



**UNIVERSIDAD ESTATAL  
PENÍNSULA DE SANTA ELENA  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
ESCUELA DE AGROPECUARIA**

**“CAPACIDAD GERMINATIVA DEL GENOTIPO DE  
TOMATE VARIEDAD FLORADADE (*Lycopersicon esculentum*  
Mill.) AL ESTRÉS OSMÓTICO EN DIFERENTES  
FOTOPERIODOS”**

**TRABAJO DE TITULACIÓN**

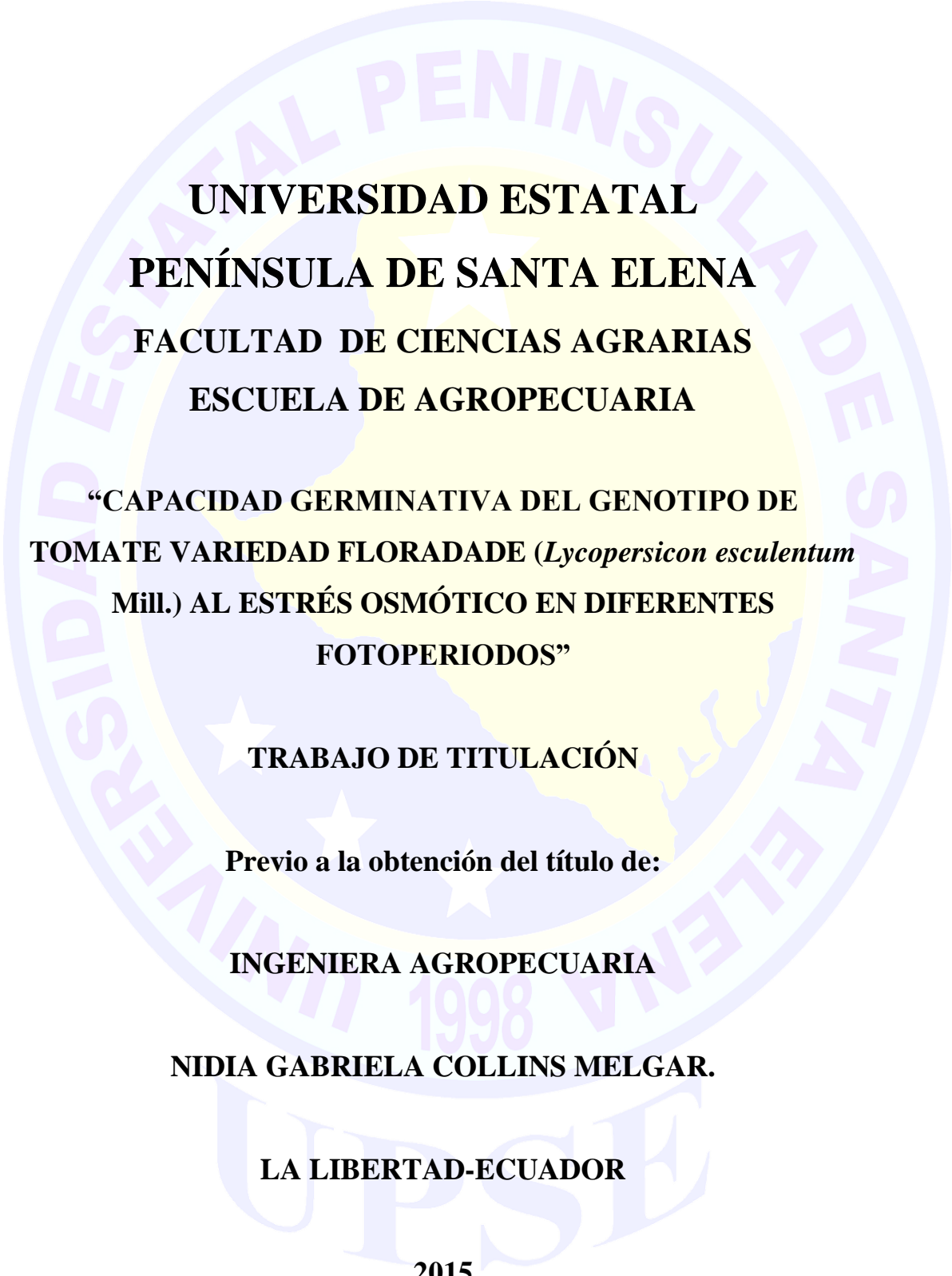
**Previo a la obtención del título de:**

**INGENIERA AGROPECUARIA**

**NIDIA GABRIELA COLLINS MELGAR.**

**LA LIBERTAD-ECUADOR**

**2015**



**UNIVERSIDAD ESTATAL  
PENÍNSULA DE SANTA ELENA  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
ESCUELA DE AGROPECUARIA**

**“CAPACIDAD GERMINATIVA DEL GENOTIPO DE  
TOMATE VARIEDAD FLORADADE (*Lycopersicon esculentum*  
Mill.) AL ESTRÉS OSMÓTICO EN DIFERENTES  
FOTOPERIODOS”**

**TRABAJO DE TITULACIÓN**

**Previo a la obtención del título de:**

**INGENIERA AGROPECUARIA**

**NIDIA GABRIELA COLLINS MELGAR.**

**LA LIBERTAD-ECUADOR**

**2015**

## **TRIBUNAL DE GRADUACIÓN**

---

Ing. Antonio Mora Alcívar, MSc.

**DECANO DE LA FACULTAD  
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL DE GRADO**

---

Ing. Andres Drouet Candell.

**DIRECTOR DE ESCUELA  
MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE GRADO**

---

Ing. Clotilde Andrade, MSc.

**PROFESORA TUTORA  
MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE GRADO**

---

Blgo. Javier Soto Valenzuela, MSc.

**PROFESOR DEL ÁREA  
MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE GRADO**

---

Abg. Joe Espinoza Ayala, MSc.

**SECRETARIO GENERAL - PROCURADOR**

# AGRADECIMIENTO

A Dios por darme sabiduría y brindarme su protección en esta etapa de mi formación académica.

A mis padres que me incentivarón y me motivaron a seguir adelante en mis sueños y metas.

A mis maestros de la Universidad Estatal Península de Santa Elena que impartieron sus conocimientos y experiencias en el transcurso de mi vida estudiantil.

A mi tutora, Ing. Clotilde Andrade, por sus conocimientos aplicados para las recomendaciones al presente documento y también por el tiempo dedicado.

A la Ing. Lourdes Ortega y todas aquellas personas que de una u otra manera me prestaron su ayuda.

Nidia Collins Melgar.

## DEDICATORIA

Con la mayor entrega dedico mi trabajo a mi abuelo Francisco Melgar Baidal, quien fue mi guía y me dio el incentivo para seguir adelante.

A mis padres, el Sr Wilinton Collins M. y la Lic. Geoconda Melgar S. por enseñarme el sentido de la responsabilidad.

A mi madre por brindarme su apoyo moral y haberme ayudado a lograr mis sueños de ser profesional.

Nidia Collins Melgar.

## ÍNDICE

<b>1.</b>	<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
1.1.	Antecedentes .....	1
1.2.	Justificación.....	2
1.3.	Objetivos .....	3
1.3.1.	Objetivo general .....	3
1.3.2.	Objetivos específicos.....	3
1.4.	Hipótesis.....	4
<b>2.</b>	<b>REVISIÓN DE LITERATURA.....</b>	<b>5</b>
2.1.	Tomate ( <i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.).....	5
2.1.1.	Origen.....	5
2.1.2.	Clasificación taxonómica.....	5
2.1.3.	Características del tomate.....	6
2.1.4.	Requerimiento hídrico de la planta .....	6
2.1.5.	Importancia del cultivo.....	6
2.1.6.	Etapas fenológicas.....	7
2.1.6.1.	Etapa inicial.....	7
2.1.6.2.	Etapa vegetativa .....	7
2.1.6.3.	Etapa reproductiva.....	8
2.1.7.	Semilla.....	8
2.1.7.1.	Estructura de la semilla .....	8
2.1.8.	Germinación .....	8
2.1.9.	Proceso germinativo .....	9
2.1.10.	Factores que influyen durante la germinación .....	9
2.1.10.1.	Viabilidad.....	10
2.1.10.2.	Longevidad.....	10
2.1.10.3.	Agua .....	11
2.1.10.4.	Temperatura .....	12

2.1.10.5	Luz.....	12
2.1.10.6.	Vigor de la semilla .....	13
2.2.	Estrés en las plantas.....	13
2.2.1.	Fases de respuesta de las plantas al estrés.....	16
2.2.1.1.	Alarma .....	16
2.2.1.2.	Aclimatación .....	16
2.2.1.3.	Adaptación .....	17
2.2.2.	Mecanismo generales de respuesta a estrés.....	17
2.2.3.	Hormonas que participan en los estreses.....	17
2.2.3.1.	Ácido abscísico .....	18
2.2.3.2.	Ácido jasmónico.....	19
2.2.3.3.	Ácido salicílico.....	19
2.2.4.	Estrés osmótico .....	19
2.2.4.1.	Potencial osmótico .....	20
2.2.4.2.	Potencial hídrico.....	21
2.2.5.	Osmolitos .....	22
<b>3.</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>24</b>
3.1.	Ubicación y descripción del lugar del experimento.....	24
3.2.	Materiales y equipos .....	24
3.2.1.	Materiales y reactivos del laboratorio .....	24
3.2.2.	Equipos.....	25
3.3.	Material genético.....	25
3.4.	Osmolito .....	26
3.5.	Diseño experimental.....	26
3.6.	Tratamientos .....	27
3.7.	Delineamiento experimental.....	28
3.8.	Manejo del experimento .....	28
3.8.1.	Formulación y preparación de soluciones osmóticas.....	28
3.8.1.1.	Cálculos de soluciones utilizadas .....	28
3.8.2.	Protocolo de siembra .....	30

3.8.3.	Preparación de semilla de tomate para la siembra .....	30
3.8.4.	Siembra de semillas.....	31
3.9.	Variables experimentales .....	31
3.9.1.	Porcentaje de germinación .....	31
3.9.2.	Longitud del hipocótilo .....	31
3.9.3.	Longitud de radícula.....	31
3.9.4.	Peso de la biomasa fresca.....	32
3.9.5.	Peso de la biomasa seca .....	32
<b>4.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>33</b>
4.1.	Porcentaje de germinación .....	33
4.2.	Longitud del hipocótilo .....	36
4.3.	Longitud de radícula.....	38
4.4.	Peso de la biomasa fresca.....	41
4.5.	Peso de la biomasa seca .....	42
	<b>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....</b>	<b>45</b>
	Conclusiones .....	45
	Recomendaciones.....	45
	<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>46</b>
	<b>ANEXOS</b>	



## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Propiedades físicas del manitol.....	26
Cuadro 2. Distribución de los grados de libertad.....	26
Cuadro 3. Descripción de los tratamientos.....	27
Cuadro 4. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la interacción de la variable porcentaje de germinación a los días 3,6,10,13,15.....	33
Cuadro 5. ANDEVA de la interacción de la variable de longitud del hipocótilo a los días 6, 10, 13,15.....	36
Cuadro 6. ANDEVA de la interacción de la variable de longitud de radícula a los días 3, 6,10,13,15.....	38
Cuadro 7. ANDEVA del variable peso de la biomasa fresca al día 15.....	41
Cuadro 8. ANDEVA de la variable peso seco de la biomasa al día 15.....	43

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráficos 1. Porcentaje de germinación a los días 3, 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos.....	35
Gráficos 2. Longitud de hipocótilo (mm), a los días 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/horas luz.....	37
Gráficos 3. Longitud de radícula (mm), a los días 3, 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos.....	40
Gráficos 4. Peso fresco de la biomasa (g), al día 15.....	42
Gráficos 6. Peso seco de la biomasa (g), al día 15.....	44

## ÍNDICE DE ANEXOS

- Cuadro 1A. Porcentaje de germinación al día 3
- Cuadro 2A. Porcentaje de germinación al día 6
- Cuadro 3A. Porcentaje de germinación al día 10
- Cuadro 4A. Porcentaje de germinación al día 13
- Cuadro 5A. Porcentaje de germinación al día 15
- Cuadro 6A. Longitud del hipocótilo al día 6
- Cuadro 7A. Longitud del hipocótilo al día 10
- Cuadro 8A. Longitud del hipocótilo al día 13
- Cuadro 9A. Longitud del hipocótilo al día 15
- Cuadro 10A. Longitud del radícula al día 3
- Cuadro 11A. Longitud del radícula al día 6
- Cuadro 12A. Longitud del radícula al día 10
- Cuadro 13A. Longitud del radícula al día 13
- Cuadro 14A. Longitud del radícula al día 15
- Cuadro 15A. Biomasa fresca al día 15
- Cuadro 16A. Biomasa seca al día 15
- 
- Figura. 1A. Distribución de papel filtro en cajas petri
- Figura. 2A. Siembra de semillas de tomate
- Figura. 3A. Toma de variable longitud de radícula al 3er día de germinación.
- Figura. 4A. Cajas al día 6 de la siembra con horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones
- Figura. 5A. Cajas al día 10 de siembra con horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones
- Figura. 6A. Cajas al día 13 de siembra con horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones
- Figura. 7A. Cajas al día 15 de siembra con horas luz con la solución de manitol

en diferentes concentraciones

Figura. 8A. Cajas al día 3 de siembra sin horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones

Figura. 9A. Cajas al día 6 de siembra sin horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones

Figura. 10A. Cajas al día 10 de siembra sin horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones

Figura. 11A. Caja al día 13 de siembra sin hora luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones

Figura. 12A. Toma de variable peso fresco de la bioma al días15.

# **1. INTRODUCCIÓN**

## **1.1. ANTECEDENTES**

El tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) es la hortaliza más difundida en todo el mundo y la de mayor valor económico, su demanda aumenta continuamente y con ella su cultivo, producción y comercio. El rendimiento del cultivo a nivel anual se presenta con una media de 211 021 843 toneladas, mientras que a nivel nacional es de 23 400 kg/ha (FAO, 2012).

En el Ecuador el cultivo del tomate mantiene un lugar preponderante dentro de la agricultura, ocupando el segundo lugar a nivel nacional desde el punto de vista de superficie sembrada y el primero por su costo. A partir de 1 973 se inició a nivel mundial programas orientados a la producción de alimentos; al tomate se lo considera como una de las hortalizas de mayor popularidad en el mundo, existiendo gran demanda, tanto para el consumo en estado fresco como procesado.

Según INEC (2006), al tomate le corresponde el 25,12 % del total de consumo de hortalizas en Ecuador, convirtiéndose en el rubro de mayor importancia comercial en el país. Entre los ambientes de mayor preferencia por este cultivo para su desarrollo óptimo, se encuentran los medianamente cálidos (Chota, Península de Santa Elena, Manabí, Ambato, Ibarra y Loja). SICA (2000) afirma que la provincia de Santa Elena cuenta con una considerable producción de tomate, equivalente a 2 082 toneladas métricas cosechadas, en una superficie de 103 hectáreas sembradas al año, considerándose un cultivo altamente rentable para los agricultores de la provincia.

Las condiciones semi-desérticas que presenta Santa Elena impiden una producción agrícola sostenible, causando pérdidas económicas y disminución de

productos en el mercado, siendo uno de los indicadores naturales difíciles de controlar por los productores, quienes se han visto obligados a utilizar sistema de riego deficitario para lograr obtener rentabilidad en los cultivos en general<sup>1</sup>. La sequía, constituye una amenaza creciente para la agricultura y a la vez un factor importante en la reducción de la productividad de los cultivos, sobre todo cuando se ven afectados por el estrés hídrico.

Las plantas como cualquier otro organismo vivo, se defienden de estreses bióticos como en el caso de plagas y enfermedades, ante los cuales crean un sistemas de defensa ante ataques; mientras que en situaciones de déficit hídrico la planta necesita acumular solutos (ajuste osmótico) para poder mantener un volumen celular y una turgencia, es decir, necesita mantener una actividad fisiológica eficiente para poder enfrentarse a la disminución del potencial hídrico que se presenta en las hojas, situación que conlleva a la planta a crear una resistencia puesto que su razón de ser es, precisamente vivir y reproducirse. (CUBERO, 2003).

La disponibilidad de agua y nutrientes son factores primordiales para que se presente un déficit hídrico, por lo que también se puede mencionar como fuentes directas de estrés osmótico a la sequía, la salinidad y la deshidratación por bajas temperaturas. Una posibilidad para incrementar la tolerancia a estreses abióticos como el estrés hídrico, es la manipulación genética de las plantas, pero se torna compleja, debido a que son numerosos los genes implicados en esta resistencia (CUBERO, 2003).

## **1.2. JUSTIFICACIÓN**

Por lo antes indicado, se hace necesario estudiar el comportamiento de las variedades comerciales de tomate introducidas de otras latitudes, cuyos genotipos

---

<sup>1</sup> Andrade C. y Ortega L. Proyecto de investigación “ESTUDIO Y SELECCIÓN DE HÍBRIDOS Y VARIEDADES DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.), TOLERANTES AL ESTRÉS HÍDRICO A PARTIR DE CULTIVARES INTRODUCIDOS EN LA PENÍNSULA DE SANTA ELENA” aprobado por UPSE- Junio 20 del 2013.

presentan características poco deseables para zonas semidesérticas como son la mayoría de los ambientes de la provincia de Santa Elena, donde en su gran parte se siembran hortalizas.

El presente estudio pretende someter a dichos materiales a diferentes soluciones osmorreguladoras (manitol) y observar su capacidad germinativa en respuesta a un estrés osmótico y aportar con los resultados al proyecto de investigación “ESTUDIO Y SELECCIÓN DE HÍBRIDOS Y VARIEDADES DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.), TOLERANTES AL ESTRÉS HÍDRICO A PARTIR DE CULTIVARES INTRODUCIDOS EN LA PENÍNSULA DE SANTA ELENA”, que se lleva a efecto el Centro de Investigaciones Agropecuarias de la Facultad de Ciencias Agrarias, con la finalidad de ofertar a los productores hortícolas, material genético de bajo costo, mejor calidad y adaptado a las condiciones agroproductivas de la provincia de Santa Elena.

### **1.3. OBJETIVOS**

#### **1.3.1. OBJETIVO GENERAL**

- Evaluar la capacidad germinativa del genotipo de tomate variedad FLORADADE (*Lycopersicon esculentum* Mill.) al estrés osmótico en diferentes fotoperiodos.

#### **1.3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Determinar la respuesta germinativa del genotipo de tomate variedad FLORADADE a distintas concentraciones de Manitol.
- Estimar el efecto de dos fotoperiodos diferentes en la germinación del genotipo en estudio.

#### **1.4. HIPÓTESIS**

El genotipo de tomate variedad FLORADADE es capaz de germinar en soluciones osmóticas con altas concentraciones y en diferentes fotoperiodos



## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. TOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.)

#### 2.1.1. ORIGEN

ANDERLINI (2006) argumenta que el tomate es una planta de la familia de las Solanáceas, el Comité Internacional de Nomenclatura Hortícola estableció como nombre científico del tomate el de *Solanum lycopersicum*, cuya especie básica se denominaba científicamente *S. lycopersicum* Mill. La forma primitiva del *S. Lycopersicum* es la variedad botánica cerasiforme (“tomate cereza”). El *S. lycopersicum* es una hortaliza nativa de América, se localiza en la región andina (sur de Colombia, al norte de Chile), originaria de la región de Perú-Ecuador, desde donde se difundió a toda la América tropical en épocas precolombinas, cultivada por los Aztecas e Incas desde el año 700 A.C. El tomate fue domesticado en México, posteriormente sus semillas fueron llevadas a España, difundidas en toda Europa y favorablemente aceptadas en los países mediterráneos. Luego españoles y portugueses llevaron el tomate a Oriente Medio y África, y de allí a otros países asiáticos, y de Europa también se difundió a Estados Unidos y Canadá.

#### 2.1.2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

ALDANA (2004) presenta la sistemática del tomate:

Reino	<i>Vegetal</i>
Clase	<i>Angiosperma</i>
Orden	<i>Tubiflorae</i>
Familia	<i>Solaneceae</i>
Genero	<i>Lycopersicon</i>
Especie	<i>esculentum</i> Mill
Nombre científico	<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill

### **2.1.3. CARACTERÍSTICAS DEL TOMATE**

VALVERDE (2008) menciona que la planta producida de semilla, presenta una raíz principal que crece unos 2,5 cm diarios hasta llegar a los 60 cm de profundidad, esta puede alcanzar una extensión de 1,5 m de diámetro por 1,5 m de profundidad. La longitud del tallo es de 50 cm en los cultivares enanos, y llega hasta los 2,5 m en los cultivares de crecimiento indeterminado, su superficie es angulosa, con pelos, cuya esencia confiere su aroma característico a la planta.

Sus flores poseen un pedúnculo corto, cáliz gamosépalo, las inflorescencias pueden tener desde 1 hasta 50 flores. El fruto es una baya de color, rojo, tiene un diámetro de 3 a 16 cm. La semilla tiene de 3 a 5 mm de diámetro, es redonda y color amarillento, la superficie está cubierta de vellosidades, pequeñas escamas y restos de las células externas del tegumento, en gran parte gelificadas al producirse la madurez del fruto.

