculadas con 5 µl de esporas por un periodo de 10 minutos en cámara de aeroponía. A los 7 días se observaron los resultados de inhibición en el desarrollo del micelio, reduciendo las áreas afectadas por el patógeno.

SOROKAN *et al.* (2015) determinan que en plantas de papa *in vitro* se aplicaron concentraciones de ácido jasmónico (0,000021 g/l) y ácido salicílico (0,00013 g/l), para prevenir el crecimiento del hongo *Phytophthora infestans*. Se utilizaron plantas de 30 días de germinación, siendo pulverizadas con 10⁵ zoosporas/ml, por toda la biomasa foliar. Los mejores efectos se observaron con la combinación de los dos elicitores, evidenciándose una disminución en las lesiones foliares.

2.2.1 PROPÓLEO (PR)

HASHEN, ABD-ALLAH y ALWATHNANI (2012) definen al propóleo como una mezcla entre cera, resina y partes de plantas. Sus compuestos forman una

defensa contra el ataque de factores bióticos. Con el hongo *Aspergillus parasiticus* se aplicaron concentraciones de 2; 4 y 6 g/l de PR. El crecimiento fúngico se produjo en los medios de cultivos Czapek - Dox (100 ml) y Agar (placas petri 9 cm). Los análisis establecieron la capacidad inhibitoria del elicitor. La concentración 6 g/l generó una disminución completa en la elaboración de aflatoxinas.

JIMÉNES *et al.* (2004) sostienen que la actividad biológica del PR es muy variada debido a su origen natural. Su composición está dada por flavonoides, coumarinas, terpenoides y tánicos. En el cultivo *in vitro* de papa (*Solanum tuberosum*) se aplicaron concentraciones de 0,07 g/l, demostrando un efecto inhibitorio con los microorganismos patógenos. Igualmente se obtuvieron mejores resultados en la altura de tallos, y en la producción de hojas.

ANDRADE (2011) afirma que la constitución química del PR depende de las condiciones ambientales del lugar de extracción. Entre sus propiedades se encuentran: las antibacteriales, antimicóticas, antivirales, biorreguladoras de la defensa y estimuladoras del crecimiento. En la propagación *in vitro* de Malanga (*Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott) se evaluó durante un mes la maceración de 50 g de PR en 400 ml de alcohol (96%). Al término de la experimentación se mostraron óptimos resultados con la concentración de 0,09 g/l aunque los efectos con 0,07 g/l en las fases de multiplicación *in vitro* indicaron un alto porcentaje en el enraizamiento, crecimiento y desarrollo vegetal.

CUPULL *et al.* (2013) expresan que el contenido del PR obedece a los principios botánicos. Los flavonoides, ácidos fenólicos y los ésteres son moléculas activas que se destacan en la sustancia. Para la inhibición fúngica (*Fusarium sp*, *Penicillium sp*, *Aspergillus sp*, *Colletotrichum SP*, *Monilia sp*, *Trichoderma sp*) se aplicaron concentraciones de Pr (0,001; 0,05; 0,1; 0,2; y 0,4 g/l). La técnica de extracción consistió en preparar 30 g de Pr mezclados en etanol 96%. Las dosis de

0,05 a 0,4 g/l, demostraron buenos resultados en la inhibición del crecimiento miceliar de los hongos.

PINEDA *et al.* (2010) explican que la antracnosis originada por el hongo (*Colletotrichum gloeosporioides*) afecta a los frutos de la parchita (*Passiflora edulis*), aguacate (*Persea americana*) y lechosa (*Persea americana*), presentando lesiones y pudriciones de los tejidos. Sin embargo, para prevenir la enfermedad se aplicaron dosis de propóleo diluido en etanol, que oscilaban entre 15 - 30%. El crecimiento del hongo fitopatógeno se efectuó a través del medio de cultivo (Agar Papa Dextrosa) y en papeles filtros, previamente sumergidos en la solución (5 min). El tratamiento con mayor inhibición fue reflejado por el 30 %, demostrando superioridad antifúngica.

Según MATNY *et al.* (2014), el empleo de técnicas a base de propóleo, pueden detener el crecimiento del hongo *Sclerotinia sclerotiorum*. En el proceso de inhibición, se utilizaron muestras de frijol (*Phaseolus vulgaris*) y zanahoria (*Daucus carota*) que fueron inoculadas con 5 ml de esporas del hongo, y remojadas previamente en dosis de 2 y 5 % Pr. Los resultados demostraron que al 5 % se detuvo el desarrollo del patógeno.

YUSUF *et al.* (2005) comentan que en concentraciones de propóleo (0,01; 0,007; 0,005 y 0,003 g/l) se determinó la capacidad inhibitoria ante el hongo *Phytophthora species*. En la técnica se empleó el medio de cultivo papa agar dextrosa y 100 g del elicitor mezclados en 200 ml de metanol. La respuesta obtenida con 0,003 g/l, demostró una mayor reducción en el crecimiento del micelio.

POZIPPE (2010) argumenta que el método de solubilidad del propóleo, consistió en mezclar 30 gr de Pr en 100 ml de etanol 80 %. El compuesto se sometió a agitación mecánica durante 30 minutos aproximadamente.

GUGINSKI *et al.* (2015) informan que en el cultivo de pepino (*Cucumis sativus L.*) de invernadero, se aplicaron dosis de Pr (0,5; 1; 2; 4; y 8 g/l) para el control del hongo *Podosphaera fuliginea*, que provoca el mildiú. Para la extracción del propóleo se mezcló 150 g Pr en 125 ml de metanol puro durante 8 horas a una temperatura de 70 °C. El compuesto fue administrado a través de pulverización en las hojas 24 horas antes y después de la inoculación del fitopatógeno. La mejor concentración fue 8 g/l, demostrando una disminución en el crecimiento del hongo sobre los folíolos de la cucurbitácea.

2.2.2 ÁCIDO CAFEICO (AC)

GÜLÇİN (2006) expresa que el ácido cafeico, es un fenol perteneciente al grupo de los hidroxicinámicos. Se encuentra principalmente en las plantas y es considerado un potente antioxidante. Por otra parte existen los radicales libres de oxígeno (ROS) que responsables del daño oxidativo, y promotores de la sensibilidad vegetal ante factores de estrés. El ácido cafeico disminuye la acción producida por ROS, captando sus moléculas y generando defensa a la planta.

MARTÍNEZ (2013) reporta que los ácidos hidrocínámicos se encuentran principalmente distribuidos en la pared vegetal (semillas, raíz, tallo y hojas). Dentro del grupo de los hidrocínámicos se localiza el ácido cafeico, que es un potente antioxidante capaz de inhibir el desarrollo de microorganismos patógenos, que atacan a la planta en sus diferentes etapas fenológicas. Los radicales libres, son los causantes de la mayoría de los estreses vegetales, y actúan en la degeneración de su tejido, haciéndolo susceptible a la afección por fitopatógenos. El ácido cafeico captura a los radicales libre, por medio de su acción antioxidante.

CLARAMUNT *et al.* (2013) informan que dentro de la ruta metabólica del ácido shikímico se produce la biosíntesis de los ácidos cinámicos, benzoico y p-cumárico. Para la obtención del ácido cafeico, los ácidos cinámicos deben sufrir

reacciones progresivas de hidroxilación del anillo aromático, siendo el ácido p-cumárico el precursor del AC. En la siguiente gráfica se detalla su biosíntesis.

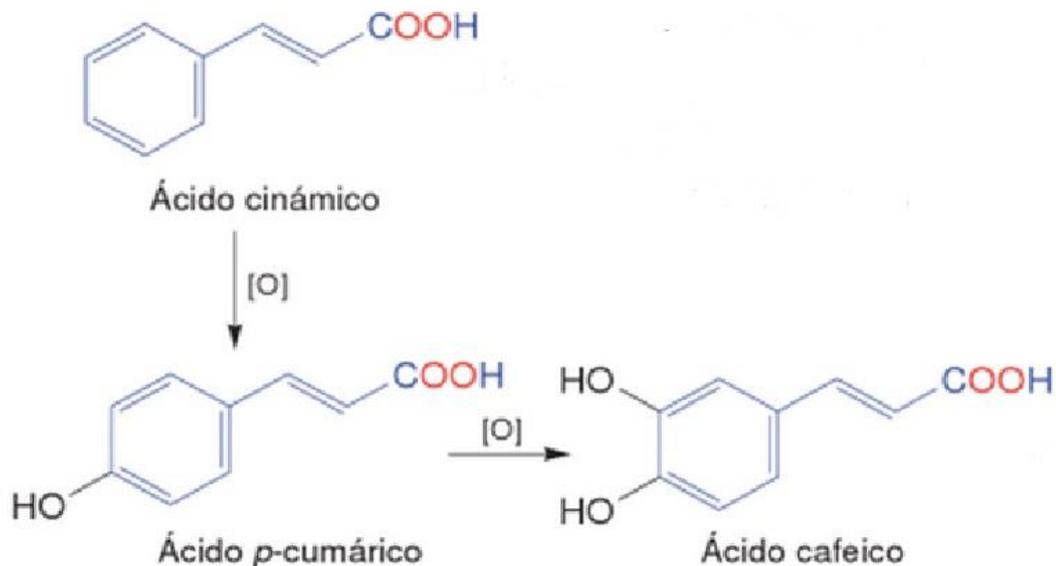


Figura 1. Biosíntesis del ácido cafeico a partir del ácido cinámico.

Según MAGNANI *et al.* (2014), el ácido cafeico forma parte de los ingredientes activos del propóleo. Pertenece al grupo de los hidroxicinámicos, teniendo en su estructura un anillo aromático y otro de benceno. Además es un poderoso antioxidante capaz de capturar a los radicales libres, obstruir la producción de energía del microorganismo patógeno y debilitar su membrana celular.

CAMPBELL y KIM (2006) informan que el hongo *Aspergillus flavus*, provoca un estrés oxidativo en frutos de almendras (*Prunus dulcis*), nueces (*Juglans regia*) y pistachos (*Pistacia Vera L.*). Para defenderse estas plantas generan oxidantes, sin embargo, el hongo contrarresta la defensa produciendo aflatoxinas. En pruebas *in vitro* se probaron tres antioxidantes: ácido gálico, ácido clorogénico y ácido cafeico; este último inhibió la producción de micotoxinas, demostrando su capacidad antifúngica.

SANTIAGO *et al.* (2010) mencionan que se aplicaron dosis de ácido cafeico (0,005, 0,02 y 0,03 g/l) en el medio de cultivo PDA, para controlar el hongo *Sporium scitamineum*, durante 28 horas. Los mejores resultados se evidenciaron con la dosis de 0,03 g/l, demostrando una inhibición en el crecimiento y desarrollo de esporas y micelios.

HOWARD *et al.* (2003) expresan que se aplicaron dosis de ácido cafeico (0,31; 0,63; 1,25 g/l) en el medio de cultivo PDA para controlar los hongos *Fusarium sp*, *Lasiodiplodia sp* y *Theobromae sp* en el cultivo de camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). Las respuestas obtenidas con las concentraciones de 0,31 y 0,63 g/l, demostraron una mayor reducción en la germinación de esporas y en el crecimiento de los micelios.

WIDMER y LAURENT (2006) aplicaron dosis de ácido cafeico (0,1; 0,5; 1; 2; 3; 4 y 5 g/l) en un medio de cultivo Agar V8, para controlar el hongo *Phytophthora sp* en el cultivo de cacao (*Theobroma cacao*). Los mejores resultados se evidenciaron con la dosis de 3 g/l, teniendo una disminución en el crecimiento y desarrollo del micelio.

YUVAMOTO y SAIDS (2007) sostienen que se aplicaron dosis de ácido cafeico (0,180 g/l) y cinámico (0,148 g/l) en el medio de cultivo PDA, para el control del hongo *Aspergillus nidulans* durante 24 horas. Ambas dosis mostraron excelentes resultados en la inhibición de esporas y en la reducción del halo de crecimiento micelar.

2.2.3 ÁCIDO ASCÓRBICO (AAs)

De acuerdo con GIOVANNONI (2007), el ácido ascórbico o L-ascorbato, es un compuesto orgánico con gran capacidad antioxidante. Las plantas lo generan para tolerar estreses oxidativos causados por factores bióticos y abióticos. La biosíntesis del AAs se origina a partir de la D-glucosa, por medio de una serie de

reacciones que son catalizadas por las enzimas L-galactasa, que interviene en producción de la síntesis final del ácido ascórbico.

LEYVA *et al.* (2011) exponen que por medio de la fotosíntesis, los metabolitos primarios y secundarios interrelacionan sus rutas metabólicas y se asocian con la vía de la glucosa. El trayecto cambia a partir del fosfoenol piruvato, los ácidos aromáticos (cinámicos) se originan en la vía del shikimato y los aminoácidos (proteínas y vitaminas-ácido ascórbico) son elaborados en la ruta del piruvato. En la siguiente gráfica se detalla la interrelación de los metabolitos.

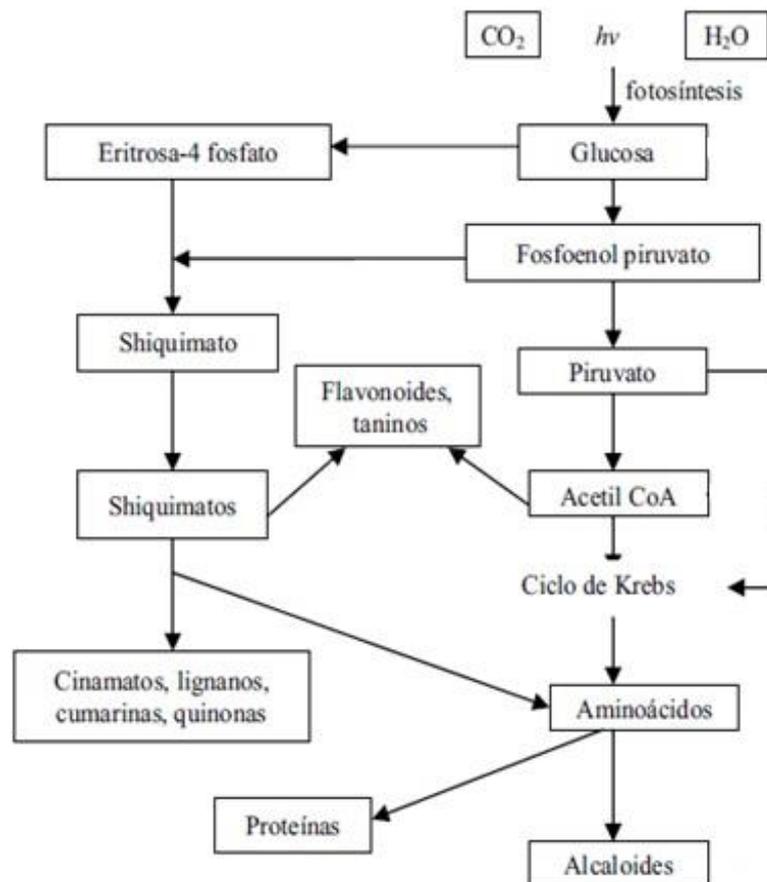


Figura 2. Interrelación en la biosíntesis de metabolitos primarios y secundarios.

HERRERA *et al.* (2013) señalan que el ácido ascórbico, es un compuesto antioxidante, un ácido de tipo orgánico muy inestable. El AAs se encuentra en las

plantas e interviene en el desarrollo de procesos enzimáticos, en el aumento de la pigmentación fotosintética, en el crecimiento y desarrollo de raíces, tallos, hojas y en la protección ante el estrés oxidativo.

GALLIE (2013) sostiene que el L-ascórbico interviene en la regulación de la fotosíntesis, la división celular y en el crecimiento de las plantas. Además, es capaz de responder a problemas causados por estrés oxidativo. La ruta de la síntesis del ácido ascórbico se produce a través de la manosa-1-fosfato, que se convierte en L-galactosa. La enzima deshidrogenasa dependiente de NAD (Nicotinamida adenina dinucleótido) se oxida a L-galactosa, produciendo L-galactona -1,4-lactona, que a su vez se transforma en L-ascórbico. La vitamina C se encuentra presente en toda la célula vegetal, siendo la membrana de la mitocondria el último lugar de su síntesis.

ZHANG (2012) manifiesta que el ácido ascórbico es un metabolito secundario con características antioxidantes. Entre sus funciones fisiológicas se encuentra la de promover el crecimiento y desarrollo de las plantas. El radical libre de ascorbato interactúa con otras fitohormonas tales como las giberelinas, por ejemplo. En la interacción se provoca la vacuolización de las células, induciendo el crecimiento de las mismas. Asimismo, la enzima L-galactosa dehidrogenasa, que participa en la biosíntesis de los AAs, interviene en el proceso de división y elongación celular del meristemo radicular y de otras partes vegetales.

LISKO *et al.* (2014) comentan que el L-ascórbico, también llamado vitamina C, se encarga de preservar a los orgánulos y las células del proceso oxidativo. Dentro de la biosíntesis del ácido ascórbico se identificaron cuatro rutas, en las cuales se involucran precursores: L-glucosa; D-galacturonato; L-galactosa y Myo-inositol. Este último precursor influye en el desarrollo de la biomasa foliar de las plantas.

DARVISHAN, TOHIDI y ZAHEDI (2011) argumentan que en el cultivo de maíz se aplicaron dosis foliares de ácido ascórbico en concentraciones de 0,075 y

0,15 g/l. Las plantas fueron sometidas a estrés hídrico determinando las características por medio del análisis de la materia seca y del contenido de clorofila. La dosis con mejores resultados fue de 0,15 g/l, demostrándose un incremento en el crecimiento de la planta y en la capacidad fotosintética de las hojas.

FATMA *et al.* (2009) informan que en plantas de *Hibiscus rosa sineses L.* se aplicaron dosis de ácido ascórbico (0,0005 y 0,1 g/l). A partir del mes de trasplante, las plantas fueron asperjadas foliarmente con las soluciones de AAs, considerando un intervalo de aplicación de 30 días. Los mejores resultados se obtuvieron en la concentración de 0,1 g/l evidenciándose una mayor altura de las plantas, incremento en el número de ramas, hojas, área foliar, peso fresco-seco y clorofila.

MORA *et al.* (2011) expresan que en plantas de crisantemo (*Dendranthema grandiflora Tzvelev*) se aplicaron dosis de ácido ascórbico (0,598 y 1,197 g/l). Las pulverizaciones se efectuaron al mes de la germinación, teniendo un intervalo de aspersión de dos veces por semana, hasta completar los 100 días. La concentración de 1,197 g/l obtuvo una mayor altura de las plantas, aumento de la biomasa foliar, peso seco y contenido de clorofila.

EJAZ, SAJID y AFTAB (2012) argumentan que en plantas de caña de azúcar (*Saccharum spp. Cv*) se aplicaron concentraciones de ácido ascórbico (0,017; 0,088 y 0,176 g/l) para contrarrestar el estrés por salinidad. Las aplicaciones se efectuaron por riego y pulverizaciones, teniendo un rango de aspersión de 3 jornadas durante 70 días, bajo condiciones de invernadero. La respuesta obtenida con la dosis de 0,176 g/l vía riego, obtuvo mejores resultados en el incremento de la raíz, tallo, biomasa foliar y en la disminución de los efectos causados por salinidad.

GONÁLEZ *et al.* (2014) afirman que en plantas de papa se aplicó dosis de 0,6 g/l de ácido ascórbico, para contrarrestar la acción de la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum*. Las plantas de invernadero fueron pulverizadas después del trasplante hasta completar las 32 semanas. Los resultados indicaron inhibición del crecimiento bacteriano sobre la biomasa vegetal

2.2.4 ÁCIDO BENZOICO (AB)

WILDERMUTH (2006) manifiesta que el AB pertenece al grupo de los ácidos carboxílicos cuya cadena química está unida a un anillo aromático. La biosíntesis del ácido benzoico en las plantas se genera por dos vías: fenilalanina y ácido shikímico. En la ruta del ácido shikímico, intervienen el ácido corísmico y la fenilalanina, ambos precursores que preceden en la formación del ácido benzoico.

PALAZÓN, CUSIDÓ y MORALES (2001) exponen que dentro de la ruta metabólica del ácido shikímico se encuentra la enzima PAL (Fenilalanina amoniaco liasa), encargada de sintetizar a la fenilalanina y al ácido cinámico. Estos últimos precursores del ácido benzoico.

MEDINA (2007) informa que el ácido benzoico, también llamado bencenocarboxílico, se caracteriza por ser un compuesto aromático con solubilidad en agua caliente (122° C) o en sustancias orgánicas. En plántulas de tomate se aplicaron dosis de AB (0,0000012 a 12,212 g/l). Las aplicaciones fueron realizadas por aspersión, bajo condiciones de invernadero. La respuesta obtenida con la concentración de 0,0000012 g/l., demostró un aumento en la germinación y en el crecimiento de la raíz y tallo.

WIDHALM y DUDAREVA (2015) informan que el benzoico, es un ácido aromático que actúa en el crecimiento y desarrollo de la raíz y tallo (longitud y grosor). Igualmente participa en procesos fenológicos como la floración, y en la inhibición de microorganismo patógenos. En cuanto a su biosíntesis, se origina a

través del ácido shikímico; un proceso que es conducido por precursores tales como, el ácido corísmico, la fenilalanina y el ácido cinámico. En la siguiente gráfica se detalla la biosíntesis del AB.



Figura 3. Esquema de la biosíntesis del ácido benzoico.

SANDOVAL *et al.* (2011) expresan que en plantas de Chile piquin (*Capsicum annum L.*) se probó una dosis de 0,012 g/l de ácido benzoico. La aplicación se realizó por aspersión foliar, cada 20 días después del trasplante. La acción del AB se manifestó con el crecimiento del tallo e incremento del número de frutos.

AHMAD *et al.* (2013) comentan que en plantas de soja (*Glycine max*), se aplicó dosis de ácido benzoico (0,061 g/l) para tolerar la sequía. Las aplicaciones fueron realizadas por aspersión, bajo condiciones de invernadero. Los efectos se

observaron el incremento de la fotosíntesis, clorofila, biomasa foliar, altura del tallo y rendimiento del grano.

BENAVIDES *et al.* (2007) sostienen que el ácido monocarboxílico, también llamado ácido benzoico, se localiza de forma natural en el reino vegetal. En plantas de tomate, cultivadas en suelo calcáreo, se probó la dosis de AB (0,012 g/l). Las aplicaciones se realizaron cada 15 días por medio de una solución nutritiva a base de sulfato de hierro. Los resultados se evidenciaron en el incremento de la biomasa fresca y seca de hojas y raíz, crecimiento longitudinal (tallo y raíz) y aumento del rendimiento y calidad del fruto (grados brix).

EL-MAHADY, EL-DAHAB e IBRAHIM (2015) expresan que en plántulas de arroz (*Oryza sativa*) se aplicaron dosis de ácido benzoico (1,22; 1,83; 2,44 g/l). Las semillas fueron remojadas en cada tratamiento por un periodo de 24 horas y posteriormente colocadas durante 12 horas en cajas Petri (papel filtro), para su germinación. Los resultados con la concentración de 1,22 g/l, demostraron efectos en el aumento de la germinación, longitud de la raíz, tallo y en la inhibición micelar de los hongos *Alternaria sp* y *Fusarium sp*.

2.2.5 ÁCIDO LÁCTICO (AL)

VALLS (2012) indica que el ácido láctico es un compuesto químico carboxílico, que pertenece al grupo hidroxilo. Se obtiene a partir de la fermentación bacteria (lactobacillus) o por procesos químicos. Es empleado en la industria alimentación como inhibidor de agentes patógenos.

ROCHA (s.f.) afirma que la ruta metabólica del ácido láctico se deriva de la glucólisis (respiración) generada en la glucosa (fotosíntesis). Este proceso oxida la glucosa y produce la energía suficiente para la célula. En la siguiente gráfica se detalla el proceso

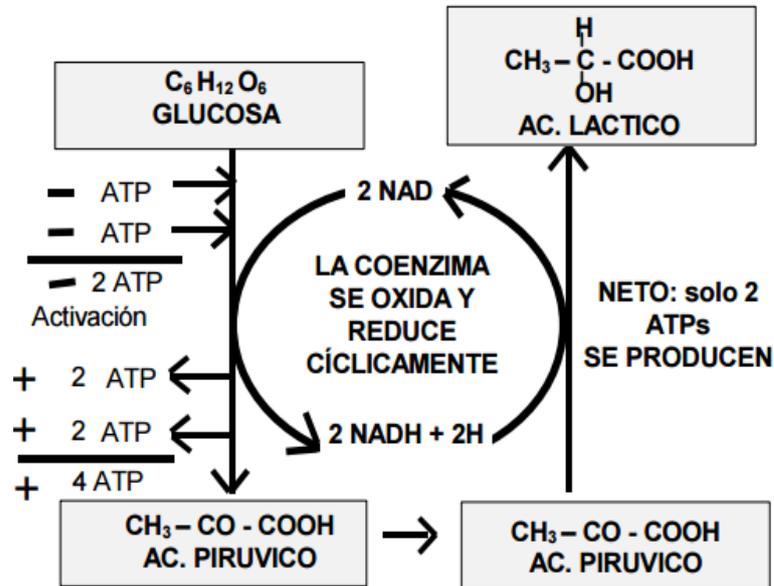


Figura 4. Esquema de la glucólisis a partir de la glucosa.

DÍAZ (2004) comenta que la respiración celular o glucólisis se origina en el citoplasma de la célula vegetal. Este proceso permite la producción de ATP (Adenosín trifosfato) e intervenir en el crecimiento y desarrollo de las plantas.

MARQUÉZ y ZABALA (s.f.) afirman que el precursor del ácido láctico es el ácido pirúvico. En el proceso el NADH (Nicotinamida adenina dinucleótido) es oxidado en NAD^+ , para permitir la transformación y reducción del ácido pirúvico a AL. La Figura 5, detalla el proceso.

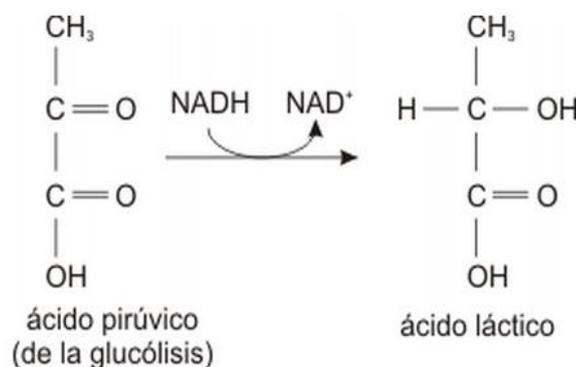


Figura 5. Esquema de la obtención del ácido láctico.

DAVIDSON, SOFOS y BRANEN (2005) afirman que para el control del hongo *Aspergillus versicolor*, se aplicaron dosis de ácido láctico (0,25; 0,50 y 0,75 %). La técnica se realizó *in vitro* y demostró que ambas concentraciones tienen la facultad de inhibir el crecimiento de los micelios del hongo.

VÉLEZ *et al.* (2014) argumentan que para el control de agentes patógenos, se pueden utilizar dosis de 0,2 y 2,5 % de ácido láctico. El hongo *Aspergillus ochraceus*, se inhibió por la acción del ácido láctico. El compuesto detuvo hasta en un 32 % el crecimiento del micelio en el producto alimenticio derivado de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum L.*).

GARCÍA (2008) sostiene que para la conservación de frutos de melón (*Cucumis melo*) y piña (*Ananas comosus*) se aplicaron dosis de ácido láctico (0,3; 0,5; 0,8 y 1 %). Para incrementar las posibilidades de inhibición patógena en las materias primas, se ajustó el pH de 4,5 a 3,5 por un espacio de 10 días. La concentración con mejor resultado en la preservación ante microorganismos nocivos, estuvo a cargo del 1 %, aunque también existió un crecimiento menor de hongos con las dosis al 0,5 y 0,8 %.

2.3 INFLUENCIA DEL HONGO *Phytophthora infestans* EN EL CULTIVO DE TOMATE

2.3.1 DESARROLLO DEL HONGO EN EL CAMPO

SCOT (2008) afirma que la *Phytophthora infestans* está dentro del grupo de los Oomicetos. La reproducción más común del patógeno es la asexual y se realiza en temperaturas de 18 a 26 °C y con una humedad relativa del 100 %. El hongo causa lesiones necróticas en las hojas y presenta manchas de color oscuras y grasientas en los tallos, peciolo y frutos.

TORRES, TAIPE y ANDRADE (2011) informan que al existir una alta humedad (100%), los patógenos se pueden desarrollar considerablemente. El ciclo asexual reproductivo empieza cuando los esporangios germinan, y originan de 8 a 12 esporas asexuales biflageladas. La pared del esporangio se rompe para adquirir su forma redondeada y su pared celular. Luego actúan en las estomas a través de un tubo germinativo. La hifa penetra la cutícula y en su interior, el micelio forma haustorius, que desencadenarán nuevos esporangios en el envés de la hoja.

ALARCÓN *et al.* (2013) afirman que la *Phytophthora infestans* pertenece al reino Stramenopila (Chromista) y su función es destruir la morfología de las plantas. Sus síntomas se presentan como manchas y necrosis en las hojas, peciolo y tallos. Esta enfermedad finalmente produce la muerte del vegetal.

SJÖHOLM (2012) reporta que el microorganismo ataca en mayor cantidad a la familia de las solanáceas. La reproducción sexual ocurre en las cepas A1 – A2 y se origina con la fertilización entre el órgano femenino (oogonio) y el masculino (anteridio). El resultado de la unión son las oosporas que se introducen en los tejidos de la planta. Las oosporas son expulsadas al suelo y pueden vivir muchos años debido a su pared gruesa y dura. Posteriormente germinan e infectan al huésped de forma asexual o por medio de zoosporas.

DAVIS, PERNEZNY y BROOME (2012) manifiestan que el hongo *Phytophthora infestans*, crece y se desarrolla en condiciones de humedad y en temperaturas de 16 a 27 °C. Sus esporas tienen un periodo de germinación entre 4 y 6 días.

ARAYA y PERELLÓ (2010) sostienen que el ciclo de enfermedad del hongo *Phytophthora sojae* se extiende desde la germinación de los esporangios, el crecimiento micelar hasta la infestación en la planta. Para su germinación es necesario temperaturas superiores a los 15 °C y un periodo de 4 a 6 días para su proliferación.

MARTÍNEZ (2012) menciona que la temperatura adecuada para la germinación de la *Phytophthora sp* se sitúa entre los 21 y 30 °C, teniendo un periodo de incubación de 3 a 6 días aproximadamente. Su diseminación es preferible realizarla por agua de riego debido a sus cualidades acuófilas y zoosporas móviles.

2.3.2 TÉCNICAS DE INOCULACIÓN DEL HONGO *IN VIVO*

ARTEAGA, SAÑUDO y VALLEJO (s.f.) expresan que en plantas de papa (*Solanum tuberosum*), tomate de árbol (*Solanum betaceum*) y naranjilla (*Solanum quitoense*) se caracterizó la afectación del hongo *Phytophthora sp*. Para la inoculación *in vivo* se empleó 1×10^5 zoosporas por ml de agua destilada, siendo aplicadas con un pulverizador. El proceso se ejecutó cada 5 días durante un mes. Los resultados mostraron pudrición de los brotes jóvenes y manchas necróticas en la biomasa foliar.

ARNOLD *et al.* (2003) manifiestan que en foliolos de cacao (*Theobroma cacao*) se inoculó el hongo *Phytophthora sp*. Para la infección de la biomasa vegetal se utilizó una suspensión de $9,5 \times 10^5$ zoosporas por ml. Las hojas fueron pinchadas con una aguja estéril, facilitando la infección del hongo. Luego de una semana se observaron los primeros síntomas de infección del oomiceto.

GRIJALBA (2008) menciona que en plantas de soja se evaluó la incidencia del hongo *Phytophthora sojae*. La inoculación se realizó *in vivo* a través de una herida o incisión por debajo del nudo cotiledonar aplicando 0,1 ml de la solución de esporas. Las plantas fueron sometidas al 100 % de humedad relativa, por un rango de tiempo de 15 a 24 horas y temperaturas de 20 a 25 °C durante todo el proceso de inoculación. Posteriormente se evidenció lesiones necróticas en la biomasa del vegetal y en otros casos la muerte de la planta.

GIGOT, GUNDERSEN e INGLÉS (2009) sostienen que en tubérculos de papa se caracterizó el crecimiento y desarrollo del oomiceto *Phytophthora infestans*, bajo diferentes temperaturas (4 - 19°C). La sustancia inoculada tuvo una concentración de 1×10^3 zoosporas por ml, y fue pulverizada en los tubérculos de papa. La temperatura del invernadero osciló entre los 16 a 25 °C y una humedad relativa del 90 %. Los tubérculos sometidos a 19 °C demostraron un mayor incremento en la esporulación y crecimiento del hongo.

RIVERA (2010) informa que en 4 variedades de tomate (Alaska, Flora Dade, Santa Clara 5800 y Cherry) se analizó la expresión del gen PR-1 que ejerce resistencia ante el hongo *Phytophthora infestans*. Para la inoculación se utilizó plantas con 4 hojas verdades, aplicándoles en cada foliolo 3 gotas de la concentración de 9000 zoosporas por ml de agua destilada. El proceso se realizó bajo condiciones de invernadero, manteniendo una humedad relativa del 75 %. La variedad con un alto margen de resistencia del gen fue Alaska.

HERNÁNDEZ y ACOSTA (2011) comentan que en plantas de zapallo, pepino, tomate, chile bell y manzana, se determinó la incidencia del hongo *Phytophthora capsici*. Las plantas con 3 a 4 hojas verdaderas se inocularon *in vivo* con 2 ml de suspensión al 1×10^5 zoosporas por ml. Después de 8 días se observaron los primeros síntomas de infección. Los resultados demostraron lesiones en la biomasa foliar, pudrición de la raíz y tallo en los 5 tipos de plantas tratadas.

NÚÑEZ (2015) menciona que en plantas de tomate, infectadas con el hongo *Phytophthora infestans* se aplicó el bioactivador comercial Miconic. Para la inoculación *in vivo* del hongo, fueron colocadas 2 gotas de la solución de esporas (10 µl) en cada hoja. La infección se realizó a los 21 días de germinación, 7 días después de la aplicación del bioactivador. A los 6 días aparecieron las primeras lesiones causadas por el hongo. Los mejores resultados estuvieron a cargo de la dosis de 1,5 y 4,5 ml/l, reduciendo el tamaño de las lesiones necróticas y activando la defensa ante el ataque del hongo.

DÍAZ *et al.* (2013) manifiestan que en plantas de tomate se aplicaron extractos de *Flourensia cernua* y *Larrea tridentata*, para contrarrestar la infección del hongo *Phytophthora capsici*. La solución inoculada tuvo una concentración de 5×10^4 conidios por ml, siendo aplicadas sobre el suelo durante el trasplante de las hortalizas. A los 15 y 30 días se pulverizó la suspensión por toda la biomasa foliar, manteniendo una humedad relativa del 87 % y temperaturas de 25 a 28 °C. Los resultados con la dosis de 0,1 y 0,75 g/l del extracto de *L. tridentata*, que contiene gran cantidad de fenoles, evidenciaron una inhibición en el crecimiento y desarrollo del hongo sobre el follaje.

CHEN *et al.* (2013) afirman que en plantas de *Nicotiana benthamiana* se evaluó la incidencia del hongo *Phytophthora capsici*. Las plantas fueron inoculadas por decantación, con una concentración de 1×10^5 esporas por ml, durante un periodo de 6 semanas. Los vegetales estuvieron sometidos a una temperatura de 25 °C bajo condiciones de invernadero. La infección del oomiceto se evidenció en la biomasa foliar con lesiones de color oscuro.

2.3.3 CONDICIONES CLIMÁTICAS PARA LA GERMINACIÓN Y CRECIMIENTO DEL HONGO

2.3.3.1 *In vitro*

PÉREZ, PEÑARANDA y HERAZO (2010) argumentan que la temperatura óptima para el crecimiento y desarrollo del micelio del hongo *Phytophthora sp* está entre 20 y 28 °C. El pH ideal se localiza en un rango de 5 y 7.

ÁLVAREZ *et al.* (2011) expresan que para la esporulación *in vitro* del oomiceto *Phytophthora infestans* en el medio de cultivo agar tomate, se necesitó una humedad relativa del 70 % y una temperatura promedio de 18 °C. El crecimiento micelial se observó a los 8 días después de la incubación.

CHEOL (2008) informa que la temperatura óptima para la incubación de la *Phytophthora sp* debe ser de 28 °C, teniendo un periodo de germinación y crecimiento de 4 a 7 días.

ECHEMENDIA (s.f.) expresan que las temperaturas adecuadas para la germinación del oomiceto están en un rango de 18 a 30 °C. En cambio para su crecimiento y desarrollo pueden tener entre 20 a 28 °C y un pH de 4,5 a 5,5.

SOPEE, SANGCHOTE y STEVENSON (2012) sostienen que para la incubación del hongo *Phytophthora infestans* se utilizó el medio de cultivo agar centeno. Esta solución contiene nutrientes (β -sitosterol) para el crecimiento de los micelios del oomiceto. La germinación de esporas y crecimiento de los micelios se mantuvieron a una temperatura de 25 °C y en oscuridad *in vitro* durante 12 días. Posteriormente a los 15 días se evidenció el crecimiento total de los micelios del hongo sobre la caja Petri.

FONSECA, CASTELLANOS y LEÓN (2011) comentan que uno de los mejores medios para la incubación del hongo *Phytophthora infestans*, es el agar centeno. Su constitución está dada por sitosteroles, que participan en el crecimiento del micelio. La incubación *in vitro* se realizó en oscuridad, bajo una temperatura de 20 °C. A la semana se observó el desarrollo de los micelios del oomiceto sobre las cajas Petri.

2.3.3.2 *In vivo*

AGUILAR (2009) comenta que el hongo *Phytophthora sp* puede ser transmitido por agua de lluvia o riego. Le favorece una humedad relativa alta y su temperatura óptima se encuentra en un rango de 26 a 30 °C.

De acuerdo a COFFEY (2010), las temperaturas óptimas para el crecimiento y desarrollo del oomiceto *Phytophthora sp* se encuentran en un intervalo de 26 a 32 °C.

WALE, PLAT y CATTLIN (2008) exponen que el ciclo de la *Phytophthora infestans* empieza por los esporangios hasta llegar a la penetración de sus hifas sobre la células vegetales. Para la germinación, crecimiento y desarrollo del micelio se requiere una humedad relativa del 90 % y temperaturas óptimas entre 16 a 21 °C.

FORBES, PÉREZ y ANDRADE (2014) afirman que condiciones climáticas adecuadas promueve la esporulación y crecimiento de la *Phytophthora infestans*. Para empezar su ciclo, requiere temperaturas superiores a 16 y 21 °C, una humedad relativa de 90 %.

RIVERA *et al.* (2014) sostienen que la fase reproductiva asexual de la *P. infestans* se inicia con la producción de zoosporas. Para la etapa de germinación se necesita temperaturas de 15 a 22 °C y en el ciclo de crecimiento y desarrollo del micelio se requiere temperaturas de 18 a 26 °C. Durante toda la fase de reproducción e infección del oomiceto, se precisa una humedad relativa del 90 %.

GARCÍA (s.f.) comenta que el hongo *Phytophthora infestans* produce la enfermedad llamada tizón tardío. Para su proliferación debe existir una humedad relativa del 90 % y temperaturas de 20 °C. La diseminación del oomiceto se efectúa por pulverizaciones o gotas concentradas del inóculo. Los primeros síntomas aparecen a los 3 o 5 días.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 LOCALIZACIÓN Y DESCRIPCIÓN DEL LUGAR DEL EXPERIMENTO

El ensayo se realizó en los laboratorios de Fisiología Vegetal y en el invernadero, módulo 3 del Departamento de Horto-fruticultura, Botánica y Jardinería, perteneciente a la Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria (ETSEA) de la Universidad de Lleida (UdL), ubicada en la Av. de Alcalde Rovira Roure, 191E-25198. Las coordenadas del sitio son N 41° 37' 46", E 0° 35' 43".

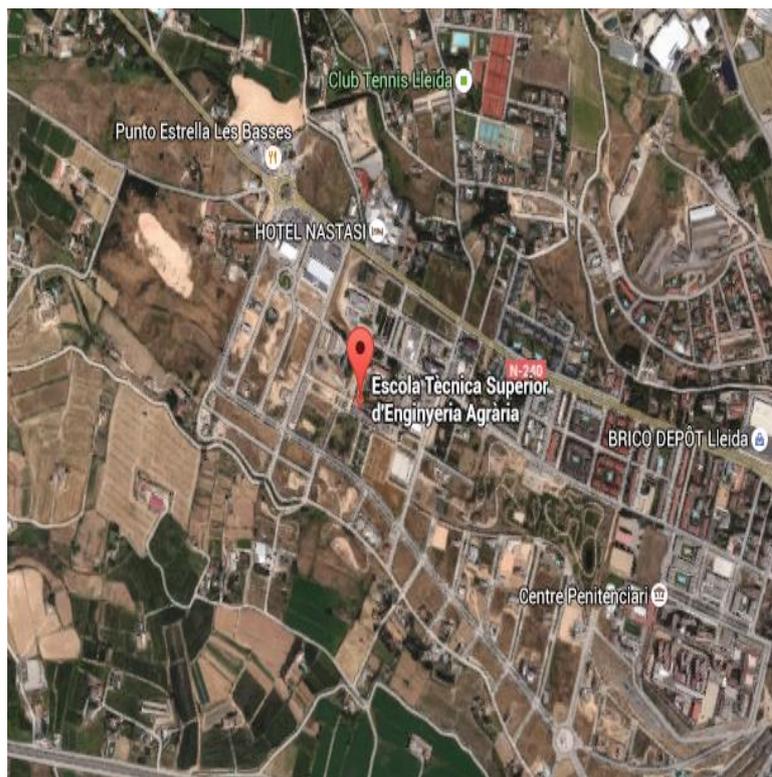


Figura 6. Mapa de la ETSEA

3.2 MATERIAL BIOLÓGICO

3.2.1 VARIEDAD TRES CANTOS (Fitó)

En el siguiente cuadro se detallan las particulares de la variedad:

Cuadro 1. Características de la variedad Tres Cantos.

Variedad Tres Cantos
Altura de 150 a 170 cm.
Uniformidad en planta y racimo.
Sensibilidad al mildiú.
Ciclos de 95 a 108 días.
Frutos carnosos, lisos y redondeados.
Buenas características organolépticas.
Riego regular o frecuente.

Fuente: fitohobby.com

3.2.2 MATERIAL QUÍMICO-ELICITOR

- Propóleos originarios de Huesca - Aragón y Badajoz - Extremadura.
- Ácido cafeico 98% (Sigma- Aldrich).
- Ácido láctico 85 % (Probus)
- Ethanol 80%.
- Ácido ascórbico (Prolabo).
- Ácido benzoico (Prolabo).
- Medio de cultivo agar centeno.
- *Phytophthora infestans* de origen Holandés, perteneciente a la colección del Doctor Narciso Pastor, director del Departamento de Hortofruticultura, Botánica y Jardinería,

3.3 MATERIALES Y EQUIPOS

3.3.1 MATERIALES DE LABORATORIO

- Cajas petri.
- Probeta de 25, 100, 250, 500 y 1 000 ml.
- Matraces Enlermeyer de 100, 250, 500, 1 000 y 2 000 ml.
- Vaso de precipitación de 250, 500 y 1 000 ml.
- Pipetas de 1, 5, 10 ml.
- Pipeteadores de plástico con rueda manual y válvula de vaciado.
- Micropipetas de 2-20, 20- 100, 200-1 000 μL .
- Puntas de Micropipetas.
- Goteros.
- Papel aluminio.
- Papeles absorbentes.
- Cinta parafilm.
- Cinta adhesivas.
- Rotuladores permanentes.
- Espátulas metálicas.
- Pizetas de agua destilada.
- Mango y Gillette de bisturí.
- Tijeras.
- Pinzas.
- Cuaderno y lápiz de apunte.

3.3.2 MATERIALES DE CAMPO.

- Turba.
- Perlita
- Gradillas de germinación de 216 alvéolos.

- Regla de medir.
- Cubeta de riego.
- Aspersores para aplicación de tratamiento.
- Plástico.
- Alambre.

3.3.3 EQUIPOS DE LABORATORIO.

- Autoclave.
- pH-metro.
- Conductímetro.
- Cámara de flujo laminar.
- Balanza común.
- Balanza analítica.
- Agitador magnético con calefacción.
- Pastilla y varilla magnética.
- Estufa.
- Incubadora

3.3.4 EQUIPOS DE CAMPO

- Bomba de Fumigación.
- Balanza.
- Calculadora.
- Flexómetro.
- Bitácora.
- Calibrador Vernier.
- Refractómetro.
- Termómetro Laser.
- Ordenador personal.

- Cámara Fotográfica.
- Conductímetro.
- pH.
- Luxómetro.
- Termómetro.
- Medidor de Área foliar.
- Medidor de clorofilas Spad 502
- Otros.

3.4 TRATAMIENTOS Y DISEÑO EXPERIMENTAL

3.4.1 FACTORES EN ESTUDIO

3.4.1.1 Fase I: crecimiento y desarrollo

Los tratamientos fueron tres elicitors (PR, AL y AC) siendo combinados con AAs y AB. El testigo absoluto fue representado con T0. En los siguientes cuadros se detallan los tratamientos experimentados:

Cuadro 2. Descripción de los tratamientos PR.

Tratamientos	Simbología	Dosis de elicitors
T1	T0	0,14 g/l
T2	PR1	0,07g/l
T3	PR2	0,14 g/l
T4	PR1 + AAs	0,07g/l + 0,25 g/l
T5	PR2 + AAs	0,14 g/l + 0,25 g/l
T6	PR1 + AB	0,07g/l + 0,1221 g/l
T7	PR2 + AB	0,14 g/l + 0,1221 g/l

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos AC.

Tratamientos	Simbología	Dosis de elicitores
T1	T0	Control
T2	AC1	0,31g/l
T3	AC2	0,63g/l
T4	AC1 + AAs	0,31g/l + 0,25 g/l
T5	AC2 + AAs	0,63 g/l + 0,25 g/l
T6	AC1 + AB	0,31g/l + 0,1221 g/l
T7	AC2 + AB	0,63 g/l + 0,1221 g/l

Cuadro 4. Descripción de los tratamientos AL.

Tratamientos	Simbología	Dosis de elicitores
T1	T0	Control
T2	AL1	0,35 ml/l
T3	AL2	0,7 ml/l
T4	AL1 + AAs	0,35 m/l + 0,25 g/l
T5	AL2 + AAs	0,7 m/l + 0,25 g/l
T6	AL1 + AB	0,35 m/l + 0,1221 g/l
T7	AL2 + AB	0,7 m/l + 0,1221 g/l

3.4.1.2 Fase II: fúngica

Los mejores tratamientos de la fase de crecimiento y desarrollo fueron empleados en la segunda. Los dos testigos absolutos estuvieron representados con T0. En el siguiente cuadro se detallan los tratamientos experimentados:

Cuadro 5. Descripción de los tratamientos. Fase fúngica.

Tratamientos	Simbología	Dosis de elicitores
T1	T0	Control
T2	T0	0,14 g/l
T3	AL	0,7 ml/l
T4	AL + AAs	0,35ml/l + 0,25 g/l
T5	AL + AB	0,35ml/l + 0,1221 g/l
T6	PR	0,14 g/l
T7	PR + AAs	0,14 g/l + 0,25 g/l
T8	PR + AB	0,14 g/l + 0,1221 g/l
T9	AC	0,63g/l
T10	AC + AAs	0,31g/l + 0,25 g/l
T11	AC + AB	0,63 g/l + 0,1221 g/l

3.4.2 DISEÑO EXPERIMENTAL

Se empleó el Diseño Completamente Aleatorio, considerando 7 tratamientos en la primera fase, y 11 tratamientos para la segunda fase. En el experimento se utilizó 20 repeticiones. Los cuadros del ANOVA se detallan a continuación:

Cuadro 6. ANOVA Primera fase.

Fuentes de variación	Grados Libertad
Tratamientos (t-1)	6
Error experimental	133
Total (rt-1)	139

Cuadro 7. ANOVA Segunda fase.

Fuentes de variación		Grados Libertad
Tratamientos	(t-1)	10
Error experimental		209
Total	(rt-1)	219

3.4.3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los resultados fueron sometidos al análisis de la varianza (ANOVAs) y las medias de las variables a estudiar de cada tratamiento, comparadas mediante la prueba de Tukey al 5%. Se utilizó el programa estadístico JMP 10. Los grados de libertad del análisis estadístico se detallan en la gráfica.

T3	T2	T2	T1	T3	T4	T5	T6	T7	T6	T3	T4	T3	T1	T3	T2	T2	T3	T6	T4
T4	T1	T4	T2	T4	T1	T4	T7	T1	T3	T4	T3	T2	T7	T6	T3	T4	T5	T4	T3
T7	T3	T6	T4	T6	T2	T6	T1	T2	T7	T1	T2	T6	T6	T1	T5	T6	T7	T7	T7
T1	T5	T1	T5	T2	T3	T1	T2	T3	T5	T2	T1	T7	T2	T2	T6	T1	T1	T2	T1
T5	T6	T7	T3	T5	T6	T2	T3	T4	T4	T7	T5	T5	T4	T5	T4	T5	T4	T5	T5
T2	T7	T3	T7	T1	T7	T3	T5	T5	T2	T6	T7	T4	T3	T4	T1	T1	T2	T1	T6
T6	T4	T5	T6	T7	T5	T7	T4	T6	T1	T2	T6	T1	T5	T7	T7	T7	T6	T3	T2

Figura 7. Distribución de los tratamientos – fase primera.

T3	T8	T10	T1	T8	T11	T5	T9	T7	T6	T11	T4	T11	T1	T8	T10	T7	T3	T11	T4
T4	T11	T11	T2	T4	T8	T4	T7	T10	T10	T8	T3	T2	T9	T1	T3	T11	T5	T5	T3
T7	T3	T6	T4	T9	T2	T6	T1	T2	T7	T1	T2	T1	T6	T6	T5	T6	T11	T7	T7
T1	T5	T1	T11	T2	T3	T1	T11	T3	T5	T2	T1	T7	T2	T2	T9	T10	T1	T2	T1
T5	T6	T7	T3	T5	T6	T2	T3	T4	T4	T7	T5	T5	T4	T5	T4	T5	T10	T3	T5
T2	T7	T3	T7	T1	T7	T3	T5	T11	T2	T6	T7	T4	T8	T11	T1	T1	T2	T1	T6
T6	T4	T5	T10	T7	T5	T7	T4	T9	T11	T2	T10	T6	T11	T7	T2	T2	T6	T4	T10
T9	T9	T9	T9	T6	T9	T9	T6	T6	T9	T9	T9	T9	T7	T9	T6	T9	T9	T10	T9
T10	T10	T2	T6	T10	T10	T11	T10	T1	T3	T10	T6	T10	T10	T10	T7	T1	T4	T9	T2
T8	T2	T8	T8	T3	T1	T10	T8	T8	T8	T4	T8	T8	T3	T3	T11	T8	T8	T8	T8
T11	T1	T4	T5	T11	T4	T8	T2	T5	T1	T3	T11	T3	T5	T4	T8	T4	T7	T6	T11

Figura 8. Distribución de los tratamientos - segunda fase.

3.5 MÉTODOS

3.5.1 PREPARACIÓN DE LOS ELICITORES Y MEDIO DE CULTIVO

3.5.1.1 Propóleo

- Para la obtención de la solución madre, se mezclaron 5 gr propóleo y 16,6 ml de etanol 80% en un agitador magnético a temperaturas de 50 y 60 °C.
- De la solución madre se extrajeron las dos concentraciones de propóleo (0,07 y 0,14 g/l), siendo añadidas por separado en un matraz que contenía 0,5 l de agua destilada.
- Por otro lado para las primeras dos combinaciones con ácido ascórbico (0,25 g/l) y propóleo (0,07 y 0,14 g/l) añadidas por separado en un matraz que contenía 0,5 l de agua destilada, se empleó un agitador magnético para su disolución.
- En cambio para las dos últimas combinaciones con ácido benzoico (0,122 g/l) y propóleo (0,07 y 0,14 g/l) añadidas por separado en un matraz que contenía 0,5 l de agua destilada, se sometiendo las soluciones a una temperatura de 80 °C para la disolución del ácido benzoico.
- Para el testigo se mezcló 0,24 ml de etanol con 0,5 l de agua destilada, es decir la dosis más alta del propóleo (0,14g/l).
- Cada solución obtenida fue repartida en pulverizadores de 1 litro.