### **2.1.4. REQUERIMIENTO HÍDRICO DE LA PLANTA**

DUBREUCQ *et al.* (2000) señalan que el recurso del agua es una condición fundamental para la germinación de las semillas por lo que establece la absorción y posterior activación de procesos metabólicos: como rehidratación, mecanismos de reparación de membranas, proteínas y ADN, crecimiento celular y aparición de la radícula.

### **2.1.5. IMPORTANCIA DEL CULTIVO**

FAO (2002) indica que el tomate, es la hortaliza más popular en todo el mundo y de alto costo económico, en 1 850 el tomate era ya un importante componente de la dieta en el mundo, éste representa el 30 % de la producción hortícola mundial. Su sustancial riqueza vitamínica, junto con su agradable sabor y color, promovió

su consumo. Llegó a ocupar el tercer lugar de mundial entre las hortalizas; así, es un ingrediente básico en las preparaciones de alimentos.

MAGAP (2008) manifiesta que en la serranía se ha producido el tomate riñón de mesa y en el litoral el tomate industrial para la elaboración de pasta. Existe una gran cantidad de variedades e híbridos que posibilitan la siembra de acuerdo a la demanda y en forma controlada; las zonas más óptimas para la producción son: Manabí (valle del río Portoviejo), península de Santa Elena, Balzar, Santa Isabel, Arenillas, Santa Rosa, Salcedo, Ambato, Pelileo, Guayabamba, Ibarra, Pimampiro, Azuay, Carchi, Chimborazo, Loja.

#### **2.1.6. ETAPAS FENOLÓGICAS**

Según CHAMARRO (2000), la fenología del cultivo está dividida en etapas que forman su ciclo de vida, siendo importante reconocer la fase en que se encuentra la planta por sus demandas nutricionales, necesidades hídricas, susceptibilidad o resistencia a patógenos. Las etapas del ciclo de vida del cultivo se describen así mismo:

##### **2.1.6.1. Etapa Inicial**

La etapa inicial comienza con la germinación de la semilla, se caracteriza por el rápido aumento en la materia seca, la planta invierte su energía en la síntesis de nuevos tejidos de absorción y fotosíntesis.

##### **2.1.6.2. Etapa vegetativa**

Esta etapa se inicia a partir de los 21 días después de la germinación y dura entre 25 a 30 días antes de la floración. Requiere de mayores cantidades de nutrientes para satisfacer las necesidades de las hojas y ramas en crecimiento y expansión.

### **2.1.6.3. Etapa reproductiva**

Se inicia a partir de la fructificación, dura entre 30 o 40 días, se caracteriza porque el crecimiento de la planta se detiene y los frutos extraen los nutrientes para su crecimiento y maduración.

### **2.1.7. SEMILLA**

BESNIER (2004) afirma que la semilla es una fase de vida de la planta, surge de los rudimentos seminales de la flor, una vez fecundada y madura, tiene como función dar origen a una nueva planta para poder multiplicar la especie a la que pertenece.

#### **2.1.7.1. Estructura de la semilla**

Según NUEZ (2005), la semilla del tomate tiene forma lenticular, con unas dimensiones de 5x4x2 mm y está constituida por el embrión, endospermo y la testa o cubierta seminal. El embrión está constituido por la yema apical, dos cotiledones, hipocotilo y radícula. El endospermo contiene los elementos nutritivos necesarios para el desarrollo inicial del embrión. La testa o cubierta seminal está constituida por un tejido duro e impermeable, recubierto de pelos que envuelve al embrión del endospermo.

### **2.1.8. GERMINACIÓN**

MATILLA (2003) define a la germinación como el conjunto de procesos metabólicos y morfogenéticos que tienen como resultado la transformación de un embrión en una plántula capaz de valerse por sí misma y transformarse en una planta fotosintéticamente competente. La germinación de una semilla es uno de los procesos más delicados por los que atraviesa el ciclo vital de una planta ya que de ella depende el desarrollo de la nueva generación.

### **2.1.9. PROCESO GERMINATIVO**

BEWLEY Y BLACK (1982) explican que en la germinación de la semilla de tomate se distinguen 3 etapas.

La primera dura 12 horas, se produce una rápida absorción de agua por la semilla, le sigue un período de reposo de unas 40 horas, durante el cual no se observa ningún cambio en la anatomía, ni en la actividad metabólica. Posteriormente la semilla comienza a absorber agua de nuevo, iniciándose la etapa de crecimiento asociado con la emergencia de la radícula. La duración de la semilla depende de una serie de factores como su almacenamiento y cuidado. Hay algunas que pueden estar almacenadas y se conservan, para ello se coloca en recipientes cerrados y con refrigeración; otras si son sometidos a este tratamiento morirían, puesto que no todas se pueden almacenar con la misma temperatura y humedad así que una mayor o menor vida en la semilla depende de las condiciones que se le den a cada una.

### **2.1.10. FACTORES QUE INFLUYEN DURANTE LA GERMINACIÓN**

LABOURIAU (2005) menciona que la germinación es un proceso fisiológico controlado por múltiples factores (temperatura, agua, presión parcial de oxígeno, luz), pudiendo examinarse para cada uno de ellos la homogeneidad fisiológica de las semillas (mínimo, óptimo y máximo). La germinación de semillas en determinadas condiciones las clasifica en dos conjuntos mutuamente excluyentes, las que germinan en esas condiciones y las que no lo hacen. En este sentido, se habla de una evaluación de la homogeneidad fisiológica de esas semillas. En muchos casos puede observarse heterogeneidad fisiológica causada por las diferencias en las condiciones ecológicas de maduración o en otros casos, por las condiciones ecológicas en el período de postmaduración de las semillas, causando un fenómeno de “dormición relativa”.

Según DONOSO (2010), entre los factores intrínsecos que regulan la germinación podemos mencionar: Limitaciones físicas de los tegumentos que actúan como barrera a la penetración de sustancias, la existencia de bloqueos metabólicos, presencia de inhibidores, la viabilidad y la longevidad, sobre los dos últimos factores señale:

#### **2.1.10.1. Viabilidad**

SUÁREZ & MELGAREJO (2008) explican que la viabilidad de la semilla se refiere a su capacidad de germinar y generar una plántula normal, mientras que desde la perspectiva fisiología se refiere a si la semilla contiene o no algún tejido con actividad metabólica, si posee reservas energéticas y enzimas para el funcionamiento de las células de la planta.

#### **2.1.10.2. Longevidad**

PÉREZ-GARCÍA & PITA (2001), manifiesta que la longevidad el tiempo que las semillas pueden permanecer viables. Según este atributo se puede agrupar las semillas en tres tipos: semillas macrobióticas, mesobióticas y microbióticas.

- Las macrobióticas pueden germinar después de decenas o centenas de años. Se da en semillas con cubierta seminal dura como las leguminosas (*Nelumbo nucífera* encontradas en Manchuria y con una antigüedad calculada en 250 a 400 años).
- Las mesobióticas, son las más frecuentes, tienen una longevidad entre 3 y 15 años (es el caso de la mayoría de los cereales).
- Las semillas microbióticas no sobreviven más que algunos días o meses (*Acer saccharinum*, *Salix japonica*, pierden su viabilidad en una semana o *Ulmus campestris* y *Ulmus americana* que permanecen viables durante 6 meses).

BARCELÓ *et al.* (2002) consideran que entre los factores extrínsecos consideramos el agua, el dióxido de carbono, el oxígeno, la temperatura y la luz. Para cada especie, existe un rango dentro del cual varía de acuerdo a los límites en que se puede dar la germinación; y un óptimo que es el punto o valor donde se observa el mayor porcentaje de germinación.

### **2.1.10.3. Agua**

BARCELÓ *et al.* (2002) aseguran que la magnitud de la fase de imbibición está determinada por tres factores: la composición química de la semilla, las semillas ricas en proteína absorben gran cantidad de agua, mientras que las oleaginosas absorben menos. La permeabilidad de la cubierta seminal y la disponibilidad de agua en el medio ambiente. La entrada de agua en el interior de las semillas da lugar a una dispersión de los coloides, necesaria para la vuelta a la vida activa, rehidrata las reservas alimenticias que solo pueden transformarse en sustancias asequibles al embrión en presencia de agua.

Los sistemas enzimáticos responsables de la hidrólisis de las sustancias de reservas sólo se activan en presencia de agua. La entrada de agua al interior de la semilla se debe únicamente a una diferencia de potencial hídrico entre la semilla. Este potencial hídrico es mucho más bajo en las semillas secas y maduras que en el medio ambiente en condiciones normales. Esta diferencia crea lo que se llama una presión de imbibición.

NUÑO (2007) menciona que para la planta de tomate la humedad del suelo no debe ser menor a 70 – 80 % de la capacidad del campo, el incremento o la poca humedad no es aconsejable especialmente para los frutos puesto que la calidad de los mismos se ve afectada. Con excesiva humedad los frutos pueden llegar a rajarse, dando así una mala calidad de sabor del fruto, además las plantas se vuelven sensibles al ataque de enfermedades. Con poca humedad el fruto del tomate no se desarrolla adecuadamente y su tamaño es pequeño.

#### **2.1.10.4. Temperatura**

Para PÉREZ (2003), las semillas sólo germinan dentro de un cierto rango de temperatura. El óptimo oscila entre 22 y 30 °C. El límite inferior está alrededor de 0 °C (ej. *Trifolium repens* y *Fagus silvática*, además de las especies andinas que germinan con temperaturas próximas a 0 °C. El límite máximo se halla entre 40 y 50 °C (*Cucumis sativus* germina a 48 °C). Otras semillas requieren alternancia periódica de temperatura como ocurre en *Rumex crispus*, *Cynodon dactylon*, *Nicotiana tabacum*, *Poa trivialis*, *Eryngium horridum*, etc.) , para las plantas de tomate entre 20 – 25 °C.

#### **2.1.10.5 Luz**

Según NUÑO (2007), el requerimiento de luz no es general, hay semillas que germinan bien con luz u oscuridad (ejemplo los cereales). Las que requieren luz se llaman “semillas fotoblásticas”. En los casos que la luz regula la respuesta, si la acción es promotora se llaman “fotoblásticas positivas” y si la acción es inhibidora es “fotoblásticas negativas”.

De la luz interesa la intensidad, duración y composición, condiciones que son específicas de cada especie. Se sabe que está involucrado el sistema del fitocromo y de alta energía, en las fotorepuestas de las semillas.

Existen varias hipótesis acerca de las consecuencias de la estimulación por la luz, en la germinación:

- a) La activación del metabolismo de los lípidos
- b) El control de la respiración.
- c) La activación genética y la consiguiente síntesis de enzimas
- d) La síntesis de giberelinas.
- e) Los cambios en la permeabilidad de las membranas.



De todo esto el de la síntesis de giberelinas es el que mejor se ha estudiado y se conoce. La aplicación del ácido giberélico en algunas semillas fotoblásticas suple la necesidad de luz para la germinación. Algunos estudios indican que la síntesis de giberelinas está involucrada de alguna manera en el fotocontrol de la germinación, aun cuando aquella no sea el efecto directo del estímulo luminoso.