3.5.1.2 Ácido cafeico

- Para la obtención de los dos primeros tratamientos se pesaron (0,31 y 0,63 g/l) de ácido cafeico que luego fueron añadidas por separado en un matraz que contenía 0,5 l de agua destilada. Posteriormente se disolvieron las dos concentraciones de ácido cafeico en un agitador magnético con calefacción.

- En las combinaciones con ácido cafeico (0,31 y 0,63 g/l) y ascórbico (0,25 g/l), añadidas por separado en un matraz que contenía 0,5 l de agua destilada, se empleó un agitador magnético para su disolución.
- Además, para las dos últimas combinaciones con ácido benzoico (0,122 g/l) y cafeico (0,31 y 0,63 g/l) se utilizó la misma técnica del paso tres, sin embargo, la temperatura aplicada en la agitación fue de 80 °C para la disolución del ácido benzoico.
- Para el control se utilizó 0,5 l de agua destilada.
- Cada solución obtenida fue repartida en pulverizadores de 1 litro.

3.5.1.3 Ácido láctico

- Para la obtención de los dos primeros tratamientos se midió el volumen de ácido láctico (0,35 ml/l y 0,7 ml/l). Luego fueron añadidas las dos concentraciones por separado en un matraz que contenía 0,5 l de agua destilada, siendo disueltas con un agitador magnético.
- En las combinaciones con ácido láctico (0,35 ml/l y 0,7 ml/l) y ascórbico (0,25 g/l), añadidas por separado en un matraz que contenía 0,5 l de agua destilada, se empleó un agitador magnético para su disolución.
- De igual forma, para las dos últimas combinaciones con ácido benzoico (0,122 g/l) y láctico (0,35 ml/l y 0,7 ml/l), se utilizó la misma técnica del paso dos, no obstante, la temperatura aplicada en la agitación fue de 80 °C para la disolución del ácido benzoico.
- Para el control se utilizó 0,5 l de agua destilada.
- Cada solución obtenida fue repartida en pulverizadores de 1 litro.

3.5.1.4 Agar centeno

- Se pesó 30 gr de centeno y se colocó en un Matraz de 1000 ml. Luego se añadió agua destilada, cubriendo el grano unos 2 o 3 cm para su hidratación. La solución se dejó en remojo por 24 horas.

- Al día siguiente se separó el grano del líquido, guardando el líquido.
- Después se hirvió el grano, añadiendo nuevamente agua destilada, durante 1 hora. El recipiente fue tapado con papel aluminio. Se vigiló el nivel del agua, añadiendo más agua si fuera necesario.
- Con un lienzo se exprimió fuertemente el grano, extrayendo el máximo de líquido.
- En una probeta se midió el líquido obtenido, siendo mezclado con el líquido reservado en el paso dos. Nuevamente fue medido el volumen obtenido, para luego enrasarlo con agua destilada.
- Una vez medido el volumen, se traspasó a un matraz Erlenmeyer, añadiendo 10 g de sacarosa y 7,5 agar (bactoagar).
- Se enrasó a 0,5 litros con agua destilada.
- El medio de cultivo fue Autoclavado durante 20 min a 120 °C.
- La solución se repartió en las placas Petri, dentro de la cámara de flujo laminar.

3.5.2. MANEJO DEL EXPERIMENTO PRIMERA FASE

3.5.2.1 Aplicación de elicitores

Las aplicaciones de los elicitores se realizaron por pulverización, desde el momento de la siembra hasta la finalización del ensayo (30 días), con intervalos de 8 días. Además se controlaron las condiciones climáticas del invernadero.

3.5.2.2 Preparación del semillero

El semillero fue preparado en el mes de abril, empleando bandejas germinadoras de 116 hoyos. Posteriormente se utilizó sustrato (turba 75% + perlita 25%) humedecida, siendo depositada en cada hoyo.

3.5.2.3 Siembra

En cada hoyo se depositó dos semillas de tomate, siendo cubiertas con sustrato humedecido.

3.5.2.4 Riego

Se aplicó un sistema de riego mediante rociadores manuales, según los requerimientos del ensayo.

3.5.2.5 Condiciones climáticas

Dependiendo de las condiciones climáticas, se utilizó un termómetro digital y laser para medir la temperatura del ambiente, suelo y hojas. También se empleó un luxómetro en la medición de la luminosidad del invernadero.

3.5.3. MANEJO DEL EXPERIMENTO SEGUNDA FASE

3.5.3.1 Esporulación, crecimiento y desarrollo del hongo (*In vitro*)

El hongo *Phytophthora infestans* fue sembrado en cajas Petri que contenían el medio de cultivo Agar centeno, dentro de una cámara de flujo laminar. Su incubación y crecimiento del hongo se realizó a temperatura de 25 ± 2 °C, bajo condiciones de oscuridad.

3.5.3.2 Aplicación de elicitores

La aplicación de los elicitores se efectuó por pulverización a partir de los 14 días después de la germinación, es decir 21 días antes de la inoculación del hongo. Luego cada 10 días hasta completar los 42 días, teniendo en consideración las condiciones climáticas del invernadero.

3.5.3.3 Preparación del semillero

El semillero fue preparado en el mes de septiembre, empleando bandejas germinadoras de 116 hoyos. Posteriormente se utilizó sustrato (turba 75% + perlita 25%) humedecido, siendo depositado en cada hoyo.

3.5.3.4 Siembra

En cada hoyo se depositaron dos semillas de tomate, siendo cubiertas con el sustrato humedecido.

3.5.3.5 Riego

Se aplicó un sistema de riego mediante rociadores manuales, según los requerimientos del ensayo.

3.5.3.6 Sistema cerrado

Para un mejor control de la temperatura y humedad en la esporulación e infestación de las plántulas de tomate, se creó un sistema cerrado dentro del invernadero. En la elaboración del sistema se empleó plástico, alambre y un radiador de calefacción.

3.5.3.7 Inoculación del hongo (*In vivo*)

Las inoculaciones del oomiceto fueron realizadas a los 21 y 35 días después de la germinación, cuando las plántulas tenían 4 hojas verdaderas. El método consistió en disolver 1×10^5 de esporas del patógeno por ml de agua destilada, siendo luego aspergeadas sobre la biomasa foliar de cada tratamiento. Para ayudar a la proliferación del hongo, las hojas fueron pinchadas con agujas estériles y se

mantuvo una humedad relativa del 75 % y temperaturas entre 25 y 28 ° C en el invernadero.

3.5.3.8 Condiciones climáticas

Dependiendo de las condiciones climáticas, se utilizó un termómetro digital y laser para medir la temperatura del ambiente, suelo y hojas. También se empleó un luxómetro en la medición de la luminosidad del invernadero.

3.6 VARIABLES EXPERIMENTALES

3.6.1 FASE I. CRECIMIENTO Y DESARROLLO

3.6.1.1 Porcentaje de germinación

Se realizó el conteo de números de plantas germinadas por día, hasta llegar al 100 % de germinación.

3.6.1.2 Altura de la planta

La altura de la planta fue medida en centímetros a los 14, 21 y 30 días, después de germinadas, empleando una regla. Se identificaron 20 plantas por tratamiento, obteniendo la medición desde la base de la planta hasta la yema terminal más sobresaliente.

3.6.1.3 Diámetro del tallo

El diámetro fue medido en milímetros a los 14 y 30 días, empleando un calibrador digital. De igual forma las mismas plantas identificadas en la medición de la altura se emplearon en esta variable.

3.6.1.4 Número de hojas

Se contó el número de hojas por planta a los 7, 14, 21 y 30 días. Para esta variable fueron empleadas 20 plantas.

3.6.1.5 Clorofila, unidades de SPAD

Se midió el contenido de clorofila con el SPAD 502, a los 14 y 30 días.

3.6.1.6 Medición del área foliar

El área foliar fue medida a los 14 y 30 días tras la germinación. Para el proceso se utilizó un medidor de Área Foliar.

3.6.1.7 Longitud de la raíz

La longitud de la raíz fue medida en centímetros a los 14 y 30 días, empleando una regla.

3.6.1.8 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

Se tomó el peso fresco de la raíz, tallo y hojas de 15 plantas a los 14 días de germinación y 20 plantas a los 30 días. Los datos fueron obtenidos con una balanza analítica.

3.6.1.9 Peso seco de la raíz, tallo y hojas

Para obtener el peso seco se utilizaron las mismas muestras del peso fresco. Los datos fueron obtenidos con balanza analítica.

3.6.2 FASE II. FÚNGICA

3.6.2.1 Altura de la planta

La altura de la planta fue medida en centímetros a los 14, 21, 28, 35 y 42 días, después de germinadas, empleando una regla. Se identificaron 20 plantas por tratamiento, obteniendo la medición desde la base de la planta hasta la yema terminal más sobresaliente.

3.6.2.2 Diámetro del tallo

El diámetro fue medido en milímetros a los 28 y 42 días, empleando un calibre digital. De igual forma las mismas plantas identificadas en la medición de la altura se emplearon en esta variable.

3.6.2.3 Número de hojas

Se contó el número de hojas por planta a los 14, 21, 28, 35 y 42 días.

3.6.2.4 Clorofila, unidades de SPAD

En 20 plantas se midió el contenido de clorofila con el SPAD 502, a los 42 días.

3.6.2.5 Medición del área foliar

El área foliar fue medida a los 28 y 42 días tras la germinación. Para el proceso se utilizó un medidor de Área Foliar.

3.6.2.6 Longitud de la raíz

La longitud de la raíz fue medida en centímetros a los 28 y 42 días, empleando una regla.

3.6.2.7 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

Se tomó el peso fresco de la raíz, tallo y hojas de 20 plantas a los 28 días de germinación y 20 plantas a los 42 días. Los datos fueron obtenidos con balanza analítica.

3.6.2.8 Peso seco de la raíz, tallo y hojas

Para obtener el peso seco se utilizaron las mismas muestras del peso fresco. Los datos fueron obtenidos con balanza analítica.

3.6.2.9 Incidencia del patógeno

Empleando una escala fitopatológica, se determinó la incidencia del hongo en las plántulas.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 RESULTADOS

4.1.1 FASE I: CRECIMIENTO Y DESARROLLO

4.1.1.1 Propóleo

Porcentaje de germinación

Desde el inicio del ensayo hasta los 5 días, los tratamientos T4 y T6 alcanzaron el 100 % de germinación, mientras que el control solo obtuvo el 92,5 % a los 6 días. Los otros tratamientos T3 y T7 obtuvieron el 100 % de germinación a los 6 días, al contrario del T2 y T5 que solo lograron el 95 % de germinación (Figura 9).

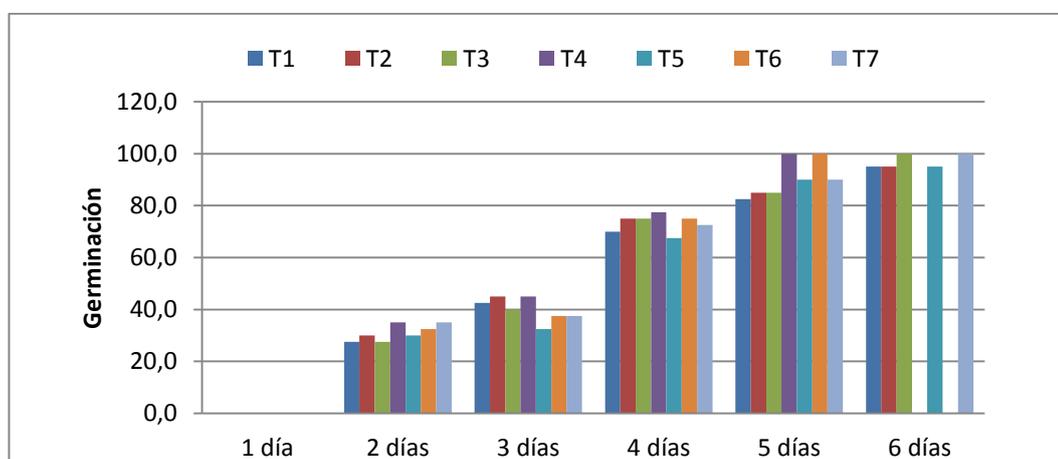


Figura 9. Porcentaje de germinación PR

Longitud del tallo

Se puede observar que a los 7 días no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos. Sin embargo, a los 14, 21 y 30 días los tratamientos T3, T7, T5 y T2 demostraron valores significativamente mayores al T0, obteniéndose un

promedio más alto con el T3. Los demás tratamientos superaron al control, pero no fueron significativamente superiores (Figura 10).

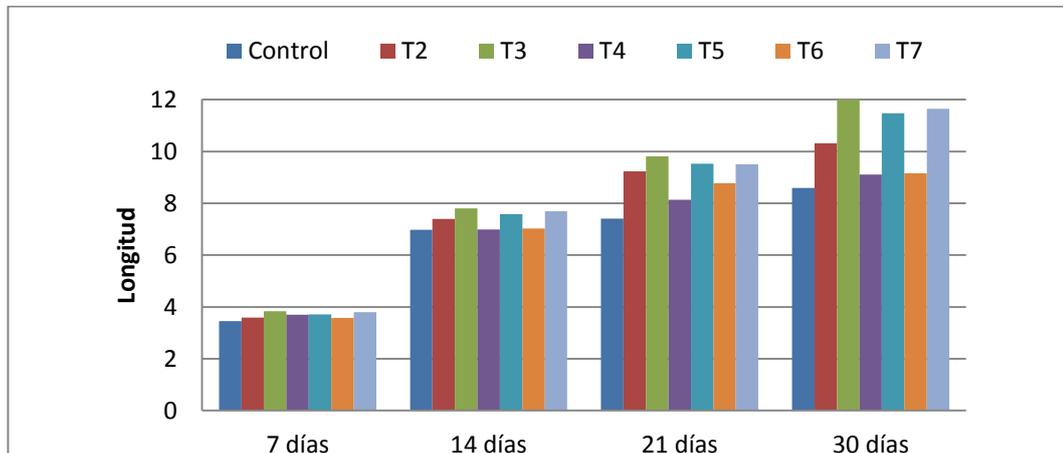


Figura 10. Longitud del tallo PR

Diámetro del tallo

Los valores significativamente superiores al control fueron T3, T7, T5 y T2, sobresaliendo el promedio del T3. Los otros tratamientos superaron al control pero no significativamente (Figura 11).

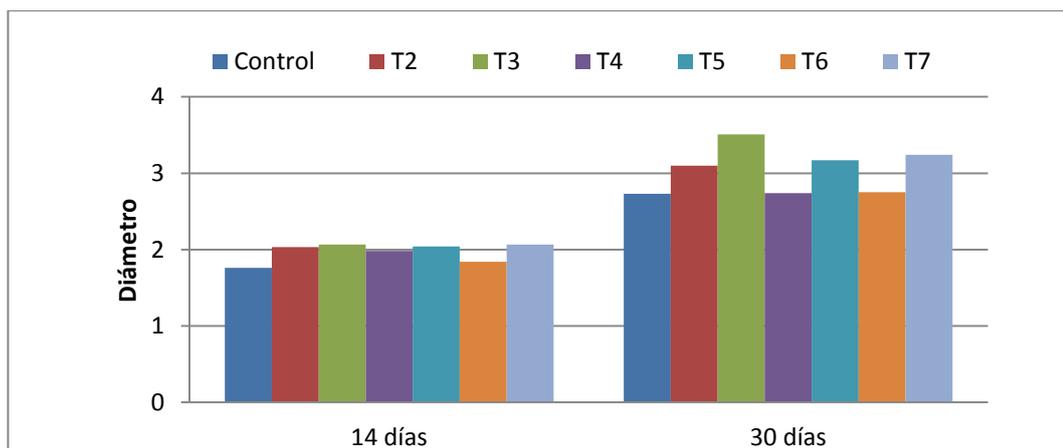


Figura 11. Diámetro de tallo PR

Número de hojas

Dentro del intervalo de 7 a 21 días no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos. Pero a partir de los 30 días los tratamientos T3, T7, T5 y T2 fueron significativamente mejores al control, teniendo el promedio más alto el T3. Los demás tratamientos superaron al control pero no mostraron diferencias significativas (Figura 12).

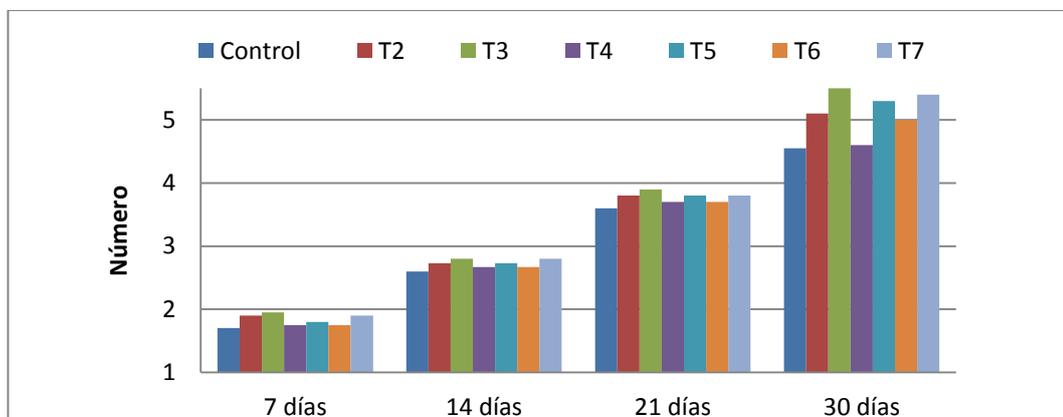


Figura 12. Número de hojas PR

Clorofila, unidades SPAD

En el intervalo de 14 a 30 días todos los tratamientos fueron significativamente superiores al control, obteniéndose un mejor promedio con el T5 (Figura 13).

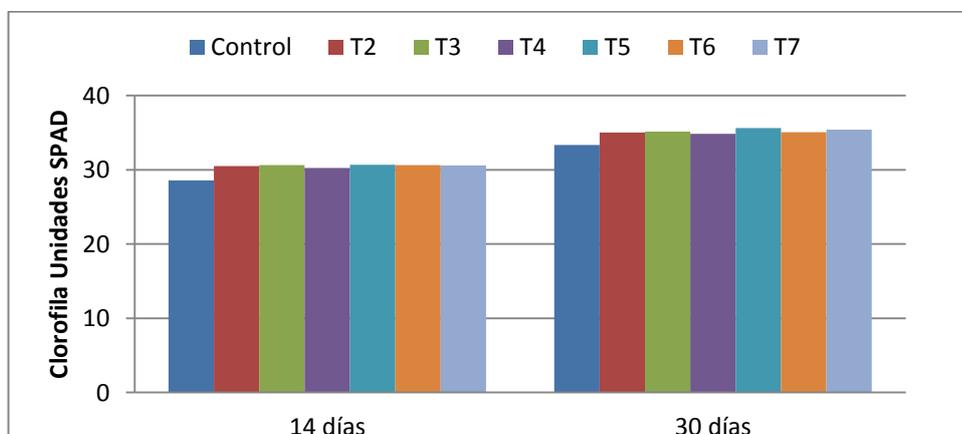


Figura 13. Clorofila, unidades SPAD PR

Medición del área foliar

Los valores significativamente superiores al control fueron T3, T7, T5 y T2, sobresaliendo el promedio del T3. Los otros tratamientos superaron al control pero no significativamente (Figura 14).

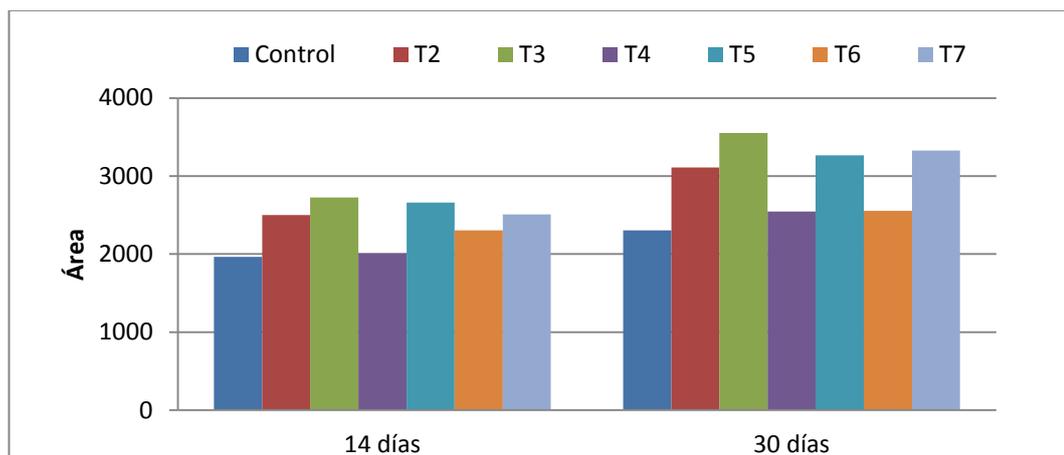


Figura 14. Área foliar PR

Longitud de raíz

En el rango de 14 a 30 días los tratamientos T3, T7, T5 y T2 fueron significativamente mejores al control, teniendo el promedio más alto el T3. Los demás tratamientos superaron al control pero no mostraron diferencias significativas (Figura 15).

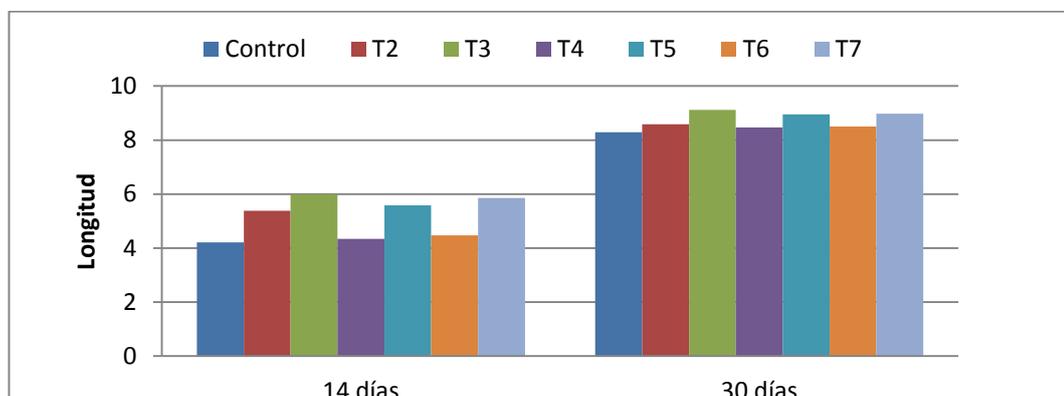


Figura 15. Longitud de raíz PR

Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

A partir de los 14 días los tratamientos T3, T7, T5 y T2 demostraron mayor peso fresco en raíz, tallo y hojas, respecto al control. Al término del ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, observándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con el T3. Los otros tratamientos a los 14 como a los 30 días superaron o igualaron al control pero no significativamente (Figura 16).

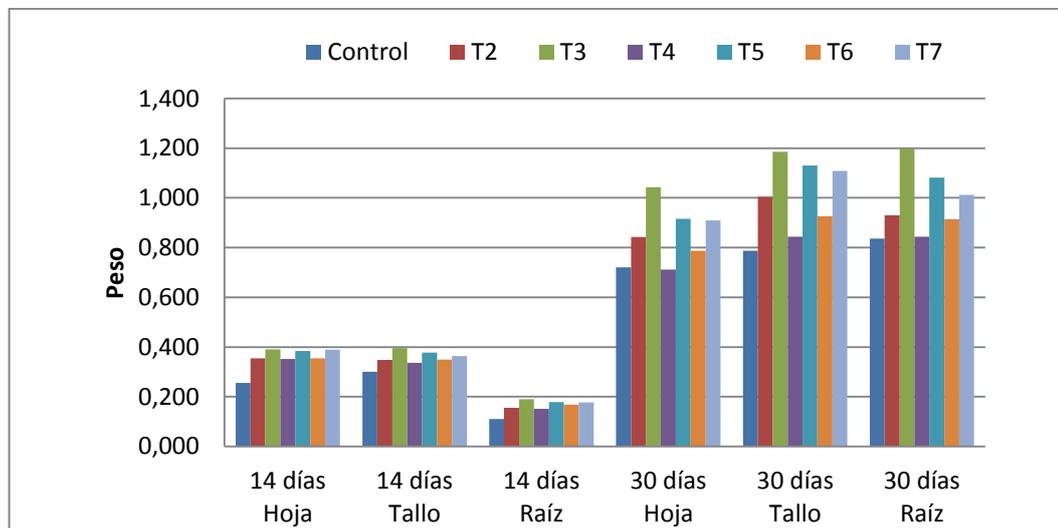


Figura 16. Peso fresco de la raíz, tallo y hojas PR

Peso seco de la raíz, tallo y hojas

Desde los 14 días los tratamientos T3, T7, T5 y T2 mostraron mayor peso seco en raíz, tallo y hojas, respecto al control. Al finalizar el ensayo estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, observándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con el T3. Los otros tratamientos a los 14 como a los 30 días superaron o igualaron al control pero no significativamente (Figura 17).

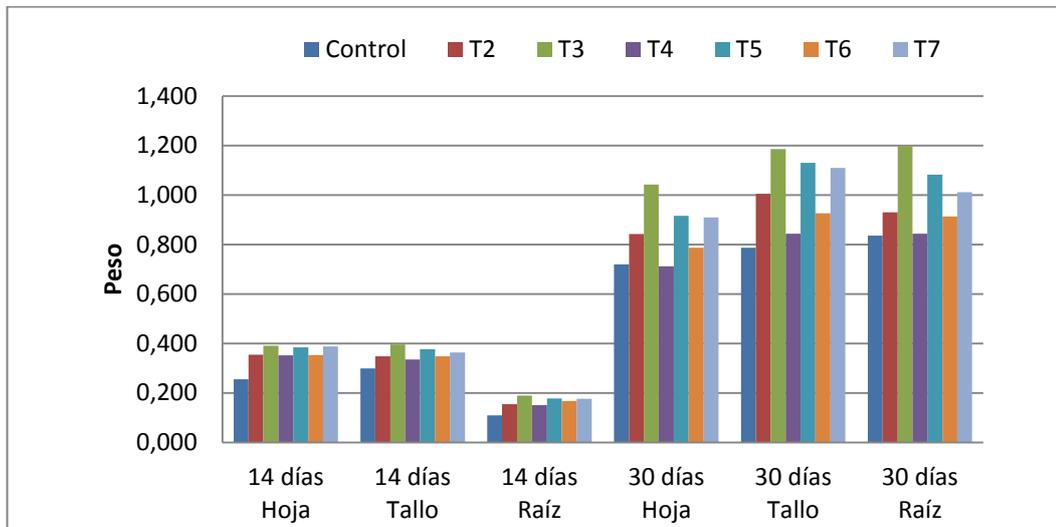


Figura 17. Peso seco de la raíz, tallo y hojas PR

4.1.1.2 Ácido cafeico

Porcentaje de germinación

Desde el comienzo del ensayo hasta los 5 días, el tratamiento T7 alcanzó el 100 % de germinación, mientras que el control solo obtuvo el 97,5 % a los 6 días. Los otros tratamientos T2 y T3 obtuvieron el 100 % de germinación a los 6 días, al contrario del T4, T5 y T6 que solo lograron el 97,5 % de germinación (Figura 18).

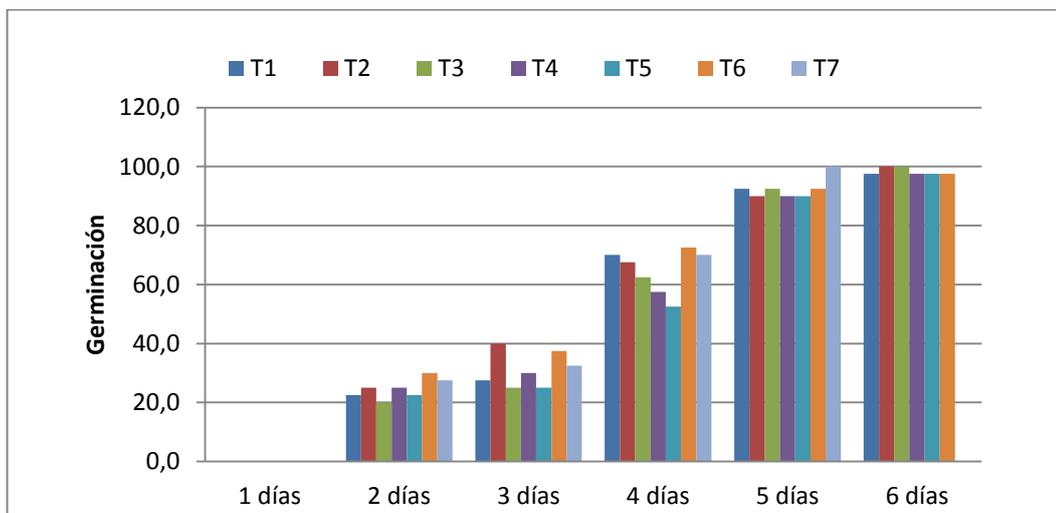


Figura 18. Porcentaje de germinación AC

Longitud de tallo

En el intervalo de 7 a 30 días todos los tratamientos fueron significativamente superiores al control, obteniéndose un mejor promedio con el T7 (Figura 19).

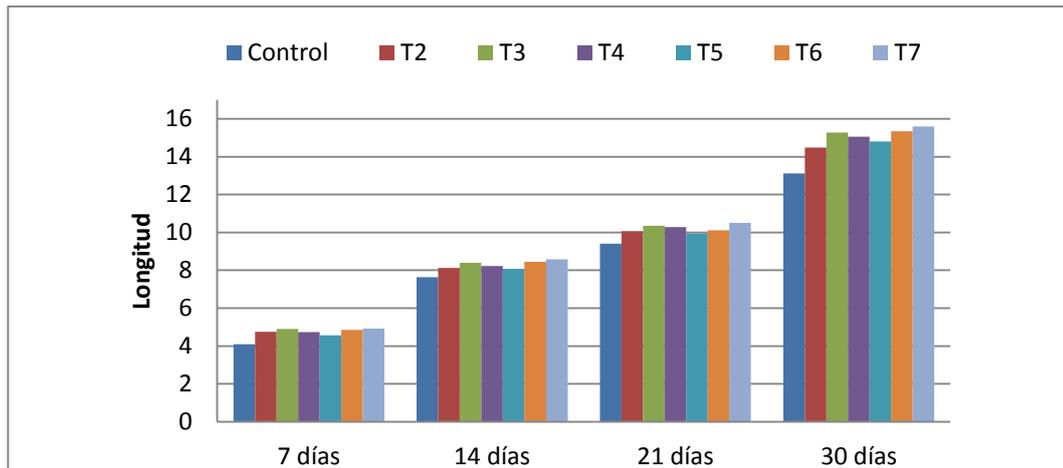


Figura 19. Longitud de tallo AC

Diámetro del tallo

En el intervalo de 14 a 30 días, el T7 fue el único tratamiento que evidenció un promedio significativamente mejor al control. Los otros tratamientos igualaron o superaron al T0, pero no fueron significativamente mayores (Figura 20).

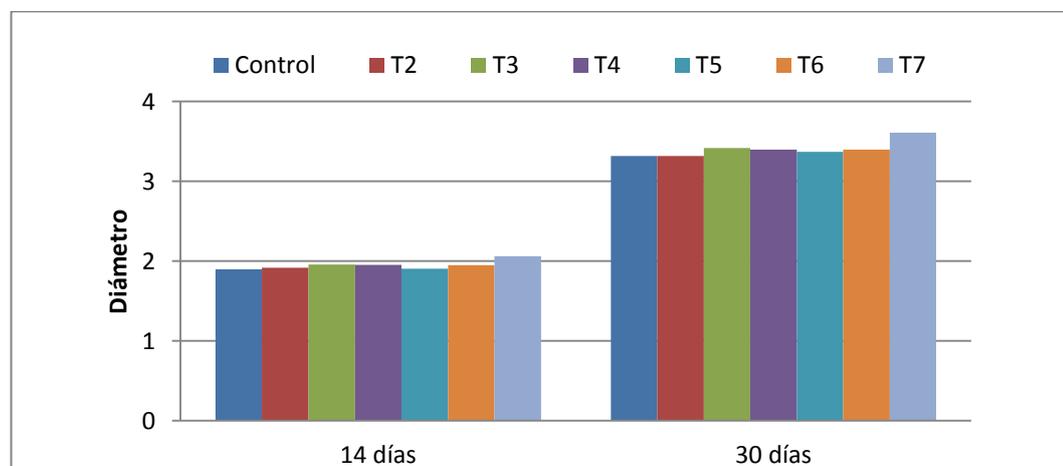


Figura 20. Diámetro de tallo AC

Número de hojas

Dentro del rango de 7 a 30 días los tratamientos significativamente superiores al control fueron T7 y T3, sobresaliendo el promedio del T7. Los demás tratamientos igualaron o superaron al control, pero no fueron significativamente mayores al T0 (Figura 21).

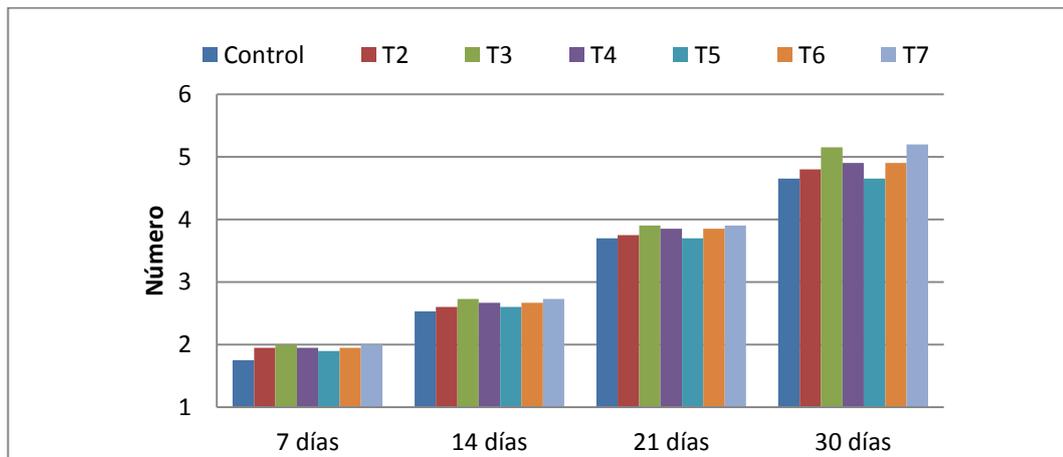


Figura 21. Número de hojas AC

Clorofila, unidades SPAD

En los intervalos de 14 y 30 días todos los tratamientos fueron significativamente superiores al control, obteniéndose un mejor promedio con el T4 (Figura 22).

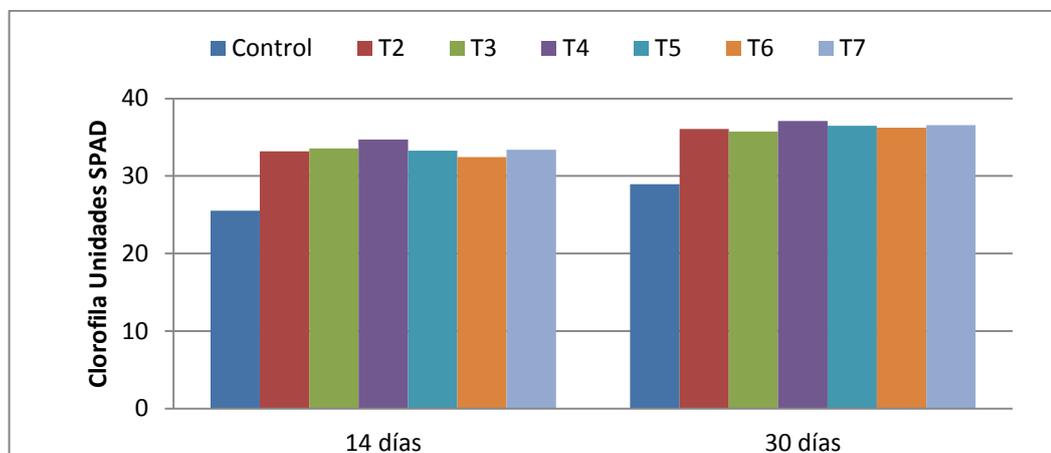


Figura 22. Clorofila, unidades SPAD AC

Medición del área foliar

A los 14 y 30 días los tratamientos T3, T4 y T7 expresaron un valor significativamente mejor al T0, teniendo la media más alta el T7. Los otros tratamientos superaron al control, pero no fueron significativamente mayores (Figura 23).

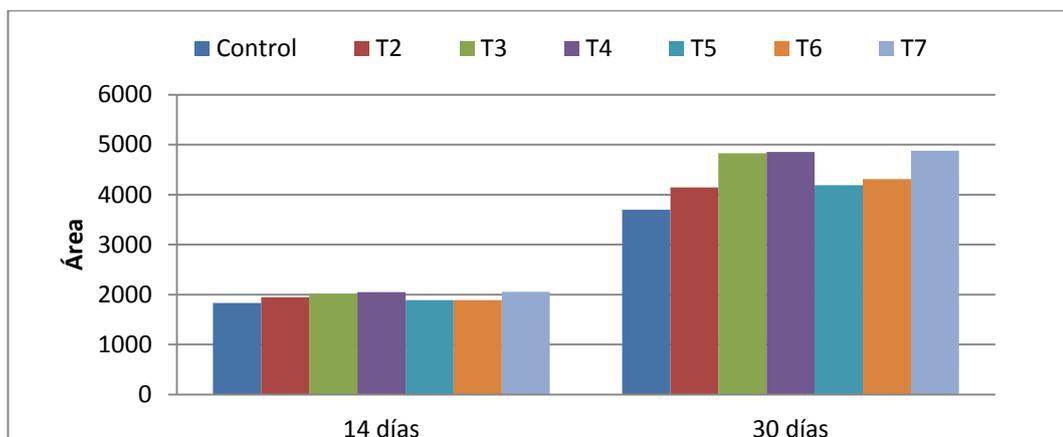


Figura 23. Área foliar AC

Longitud de raíz

En el intervalo de 14 a 30 días el único tratamiento significativamente mejor al control fue el T7, los demás tratamientos igualaron o superaron al control, pero no fueron significativamente mayores al T0 (Figura 24).

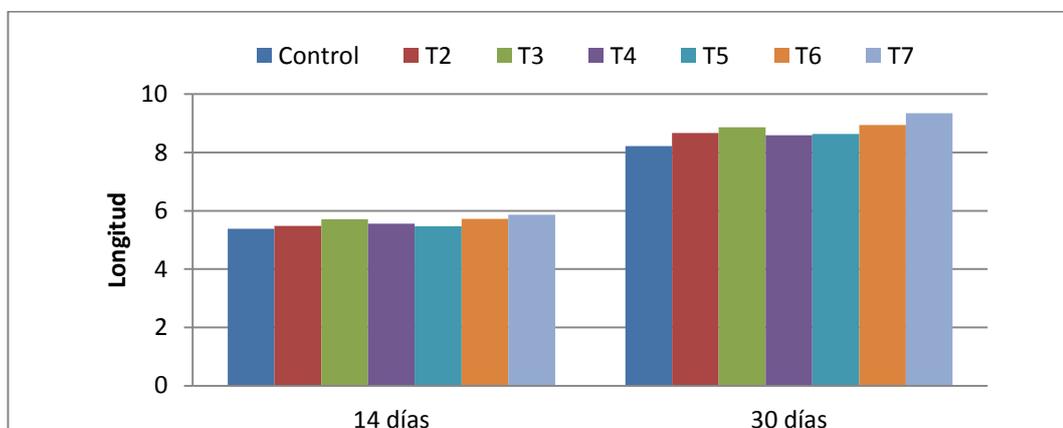


Figura 24. Longitud de raíz AC

Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

Desde los 14 días los tratamientos T3, T4, T6 y T7 demostraron mayor peso fresco en raíz, tallo y hojas, respecto al control. Al finalizar el ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, observándose un mejor resultado de peso fresco de raíces, tallos y hojas con el T7. Los demás tratamientos a los 14 como a los 30 días superaron o igualaron al control pero no significativamente (Figura 25).

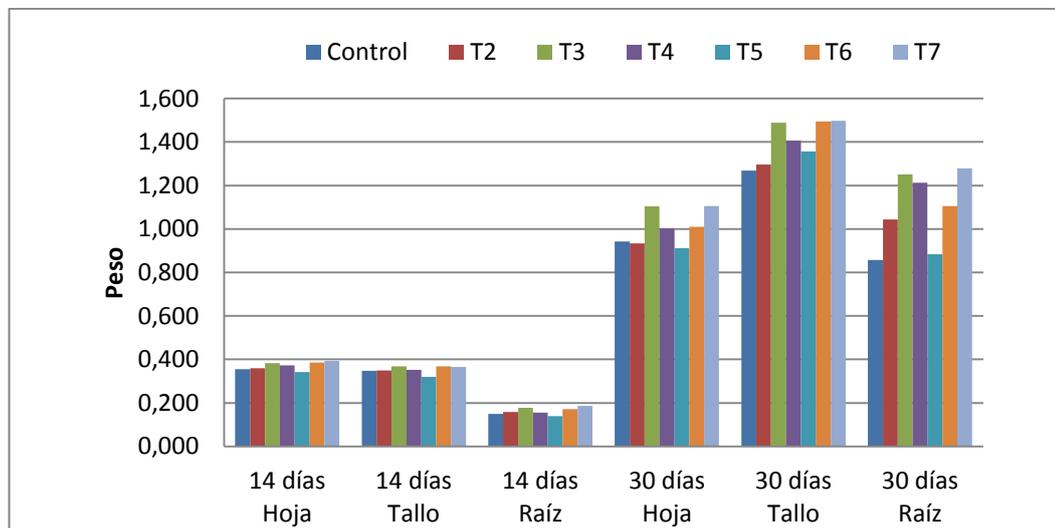


Figura 25. Peso fresco de la raíz, tallo y hojas AC

Peso seco de la raíz, tallo y hojas

A partir de los 14 días los tratamientos T3, T4, T6 y T7 demostraron mayor peso seco en raíz, tallo y hojas, respecto al control. De igual forma al finalizar el ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, observándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con el T7. Los demás tratamientos a los 14 como a los 30 días superaron o igualaron al control pero no significativamente (Figura 26).

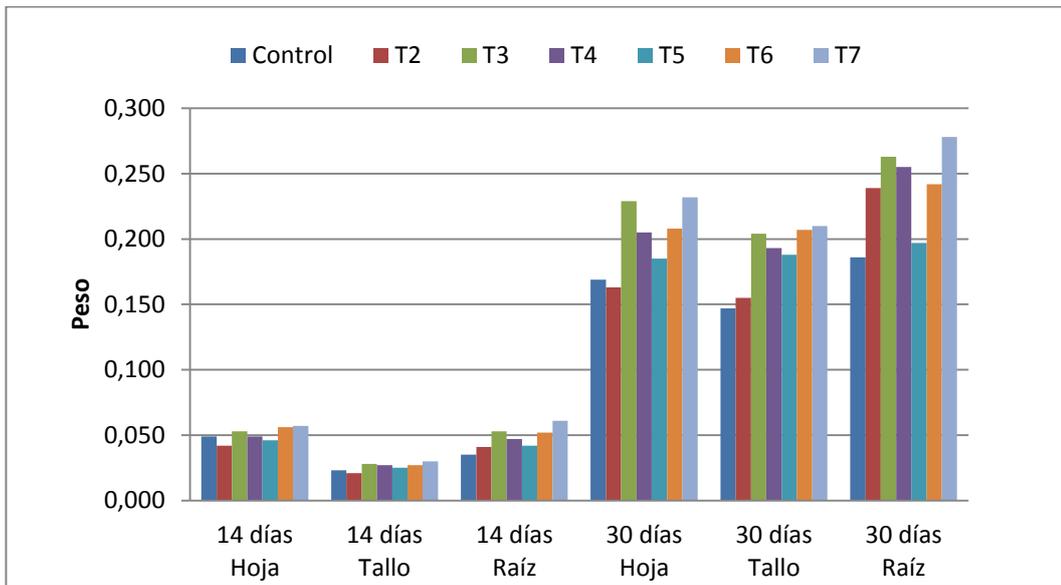


Figura 26. Peso seco de la raíz, tallo y hojas AC

4.1.1.3 Ácido láctico

Porcentaje de germinación

Desde el inicio del ensayo hasta los 6 días, el tratamiento T6 alcanzó el 100 % de germinación, mientras que el control solo obtuvo el 95 % a los 7 días. Los otros tratamientos T2, T3, T4 y T7 obtuvieron el 100 % de germinación a los 7 días, al contrario del T5 que solo logró el 97,5 % de germinación (Figura 27).

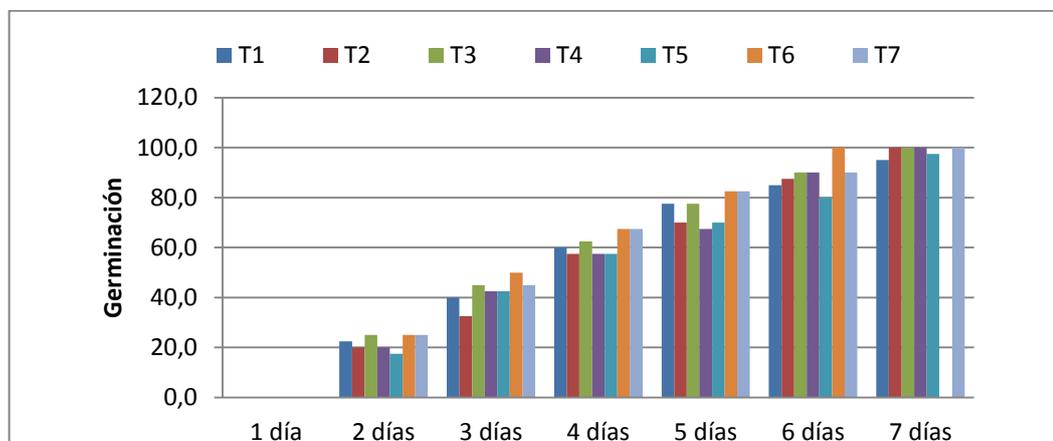


Figura 27. Porcentaje de germinación AL

Longitud de tallo

Se puede observar que a los 7 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos. No obstante, a los 14, 21 y 30 días los tratamientos T4, T3 y T6 demostraron valores significativamente mayores al control, obteniéndose un promedio más alto con el T4. Los demás tratamientos igualaron o superaron al T0, pero no fueron significativamente superiores (Figura 28).

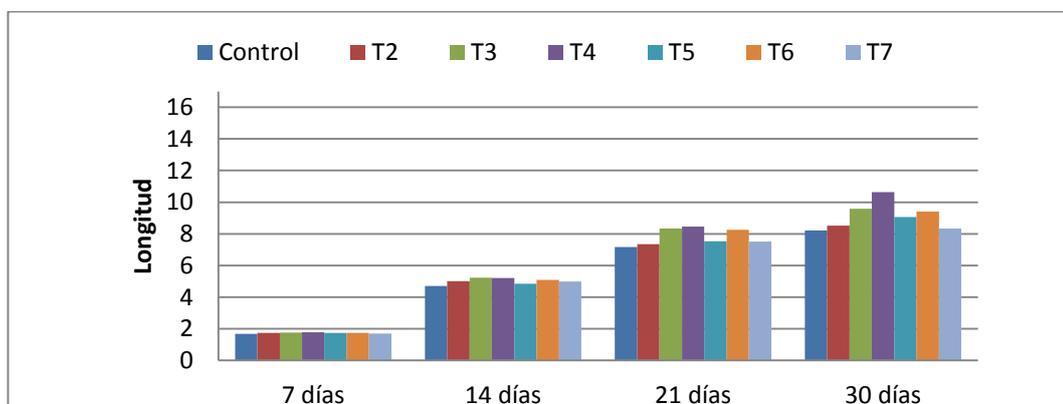


Figura 28. Longitud de tallo AL

Diámetro del tallo

A los 14 días no se encontraron diferencias significativas con el T0, sin embargo, a los 30 días el T4, T3 y T6 evidenciaron promedios significativamente superiores al control, obteniéndose un mejor resultado con el T4. Los otros tratamientos fueron iguales que el control. (Figura 29).

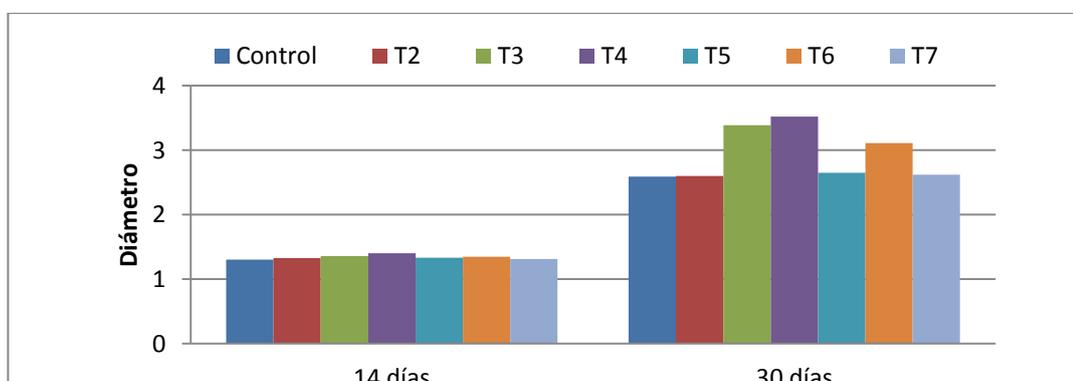


Figura 29. Diámetro de tallo AL

Número de hojas

Dentro del intervalo de 7 a 14 días no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos. Pero a partir de los 21 a 30 días los tratamientos T4, T3 y T6 fueron significativamente mejores al control, teniendo el promedio más alto el T4. Los demás tratamientos igualaron o superaron al control, pero no mostraron diferencias significativas (Figura 30).

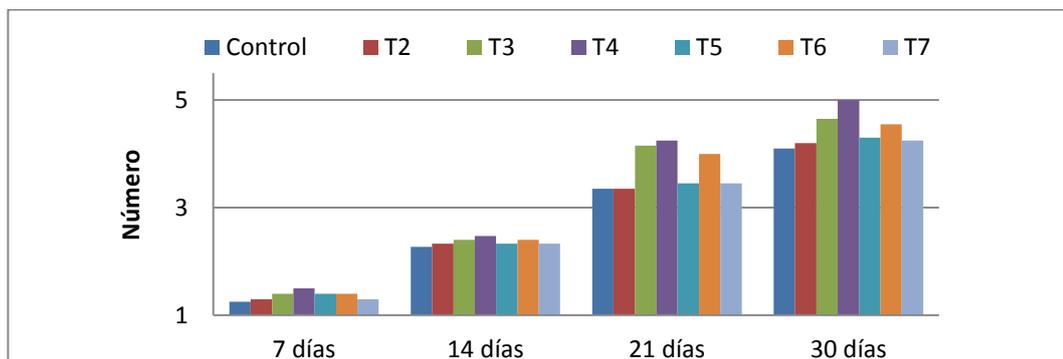


Figura 30. Número de hojas AL

Clorofila, unidades SPAD

A los 14 días no se encontraron diferencias significativas con el control, no obstante, a los 30 días el T4, T3, T6 y T5 evidenciaron promedios significativamente superiores al control, obteniéndose un mejor resultado con el T4. Los demás tratamientos igualaron o superaron al T0, pero no fueron significativamente superiores (Figura 31).