Para NUEZ (2005), el tomate es un cultivo insensible al fotoperiodo, hoy en día los genotipos están mejorados para soportar periodos largos de oscuridad sin ningún problema.

#### **2.1.10.6. Vigor de la semilla**

PÉREZ-GARCÍA & PITA (2001) aseguran que el vigor de las semillas es la suma de aquellas propiedades que determinan la actividad de las semillas durante la germinación y la emergencia de plántulas. Las semillas con buen comportamiento serán denominadas de “alto vigor”, las de conducta pobre, serán llamadas de “bajo vigor”.

Integrated taxonomic information System of North América. (2003) considera que el vigor de las semillas comprende todas aquellas propiedades que determinan su potencialidad para una emergencia rápida y uniforme, y para el desarrollo de plántulas normales bajo una amplia gama de condiciones.

## **2.2. ESTRÉS EN LAS PLANTAS**

BRAY (2000) explica que las plantas están expuestas a una gran cantidad de estreses ambientales:

- **Estreses abióticos**
  - a) Frío
  - b) Calor
  - c) Sequía
  - d) Radiación (Alta intensidad de luz ultravioleta y luz visible)
  - e) Contaminación y Químicos (metales pesados, químicos, aerosoles)
  - f) Estrés oxidativo
  - g) Ausencia de nutrientes en el suelo
  
- **Estreses bióticos**
  - a) Patógenos (Virus, bacterias y hongos)
  - b) Insectos
  - c) Herbívoros
  - d) Roedores

Los estreses abióticos y bióticos afectan el desarrollo y crecimiento de la planta, en condiciones extremas llegan a representar la primera causa de pérdida de cultivos y cosechas por más del 50 % a nivel mundial.

LEVITT (2008) definió que el estrés biológico es un conjunto de alteraciones que ocurren en el medio ambiente, que pueden influir en el desarrollo normal de la planta. MAROTO (2000) lo define como la respuesta de las plantas a los factores ambientales adversos (salinidad, heladas, sequía) y los mecanismos que utilizan para contrarrestarlos

BOHNERT Y JENSEN (2006) aseguran que las plantas continuamente se encuentran sometidas a condiciones ambientales cambiantes, lo que trae como consecuencia una serie de estímulos denominados estresores, que van a influenciar el desarrollo y crecimiento normal de las plantas.

Según SESE Y TOBITA (1998), los estresores pueden ser de origen biótico (acción de organismos vivos) o abiótico (condiciones ambientales como temperaturas altas o bajas, salinidad excesiva, escasez de agua, cambios en la intensidad de la luz y carencia de nutrientes).

MANO (2002) indica que el crecimiento, desarrollo, aumento de biomasa y la productividad dependen de la capacidad del metabolismo y la fisiología de la planta para adaptarse y aclimatarse a las condiciones ambientales adversas. Estos ambientes pueden causar estrés a la planta. La información se transmite internamente mediante un sistema de señales. Si las condiciones ambientales se vuelven desfavorables, la planta reprime las respuestas de crecimiento y presenta mecanismos de defensa y protección para asegurar su supervivencia bajo estas condiciones.

DOMINGUEZ *et al.* (2014) afirman que la biomasa fresca del hipocótilo y de radícula se reduce significativamente con el aumento del estrés hídrico en todos los genotipos estudiados, presentando menor peso de masa fresca cuando se usaron concentración de 20 % de PG (polietilen glicol), situación que según el autor puede deberse a la disminución del crecimiento y a la descompensación de agua que se ponen de manifiesto como consecuencia del estrés. Describe el ejemplo de un estrés abiótico que desencadena una respuesta multifactorial en las plantas, la salinidad excesiva del suelo que provoca estrés oxidativo dado por el aumento de EROs (como peróxido de hidrógeno y el ión superóxido), inhibe el crecimiento de las plantas por alteraciones del equilibrio hídrico producido por el efecto osmótico de la sal sobre la disponibilidad de agua en el suelo, el efecto tóxico sobre la fotosíntesis por la acumulación de iones salinos en tejidos foliares, y el desequilibrio nutricional debido a las interferencias de los iones salinos con la absorción de elementos nutritivos esenciales como el  $K^+$  o el  $Ca^{2+}$ .

### **2.2.1. FASES DE RESPUESTA DE LAS PLANTAS AL ESTRÉS**

AZCÓN (2008) indica que los ciclos de estrés/respuesta son circunstancias que se dan de forma habitual a lo largo de la vida de las plantas. El estrés es relativo, por lo que una establecida situación medioambiental puede resultar estresante para una especie y no para otras.

Existen varias fases de respuesta de una planta bajo estrés que son:

#### **2.2.1.1. Alarma**

Según TALÓN (2008), la fase de alarma es el efecto inmediato, de carácter perjudicial. Esto ocurre en un lapso de segundos a días; a la presencia del estrés, las plantas reaccionan haciendo lento o deteniendo sus funciones básicas y reduciendo su vigor. Esta reacción está relacionada con la activación de los mecanismos que presenta frente al estrés. Las plantas que no poseen mecanismos adecuados de defensa o de respuesta frente al estrés experimentan daños irreversibles y mueren.

#### **2.2.1.2. Aclimatación**

AZCÓN (2008) manifiesta que es el ajuste morfológico y fisiológico realizado por la planta para compensar el mal funcionamiento de la misma después de la exposición al estrés. Ocurre en un periodo de días a semanas. La activación de los mecanismos defensivos o de respuesta, conduce al ajuste del metabolismo celular a las nuevas condiciones, a la activación de los procesos de reparación de la maquinaria celular dañada y a la expresión de las adaptaciones morfológicas.

### **2.2.1.3. Adaptación**

LAMBERS (1998) indica que es la respuesta progresiva que se tiene como producto de cambios genéticos en las poblaciones, llevando a una compensación morfológica y fisiológica. Sucede en un orden temporal mucho mayor que la aclimatación y después de muchas generaciones.

### **2.2.2. MECANISMO GENERALES DE RESPUESTA A ESTRÉS**

COLL (2009) dice que la respuesta al estrés puede ser por diferentes tipos, algunos son de un estrés específico, mientras que los otros son generales, entre los cuales tenemos:

- La síntesis y acumulación de compuestos osmoprotectores que actúan restaurando el potencial hídrico o bien como protectores de la membrana y macromoléculas.
- Síntesis de metabolitos secundarios protectores como los fenilpropanoides.
- Las alteraciones en el desarrollo de las plantas normalmente se puede apreciar un menor desarrollo vegetativo, así como una reducción del número de estructuras reproductivas que aceleran su desarrollo para asegurar la siguiente generación.
- Además de participar en la percepción de la señal, provoca cambios de la actividad hormonal, modificando los niveles hormonales puede incrementar la resistencia al estrés.

### **2.2.3. HORMONAS QUE PARTICIPAN EN LOS ESTRESSES.**

Según TOUMI (2010), la naturaleza de las plantas, ha mostrado que son capaces de desarrollar distintos mecanismos de respuesta frente a todos los cambios externos, bien sean favorables o adversas. La fase del desarrollo vegetal está

ajustada por diferentes sustancias químicas: reguladores de crecimiento, hormonas vegetales que actúan promoviendo una serie de respuestas frente al estrés.

Para LLUNA (2006), las hormonas vegetales son sustancias orgánicas que se encuentran en bajas concentraciones, sintetizándose en diferentes partes de la planta, que es donde ejercen sus efectos reguladores. Entre los compuestos con actividad hormonal que están implicados de forma más directa con las respuestas de las plantas frente al estrés están los ácidos abscísico, jasmónico, salicílico

#### **2.2.3.1. Ácido abscísico**

MOLINA (2000) comenta que el ácido abscísico (ABA) es un regulador importantes para el proceso de las plantas, como es el desarrollo de la semilla, donde aumenta la tolerancia a la deshidratación, induce a la dormancia y regula la transición del estado embrionario al crecimiento vegetativo. El ABA también es un mediador esencial de las respuestas de las plantas a los estreses ambientales. Se encuentra en todas las plantas superiores y en todos los tejidos vegetales.

Según ROJAS (2006), el ABA en condiciones de estrés por sequía se desarrolla, concentrándose principalmente en la raíz y trasladándose a las hojas, el potencial osmótico aumenta y en unión con una enzima que debilita la pared celular, facilitando la hidratación; estos efectos ayudan que haya una mejor turgencia celular; también existen plantas mutantes que no contienen ABA y se observa que estas no cierran sus estomas en ambientes de estrés por sequía, es el caso del tomate "flacca". En cultivos de maíz con concentraciones altas de ABA no se encontró daños celular después de siete días de sequía, pero en concentraciones bajas de ABA sí causó rompimiento de los cloroplastos.

### **2.2.3.2. Ácido jasmónico**

FARMER *et al.* (2003) manifiesta que el ácido jasmónico (JA) participa como molécula señalizadora de las respuesta de las plantas frente a el estrés abiótico (osmótico e hídrico) y está involucrado en diversos procesos de desarrollo (crecimiento de la raíz, tuberización, maduración de frutos y desarrollo de polen.

### **2.2.3.3. Ácido salicílico**

Según VLOT *et al.* (2009), el ácido salicílico (SA) está implicado en procesos como la germinación de las semillas, el crecimiento celular, la respiración, el cierre estomático, respuesta a estrés abiótico y ayuda que la planta guarde calor. Además juega un papel importante en la resistencia a patógeno mediante el estímulo de la síntesis de proteínas implicadas en la resistencia., El efecto del AS en el metabolismo de la planta puede ser de forma indirecta por lo que altera la síntesis de otras hormonas. La acción secuencial de las tres fitohormonas es fundamental en la señalización de las respuestas fisiológicas

### **2.2.4. ESTRÉS OSMÓTICO**

ZHU (2002) manifiesta que el estrés osmótico es provocado por el bajo potencial hídrico, este reduce los rendimientos de diferentes cultivos, induciendo que el nivel de ABA se incremente, provocando que haya un cierre estomático y un ajuste osmótico.

RODRÍGUEZ (2006) explica que las condiciones de salinidad y sequía en los suelos son las causas más frecuente de estrés en los cultivos, ya que estos generan pérdidas monetarias en la agricultura mundial. Estos dos factores abióticos (la sequía, salinidad) conllevan directamente al estrés osmótico, este impide el crecimiento y genera un trastorno a nivel metabólico. El estudio de los mecanismos bioquímicos y fisiológicos implicados en la osmorregulación ante

estrés osmótico permite realizar nuevas destrezas para el manejo y mejoramiento de los cultivos en condiciones de estrés hídrico y salino.

Según VERSLUES *et al.* (2006), el estrés por sequía y salinidad son medios que conducen a la deshidratación celular, causando estrés osmótico que a su vez restringe la absorción del agua. Las respuestas a estos estreses son similares excepto por el componente iónico y que genera cambios en los procesos hormonales.