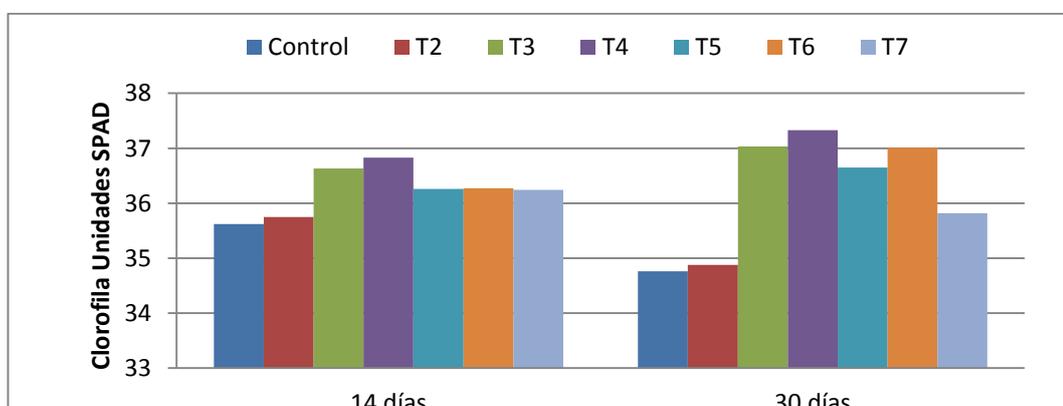


Figura 31. Clorofila, unidades SPAD AL

Medición del área foliar

Los tratamientos T4, T3 y T6 superaron significativamente al control, teniendo un mejor promedio el T4. Los otros tratamientos igualaron o superaron al T0, pero no fueron significativamente superiores (Figura 32).

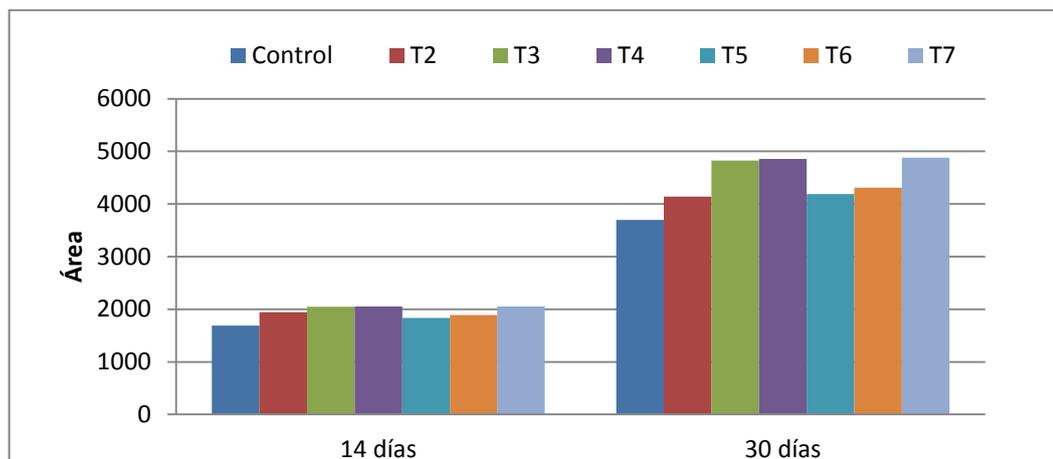


Figura 32. Área foliar AL

Longitud de raíz

Los tratamientos T3 y T4 resultaron mejores que el control, no obstante, ninguno de los tratamientos superó significativamente la longitud de las raíces respecto al T0. (Figura 33).

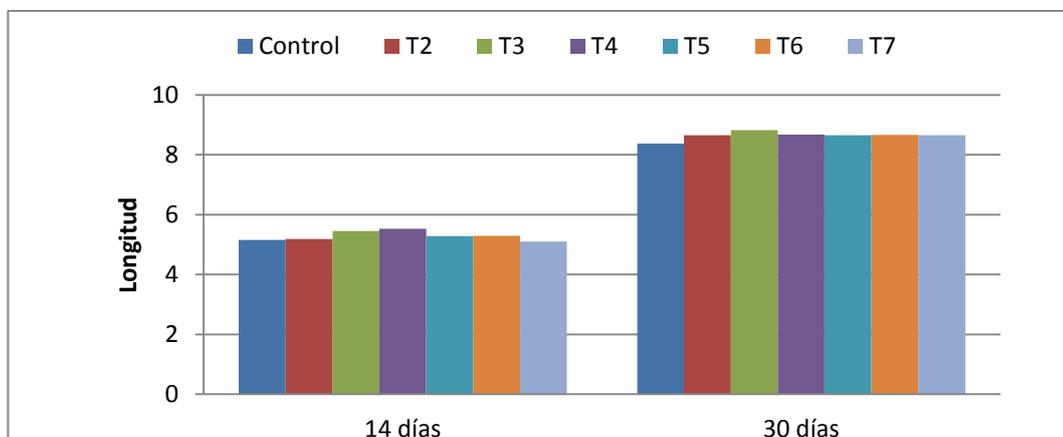


Figura 33. Longitud de raíz AL

Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

A partir de los 14 días los tratamientos T4, T3 y T6 mostraron mayor peso fresco en raíz, tallo y hojas, respecto al control. Del mismo modo al término del ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, evidenciándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con el T4. Los demás tratamientos a los 14 como a los 30 días igualaron o superaron al control, pero no significativamente (Figura 34).

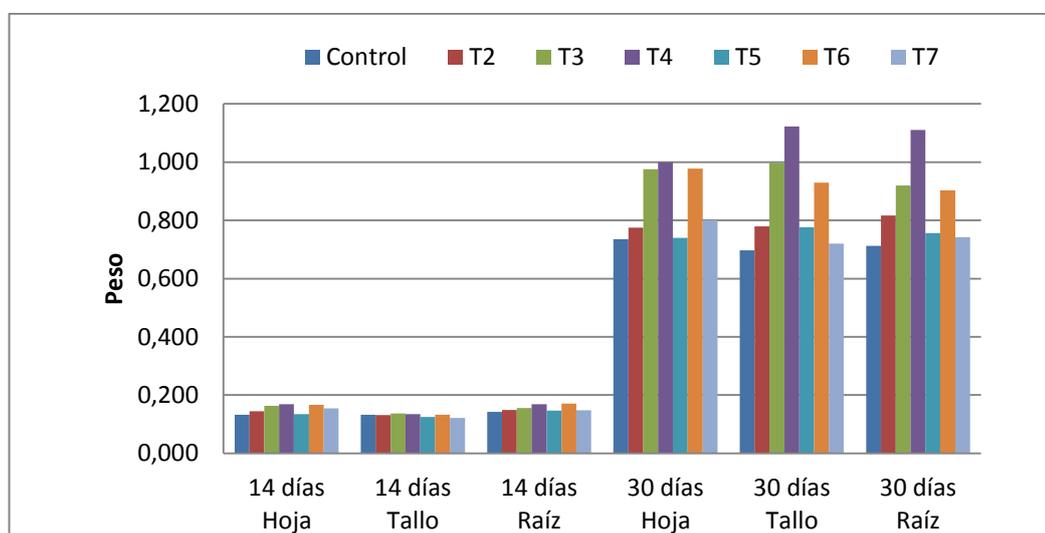


Figura 34. Peso fresco de la raíz, tallo y hojas AL

Peso seco de la raíz, tallo y hojas

Desde los 14 días los tratamientos T4, T3 y T6 mostraron mayor peso seco en raíz, tallo y hojas, respecto al control. Al finalizar el ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, evidenciándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con el T4. Los otros tratamientos a los 14 como a los 30 días igualaron o superaron al control, pero no significativamente (Figura 35).

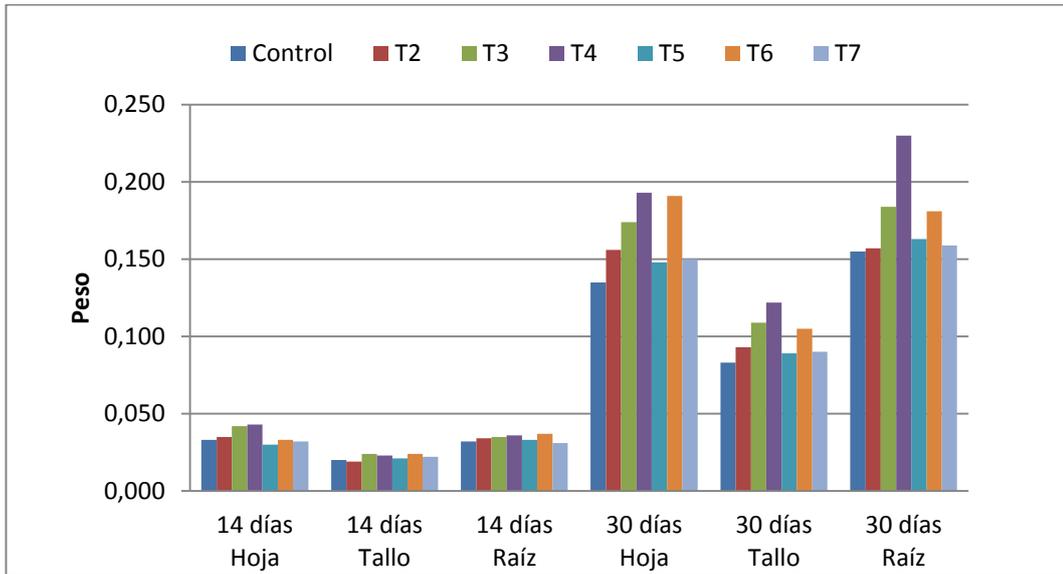


Figura 35. Peso seco de la raíz, tallo y hojas AL

4.1.2 FASE II: FÚNGICA

4.1.2.1 Longitud de tallo

Se puede observar que desde los 14 como a los 42 días los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 demostraron valores significativamente mayores al T0, obteniéndose un promedio más alto con el T11. Los demás tratamientos igualaron o superaron al control, pero no fueron significativamente superiores (Figura 36).

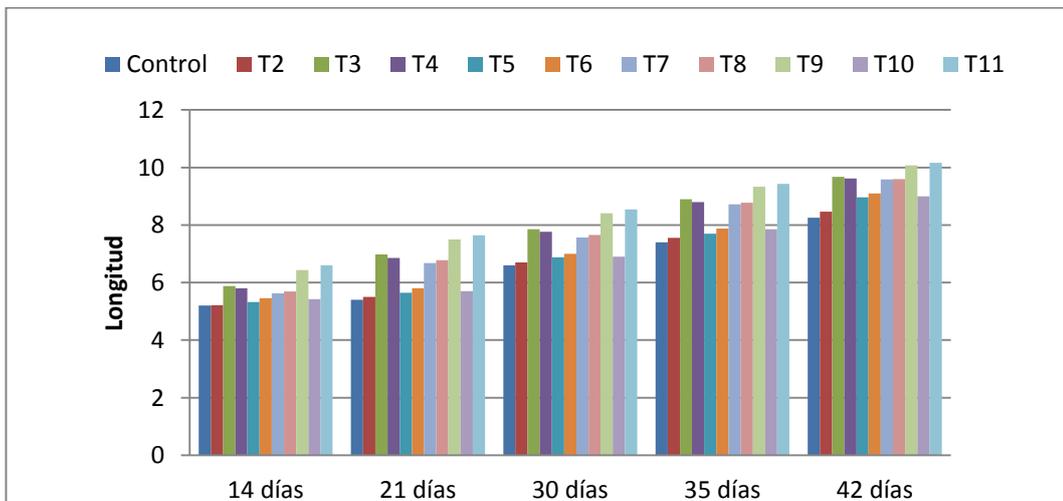


Figura 36. Longitud de tallo

4.1.2.2 Diámetro del tallo

Los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 mostraron medias significativamente superiores al control, teniendo un mejor promedio el T11. Los otros tratamientos igualaron al control (Figura 37).

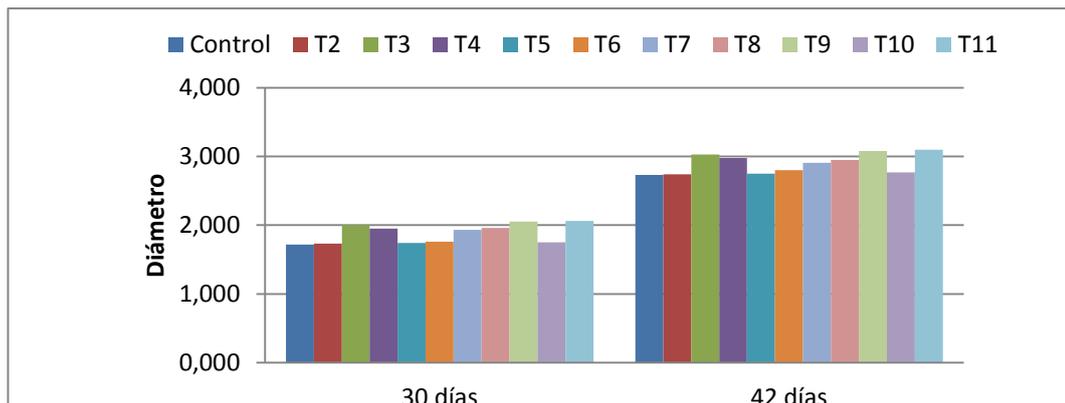


Figura 37. Diámetro de tallo

4.1.2.3 Número de hojas

Dentro del intervalo de 14 a 42 días los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 fueron significativamente mejores al control, teniendo el promedio más alto el T11. Los demás tratamientos igualaron o superaron al control pero no mostraron diferencias significativas (Figura 38).

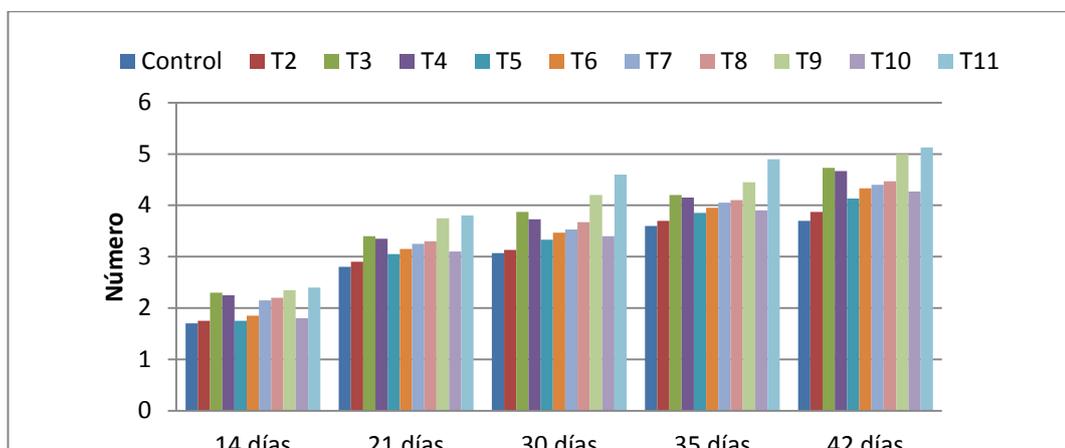


Figura 38. Número de hojas

4.1.2.4 Clorofila, unidades SPAD

Dentro del intervalo de 30 a 42 días los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 demostraron medias significativamente superiores al control, teniendo un mejor promedio el T11. Los demás tratamientos superaron al control pero no mostraron diferencias significativas (Figura 39).

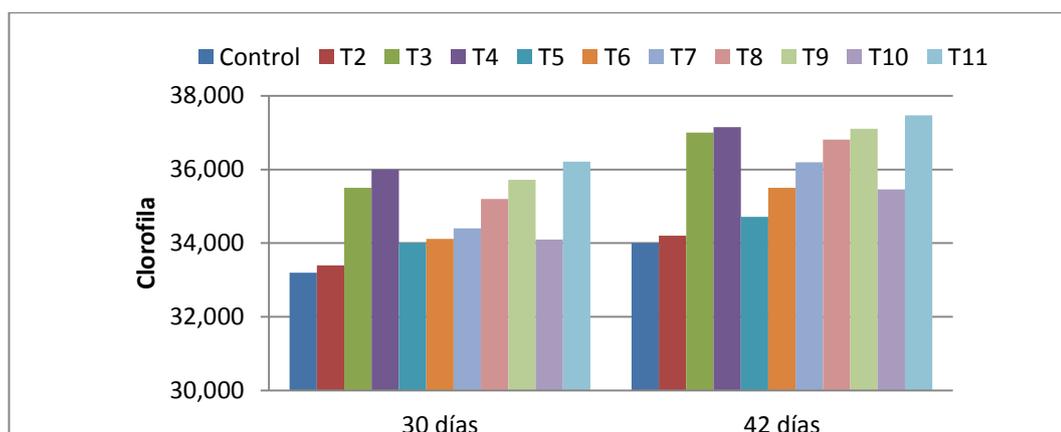


Figura 39. Clorofila Unidades SPAD

4.1.2.5 Medición del área foliar

En el rango de 30 a 42 días los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 demostraron medias significativamente superiores al control, teniendo un mejor promedio el T11. Los otros tratamientos igualaron o superaron al control pero no mostraron diferencias significativas (Figura 40).

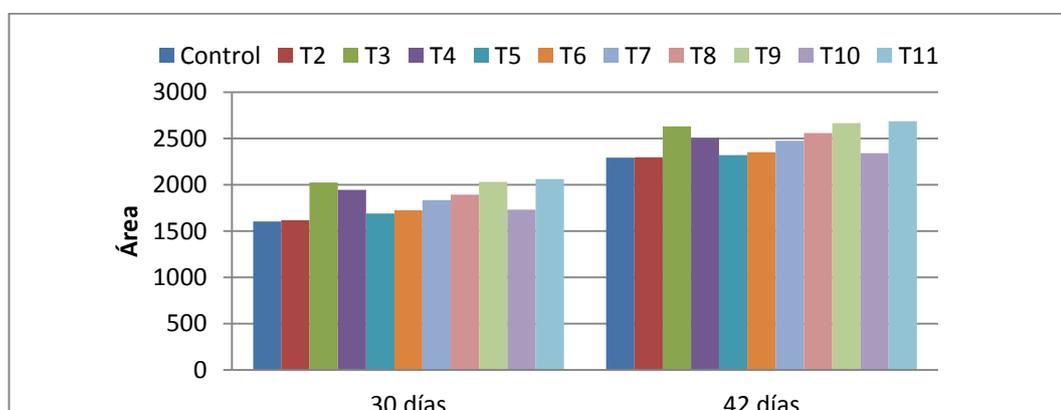


Figura 40. Área foliar

4.1.2.6 Longitud de raíz

Los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 resultaron mejores que el control, teniendo el promedio más alto el T11. Los otros tratamientos igualaron o superaron al control pero no mostraron diferencias significativas en la longitud de las raíces (Figura 41).

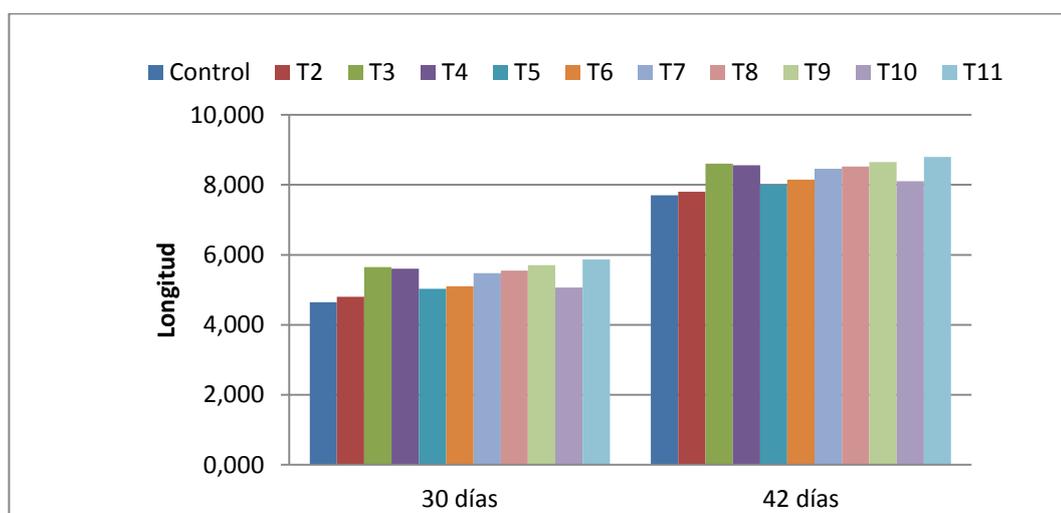


Figura 41. Longitud de raíz

4.1.2.7 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

A partir de los 30 días los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 mostraron mayor peso fresco en raíz, tallo y hojas, en relación al control. Al término del ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, observándose un mejor resultado de peso fresco de raíces, tallos y hojas con el T11. Los otros tratamientos a los 30 como a los 42 días igualaron o superaron al control pero no significativamente (Figura 42).

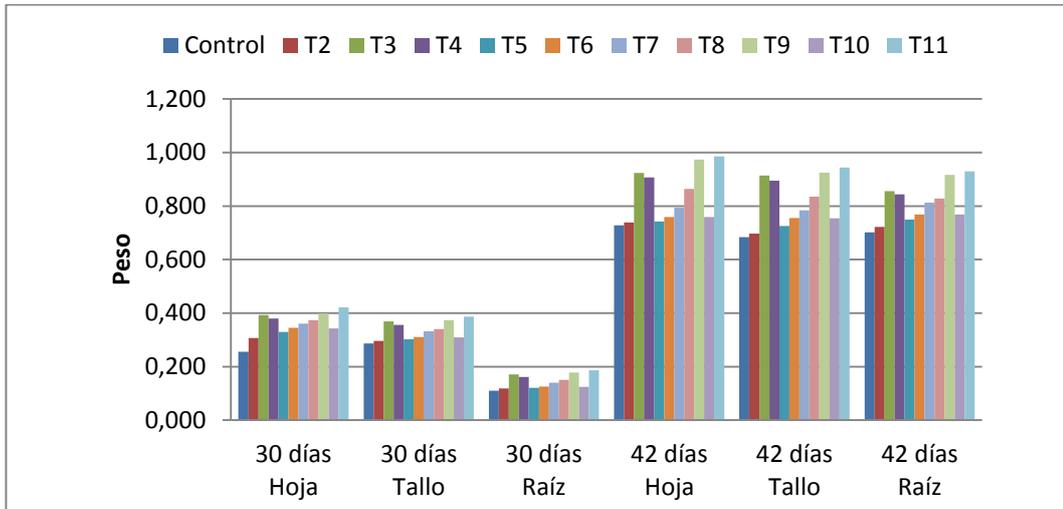


Figura 42. Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

4.1.2.8 Peso seco de la raíz, tallo y hojas

Desde los 30 días los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 mostraron mayor peso seco en raíz, tallo y hojas, en comparación al control. De igual forma al finalizar el ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente mayores que el T0, evidenciándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con el T11. Los otros tratamientos a los 30 como a los 42 días igualaron o superaron al control pero no significativamente (Figura 43).

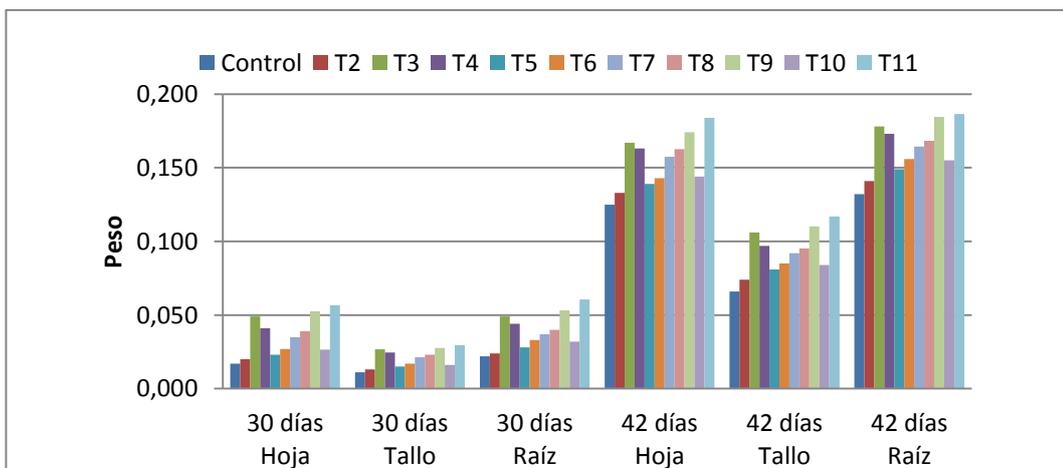


Figura 43. Peso seco de la raíz, tallo y hojas

4.1.2.9 Incidencia del patógeno

Se puede observar que desde los 28 donde ocurrió el apareamiento de los primeros síntomas de la infección. Los tratamientos T11, T9, T3, T4, T8 y T7 mostraron una disminución de la afectación del oomiceto con respecto a control y a los demás tratamientos, obteniéndose un mejor resultado con el T11. En cambio los otros tratamientos T6, T10, T5 tuvieron un mayor grado de afección, siendo estadísticamente igual que el T0 (Figura 21 A).

4.2 DISCUSIÓN

4.2.1 FASE I: CRECIMIENTO Y DESARROLLO

4.2.1.1 Porcentaje de germinación

Dentro de los porcentajes de germinación se puede evidenciar claramente que las concentraciones de PR (T3, T4, T6, T7); AC (T2, T3, T7); AL (T3, T4, T7) tuvieron promedios significativamente superiores al control. Encontrándose el 100 % de germinación con las dosis de PR (T4, T6, T7); AC (T7) y AL (T7) diferenciándose significativamente de los otros tratamientos, mientras que los tratamientos PR (T2, T5); AC (T4, T5, T6); AL (T2, T5, T6) fueron iguales que el control. Estudios realizados por EL-MAHADY, EL-DAHAB e IBRAHIM (2015), validan los datos anteriormente mencionados, y señalan que obtuvieron buenos resultados de germinación con aplicaciones de 1,22 g/l de AB, por pulverización en plantas de arroz.

4.2.1.2 Altura de la planta

Se puede observar notoriamente que las dosis de PR (T3, T7, T5, T2); AC (T2, T3, T4, T5, T6, T7); AL (T4, T3, T6) desde el inicio hasta la finalización del ensayo presentaron promedios superiores al control en longitud del tallo.

Demostrándose óptimas medias con las concentraciones de PR (T3); AC (T7) y AL (T4) con respecto a los demás tratamientos, en cambio los tratamientos PR (T4, T6); AL (T2, T5, T7) fueron iguales que el control. Investigaciones realizadas por EJAZ, SAJID y AFTAB (2012) corroboran los datos anteriormente mencionados, y demuestran que dosis de 0,176 g/l de AAs, aplicadas por pulverización en plantas de caña de azúcar aumentan la longitud del tallo. Del mismo modo SANDOVAL *et al* (2011) muestran que en el cultivo de chile piquín, las aplicaciones por aspersión de AB con dosis de 0,012 g/l, promueven el crecimiento y desarrollo de las plantas.

4.2.1.3 Diámetro del tallo

En el intervalo de los 14 a 30 días, se evidenció claramente que las dosis de PR (T3, T7, T5, T2); AC (T7); AL (T4, T3, T6) tuvieron promedios significativamente superiores al control en el diámetro del tallo. Demostrándose óptimas medias con las concentraciones de PR (T3); AC (T7) y AL (T4) con respecto a los demás tratamientos, mientras que los tratamientos de PR (T4, T5, T6, T7); AC (T2, T3, T4 T5, T6); AL (T2, T3, T5, T7) fueron iguales que el T0. El autor ANDRADE (2011) PR corrobora estos datos y expresa que concentraciones de 0,07 g/l de PR aplicadas vía cultivo *in vitro* en Malanga, aumentó el diámetro del tallo.

4.2.1.4 Número de hojas

Se puede observar claramente que las concentraciones de PR (T3, T7, T5, T2); AC (T7, T3); AL (T4, T3, T6) tuvieron promedios significativamente superiores al control en el número de hojas, desde el inicio hasta la finalización del ensayo. Encontrándose excelentes medias con las dosis de PR (T3); AC (T7) y AL (T4) diferenciándose significativamente de los otros tratamientos, mientras que los tratamientos PR (T4, T6); AC (T2, T4, T5, T6); AL (T2, T5, T7) fueron iguales que el control. Estudios efectuados por MARTÍNEZ (2013), expresan que el ácido

cafeico es el encargado principal en del crecimiento de la biomasa vegetal. Asimismo JIMÉNES *et al* (2004) confirman los datos anteriormente mencionados y mencionan que dosis de 0,07 g/l de PR, aplicadas vía cultivo *in vitro* en papa, incrementa el número de hojas.

4.2.1.5 Clorofila, unidades SPAD

En el rango de 14 a 30 días se puede observar notoriamente que las dosis de PR (T2, T3, T4, T5, T6, T7); AC (T2, T3, T4, T5, T6, T7); AL (T4, T3, T6, T5), presentaron promedios superiores al control en el contenido de clorofila. Demostrándose excelentes medias con las concentraciones de PR (T5); AC (T4) y AL (T4) con respecto a los demás tratamientos, en cambio los tratamientos PR AL (T2, T5, T7) fueron iguales que el control. Investigaciones efectuadas por DARVISHA, TOHIDI y ZAHEDI (2011) validan esta información, y sostienen que en dosis de 0,15 g/l de AAs, aplicadas por pulverización en el cultivo de maíz, se observó un aumento en el contenido de clorofila. Además AHMAD *et al* en el 2013 también demuestran que en plantas de soja cultivadas en invernadero, con aplicaciones por pulverización de AB con dosis de 0,061 g/l causó un incremento de la clorofila.

4.2.1.6 Medición del área foliar

Dentro de los valores del área foliar se puede observar visiblemente que las concentraciones de PR (T3, T7, T5, T2); AC (T3, T4, T7); AL (T4, T3, T6) tuvieron promedios significativamente superiores al control. Encontrándose óptimas medias con las dosis de PR (T3); AC (T7) y AL (T4), diferenciándose significativamente de los otros tratamientos, en cambio los tratamientos PR (T4, T7); AC (T2, T5, T6); AL (T2, T5, T7) fueron iguales que el control. En el ensayo efectuado por JIMÉNES *et al* (2004) señalan que en concentraciones de 0,07 g/l PR, aplicadas vía cultivo *in vitro* en papa, aumentó el área foliar. De igual manera EJAZ, SAJID y AFTAB en el 2012 confirman estos datos y mencionan que en

dosis de 0,176 g/l de AAs, aplicadas por pulverizaciones en plantas de caña de azúcar, incrementó el área foliar.

4.2.1.7 Longitud de raíz

En los resultados de los 14 y 30 días, se puede demostrar promedios significativamente superiores al control, en la longitud de raíz con las concentraciones PR (T3, T7, T5, T2); AC (T7); AL (T3, T4). Lográndose óptimas medias con las dosis de PR (T3); AC (T7) y AL (T4) con respecto a los demás tratamientos, por otro lado los tratamientos de PR (T4, T6); AC (T2, T3, T4 T5, T6); AL (T2, T5, T6, T7) fueron iguales que el T0. Ensayos realizados por MEDINA en el 2007 también demuestran que en plántulas de tomate cultivadas en invernadero, con aplicaciones por pulverización de AB con dosis de 0,0000012 g/l ocasionó un aumento en la longitud radicular.

4.2.1.8 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

A partir de los 14 días, se puede demostrar claramente que las concentraciones de PR (T3, T7, T5, T2); AC (T3, T4, T6, T7); AL (T4, T3, T6) obtuvieron promedios significativamente superiores al control en el peso fresco de raíces, tallos y hojas. Igualmente al término del ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente superiores al T0, lográndose un mejor resultado de peso fresco de raíces, tallos y hojas con las dosis de PR (T3); AC (T7) y AL (T4). Por otro lado los tratamientos de PR (T4, T5, T6); AC (T2, T5); AL (T2, T5, T7) fueron iguales que el control. Investigaciones efectuadas por FATMA *et al* (2009) validan estos valores e informan que en dosis de 0,1 g/l de AAs, aplicadas por aspersión en plantas del género *Hibiscus* se evidenció un aumento del peso fresco de raíces, tallo y hojas. Igualmente BENAVIDES *et al* en el 2007 menciona que en concentraciones de 0,012 g/l de AB, aplicadas por medio de una solución nutritiva incremento el peso fresco de la biomasa vegetal.

4.2.1.9 Peso seco de la raíz, tallo y hojas

Desde los 14 días, se puede observar notoriamente que las concentraciones de PR (T3, T7, T5, T2); AC (T3, T4, T6, T7); AL (T4, T3, T6) lograron promedios significativamente superiores al control en el peso seco de raíces, tallos y hojas. Asimismo al finalizar el ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente superiores al T0, alcanzándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con las dosis de PR (T3); AC (T7) y AL (T4). Por otro lado los tratamientos de PR (T4, T5, T6); AC (T2, T5); AL (T2, T5, T7) fueron iguales que el control. Los autores DARVISHAN, TOHIDI y ZAHEDI (2011) confirman estos datos y manifiestan que en dosis de 0,15 g/l de AAs, aplicadas por pulverización en el cultivo de maíz, aumento el peso seco. De igual forma MORA *et al* en el 2011 expresan que en concentraciones de 1,197 g/l de AAs, aplicadas por pulverizaciones en plantas de crisantemo, obtuvo un aumento del peso seco en la biomasa vegetal.

4.2.2 FASE II: FÚNGICA

4.2.2.1 Altura de la planta

Se puede evidenciar claramente que las dosis de (T11, T9, T3, T4, T8, T7) desde el inicio hasta la finalización del ensayo presentaron promedios superiores al control en longitud del tallo y en la disminución de la afectación del hongo *Phytophthora infestans*. Mostrándose una excelente media con la concentración del T11 en relación a los demás tratamientos, en cambio los tratamientos (T2, T5, T6, T10) fueron iguales que el control. Investigaciones efectuadas por JIMÉNES *et al* (2004) confirman los datos anteriormente mencionados y mencionan que dosis de 0,07 g/l de PR, aplicadas vía cultivo *in vitro* en papa, incrementa la longitud del tallo. Además HOWARD *et al* (2003) afirma que dosis de 0,31 y 0,63 g/l de AC, aplicadas vía cultivo *in vitro* en camote, inhibe la germinación de

esporas y el crecimiento de micelios de los hongos *Fusarium sp*, *Lasiodiplodia sp* y *Theobromae sp*.

4.2.2.2 Diámetro del tallo

En el intervalo de los 14 a 30 días, se evidenció claramente que las dosis de (T11, T9, T3, T4, T8, T7) tuvieron promedios significativamente superiores al control en el diámetro del tallo y en la reducción de la afectación del hongo *Phytophthora infestans*. Alcanzándose una excelente media con el T11 en relación a los demás tratamientos, mientras que los tratamientos de (T2, T5, T6, T10) fueron iguales que el T0. Estudios realizados por ANDRADE (2011) valida los valores anteriormente y señala que dosis de 0,07 g/l de PR aplicadas vía cultivo *in vitro* en Malanga, aumentó el diámetro del tallo. También GUGINSKI *et al* (2015) confirma que concentraciones de 8 g/l de PR, aplicadas a través de pulverizaciones en hojas de pepino, inhibe el crecimiento del hongo *Podosphaera fuliginea*.

4.2.2.3 Número de hojas

Se puede observar claramente que las concentraciones de (T11, T9, T3, T4, T8, T7) tuvieron promedios significativamente superiores al control en el número de hojas y en la reducción de la afectación del oomiceto *Phytophthora infestans*, en intervalo de 21 a 42 días. Encontrándose una excelente media con la concentración del T11 en comparación a los demás tratamientos, en cambio los tratamientos (T2, T5, T6, T10) fueron iguales que el T0. Estudios realizados por FATMA *et al* (2009) validan estos datos e informan que en dosis de 0,1 g/l de AAs, aplicadas por aspersión en plantas del género *Hibiscus* se evidenció un aumento en el número de hojas. Asimismo YUSUF *et al* (2005) asegura que concentraciones de 0,003 g/l de PR, aplicadas vía cultivo *in vitro* en papa, disminuye el crecimiento micelial del hongo *Phytophthora infestans*.

4.2.2.4 Clorofila, unidades SPAD

Se puede evidenciar notoriamente que las dosis de (T11, T9, T3, T4, T8, T7) en el rango de 14 a 42 días, presentaron promedios superiores al control en el contenido de clorofila y en la disminución de la afectación del hongo *Phytophthora infestans*. Demostrándose una óptima media con la concentración de T11 con respecto a los demás tratamientos, en cambio los tratamientos (T2, T5, T6, T10) fueron iguales que el control. Investigaciones efectuadas por DARVISHAN, TOHIDI y ZAHEDI (2011) reafirman estos datos y muestran que en dosis de 0,15 g/l de AAs, aplicadas por pulverización en el cultivo de maíz, incrementa el contenido de clorofila. De igual forma YUVAMOTO y SAID (2007) afirman que concentraciones de 0,148 g/l de AC, aplicadas vía cultivo *in vitro*, inhibe la producción de esporas y el crecimiento micelial del hongo *Aspergillus nidulans*.

4.2.2.5 Medición del área foliar

En el intervalo de 14 a 42 días se puede observar visiblemente que las concentraciones de (T11, T9, T3, T4, T8, T7) obtuvieron promedios significativamente superiores al control en el área foliar y en la reducción de la afectación del hongo *Phytophthora infestans*. Encontrándose una óptima media con la dosis de T11, diferenciándose significativamente de los otros tratamientos, en cambio los tratamientos (T2, T5, T6, T10) fueron iguales que el control. En el ensayo realizado por AHMAD *et al* en el 2013 validan los valores antes mencionados y sostienen que en plantas de soja cultivadas en invernadero, con aplicaciones por pulverización de AB con dosis de 0,061 g/l causó un incremento en el área foliar. De igual manera VÉLEZ *et al.* (2014) afirman que dosis de 0,2 y 2,5 % de AL, aplicadas en un producto alimenticio derivado de la caña de azúcar, disminuye el crecimiento micelial del hongo *Aspergillus ochraceus*.

4.2.2.6 Longitud de raíz

En los resultados de los 14 y 42 días, se puede mostrar que las concentraciones de (T11, T9, T3, T4, T8, T7) obtuvieron promedios significativamente superiores al control, en la longitud de raíz y en la disminución de la afectación del hongo *Phytophthora infestans*. Lográndose una óptima media con el T11 con respecto a los demás tratamientos, por otro lado los tratamientos de (T2, T5, T6, T10) fueron iguales que el T0. En el ensayo realizado por los autores EJAZ, SAJID y AFTAB (2012) confirman los datos anteriormente indicados, y exponen que dosis de 0,176 g/l de AAs, aplicadas por pulverización en plantas de caña de azúcar aumentan la longitud de la raíz. Igualmente SANTIAGO *et al* (2010) sostiene que dosis de 0,03 g/l de AC, aplicadas vía cultivo *in vitro*, inhibe el crecimiento y desarrollo de esporas y micelios del hongo *Sporium scitamineum*.

4.2.2.7 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

A partir de los 14 días, se puede demostrar claramente que las concentraciones de (T11, T9, T3, T4, T8, T7) obtuvieron promedios significativamente superiores al control en el peso fresco de raíces, tallos y hojas y en la disminución de la afectación del hongo *Phytophthora infestans*. Igualmente al término del ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente superiores al T0, lográndose un mejor resultado de peso fresco de raíces, tallos y hojas con la dosis de T11. Por otro lado los tratamientos (T2, T5, T6, T10) fueron iguales que el control. Estudios realizados por MORA *et al* en el 2011 enuncian que en concentraciones de 1,197 g/l de AAs, aplicadas por pulverizaciones en plantas de crisantemo, alcanzó un incremento del peso fresco del material vegetal. Igualmente CUPULL *et al* (2013) señala que dosis de 0,05 y 0,4 g/l de PR, aplicadas vía cultivo *in vitro*, inhibe el crecimiento micelial de los hongos *Fusarium sp*, *Penicillium sp*, *Aspergillus sp*, *Colletotrichum sp*, *Monilia sp*, *Trichoderma sp*.

4.2.2.8 Peso fresco de la raíz, tallo y hojas

Desde los 14 días, se puede observar notoriamente que las concentraciones de PR (T11, T9, T3, T4, T8, T7) lograron promedios significativamente superiores al control en el peso seco de raíces, tallos y hojas foliar y en la reducción de la afectación del oomiceto *Phytophthora infestans*. Asimismo al finalizar el ensayo, estos mismos tratamientos fueron significativamente superiores al T0, alcanzándose un mejor resultado de peso seco de raíces, tallos y hojas con la dosis de T11 fueron iguales que el control. En investigaciones efectuadas por BENAVIDES *et al* en el 2007 menciona que en dosis de 0,012 g/l de AB, aplicadas por medio de una solución nutritiva aumento el peso seco del material vegetal. Asimismo EL-MAHADY, EL-DAHAB e IBRAHIM (2015), señalan con aplicaciones de 1,22 g/l de AB, por pulverización en plantas de arroz, disminuye el crecimiento micelial de los hongos *Alternaria sp* y *Fusarium sp*.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

- Concentraciones de 0,14 g/l de PR y combinaciones de 0,35 ml/l + 0,25 g/l AAs promueven el crecimiento y desarrollo de la longitud de la raíz y tallo, número de hojas, diámetro del tallo, clorofilas, área foliar, biomasa fresca y seca.
- Combinaciones de 0,07 g/l de PR + 0,25 g/l AAs; 0,07 g/l de PR + 0,1221 g/l de AB y 0,63 g/l de AC + 0,1221 g/l de AB aumentan el porcentaje de germinación en las semillas de tomate.
- La combinación de 0,63 g/l de AC + 0,1221 g/l de AB provocó en la primera y segunda fase óptimos resultados en el incremento del porcentaje de germinación, crecimiento y desarrollo del tallo y raíces, número de hojas, diámetro del tallo, clorofilas, área foliar, biomasa fresca y seca, además de la disminución en la afectación del hongo *Phytophthora infestans*.
- En la segunda fase la concentración de 0,63 g/l de AC demostró excelentes resultados en el crecimiento y desarrollo de plántulas de tomate y en la reducción del grado de afectación del oomiceto *Phytophthora infestans*.
- De igual forma concentraciones de 0,7 ml/l de AL y combinaciones de 0,35 ml/l de AL + 0,25 g/l de AAs también generaron buenos efectos en la disminución del nivel de afectación del hongo *Phytophthora infestans* y en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de tomate, en la segunda fase.
- Combinaciones de 0,14 g/l de PR + 0,1221 g/l de AB y 0,14 g/l de PR + 0,25 g/l de AAs en la segunda fase mostraron excelentes resultados en el crecimiento y desarrollo de plántulas de tomate y en la reducción de los efectos causados por el oomiceto *Phytophthora infestans*.

RECOMENDACIONES

- Continuar con la investigación en el cultivo de tomate, obteniendo nuevas variables en floración y fructificación.
- Probar cuales son los efectos de los elicitores en la composición organoléptica de los frutos de tomate.
- Probar las mejores concentraciones de los elicitores en otros cultivos de ciclo corto y frutales.
- Los elicitores o también llamados vacunas para plantas, generan una nueva alternativa de prevención en la producción agrícola peninsular y del Ecuador.

BIBLIOGRAFÍA

AGUILAR J. 2009). Inhibición de *Phyphthora capsici*, *In vitro e in vivo* mediante extractos vegetales. Departamento Forestal. Universidad Autónoma Agraria Antonio Navarro. México. 35p

AHMAD P. y PRASAD V. 2012. Environmental Adaptations and Stress Tolerance of Plants in the Era of Climate Change. Plant signaling under abiotic stress environment. Springer. London. 531 p.

ALARCÓN N. *et al.* 2013. Diversidad genética del tizón tardío de la papa (*Phytophthora infestans* (Mont) de Bary) en Chapingo, México. Universidad Autónoma de Chapingo. México. Vol 47, No 6. 593-607 p.

ALMOHAMAD W., BÖHM H. Y DITTMANN L. 2011. Auswirkungen einer Behandlung mit Chitosan sowie der Wasser- und Nährstoff-versorgung auf den Ertrag und den Befall mit *Phytophthora infestans* von Kartoffeln (*Solanum tuberosum* L.). Universität Rostock, Agrar- und Umweltwissenschaftliche Fakultät. Johann Heinrich von Thünen-Institut. Rostock – Westerau. 101 – 113 p.

ÁLVAREZ D. *et al.* 2011. Sensibilidad de *Phytophthora infestans* al extracto de fique (*Furcraea gigantea* vent.) y fungicidas sistémicos. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial. Colombia. 96 -104 p.

ANDRADE L. 2011. Evaluación de cuatro formulaciones de propóleo como solución antiséptica y estimulante de crecimiento vegetativo para propagación *in vitro* de Malanga (*Xanthosoma sagittifolium* (L.)Schott). Tesis Ing. Agrop. Escuela Politécnica del Ejército. Santo Domingo, Ecuador. 106 p.

ARYA A. y PERELLÓ A. 2010. Management of fungal plant pathogens. Population biology and management strategies of *Phytophthora sojae* causing

Phytophthora root and stem rots of soybean. The MPG books Group. Preston – UK. P 318- 375

ARDILA G. 2011. Caracterización del crecimiento del fruto y producción de tres híbridos de tomate (*Solanum lycopersicum L.*) en tiempo fisiológico bajo invernadero. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional de Colombia. Colombia. 44 - 56 p.

ARELLANO A. 2013. Evaluación del proceso de obtención y separación de ácido láctico de la fermentación de suero lácteo mediante tecnología de membrana. Universidad Autónoma de Querétaro. México. 85 p.

ARNOLD E. *et al.* 2003. Fungal endophytes limit pathogen damage in a tropical tree. University of Arizona. Smithsonian Tropical Research Institute. United States of America and Republic of Panama. Vol 100.

ARTEAGA M., SAÑUDO B. y VALLEJO W. s.f. Presencia de *Phytophthora* en cultivos de tomate de árbol (*Cyphomandra betacea*) y Lulo (*Solanum quitoense*) en Nariño y Putumayo. Revista de Ciencias Agrícolas. Colombia. 250 – 256 p.

AZARPOUR E., REZA H. y MORADITOCHEAE M. 2014. Effects of Ascorbic Acid Foliar Spraying and Nitrogen Fertilizer Management in Spring Cultivation of Quinoa (*Chenopodium quinoa*) in North of Iran. Biological Forum – An International Journal. Iran. 254 – 260 p.

BASURTO M. *et al.* 2008. Fisiología del estrés ambiental en plantas. Aventuras del pensamiento. Synthesis. Facultad de Ciencias Agrotecnológicas, Universidad Autónoma de Chihuahua. México. 5 p.

BENAVIDES A. *et al.* 2007. El ácido benzoico y el poliácido acrílico-quitosán en la calidad y el rendimiento del tomate cultivado en suelo calcáreo. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. México. Vol 25.

BENTON J. 2007. Tomato Plant Culture: In the Field, Greenhouse, and Home Garden. 2 ed. Taylor & Francis Group. USA. 303.

BHOWMIK D. *et al.* 2012. Tomato-A Natural Medicine and Its Health Benefits. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry. India. Vol 1, No 1. 43 p.

BLANCARD D. 2011. Enfermedades del tomate. *Phytophthora infestans (Mont) de Bary 1876*. 1ed. Francia. Mundi-Prensa. 444-671 p

CAMPBELL B. y KIM J. 2006. Nut' New aflatoxin fighter. Three antioxidants scrutinized. Agricultural Research. USDA – ARS. 9 p.

CHEN X. *et al.* 2013. RNA-Seq Reveals Infection-Related Gene Expression Changes in *Phytophthora capsici*. University, Yangzhou. China. Vol 8.

CHEOL Y. 2008. An effective biocontrol bioformulation against *Phytophthora blight* of pepper using growth mixtures of combined chitinolytic bacteria under different field conditions. Eur J Plant Pathol. Republic of Korea. 373 – 382 p.

CLARAMUNT R. *et al.* 2013. Química Bioorgánica y Productos Naturales. La vía del Ácido Shikimico. Biosíntesis de los ácidos cinámicos. Universidad Nacional de Educación a Distancia. Madrid.

COFFEY M. 2010. Especies de *Phytophthora* que atacan las palmas: su naturaleza, supervivencia y control. Universidad de California. Riverside. Vol 31.

CUPULL R. *et al.* 2013. Actividad antifúngica de propóleos obtenidos en tres provincias de Cuba sobre hongos contaminantes en cultivo de tejidos vegetales. Universidad de Guanajuato. Cuba. Vol. 23 No. 6. 9 p.

DARVISHAN M., TOHIDI H. y ZAHEDI H. 2011. The effects of foliar application of ascorbic acid (vitamin C) on physiological and biochemical changes of corn (*Zea mays* L) under irrigation withholding in different growth stages. Islamic Azad University. Iran. 195 -200 p.

DAVIDSON P., SOFOS J. y BRANEN A. 2005. Antimicrobials in Food, 3 ed. Taylor & Francis. USA. 2 – 9 p.

DAVIS R., PERNEZNY K. y BROOME J. 2012. Tomato health management. Management of important soilborne diseases. The American Phytopathological Society. United States of America. P 97-191.

DÍAZ A. *et al.* 2013. Efecto de extractos de *Larrea tridentata* y *Flourensia cernua* en el desarrollo de plantas de tomate inoculadas con *Phytophthora capsici*. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Delirios. México .49 p.

DÍAZ M. 2004. Fisiología de las plantas. Respiración y fotorrespiración. Universidad de Córdoba. Argos Impresiones S.L. España. P 163 -275.

ECHEMENDIA Y. s.f. Phytophthora: Características, diagnóstico y daños que provoca en algunos cultivos tropicales. Medidas de control. Instituto de Investigaciones en Fruticultura Tropical. 29 p.

EJAZ B., SAJID Z. y AFTAB F. 2012. Effect of exogenous application of ascorbic acid on antioxidant enzyme activities, proline contents, and growth parameters of *Saccharum spp.* hybrid cv. HSF-240 under salt stress. University of the Punjab. Pakistan. 630 – 640 p.

EL-MAHADY A., EL-DAHAB M. y IBRAHIM E. 2015. Effect of Some Organic Acids on Seed Vigor and Health of Some Rice Cultivars. Agricultural Research Center. Egypt. 31 – 37 p.

ESCALONA V. *et al.* 2009. Manual de cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Nodo Hortícola VI Región. Chile. Consultado el 21 de nov de 2015. Disponible en www.cepoc.uchile.cl/pdf/Manua_Cultivo_tomate.pdf

FATMA E. *et al.* 2009. Some studies on the effect of ascorbic acid and – tocopherol on the growth and some chemical composition of *Hibiscus rosa sineses* L. at Nubaria. National Research Centre. Egypt. 159 – 166 p.

FERNQVIST F. 2014. Consumer experiences of tomato quality and the effects of credence. Swedish University of Agricultural Sciences. Alnarp. 79 p.

FONSECA Y., CASTELLANOS D. Y LEÓN T. 2011. Efecto Antagónico in vitro de Actinomicetos Aislados de Purines de Chipaca (*Bidens pilosa* L.) Frente a *Phytophthora infestans* (Mont) de Bary. Universidad Colegio Mayor de Cundinamarca. Universidad Nacional de Colombia. Colombia. 6111 – 6119 p.

FORBES G., PÉREZ W. y ANDRADE J. 2014. Evaluación de la resistencia en genotipos de papa a *Phytophthora infestans*

GALLIE D. 2013. L-Ascorbic Acid: A Multifunctional Molecule Supporting Plant Growth and Development. Hindawi Publishing Corporation. 2 – 18 p.

GARCÍA A. 2008. Aplicación de la tecnología IV gama en frutos de melón (*Cucumis melo*) y piña (*Ananas comosus*). Universidad Central de Venezuela. Venezuela. 34 -43 p.

GARCÍA A. *et al.* 2006. Early Signaling Events Induced by Elicitors of Plant Defenses. *Molecular Plant-Microbe Interactions*. Université de Bourgogne Plante Microbe Environnement (PME). Dijon cedex, France. Vol. 19, No. 7. 724 p.

GARCÍA G. s.f. Guía de cultivo de la patata para frescos en Asturias. Plagas, enfermedades y fisiopatías. Gráficas Eujoa S.A. España. P 44 -67.

GERSZBERG A. *et al.* 2015. Tomato (*Solanum lycopersicum L.*) in the service of biotechnology. *Plant Cell Tiss Organ Cult*. 881 – 902 p.