HADIARTO Y TRAN (2011) aseguran que la adaptación al estrés osmótico es un proceso complicado, en este se presentan cambios como: disminución de crecimiento de la planta, cambios en la expresión de genes, aumento en los niveles de ABA, aumento en los niveles de antioxidantes y ajuste en el transporte iónico.

BENÍTEZ (2005) indica que existen factores que conducen a los cultivos a un déficit hídrico (temperatura, insolación, salinidad), restringiendo el crecimiento y la productividad vegetal. La sequía, la salinidad y la deshidratación por bajas temperaturas establecen un medio directo del estrés osmótico, así también la congelación y la falta de oxígeno, intervienen indirectamente a que se presente el estrés osmótico, porque influyen en la captación y la pérdida de agua.

#### **2.2.4.1. Potencial osmótico**

Para URIBE (2010), el potencial osmótico, representa la disminución de la capacidad de movimiento del agua debido a la presencia de solutos. A medida que la concentración de solutos aumenta, el potencial hídrico se hace más negativo y por consecuencia habrá una baja disponibilidad de nutrientes.

LAYNEZ *et al.* (2008) concluyen que al analizar sus resultados en la germinación, la interacción potencial osmótico/cultivar de maíz, mostro una



disminución en comparación con el testigo en lo que respecta al potencial osmótico.

MADUEÑO *et al.* (2006) indica que el efecto presentado en la longitud de la radícula por el potencial osmótico en cada uno de los tratamientos fue similar en concentraciones bajas evaluadas, mientras que en las concentraciones altas se observó la inhibición severa de la elongación de la raíz.

LAYNEZ *et al.* (2008) manifiesta que en estudio realizado sobre la longitud de la radícula por efecto del potencial osmótico evidencio que la radícula presento mayor longitud en el testigo y en concentraciones más altas menor crecimiento de radícula.

#### **2.2.4.2. Potencial hídrico**

PEÑA *et al* (2002) menciona que el potencial hídrico es la cantidad de agua que se encuentra en una planta, pero no permite establecer los intercambios entre las distintas partes de una planta, ni entre el suelo y la planta. El agua, en estado líquido se encuentra moléculas en constante movimiento, la movilidad de estas dependerá de su energía libre, sin embargo la presencia de otras soluciones altera la fluidez del agua, estas moléculas se moverán desde lugares con poca concentración de solutos a lugares con mayor concentración de soluto

DOMINGUEZ *et al.* (2014) analizó el crecimiento del desarrollo del hipocótilo, notando un crecimiento a partir del cuarto día en todos los genotipos estudiados. Así mismo al analizar la longitud de la radícula comprobó, que el crecimiento fue afectado al exponerlo a condiciones más altas de sequía experimental.

MALDONADO *et al.* (2002), mencionan que al utilizar bajos niveles de potenciales hídricos, causando una reducción significativa del número total de semillas germinadas a partir de potenciales menores a  $-0,5$  MPA (potencial hídrico), esta situación ocasionó un retraso en la germinación.

LAYNEZ *et al.* (2008) explican que existen diferentes métodos que permiten estudiar los estreses hídrico, una manera rápida, no costosa y sin requerir equipos especializados, puede ser el uso de productos osmorreguladores tales como: manitol, glucosa y polietilen glicol, ya que estos van a permitir que la semilla germine mediante la absorción de agua, influenciada por la alta presión osmótica.

#### **2.2.5. OSMOLITOS**

MULET (2011) describe a los osmolitos como moléculas pequeñas, que tienen la capacidad de retener agua. Entre los osmolitos hay una variedad química en los cuales podemos encontrar iones (potasio), proteínas, azúcares (sacarosa o la trehalosa), polialcoholes (glicerol o el sorbitol o aminoácidos) y moléculas derivadas de estos como la glicina-betaína.

YANCEY (2001) indica que los osmolitos son solutos, utilizados por las células de organismos y tejidos para mantener el volumen celular. Estas soluciones son aminoácidos, azúcares, metilaminas, compuestos metilsulfonados y úrea. A excepción de la úrea, esta es llamada "solutos compatibles", recalca la falta de efectos perturbadores sobre macromoléculas celulares; No obstante, estas características no siempre pueden existir, por tres razones:

- a) Algunos de estos solutos pueden tener protección singular en funciones metabólicas.
- b) Estos solutos estabilizan las macromoléculas y contrarrestan perturbaciones.

- c) La estabilización de solutos parece ser utilizada en la naturaleza sólo para contrarrestar perturbaciones de macromoléculas.

YANCEY (2005) comenta que en algunos casos, los osmolitos pueden ser compatibles, es decir, no alteran las estructuras de proteínas, pero también pueden actuar como antioxidantes. Es un estudio, se ha encontrado que el manitol, es utilizado por muchas plantas para la retención de agua, también puede eliminar los radicales libres generados durante la sequía y el frío.

MADUEÑO (2006) menciona que la emergencia de la semilla en manitol puede causar una tolerancia al estrés osmótico en semillas y plántulas, el rendimiento se podría comprobar con estudios realizados en plantas adultas.

APARECIDA Y ZAMBILLO (2003) nos indican que el manitol retrasa la germinación, por lo que es una solución osmótica que no permite la absorción del agua y alarga la duración de la fase de latencia.

### **3. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1. UBICACIÓN Y DESCRIPCIÓN DEL LUGAR DEL EXPERIMENTO**

El experimento se realizó bajo condiciones controladas en el Laboratorio del Centro de Investigaciones Agropecuarias (CIAP), perteneciente a la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Estatal Península de Santa Elena, en el cantón La Libertad, provincia de Santa Elena. Sus coordenadas geográficas latitud sur 2°13 '57.23" y longitud oeste 80° 52' 35.70" y una altitud de 25 msnm,

#### **3.2. MATERIALES Y EQUIPOS**

##### **3.2.1. MATERIALES Y REACTIVOS DEL LABORATORIO**

- Agitador de vidrio
- Agua destilada
- Cajas Petri 15 ml
- Cinta parafina
- Espátula
- Guantes de látex
- Lupa
- Manitol
- Marcador permanente
- Papel aluminio
- Papel filtro cualitativo
- Papel toalla
- Pinzas
- Vaso de precipitación de 100 ml

### 3.2.2. EQUIPOS

- Balanza analítica digital
- Calibrador vernier
- Cámara de crecimiento
- Cámara fotográfica
- Computadora portátil
- Estéreo microscopio
- Estufa
- Pipeta automática
- Termómetro infrarrojo

### 3.3. MATERIAL GENÉTICO

La variedad certificada de tomate, nombre comercial Floradade, cuyas características son:

- frutos de buen tamaño, redondos con un peso promedio de 260 - 300 gr, pulpa rojo y consistente.
- Resistente a enfermedades como: *Verticillium*, *Fusarium 0-1*, *Stemphylium*.
- Forma de Siembra: Sembrar en semillero y trasplantar con 5 - 6 hojas y 15 cm de altura.
- Tipo de Suelo: Requiere de tierra fértil y bien abonado.
- Densidad de Siembra: 1,2 m entre hilera y 0,3 m 3ntre fila.
- Floradade es una variedad muy apreciada por su buena adaptación a los diferentes tipos de climas.
- Cosecha a partir de 75 días después de la siembra.

### 3.4. OSMOLITO

En calidad de osmolito se utilizó manitol, el cual cumple la función de elevar la osmolaridad del líquido tubular, impidiendo la reabsorción de agua y electrolitos. A continuación, sus propiedades:

**Cuadro 1. Propiedades físicas del Manitol**

Estado de agregación	Solido
Apariencia	Es un polvo cristalino blanco e inodoro, o gránulos
Densidad	1,52 g/l
Masa molar	182,172 g/mol
Punto de fusión	165 y 169 <sup>a</sup> C

### 3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL

Se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) en arreglo factorial 6 x 2, que consiste en 6 concentraciones y 2 fotoperiodos con un total de 12 tratamientos y serán consideradas 2 repeticiones. En la **Cuadro 2** se detalle la distribución de los grados libertad.

**Cuadro 2. Distribución de los Grados de libertad**

DCA con arreglo factorial	
Fuente de variación	Grados de libertad
Tratamientos	11
Factor A	5
Factor B	1
Interacción A x B	5
Error	12
Total	23

### 3.6. TRATAMIENTOS

Los tratamientos estudiados fueron 12; consistieron en 6 concentraciones de manitol (0, 125 y 175, 225, 275, 325 mM) y dos fotoperiodos (16 horas luz/8 oscuridad y 24 horas de oscuridad). Se describen en el **Cuadro 3**.

**Cuadro 3. Descripción de los tratamientos**

<b>Simbología de tratamientos</b>	<b>Concentraciones de manitol</b>	<b>Fotoperiodos horas luz/oscuridad</b>
C1H1	0 mM	16/8
C1H2	0 mM	0/24
C2H1	125 mM	16/8
C2H2	125 mM	0/24
C3H1	175 mM	16/8
C3H2	175 mM	0/24
C4H1	225 mM	16/8
C4H2	225 mM	0/24
C5H1	275 mM	16/8
C5H2	275mM	0/24
C6H1	325 mM	16/8
C6H2	325 mM	0/24

### 3.7. DELINEAMIENTO EXPERIMENTAL

Diseño experimental	DCA con arreglo factorial 6 x 2
Tratamientos (caja petri= unidad experimental)	12
Repeticiones	2
Total de unidades experimentales	24
N. de semillas por unidad experimental	20
N. de cajas por tratamiento	2
Total de semillas por tratamiento	40
total de semillas del experimento	480

### 3.8. MANEJO DEL EXPERIMENTO

Se utilizó como solución osmótica (manitol) en las concentraciones 0, 125, 175, 225, 275, 325mM. Se ubicaron 20 semillas por cada caja Petri, con una solución de 5,5 ml de acuerdo a la concentración correspondiente.

#### 3.8.1. FORMULACIÓN Y PREPARACIÓN DE SOLUCIONES OSMÓTICAS

##### 3.8.1.1. Cálculos de soluciones utilizadas

El volumen para la preparación de cada solución fue de 100 ml, para lo cual se consideró el peso molecular del manitol que corresponde a 182.172 g. Se utilizó la fórmula de molaridad  $M = \frac{g}{PM \times V(L)}$ , que adecuada al requerimiento del

cálculo queda como  $g = PM \times M \times V(L)$ , en donde:

g = gramos de la solución

PM = peso molecular

M = molaridad

V = volumen (litros)



Las soluciones fueron preparadas con las concentraciones 0, 125, 175, 225, 275, y 325 mM, a saber:

**Concentración: 125 mM**

Fórmula:

$$g = PM \times M \times V(L)$$
$$g = 182.172 \times 0.125 \times 0.10$$
$$2.27 \text{ g}$$

**Concentración: 175 mM**

$$g = 182.172 \times 0.175 \times 0.10$$
$$3.18 \text{ g}$$

**Concentración: 225 mM**

$$g = 182.172 \times 0.225 \times 0.10$$
$$4.09 \text{ g}$$

**Concentración: 275 mM**

$$g = 182.172 \times 0.275 \times 0.10$$
$$5.00 \text{ g}$$

**Concentración: 325 mM**

$$g = 182.172 \times 0.325 \times 0.10$$
$$5.92 \text{ g}$$

### **3.8.2. PROTOCOLO DE SIEMBRA**

1. Para mantener la asepsia en la ejecución del ensayo las cajas Petri se lavaron con detergente y agua corriente, con un posterior enjuague de suficiente agua destilada, eliminando todo residuo.
2. Las cajas Petri se esterilizaron en autoclave a una presión de 15 PSI por un periodo de 2 horas.
3. Para la identificación de cada uno de las unidades experimentales, las cajas Petri fueron rotuladas con la simbología de los tratamientos en la parte superior de las mismas.
4. Se diseñaron círculos de papel filtro colocando dos láminas en el interior de cada tratamiento, para mantener las condiciones de germinación necesaria en las cajas Petri.
5. Las soluciones de manitol fueron calculadas a partir de sus concentraciones y diluidas en 100 ml de agua destilada.
6. Finalmente se agregó 5,5 ml de cada una de las soluciones correspondientes a cada tratamiento, creando un medio adecuado que permita inducir la germinación de las semillas.

### **3.8.3. PREPARACIÓN DE SEMILLA DE TOMATE PARA LA SIEMBRA**

Se utilizó semillas certificadas de la variedad Floradade; éstas vienen cubiertas por un insecticida; se procedió a sumergir en agua destilada y efectuando movimientos circulares con la finalidad de suelten el exceso de pesticida; este procedimiento se lo realiza tres veces por 5 min.

#### **3.8.4. SIEMBRA DE SEMILLAS**

Las semillas de tomate fueron sembradas en cajas Petri previamente preparadas con papel filtro, pretendiendo retener humedad, la cantidad de solución y semillas correspondientes en cada tratamiento; finalmente se sellaron las unidades experimentales con cinta de parafina.

Una vez listos los tratamientos con sus repeticiones, se procedió a colocar en cámaras de crecimiento correspondientes a cada fotoperiodo (0/24 y 16/8), con una temperatura promedio de 24 °C.

### **3.9. VARIABLES EXPERIMENTALES**

#### **3.9.1. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN**

El porcentaje de germinación fue definido a 3, 6, 10, 13 y 15 días convirtiendo los datos en %, en función del número de semillas germinadas por día.

#### **3.9.2. LONGITUD DEL HIPOCÓTILO**

Para esta variable, se midió la longitud del hipocótilo en milímetros y se consideró desde el área basal del hipocótilo hasta el ápice, en los días 6, 10, 13 y 15.

#### **3.9.3. LONGITUD DE RADÍCULA**

Consiste en la longitud de la raíz primaria, midiéndola en milímetros desde la base hasta el ápice de la radícula, en los días 3, 6, 10, 13 y 15.

#### **3.9.4. PESO DE LA BIOMASA FRESCA**

El peso de la biomasa fresca se consideró en gramos, seleccionando al azar cinco plántulas germinadas; se pesaron en balanza analítica a los 15 días.

#### **3.9.5. PESO DE LA BIOMASA SECA**

El peso de la biomasa seca se presentó en gramos; se utilizaron las mismas plantas ya antes seleccionadas, envolviéndolas en papel aluminio y colocándolas en la estufa durante 90 minutos a 70°C para obtener su peso seco al día 15.

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

En el **Cuadro 4** se muestran las diferencias estadísticas de esta variable, en la interacción A x B (concentración x fotoperiodos) durante los días 3, 6, 10, 13 y 15 de la evaluación. Los resultados del ANDEVA revelan las diferencias al 1 % de probabilidades, únicamente al día 10.

**Cuadro 4. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la interacción de la variable de porcentaje de germinación a los días 3,6,10,13,15.**

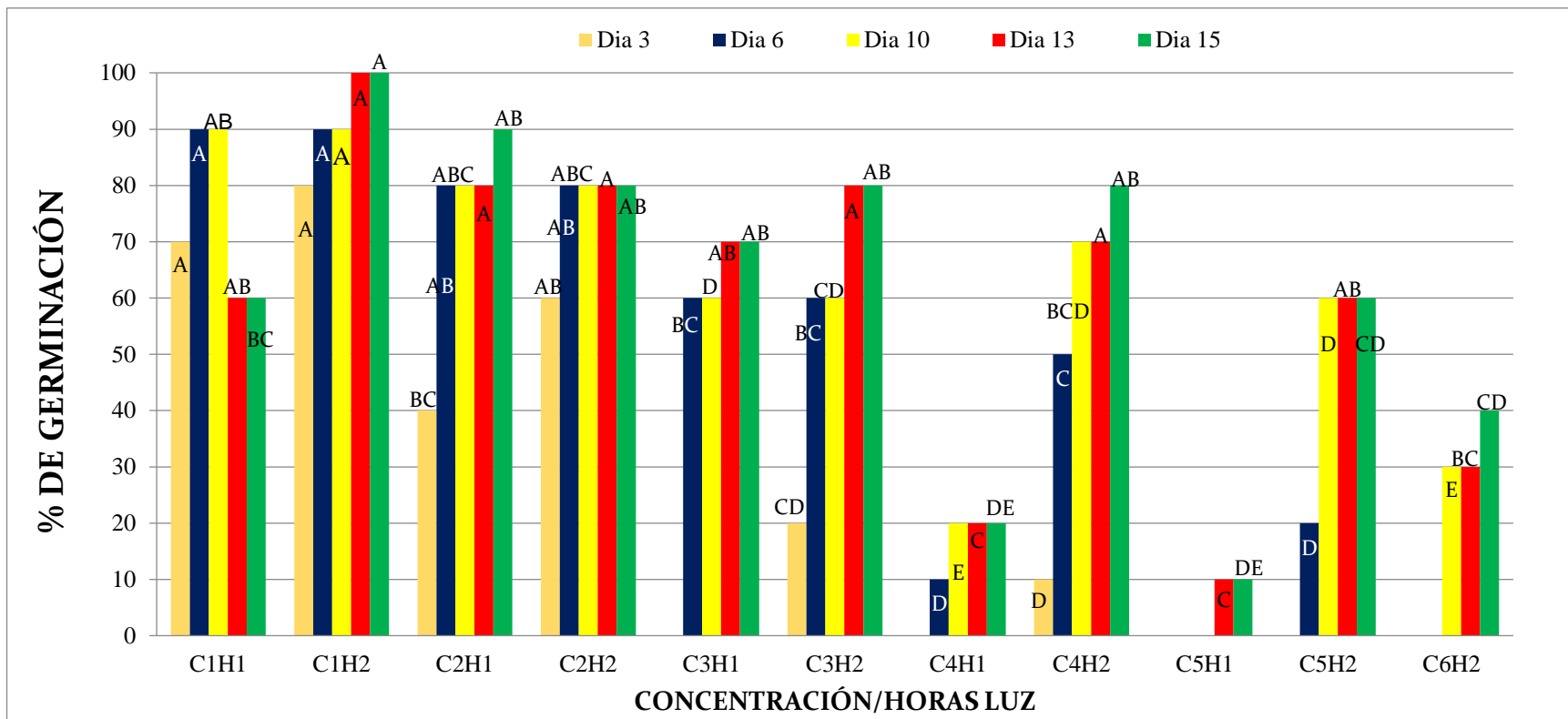
Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
día 3	5	0,63 ns	3.11	5.06
día 6	5	2,96 ns	3.11	5.06
día 10	5	9,85 **	3.11	5.06
día 13	5	1,59 ns	3.11	5.06
día 15	5	2,85 ns	3.11	5.06

En el **Gráfico 1** se puede verificar que los mayores porcentajes de germinación se dieron con las concentraciones de los testigos C1H1 y C1H2 y con los tratamientos C2H1 y C2H2 con valores entre 80 y 100 %, siendo los días 13 y 15. Mientras que con la concentración C3H1 y C3H2 se aprecia una disminución en la germinación, con un valor del 20 % en el día 3 para C3H2. La concentración

C4H1 solo alcanzó un 20 % de germinación al día 15, no así C4H2 que a partir del día 3 incrementó drásticamente la germinación, alcanzando un 80 % el día 15. Estos resultados guardan similitud con lo indicado por LAYNEZ-GARSABALL *et al.* (2008), quienes encontraron una disminución respecto al testigo por el bajo nivel del potencial osmótico.

Con la concentración C5H1 se aprecia una germinación del 10 % al día 13 y 15; al contrario C5H2 en el día 6 alcanza una germinación del 20 %, manteniéndose durante los días 10, 13 y 15 en 60 %. Por último, el tratamiento con la concentración más alta de manitol C6H2 alcanzó el 30 % al día 13, y al día 15 sube a 40 %. Estos resultados, coinciden con los de MALDONADO *et al.* (2002), quienes muestran que la disponibilidad de agua es una de las condiciones esenciales para la germinación de las semillas, ya que determinan la absorción y posterior activación de los procesos metabólicos.

En cuanto a los fotoperiodos, el citado gráfico indica que en todas las concentraciones y días evaluados los porcentajes más altos de germinación se presentan con H2, alcanzando el máximo al día 15; mientras que con el fotoperiodo H1 en todas las concentraciones durante los días evaluados, la germinación disminuyó significativamente, a excepción del tratamiento C2H1, donde el porcentaje de germinación llega al 90 %. Los resultados posiblemente se deben a que la semilla se desarrolla mejor cuando germina en total oscuridad, como lo afirma TAKAKI (2001), al resaltar que los requerimientos de luz no son necesarios para el proceso de germinación, por lo que clasifica a las semillas en tres grupos. En el grupo uno se incluye a las semillas fotoblásticas positivas; ellas germinan con presencia de luz. En el grupo dos están las fotoblásticas negativas, que sólo germinan en la oscuridad. En el grupo tres constan las semillas insensibles a la luz, que germinan sin importar bajo qué situación de luz u oscuridad se encuentren.



**Gráfico 1. Porcentaje de germinación a los días 3, 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos**

## 4.2. LONGITUD DEL HIPOCÓTILO

El **Cuadro 5** muestra diferencias estadísticas de esta variable en la interacción A x B, durante los días 6, 10, 13 y 15 de la evaluación. Los resultados revelan diferencias al 5 % de probabilidades, únicamente al día 6.