GIGOT J., GUNDERSEN B. e INGLÉS D. 2009. Colonization and Sporulation of *Phytophthora infestans* on Volunteer Potatoes Under Western Washington Conditions. Washington State University-Mount Vernon Northwestern. Washington Research & Extension Center. USA. 1 – 14 p.

GIOVANNONI J. 2007. Completing a pathway to plant vitamin C synthesis. *The National Academy of Sciences of the USA*. USA. Vol 104.

GONÁLEZ A. *et al.* 2014. Efecto de antioxidantes y señalizadores en plantas de papa (*Solanum tuberosum L.*) infectadas con *Candidatus Liberibacter solanacearum* bajo condiciones de invernadero. *Revista de Biotecnología Colombiana*. Colombia. 114 – 121 p.

GONZÁLEZ I. *et al.* 2013. Inducción de mecanismos de defensivos en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum L. cv. Amalia*) con el uso de aceites esenciales. Dirección de Sanidad Vegetal. Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria (CENSA). Mayabeque, Cuba. Vol. 28 No. 3. 1991 p.

GRIJALBA P. 2008. “Podredumbre de la raíz y base del tallo” ocasionada por *Phytophthora sojae* en la Argentina. *Maestría en producción vegetal*. Argentina. 3 p.

GROVES E. *et al.* 2015. Role of salicylic acid in phosphite-induced protection against Oomycetes; a *Phytophthora cinnamomi* – *Lupinus augustifolius* model system. European Journal of Plant Pathology. Australia. Vol 141.

GUGINSKI C. *et al.* 2015. El propóleo para el control de oídio y la inducción de fitoalexinas en pepino. Materiales y Métodos. IDESIA (Chile). Chile. Vol 33.

GÜLÇİN I. 2006. Antioxidant activity of caffeic acid (3,4-dihydroxycinnamic acid). Department of Chemistry. Atatürk University. Turkey. 213 – 220 p.

GUZMÁN O., CASTAÑO J. y VILLEGAS B. 2009. Diagnóstico de enfermedades de plantas de origen biótico. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas, Manizales. Colombia. 24 p.

HASHEN A., ABD-ALLAH E. y ALWATHNANI H. 2012. Effect of propolis on growth, aflatoxins production and lipid metabolism in aspergillus *Parasiticus* *sp*. King Saud University. Riyadh. Saudi Arabia. 1158 p.

HERNÁNDEZ M. y ACOSTA M. 2011. Variabilidad y patogenicidad de cinco aislamientos de *Phytophthora capsici* *leo.* en hortalizas. Investigación Agropecuaria. México. 113 – 122 p.

HERRERA S.*et al.* 2013. Efecto del ácido ascórbico sobre crecimiento, pigmentos fotosintéticos y actividad peroxidasa de plantas de rosal. Terra Latinoamericana. México. Vol 31.

HORTOINFO. 2015, línea. El mundo produce 2.636 millones de kilos más de tomate. Consultado 2 de jun 2015. Disponible en www.hortoinfo.es/index.php/noticia/4682-prod-mund-tomate-120215

HOWARD F. *et al.* 2003. Quantity and Potential Biological Activity of Caffeic Acid in Sweet Potato [*Ipomoea batatas* (L.) Lam.] Storage Root Periderm. Department of Chemistry, University of Georgia. Georgia. Vol 51.

IKEA D. *et al.* 2013. Natural Farming: Lactic Acid Bacteria. College of Tropical Agriculture and Human Resources. Hawai. 4 p.

INFORETAIL 2014. La producción mundial de frutas y hortalizas aumenta un 9,4%. Totaliza 1.740 millones de toneladas. En línea. Consultado el 14 de mar. 2014. Disponible en www.revistainforetail.com/noticiadet/la-produccion-mundial-de-frutas-y-hortalizas-aumenta-un-94/21e342397659f8da226134577877c32c

IVORS K. 2013. Late blight of Tomato. Symptoms of late blight. North Carolina-United States. NC State University. 2 p.

JAYANTHI R. y SUBASH P. 2010. Antioxidant Effect of Caffeic Acid on Oxytetracycline Induced Lipid Peroxidation in Albino Rats. Department of Biochemistry, Faculty of Medicine, Mahatma Gandhi Medical College. India. 371 - 375 p.

JIMÉNES F. *et al* 2004. Efecto de una formulación de propóleo en los medios de cultivo para la micropropagación de la papa var Desirée. Biotecnología Vegetal. Universidad Central “Marta Abreu” de Las Villas. Cuba. Vol. 4, No. 2: 91 – 96 p.

KHAVKIN E. 2015. Potato Late Blight as a Model of Pathogen–Host Plant Coevolution. All Russian Scientific Institute of Agricultural Biotechnology (ARRIAB). Russia. 439 – 451p.

KWAME J. 2013. Determination of benzoic acid and benzene in soft drinks, fruit juices and herbal products using high performance liquid chromatography. Kwame Nkrumah University of Science and Technology. 72 p.

LANGSTROTH L. 2013. Langstroth's Hive and the Honey-Bee: The Classic Beekeeper's Manual. Retrieved from. Consultado el 21 de nov de 2015. Disponible en www.ebib.com

LEÓN W. 2009. Evaluación ambiental de la producción del cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), bajo condiciones protegidas en las Palmas Gran Canaria, España, mediante la utilización de la metodología del análisis del ciclo de vida (ACV). Universidad Autónoma de Barcelona. España. 145 p.

LEYVA E. *et al.* 2011. Biosíntesis y actividad biológica de fitoestrógenos y fitoesteroides. Facultad de Ciencias Químicas, Universidad Autónoma de San Luis Potosí. México. 35 – 43 p.

LIEDL, BARBARA E.; LABATE, JOANNE A.; STOMMEL, JOHN R.; SLADE, ANN; KOLE, CHITTARANJAN (2013). Genetics, Genomics, and Breeding of Tomato. Consultado el 21 de nov de 2015. Disponible en www.ebib.com.

LINO C. 2013. Efecto de enmiendas al suelo para prevenir la marchitez bacteriana, (*Ralstonia solanacearum* E. F. Smith), en el cultivo de tomate (*Lycopersicon sculentum* Mill). Universidad de el Salvador. El Salvador. 57 p.

LISKO K. *et al.* 2014. Engineering Elevated Vitamin C in Plants to Improve their Nutritional Content, Growth, and Tolerance to Abiotic Stress. Arkansas State University. USA. 109 -123 p.

MATNY O. *et al.* 2014. Activity of propolis and *Boswellia sp* resins extract against *Sclerotinia sclerotiorum* causative agent of white rot disease of *Phaseolus vulgaris* and *Daucus carota* under storage conditions. Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences. Iraq. Vol 2. 71 p.

MARQUÉZ S. y ZABALA E. s.f. Respiración celular. Consultado el 14 de agosto 2015. Disponible en www.genomasur.com/lecturas/Guia09.htm

MARTÍNEZ M. 2012. Evaluación de tres cepas de *Trichoderma* spp., como alternativa de biocontrol contra *Phytophthora capsici* L. en plántulas de pimiento morrón bajo invernadero. Instituto Politécnico Nacional. México. 76 p.

MARTÍNEZ O. 2013. Síntesis de derivados tipo éster de ácido cafeico y estudio de su comportamiento electroquímico en medios apróticos. Universidad Veracruzana. México. 42 p.

MATARÍN A., URRESTARAZU M. y GARCÍA A. 2014. Producción controlada de hortalizas en la agricultura intensiva. Universidad de Almería. España.

MATNY O. *et al.* 2014. Activity of Propolis And *Boswellia* *sp* Resins Extract Against *Sclerotinia sclerotiorum* Causative Agent of White Rot Disease of Phaseolus Vulgaris and Daucus Carota Under Storage Conditions. University of Baghdad. Iraq. Vol 2.

MEDINA H. 2007. Curva de acción del ácido benzoico en diferentes especies de hortalizas. Universidad Autónoma Agrarias Antonio Narro. México. 86 p.

MONTOLIU A. 2010. Respuestas fisiológicas de los cítricos sometidos a condiciones de estrés biótico y abiótico. Aspectos comunes y específicos. Univeritat Jaume I. España 159 p.

MORA M. *et al.* 2011. Efecto del ácido ascórbico sobre crecimiento, pigmentos fotosintéticos y actividad peroxidasa en plantas de crisantemo. Revista Chapingo serie horticultura. México. 73 – 81 p.

NÚÑEZ H. 2015. Evaluación de Miconic y otros productos comerciales en la resistencia de tomate a distintos patógenos fúngicos. Facultad de Ciencias. Universidade da Coruña. Coruña. 21 p.

OLE M. *et al.* 2012. Aspectos bromatológicos y toxocológicos de colorantes y conservante. Ediciones Díaz Santos. Madrid. 472 p.

PALADINO S. 2012. Actividad antioxidante de los compuestos fenólicos contenidos en las semillas de la vid (*Vitis vinifera* L.) Universidades Nacionales de Cuyo, La Rioja, San Juan y San Luis. Mendoza. 81 p.

PALAZÓN J., CUSIDÓ R. y MORALES C. 2001. Metabolismo y significación biológica de los polifenoles del vino. Consultado el 23 de agos 2015. Disponible en www.acenologia.com/ciencia55_2.htm

PALOMINO L. *et al.* 2010. Caracterización Físicoquímica y Actividad Antimicrobiana del Propóleo en el Municipio de La Unión (Antioquia, Colombia). Universidad Nacional de Colombia. Colombia. 5383 p.

PASSAM H. *et al.* 2007. A Review of Recent Research on Tomato Nutrition, Breeding and Post-Harvest Technology with Reference to Fruit Quality. The European Journal of Plant Science and Biotechnology. Athens – Greece. 21 p.

PATEL H. y KRISHNAMURTHY R. 2013. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry, Elicitors in Plant Tissue Culture. Uka Tarsadia University. Gujarat, India. Vol. 2 No. 2. 65 p.

PÉREZ M., PEÑARANDA L. y HERAZO M. 2010. Impacto, manejo y control de enfermedades causadas por *Phytophthora palmivora* en diferentes cultivos. Universidad de Pamplona. Pamplona. 45 p.

PINEDA J. *et al.* 2010. Propiedad fungistática in vitro de propóleos sobre tres aislamientos de *Colletotrichum gloeosporioides*. Zootecnia Trop. Venezuela. Vol 28. 91 p.

PINHEIRO F. 2014. Efeito neuroprotetor do ácido cafeico em camundongos submetidos à isquemia cerebral focal permanente. Facultad e de Medicina. Universidade Federal Do Ceará. Fortaleza. 75 p.

POZIPPE M. 2010. Microencapsulation of propolis extract by complex coacervation. Universidade de São Paulo. Brazil. 429 – 435 p.

RAHMAWATI N *et al.* 2014. Chlorophyll content of soybean as affected by foliar application of ascorbic acid and inoculation of arbuscular mycorrhizal fungi in saline soil. International Journal Of Scientific & Technology Research. Indonesia. Vol 3.

RAJEEV M. 2014. Phenolic Compounds and Ascorbic Acid in Black Currant (*Ribes nigrum* L.). Swedish University of Agricultural Sciences. Alnarp. 52 p.

RIVERA F. 2010. Análisis de la expresión del gen PR-1, mediante la técnica de PCR en tiempo real (RT-PCR), en tomate (*Solanum lycopersicum*) infectado con *Phytophthora infestans*. Universidad delas Fuerzas Armadas. Ecuador. 11 p.

RIVERA J. *et al.* 2014. Consideraciones técnicas para el efectivo manejo integrado del tizón tardío en papa. Fundación Hondureña de Investigación Agrícola. USAID. Honduras. 18 p.

ROCHA H. s.f. Metabolismo de los hidratos de carbono. 340 – 378 p.

RODRÍGUEZ G. 2013. Recursos genéticos y genómicos para mejorar la calidad del fruto en tomate. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Rosario. Santa Fe, Argentina. 30-36 p.

RUBIO E. 2014. Valoración agronómica de la variedad de tomate caramba (*Lycopersicon esculentum*) en invernadero: ensayo de distintos patrones. Universidad Pública de Navarra. Nafarroako Unibertsitate Publikoa. Otsaila. 54 p.

SABATER A. 2013. Estudio de las Respuestas de Defensa Inducidas por Elicitores en Cultivos de Células Vegetales. Universidad de Murcia, Facultad de Biología. España. 237 p.

SÁNCHEZ J. 2007. Identificación de marcadores asociados a la Resistencia del aguacate raza mexicana (*Persea americana* Mill. var. *drymifolia*) al oomiceto *Phytophthora cinnamomi* Rands. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. México. 81 p.

SÁNCHEZ M. 2008. Biosensores amperométricos de tirosinasa para la determinación de compuestos fenólicos en medios acuosos y no acuosos. Universidad Complutense de Madrid. España. 257 p.

SANDOVAL A. *et al.* 2011. Influencia de ácidos orgánicos sobre el crecimiento, perfil bromatológico y metabolitos secundarios en chile piquín. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. México. 401 p.

SANDOVAL S. 2010. Cuantificación de ácido ascórbico (vitamina c) en néctares de melocotón y manzana comercializados en supermercados de la ciudad capital. Universidad De San Carlos de Guatemala. Guatemala. 43 p.

SANTIAGO R. *et al.* 2010. In vitro effects of caffeic acid upon growth of the fungi *Sporisorium scitamineum*. Journal of Plant Interactions. Madrid. Cuba. 233 - 240 p.

SCOT N. 2008. Late Blight of Tomato (*Phytophthora infestans*). Department of Plant and Environmental Protection Sciences. University of Hawai'i at Mānoa. Honolulu, Hawai. 10 p.

SRINIVASAN R. (2010) Safertomato production techniques. A field guide for soil fertility and pest management. AVRC – The World Vegetable Center. Taiwan. 69 p.

SJÖHOLM L. 2012. How sexual reproduction affects the population biology of *Phytophthora infestans*. Department of Forest Mycology and Plant Pathology Uppsala, Swedish University of Agricultural Sciences. Uppsala, Suecia. 54 p.

SOPEE J., SANGCHOTE S. Y STEVENSON W. 2012. Modified agar-based media for culturing *Phytophthora infestans*. Kasetsart University. University of Wisconsin-Madison. Thailand. USA. 269 -278 p.

SOROKAN A. *et al.* 2015. Jasmonic and Salicylic Acids Influence Potato Anionic Peroxidase. Agricultural and Biological Sciences Journal. Russia. 113 – 120 p.

STOJKOVIĆ D. *et al.* 2013. *In situ* antioxidant and antimicrobial activities of naturally occurring caffeic acid, p-coumaric acid and rutin, using food systems. Society of Chemical Industry. Serbia. 3205 -3208 p.

SUNPAPAO A. y PORNSURIYA C. 2014. Efficacy of Chitosan in Controlling *Phytophthora* Leaf Fall Disease of Para Rubber Seedlings. Prince of Songkla University. Thailand. 507 -512 p.

THAKUR M. y SINGH B. 2013. Role of Elicitors in Inducing Resistance in Plants against Pathogen Infection: A Review. ISRN Biochemistry. Department of Biochemistry, College of Basic Science and Humanities (COBS&H), Punjab Agricultural University. Ludhiana 141 001, India. Vol 2013. 10 p.

TORRES L., TAIPE A. y ANDRADE J. 2011. Manejo de lancha. En línea. Consultado el 15 de mayo. 2014. Disponible en www.cipotato.org/region-quito/informacion/inventario-de-tecnologias/manejo-de-tizon-tardio-o-lancha/

VALLS N. 2012. Modificació de l'àcid polilàctic mitjançant compostos polifuncionals. Escola Tècnica Superior d'Enginyeria. Industrial de Barcelona. España. 67 p.

VARGAS R., TORRESCANO G. y SÁNCHEZ A. 2013. El propélos: conservador potencial para la industria alimentaria. Interciencia. Vol 38.

VÉLEZ C *et al.* 2014. Inhibición del crecimiento de *Aspergillus ochraceus* mediante “panela” fermentada con gránulos de kefir de agua. Universidad de Antioquia. Vitae Colombia. Vol 21.

WALE S., PLAT H. y CATTILIN N. 2008. Diseases, pests and disorders of potatoes. Fungal and fungal-like diseases. Manson Publishing Ltd. London – Uk. P 48 -176.

WIDHALM J. y DUDAREVA N. 2015. A Familiar Ring to It: Biosynthesis of Plant Benzoic Acids. South University Street. Molecular Plant. USA. 83 – 97 p.

WIDMER T. y LAURENT N. 2006. Plant extracts containing caffeic acid and rosmarinic acid inhibit zoospore germination of *Phytophthora spp.* pathogenic to *Theobroma cacao*. European Journal of Plant Pathology. France. USA. 377 – 388 p.

WIESEL L. *et al.* 2014. Molecular effects of resistance elicitors from biological origin and their potential for crop protection. *Frontiers in Plant Science*. USA. 13 p.

WILDERMUTH M. 2006. Variations on a theme: synthesis and modification of plant benzoic acids. University of California. Science direct. USA. 288 – 296 p.

YUSUF Y. *et al.* 2005. Antifungal Activity of Turkish Propolis Against Phytophthora Species. Faculty of Agricultural. Gaziosmanpasa University. Turkey. 60 p.

YUVAMOTO P. y SAIDS. 2007. Germination, Duplication Cycle and Septum Formation Are Altered by Caffeine, Caffeic Acid and Cinnamic Acid in *Aspergillus nidulans*. Universidade de São Paulo. Brazil. 375 – 378 p.

ZHANG Y. 2012. Ascorbic Acid in Plants : Biosynthesis, Regulation and Enhancement. Consultado el 21 de nov de 2015. Disponible en www.ebib.com.

ANEXOS

Tabla 1A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo del tallo en plántulas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	227,91471	37,9858	245,7551	<,0001*
Error	133	20,55750	0,1546		
C. Total	139	248,47221			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	89,94671	14,9911	66,6350	<,0001*
Error	133	29,92150	0,2250		
C. Total	139	119,86821			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	98,87971	16,4800	51,3930	<,0001*
Error	133	42,64850	0,3207		
C. Total	139	141,52821			

Tabla 2A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo de las hojas en plántulas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	19,185714	3,19762	14,2952	<,0001*
Error	133	29,750000	0,22368		
C. Total	139	48,935714			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	4,285714	0,714286	5,0000	0,0001*
Error	133	19,000000	0,142857		
C. Total	139	23,285714			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	11,971429	1,99524	10,8534	<,0001*
Error	133	24,450000	0,18383		
C. Total	139	36,421429			

Tabla 3A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo de las raíces en plántulas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	11,795714	1,96595	29,0395	<,0001*
Error	133	9,004000	0,06770		
C. Total	139	20,799714			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	2,313429	0,385571	3,3701	0,0040*
Error	133	15,216500	0,114410		
C. Total	139	17,529929			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	0,512000	0,085333	0,6171	0,7163
Error	133	18,392000	0,138286		
C. Total	139	18,904000			

Tabla 4A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo del diámetro del tallo en plántulas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	11,421394	1,90357	49,3881	<,0001*
Error	133	5,126220	0,03854		
C. Total	139	16,547614			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	0,5299200	0,088320	5,6481	<,0001*
Error	133	2,0797400	0,015637		
C. Total	139	2,6096600			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	19,854369	3,30906	50,2959	<,0001*
Error	133	8,750325	0,06579		
C. Total	139	28,604694			

Tabla 5A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo del contenido de clorofila en plántulas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	64,28900	10,7148	16,0849	<,0001*
Error	133	88,59700	0,6661		
C. Total	139	152,88600			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	401,30302	66,8838	52,2698	<,0001*
Error	133	170,18538	1,2796		
C. Total	139	571,48840			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	135,91875	22,6531	16,8817	<,0001*
Error	133	178,46912	1,3419		
C. Total	139	314,38787			

Tabla 6A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo del área foliar en plántulas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	27321422	4553570	34,4186	<,0001*
Error	133	17595835	132300		
C. Total	139	44917258			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	401,30302	66,8838	52,2698	<,0001*
Error	133	170,18538	1,2796		
C. Total	139	571,48840			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	117010600	19501767	47,8672	<,0001*
Error	133	54186067	407414,03		
C. Total	139	171196667			

Tabla 7A. Análisis de la varianza sobre el peso fresco de hojas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	1932834,7	322139	139,8680	<,0001*
Error	133	306321,0	2303		
C. Total	139	2239155,7			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	749323,3	124887	20,9188	<,0001*
Error	133	794021,4	5970		
C. Total	139	1543344,7			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	3055595,9	509266	43,7361	<,0001*
Error	133	1548659,0	11644		
C. Total	139	4604254,9			

Tabla 8A. Análisis de la varianza sobre el peso fresco del tallo de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	3132865,3	522144	133,0220	<,0001*
Error	133	522058,0	3925		
C. Total	139	3654923,4			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	1271532,4	211922	44,1674	<,0001*
Error	133	638154,1	4798		
C. Total	139	1909686,4			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	2767496,3	461249	47,2529	<,0001*
Error	133	1298252,7	9761		
C. Total	139	4065748,9			

Tabla 9A. Análisis de la varianza sobre el peso fresco de la raíz de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	2338905,1	389818	131,3588	<,0001*
Error	133	394687,9	2968		
C. Total	139	2733593,0			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	2767154,3	461192	162,1167	<,0001*
Error	133	378360,7	2845		
C. Total	139	3145515,0			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	2375643,2	395941	68,7479	<,0001*
Error	133	765988,3	5759		
C. Total	139	3141631,5			

Tabla 10A. Análisis de la varianza sobre el peso seco de hojas de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	60276,29	10046,0	11,0399	<,0001*
Error	133	121026,65	910,0		
C. Total	139	181302,94			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	93212,97	15535,5	9,4937	<,0001*
Error	133	217641,45	1636,4		
C. Total	139	310854,42			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	51025,86	8504,31	10,4724	<,0001*
Error	133	108005,66	812,07		
C. Total	139	159031,52			

Tabla 11A. Análisis de la varianza sobre el peso seco del tallo de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	65054,70	10842,4	29,5812	<,0001*
Error	133	48748,69	366,5		
C. Total	139	113803,39			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	92199,67	15366,6	28,4128	<,0001*
Error	133	71930,90	540,8		
C. Total	139	164130,57			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	22689,486	3781,58	15,1893	<,0001*
Error	133	33112,200	248,96		
C. Total	139	55801,686			

Tabla 12A. Análisis de la varianza sobre el peso seco de la raíz de tomate, primera fase a) Propóleo b) Ácido cafeico c) Ácido láctico.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	109199,24	18199,9	14,0156	<,0001*
Error	133	172705,75	1298,5		
C. Total	139	281904,99			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	165280,19	27546,7	22,7344	<,0001*
Error	133	161152,70	1211,7		
C. Total	139	326432,89			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	6	80682,57	13447,1	18,9278	<,0001*
Error	133	94488,65	710,4		
C. Total	139	175171,22			

Tabla 13A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo de plántulas de tomate, segunda etapa a) Longitud del tallo b) Número de hojas.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	19,025818	1,90258	26,5022	<,0001*
Error	209	15,004000	0,07179		
C. Total	219	34,029818			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	33,727273	3,37273	19,4455	<,0001*
Error	209	36,250000	0,17344		
C. Total	219	69,977273			

Tabla 14A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo de plántulas de tomate, segunda etapa a) Longitud de la raíz b) Diámetro del tallo c) Contenido de clorofila d) Área foliar.

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	10,982273	1,09823	11,4041	<,0001*
Error	209	20,127000	0,09630		
C. Total	219	31,109273			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	7,829524	0,782952	13,6048	<,0001*
Error	209	12,027860	0,057550		
C. Total	219	19,857384			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	172,81609	17,2816	11,9586	<,0001*
Error	209	302,03100	1,4451		
C. Total	219	474,84709			

d)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	4963616,0	496362	21,1303	<,0001*
Error	209	4909506,7	23490		
C. Total	219	9873122,8			

Tabla 15A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo de plántulas de tomate, segunda etapa a) Peso fresco hojas b) Peso fresco tallo c) Peso fresco raíz

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	3291255,2	329126	36,9084	<,0001*
Error	209	1863730,5	8917		
C. Total	219	5154985,7			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	3070976,1	307098	57,9016	<,0001*
Error	209	1108491,7	5304		
C. Total	219	4179467,8			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	8785138,9	878514	195,5320	<,0001*
Error	209	939025,1	4493		
C. Total	219	9724164,0			

Tabla 16A. Análisis de la varianza sobre el desarrollo de plántulas de tomate, segunda etapa a) Peso seco hojas b) Peso seco tallo c) Peso seco raíz

a)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	81529,85	8152,98	10,6544	<,0001*
Error	209	159931,90	765,22		
C. Total	219	241461,75			

b)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	95588,74	9558,87	64,3968	<,0001*
Error	209	31023,35	148,44		
C. Total	219	126612,09			

c)

Analysis of Variance					
Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Ratio	Prob > F
treatment	10	97595,25	9759,52	17,4780	<,0001*
Error	209	116703,50	558,39		
C. Total	219	214298,75			

Tabla 17A. Porcentaje de la germinación de semillas de tomate, primera etapa.