**Cuadro 5. ANDEVA de la interacción de la variable de longitud del hipocótilo a los días 6, 10, 13,15.**

Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
día 6	5	3,79 *	3.11	5.06
día 10	5	1,19 ns	3.11	5.06
día 13	5	1,94 ns	3.11	5.06
día 15	5	2,40 ns	3.11	5.06

Los resultados logrados en la variable longitud de hipocótilo se presentan en el **Gráfico 2**; los tratamientos de mayor longitud se dieron para la concentración C1H1 (testigo) al día 6, con un crecimiento de 39 mm. Estos resultados guardan semejanza con lo mencionado por DOMÍNGUEZ *et al.* (2014), quienes al analizar el crecimiento y desarrollo del hipocótilo encontraron que todas las plántulas presentaron hipocótilo a partir del cuarto día en pruebas con diferentes genotipos y con concentraciones de 0 % de osmorreguladores (testigo).

En el caso de las concentraciones C2H1-C2H2 y C3H1-C3H2, el hipocótilo presenta un crecimiento que fluctúa 10 a 25 mm, pero a partir de la concentración C4H1-H2 hasta C6H2 se nota que la longitud disminuye de 14,5 a 1,5 mm, especialmente para el fotoperiodo H1.



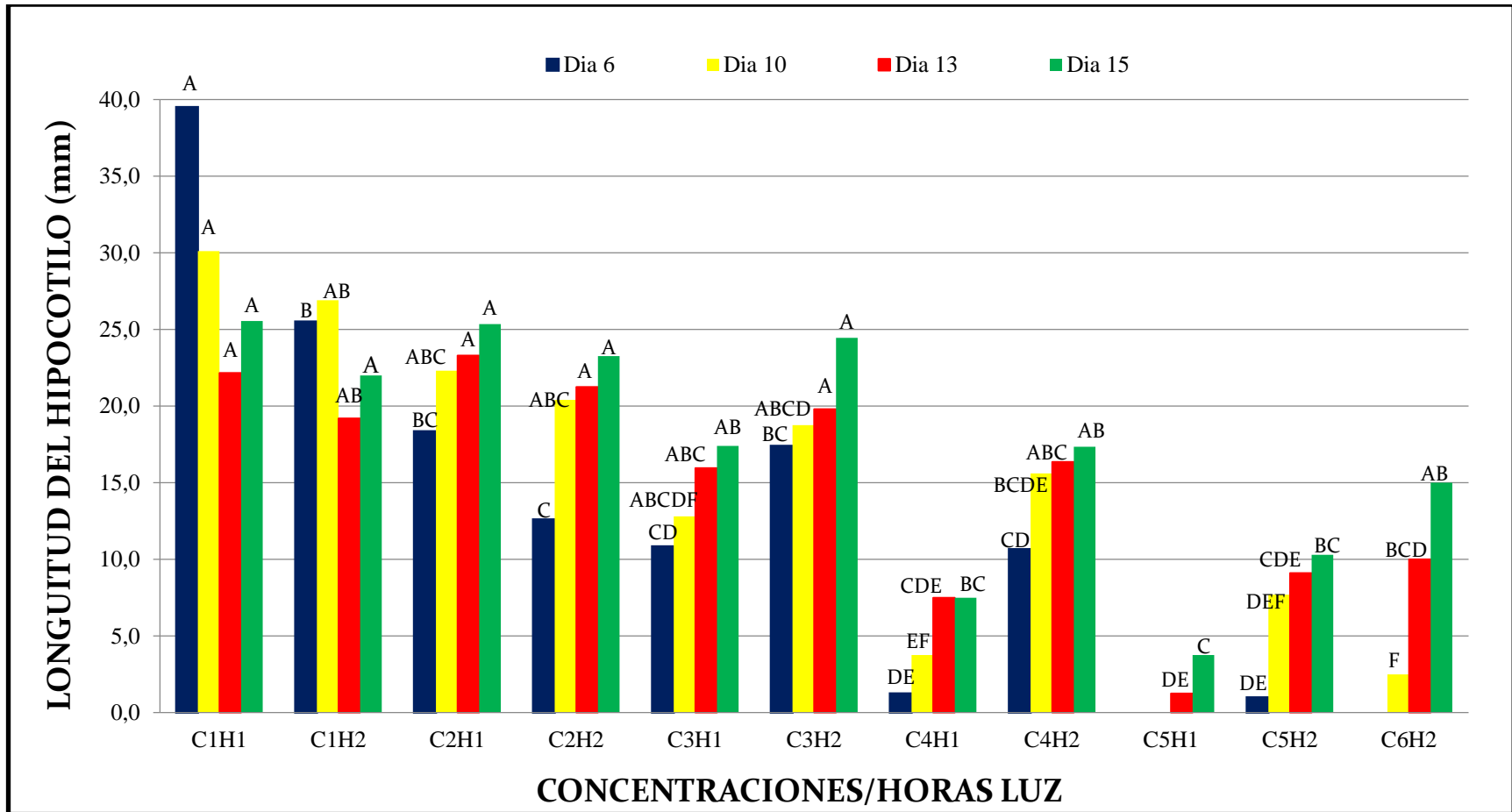


Gráfico 2. Longitud de hipocótilo (mm), a los días 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/horas luz.

El resultado antes citado encuentra relación con lo manifestado por DOMÍNGUEZ *et al.* (2014) sobre la longitud del hipocótilo, que ve afectado su crecimiento en todos los genotipos en estudio, bajo condiciones de sequía experimental, produciéndose un daño en el cultivo de campo de por lo menos un 20 % cuando fueron tratados con osmorreguladores.

### 4.3. LONGITUD DE RADÍCULA

El Cuadro 6 muestra diferencias estadísticas de la variable longitud de radícula en la interacción A x B, durante los días 3, 6, 10, 13 y 15. Los resultados revelan diferencias al 5 % de probabilidades, únicamente al día 6.

**Cuadro 6. ANDEVA de la interacción de la variable de Longitud de radícula a los días 3, 6, 10, 13, 15**

Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
día 3	5	0,78 ns	3.11	5.06
día 6	5	3,45 *	3.11	5.06
día 10	5	0,66 ns	3.11	5.06
día 13	5	0,43 ns	3.11	5.06
día 15	5	2,32 ns	3.11	5.06

Del **Gráfico 3** se desprende que los tratamientos de mayor longitud de radícula fueron C1H1 y C1H2 (testigos) en los días 13 y 15, con valores de 30 y 47 mm. Este resultado coincide con lo manifestado por LAYNEZ-GARSABALL *et al.* (2008), quienes probaron genotipos de maíz con bajo potencial osmótico y evidenciaron radículas más largas en el testigo. Similares efectos se pudieron observar en la concentración C2H1-C2H2, donde al día 15 se alcanza mayor crecimiento de la radícula con valores de 15 a 23 mm, respectivamente; en la concentración C3H1 la radícula disminuyó su tamaño a 8 mm, mientras que en C3H2, la radícula aumentó su tamaño a 19 mm en el día 15. MADUEÑO *et al.* (2006) comprobaron que en concentraciones más altas de potenciales osmóticos, disminuye el crecimiento de la radícula.

Situación similar se nota en las concentraciones más altas de C5H2 y C6H2, donde la radícula aumentó de 2 a 10 mm entre los días fijados para la evaluación. Lo ocurrido, posiblemente se deba a lo que menciona NUEZ (2005) en el sentido de que, a pesar de que el cultivo de tomate sea insensible al fotoperiodo, hoy en día los genotipos están mejorados para soportar períodos largos de oscuridad sin ningún problema.

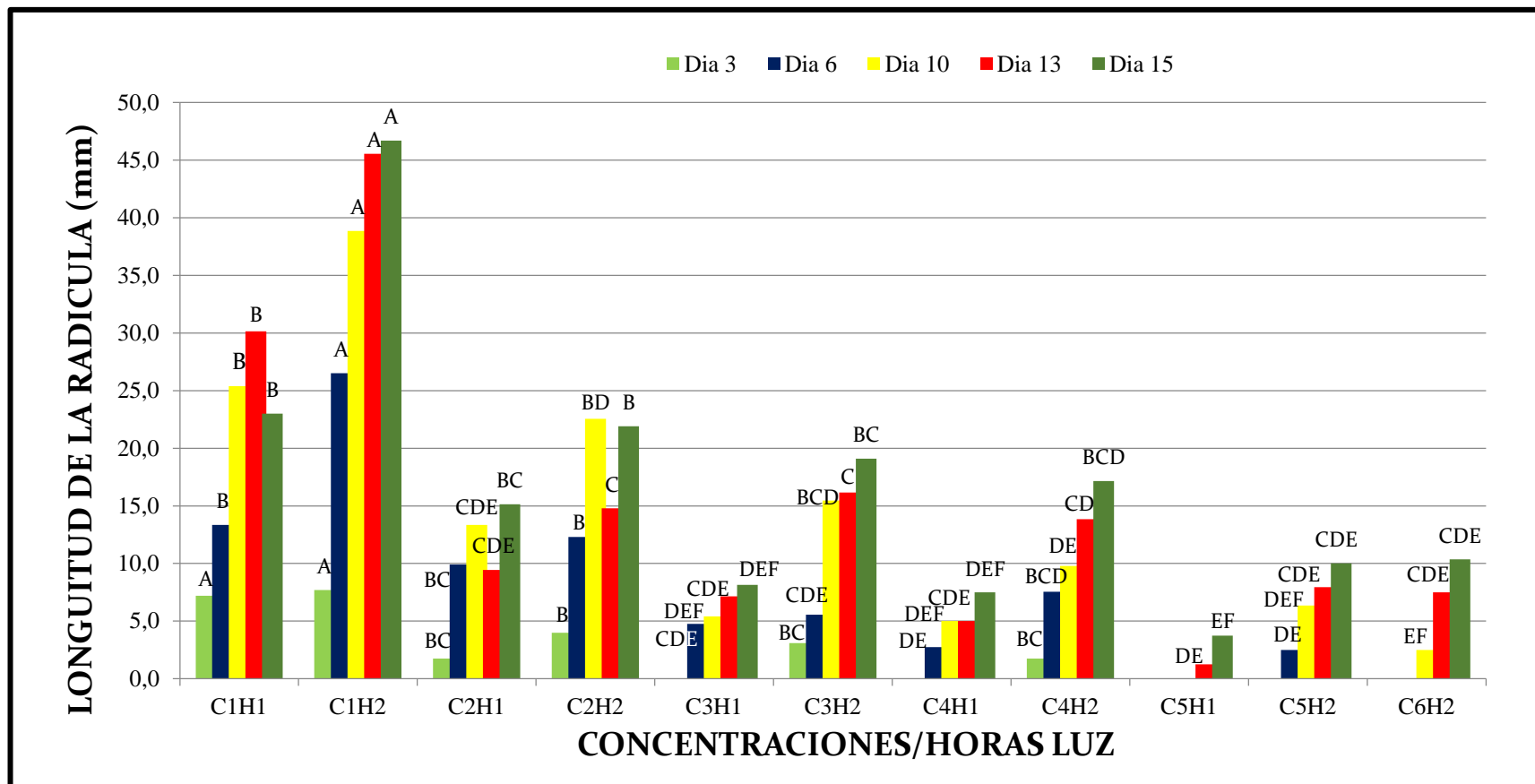


Gráfico 3. Longitud de radícula (mm), a los días 3, 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos.