		Tratamientos						
		Germinación %						
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	1	0	0	0	0	0	0	0
	2	27,5	30	27,5	35	30	32,5	35
	3	42,5	45	40	45	32,5	37,5	37,5
	4	70	75	75	77,5	67,5	75	72,5
	5	82,5	85	85	100	90	100	90
Propóleo	6	92,5	95	100	100	95	100	100
	1	0	0	0	0	0	0	0
	2	22,5	25	20	25	22,5	30	27,5
	3	27,5	40	25	30	25	37,5	32,5
	4	70	67,5	62,5	57,5	52,5	72,5	70
	5	92,5	90	92,5	90	90	92,5	100
Ácido cafeico	6	97,5	100	100	97,5	97,5	97,5	100
	1	0	0	0	0	0	0	0
	2	22,5	20	25	20	17,5	25	25
	3	40	32,5	45	42,5	42,5	50	45
	4	60	57,5	62,5	57,5	57,5	67,5	67,5
	5	72,5	70	77,5	67,5	70	82,5	82,5
	6	85	87,5	90	90	80	100	90
Ácido láctico	7	95	95	100	100	90	100	95

Tabla 18A. Prueba de Tuckey en la longitud del tallo (cm), primera fase

		Tratamientos						
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	7	3,45a	3,59a	3,83a	3,70a	3,70a	3,58a	3,80a
	14	6,96d	7,40bc	7,81a	6,98d	7,58ab	7,03cd	7,71ab
	21	8,68c	9,23b	9,80a	8,71c	9,50ab	8,77c	9,53ab
Propóleo	28	8,98d	10,31c	12,25a	9,09d	11,47b	9,15d	11,64b
	7	4,10c	4,75ab	4,90a	4,73ab	4,67b	4,86ab	4,92a
	14	7,64d	8,13bc	8,57ab	8,12c	8,10c	8,19abc	8,58a
	21	9,4c	10,06b	10,48a	10,12ab	9,95b	10,18ab	10,50a
Ácido cafeico	28	13,10d	14,48c	15,56a	14,61c	14,89bc	15,33ab	15,58a
	7	1,67a	1,71a	1,76a	1,77a	1,75a	1,75a	1,73a
	14	4,70b	4,84ab	5,24a	5,24a	5,01ab	5,18a	4,94ab
	21	7,17b	7,34b	8,34a	8,56a	7,52b	8,26a	7,50b
Ácido láctico	28	8,22c	8,33c	9,58b	10,63a	8,42c	9,41b	8,37c

Tabla 19A. Prueba de Tuckey en el número de hojas, primera fase.

Tratamientos								
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	7	1,70a	1,90a	1,95a	1,75a	1,80a	1,75a	1,90a
	14	2,60a	2,80a	2,75a	2,65a	2,70a	2,65a	2,80a
	21	3,60a	3,75a	3,85a	3,70a	3,75a	3,70a	3,80a
	28	4,55c	5,10ab	5,50a	4,60c	5,30a	4,70bc	5,40a
Propóleo	7	1,75b	1,95ab	2,15a	1,95ab	1,90ab	1,95ab	2,20a
	14	2,30b	2,60ab	2,90a	2,70ab	2,60ab	2,65ab	2,95a
	21	3,65b	3,85ab	4,15a	3,90ab	3,85ab	3,90ab	4,20a
	28	4,65b	4,85ab	5,15a	4,90ab	4,85ab	4,90ab	5,20a
Ácido cafeico	7	1,20a	1,30a	1,50a	1,50a	1,40a	1,50a	1,30a
	14	2,25a	2,30a	2,50a	2,50a	2,40a	2,50a	2,35a
	21	3,35b	3,35b	4,15a	4,25a	3,45b	4,0a	3,45b
	28	4,10d	4,20cd	4,65ab	5,00a	4,30bcd	4,55bc	4,25bcd

Tabla 20A. Prueba de Tuckey en la longitud de la raíz, primera fase.

Tratamientos								
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	14	4,21c	5,38b	6,00a	4,34c	5,58ab	4,47c	5,86ab
	28	8,29c	8,58b	9,12a	8,47bc	8,95a	8,50bc	8,98a
Propóleo	14	5,36b	5,42b	5,74ab	5,62ab	5,46ab	5,66ab	5,86a
	28	8,47b	8,66ab	8,70ab	8,63ab	8,63ab	8,71ab	8,94a
Ácido cafeico	14	5,16a	5,17a	5,46a	5,53a	5,28a	5,29a	5,24a
	28	8,63a	8,65a	8,68a	8,82a	8,65a	8,66a	8,65a

Tabla 21A. Prueba de Tuckey en el área foliar, primera fase.

Tratamientos								
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	14	1991c	2508ab	2695a	2299bc	2629ab	2306bc	2510ab
	28	2304c	3109b	3552a	2547c	3261ab	2552c	3329ab
Propóleo	14	1689b	1944ab	2050a	2056a	1832ab	1891ab	2055a
	28	3696c	4142bc	4854a	4856a	4128bc	4143bc	4880a
Ácido cafeico	14	1180b	1188b	1582a	1599a	1201b	1521a	1194b
	28	3449c	3968c	5780a	5985a	3983c	4821b	3971c

Tabla 22A. Prueba de Tuckey en el diámetro del tallo, primera fase.

		Tratamientos						
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	14	1,76b	2,03a	2,06a	1,78b	2,04a	1,84b	2,06a
Propóleo	28	2,71c	3,10b	3,51a	2,73c	3,17b	2,75c	8,98a
	14	1,84b	1,91ab	1,95ab	1,96ab	1,90b	1,95ab	2,06a
Ácido cafeico	28	3,29b	3,31b	3,39ab	3,39ab	3,35b	3,39ab	3,50a
	14	1,31a	1,31a	1,35a	1,36a	1,32a	1,34a	1,31a
Ácido láctico	28	2,59c	2,60c	3,39ab	3,52a	2,65c	3,11b	2,62c

Tabla 23A. Prueba de Tuckey en el contenido de clorofila, primera fase.

		Tratamientos						
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	14	28,56b	30,48a	30,61a	30,61a	30,24a	30,66a	30,58a
Propóleo	28	33,35b	34,99a	35,15a	34,83a	35,57a	35,06a	35,41a
	14	34,01b	36,05a	35,72a	36,56a	36,46a	36,21a	36,54a
Ácido cafeico	28	28,93d	33,19bc	33,56b	34,72a	33,25bc	32,44c	33,40bc
	14	35,62a	35,75a	36,63a	36,83a	36,26a	36,27a	36,24a
Ácido láctico	28	34,76c	34,88c	37,03a	37,33a	36,65ab	37,01a	35,82bc

Tabla 24A. Prueba de Tuckey en el peso fresco de hojas, tallos y raíces, primera fase.

14 días									28 días						
Peso fresco Total (mg)									Peso fresco Total (mg)						
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	Hojas	261,4 b	359,3a	399,1a	278,5b	378,5a	281,1b	381,3a	711,9d	841,8c	1043,4a	719,8d	909,4b	722,0d	915,6b
	Tallos	300,2c	370,8ab	399,3a	338,6bc	371,7ab	340,0bc	373,9ab	787,4d	1004,8c	1186,1a	843,5d	1111,1b	843,7d	1129,5ab
Propóleo	Raíces	126,0c	163,7ab	189,1a	126,6c	166,8a	129,9bc	177,8a	835,6e	929,7d	1197,6a	844,0e	1013,6c	845,7e	1081,7b
	Hojas	342,7c	355,6bc	400,9ab	414,7a	361bc	399,1ab	415a	911,7d	932,7cd	1104,2a	101,0b	944,6bcd	1002,5bc	1105,5a
	Tallos	310,5c	320,2c	368,1ab	368,1ab	348,1bc	348,1abc	375,7a	1268,4c	1295,8c	1494,5a	1494,5a	1301,6c	1407,0b	1496,7a
Ácido cafeico	Raíces	119,7b	124,7b	180,8a	186,8a	126,0b	129,7b	190,7a	939,2c	951,7c	1250,6ab	1212,0b	982,9c	1210,1b	1277,9a
	Hojas	136,5	137,0c	186,0ab	190,5a	158,1bc	179,5ab	145,5c	702,0c	739,7c	977,7b	1130,1a	780,6c	976,4b	774,9c
	Tallos	121,0b	123,5b	188,0a	192,0a	135,5b	185,5a	130,5b	697,2c	776,1c	998,4b	1121,7a	780,7c	929,3b	778,6c
Ácido láctico	Raíces	141,5b	143,5b	223,5a	228,5a	149,0b	218,5a	147,5b	711,7c	755,7c	920,2b	1109,9a	762,7c	903,0b	760,9c

Tabla 25A. Prueba de Tuckey en el peso seco de hojas, tallos y raíces, primera fase.

Peso seco Total (mg)									Peso seco Total (mg)						
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7
	Hojas	22,8c	32,0ab	34,2a	25,8bc	33,3a	26,3bc	34,1a	119,5e	149,3bcd	181,7a	125,7de	155,2abc	127,4cde	159,4ab
	Tallos	15,9c	22,0ab	26,9a	17,6bc	25,4a	19,0bc	25,7a	98,9b	138,2a	154,8a	109,4b	150,6a	111,8b	150,7a
Propóleo	Raíces	11,3c	34,9b	45,4a	12,7c	35,9b	14,8c	44,2a	196,8b	246,3a	274,9a	199,1b	251,3a	210,6b	248,2a
	Hojas	42,4c	46,3bc	55,1ab	55,2ab	46,5abc	52,5abc	56,6a	163,3c	169,1c	228,7a	208,5	180,5bc	208,2ab	232,0a
	Tallos	21,4b	23,6b	28,5a	28,6a	25,3ab	25,3ab	28,8a	147,1b	155,0b	207,0a	204,9a	157,8b	193,9a	210,0a
Ácido cafeico	Raíces	34,1d	39,6cd	53,1abc	56,1ab	41,5bcd	38,9cd	59,1a	186,1b	196,6b	263,3a	255,9a	205,4b	255,4a	278,3a
	Hojas	26,2b	29,3b	68,1a	70,0a	35,4b	65,1a	30,4b	135,3d	155,5cd	191,2ab	193,0a	158,5cd	165,6bc	156,6cd
	Tallos	18,3b	19,4b	86,9a	90,4a	24,3b	82,9a	22,7b	82,7d	88,7d	108,9ab	121,8a	93,2cd	105,1bc	90,5cd
Ácido láctico	Raíces	28,2c	30,1c	73,9a	75,4a	34,1bc	71,4ab	32,4cc	155,2d	156,6cd	184,4b	229,8a	167,2bcd	181,2bc	163,4bcd

Tabla 26A. Prueba de Tuckey en el desarrollo de la longitud del tallo y número de hojas en plántulas de tomate, segunda fase.

		Tratamientos										
Elicitores	Días	Control	Control (a)	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11
Longitud del tallo	14	5,31f	5,32f	5,88b	5,80bc	5,33f	5,45def	5,61cde	5,68bcd	5,90b	5,41ef	6,60a
	21	6,40d	6,42d	6,98b	6,85b	6,43d	6,53cd	6,75bc	6,77bc	7,50a	6,44d	7,64a
	28	7,38d	7,39d	7,86b	7,75b	7,40d	7,51cd	7,72bc	7,73bc	8,41a	7,41d	8,52a
	35	7,80c	7,80c	8,89b	8,80b	7,85c	7,88c	8,71b	8,77b	9,33a	7,86c	9,43a
	42	9,26d	9,26d	9,70b	9,57bc	9,30cd	9,39bcd	9,44bc	9,54bc	10,08a	9,36cd	10,14a
Número de hojas	14	1,70e	1,75de	2,30ab	2,225abc	1,75de	1,85bcde	2,20abcd	2,20abcd	2,35a	1,80cde	2,40a
	21	2,80e	2,90de	3,40abc	3,35bc	3,05cde	3,15cde	3,25cd	3,30cd	3,75ab	3,10cde	3,80a
	28	3,05f	3,10f	3,90bc	3,75cd	3,30ef	3,45def	3,55cde	3,75cd	4,25ab	3,35def	4,55a
	35	3,60e	3,70de	4,20bc	4,15bc	3,85cde	3,95cde	4,05cd	4,10bc	4,45b	3,90cde	4,90a
	42	4,05f	4,10f	4,80bc	4,75bcd	4,20f	4,35def	4,65cde	4,70cd	5,15ab	4,25ef	5,25a

Tabla 27A. Prueba de Tuckey en la longitud de la raíz, diámetro del tallo, clorofila y área foliar en plántulas de tomate, segunda fase.

		Tratamientos										
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11
Longitud de la raíz	28	4,96b	4,98b	6,00a	5,66a	5,00b	5,38ab	5,56a	5,57a	5,74a	5,00b	5,86a
	42	8,37d	8,41d	8,88a	8,85a	8,45d	8,53bcd	8,81abc	8,83ab	8,91a	8,49cd	9,01a
Diámetro del tallo	28	1,64b	1,66b	1,96a	1,94a	1,68b	1,70b	1,92a	1,93a	2,03a	1,69b	2,04a
	42	2,98b	2,99b	3,37a	3,35a	3,00b	3,03b	3,30a	3,33a	3,42a	3,02b	3,45a
Clorofila	28	30,06b	30,07b	36,48a	36,44a	30,09b	30,32b	36,39a	36,40a	36,57a	30,11b	36,84a
	42	35,31b	35,41b	37,25a	37,21a	35,46b	35,64b	37,17a	37,19a	37,33a	35,60b	37,39a
Área foliar	28	1718b	1722b	2035a	2031a	1725b	1733b	2022a	2026a	2037a	1730b	2088a
	42	2333b	2344b	2647a	2645a	2351b	2356b	2640a	2642a	2651a	2353b	2666a

Tabla 28A. Prueba de Tuckey en el peso fresco de hojas, tallo y raíces de plántulas de tomate, segunda fase.

Peso fresco Total (mg)												
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11
Hojas	28	330,6b	335,6	396,6a	395,1a	339,5b	341,7b	393,1a	394,1a	404,8a	340,0b	417,5a
	42	703,2b	706,9b	963,8a	958,5a	714,1b	736,8b	931,9a	947,1a	980,9a	723,7b	981,6a
Tallo	28	311,4c	315,0c	386,7ab	384,9ab	322,5c	342,4abc	379,8ab	380,4ab	388,8ab	338,3bc	391,5a
	42	654,3b	669,9b	910,2a	905,8a	672,0b	693,6b	891,2a	899,4a	928,2a	687,5b	931,3a
Raíz	28	111,4c	117,3c	176,3a	174,0a	119,7c	137,0bc	170,3ab	171,8a	180,0a	125,2c	184,3a
	42	449,0d	459,5d	854,4bc	843,2c	469,0d	487,1d	809,8c	829,5c	918,7ab	474,0d	924,9a

Tabla 29A. Prueba de Tuckey en el peso seco de hojas, tallo y raíces de plántulas de tomate, segunda fase.

Peso seco Total (mg)												
Elicitores	Días	Control	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11
Hojas	28	16,7b	19,1b	52,4a	51,1a	24,0b	26,3b	49,6a	50,6a	53,5a	25,3b	55,5a
	42	138,1c	140,5c	181,8a	179,9a	141,2c	145,8bc	173,5ab	177,3a	183,5a	144,1c	184,2a
Tallo	28	9,2c	9,6c	26,9ab	25,7ab	10,5c	11,3c	23,4b	24,0ab	27,9ab	10,9c	28,8a
	42	61,9c	62,9c	106,5ab	99,1b	63,5c	65,2c	97,0b	98,0b	108,6ab	64,6c	116,0a
Raíz	28	27,6b	28,3b	67,4a	66,4a	31,5b	34,4b	64,2a	65,9a	68,4a	33,7b	71,1a
	42	132,6b	135,1b	223,5a	174,7a	137,0b	140,5b	171,4a	173,1a	184,2a	138,1b	186,2a



Figura 1A. Plantas de tomate de 30 días, del ensayo con propóleo, primera fase.



Figura 2A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y propóleo (0,07 y 0,14 g/l), primera fase.



Figura 3A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y propóleo (0,07 y 0,14 g/l) + ácido ascórbico (0,25 g/l), primera fase.



Figura 4A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y propóleo (0,07 y 0,14 g/l) + ácido benzoico (0,1221 g/l), primera fase.



Figura 5A. Plantas de tomate de 30 días, del ensayo con ácido cafeico, primera fase.



Figura 6A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y ácido cafeico (0,31 y 0,63 g/l), primera fase.



Figura 7A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y ácido cafeico (0,31 y 0,63 g/l) + ácido ascórbico (0,25 g/l), primera fase.



Figura 8A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y ácido cafeico (0,31 y 0,63 g/l) + ácido benzoico (0,1221 g/l), primera fase.



Figura 9A. Plantas de tomate de 30 días, del ensayo con ácido láctico, primera fase.



Figura 10A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y ácido láctico (0,35 y 0,7 ml/l), primera fase.



Figura 11A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y ácido láctico (0,35 y 0,7 ml/l) + ácido ascórbico (0,25 g/l), primera fase.



Figura 12A. Plantas de tomate de 30 días, testigo y ácido láctico (0,35 y 0,7 ml/l) + ácido benzoico (0,1221 g/l), primera fase.

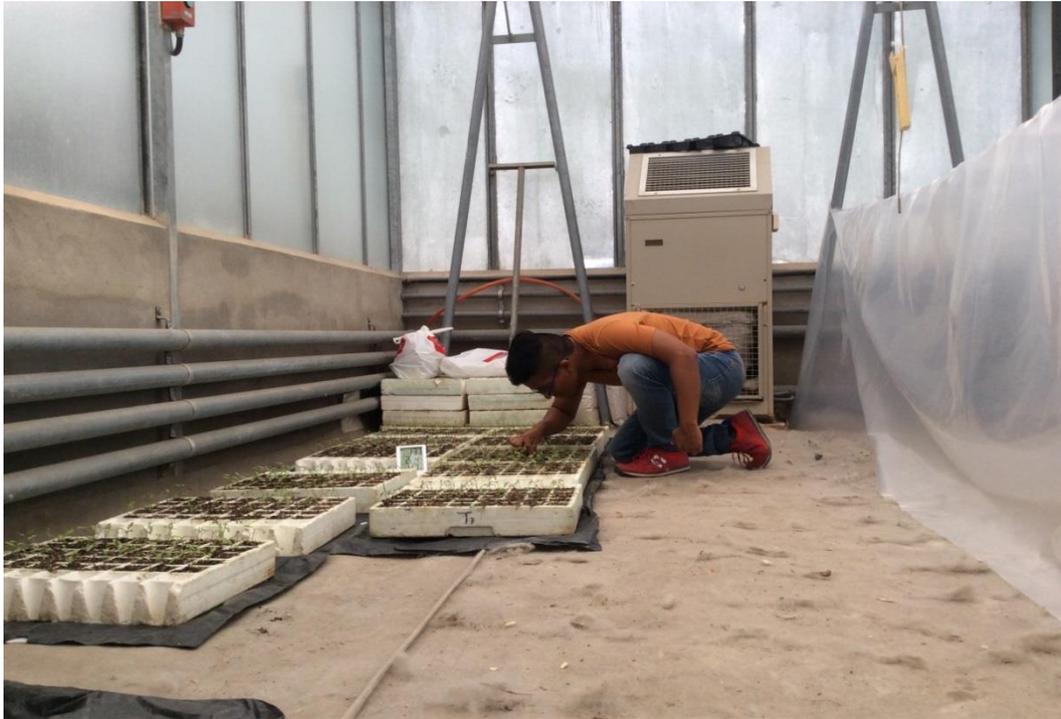


Figura 13A. Instalaciones del invernadero y del sistema cerrado para el hongo, segunda fase.



Figura 14A. Plantas de tomate con 7 días después de la germinación, segunda fase.

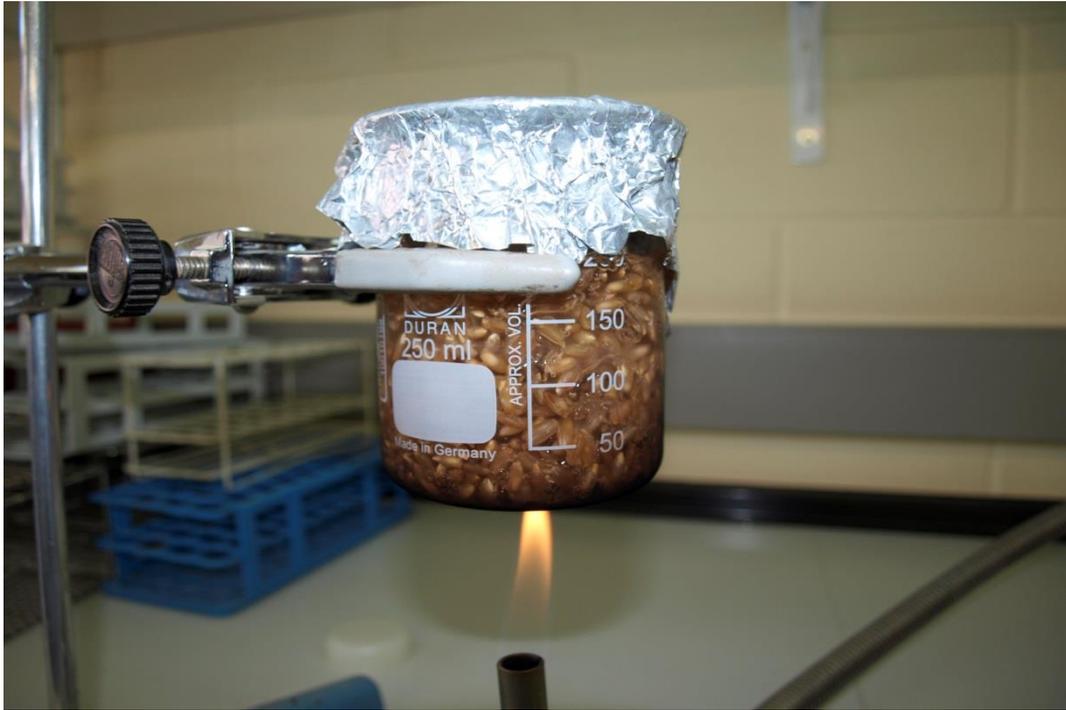


Figura 15A. Preparación del medio de cultivo agar centeno, segunda fase.

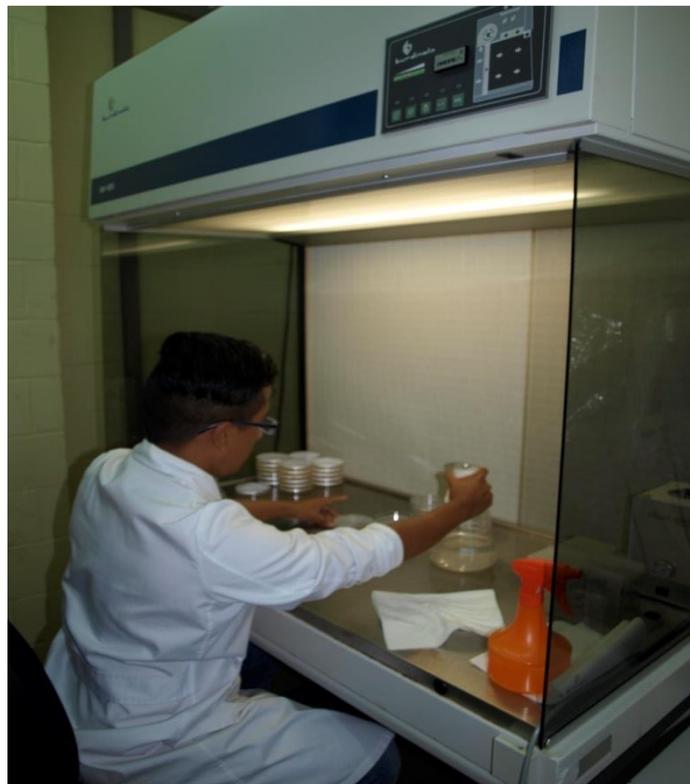


Figura 16A. Colocación del medio agar centeno en placas Petri, segunda fase..



Figura 17A. Siembra del hongo *Phytophthora infestans*, en el medio de cultivo agar centeno, segunda fase.



Figura 18A. Cámara de incubación para el hongo, segunda fase.

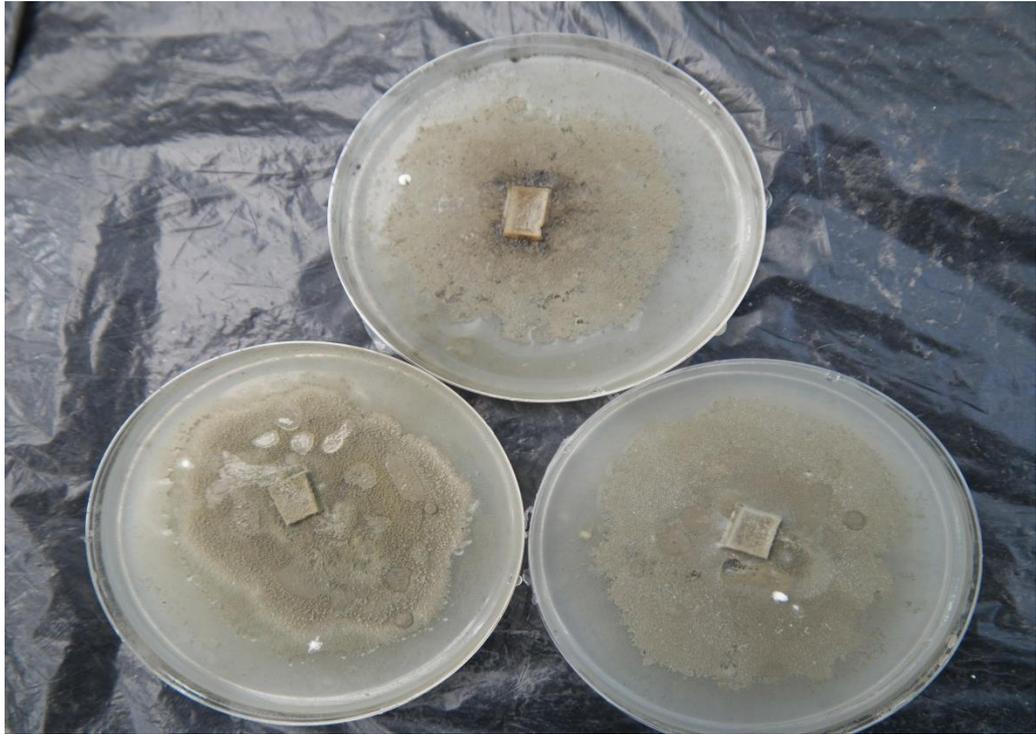


Figura 19A. Placas petri con el hongo *Phytophthora infestan*, segunda fase.



Figura 20A. Solución de esporas del hongo, para la posterior pulverización, segunda fase.



Figura 21A. Plantas de tomate de 42 días con sus respectivos tratamientos, segunda fase.



Figura 22A. Plantas de tomate de 42 días con sus respectivos tratamientos (T0, T3, T4, T5), segunda fase.



Figura 23A. Plantas de tomate de 42 días con sus respectivos tratamientos (T0, T6, T7, T8), segunda fase.



Figura 24A. Plantas de tomate de 42 días con sus respectivos tratamientos (T0, T9, T10, T11), segunda fase