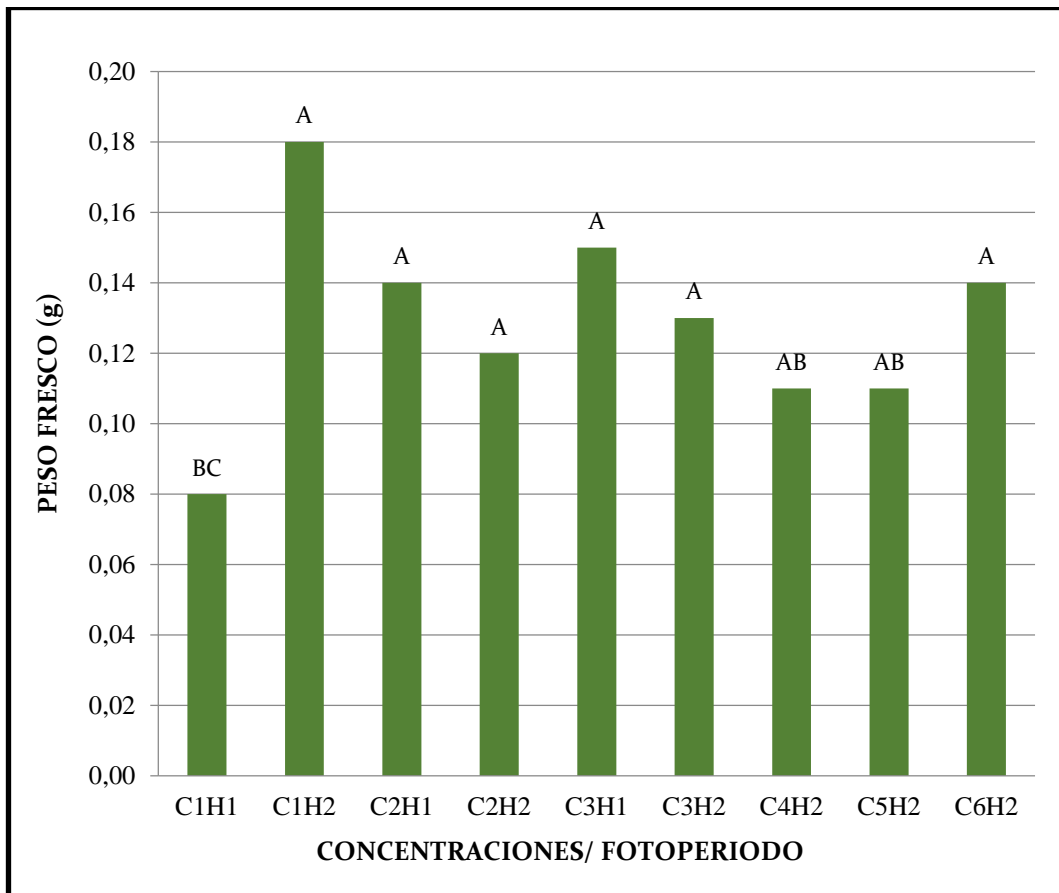
#### 4.4. PESO DE LA BIOMASA FRESCA

En el **Cuadro 7** se puede observar que existen diferencias estadísticas significativas al 5 y 1% de probabilidades para el factor A y B respectivamente, mientras que para la interacción A x B no existe tal diferencia.

**Cuadro 7. ANDEVA de biomasa fresca al día 15 de la evaluación**

F.V	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
A	5	3,12 *	3.11	5.06
B	1	13,35 **	4.75	9.33
A x B	5	1,34 ns	3.11	5.06
Error	12			

En el **Gráfico 4** se presentan los datos de peso fresco; los valores más altos son para C1H2 (testigo) con un valor de 0,18 g, mientras que para CIH1 los valores fueron estadísticamente iguales. Los tratamientos con las concentraciones C2H1-C2H2, C3H1-C3H2 y C6H2 presentaron disminución del peso fresco de biomasa, con valores de 0,12 a 0,14 g a los 15 días. Lo indicado concuerda con DOMÍNGUEZ *et al.* (2014), quienes afirman que la masa fresca del hipocótilo y la radícula disminuyen significativamente al aumentar el estrés hídrico provocado por una alta concentración de osmorreguladores.



**Gráfico 4. Peso fresco de la biomasa (g), al día 15.**

#### **4.5. PESO DE LA BIOMASA SECA**

En el **Cuadro 8** se puede observar que existen diferencias estadísticas significativas al 1% de probabilidades para el factor B, mientras que para la interacción A x B y factor A, no existe tal diferencia.

**Cuadro 8. ANDEVA de biomasa seca al día 15 de la evaluación**

F.V	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
A	5	0,66 ns	3.11	5.06
B	1	9,99 **	4.75	9.33
A x B	5	1,58 ns	3.11	5.06
Error	12			

Los resultados experimentales evidencian en el **Gráfico 5** que el peso más alto de biomasa seca fue para C1H2 (testigo) con un valor de 0,10 g; al contrario, para CIH1 la variable disminuyó a 0.05 g. Situación similar se muestra en los tratamientos con las concentraciones C2H2, C3H1 y C4H2, manteniendo un peso de 0,06 g. Resultados que concuerdan con TADEO Y GÓMEZ-CADENA (2008), en el sentido de que cuando los tratamientos se encuentran bajo un efecto osmótico, es decir el medio se encuentra con altos niveles de sales, provocan una disminución de disponibilidad del agua.

En las concentraciones C5H2 y C6H2 el peso fue de 0,08 y 0,10 g, respectivamente, notándose un ligero aumento en la biomasa seca. Posiblemente, estos efectos se deban al estrés que dichas semillas estuvieron sometidas y como consecuencia hubo un cambio en el metabolismo de las plántulas, causado por el aumento de las hormonas de crecimiento como ABA, JA y SA, provocando la tolerancia a la desecación.

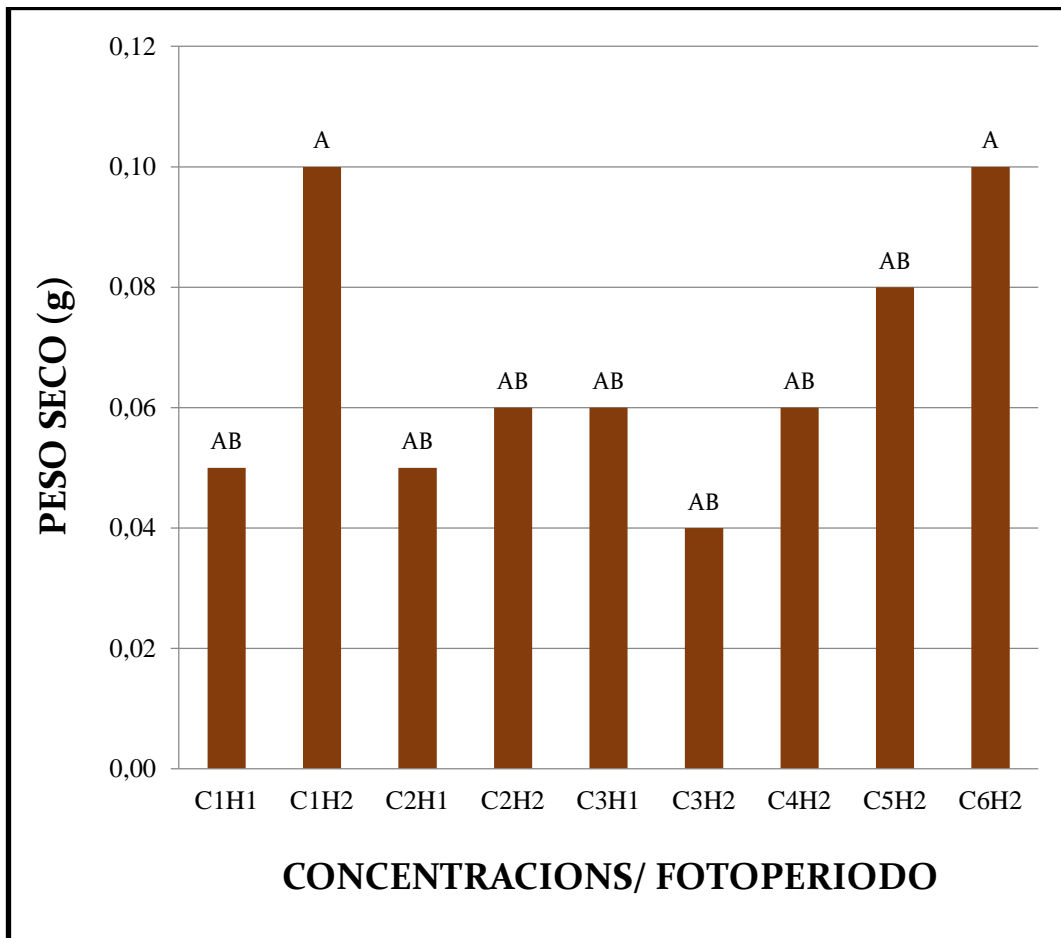


Gráfico 5. Peso seco de la biomasa (g), al día 15.



## **CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

### **CONCLUSIONES**

- La semilla certificada del genotipo de tomate Floradade conserva la capacidad germinativa bajo la concentración 325 mM de manitol en un 4 % al día 15.
- Los porcentajes más altos de germinación fueron estimulados por el fotoperiodo H2 (24 horas de oscuridad).
- La semilla de tomate con altas concentraciones de manitol entra en estado de latencia, impidiendo la germinación

### **RECOMENDACIONES**

- Utilizar a la variedad de tomate Floradade en otros estudios relacionados al estrés hídrico
- No considerar como una variable a la biomasa seca, debido a la pérdida del material genético a seleccionar.
- En estudios similares se recomienda únicamente tomar las variables longitud de radícula e hipocótilo, peso de biomasa fresca cuando la semilla presente su óptimo desarrollo en la germinación, para evitar un estrés adicional por manipuleo.
- Realizar investigaciones en semillas de tomate relacionadas a la latencia utilizando manitol.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALDANA-ALFONZO, H. M. 2004. Producción agrícola 2. 2ed. Bogotá. pp 303-308.

ANDERLINI, R. 2006. El cultivo de tomate. España. pp 19-29 .

APARECIDA, M. E. & ZAMBILLO, P.S. 2003. Germination of Senra occidentales. in seed different osmotic potential levels. Brazilian Archiv. Biol. Technol. 2:38-43.

AZCON-BIETO, J. 2008. Fundamentos d fisiología vegetal. Capítulo 29 Fisiología de las plantas y el estrés (2da edición).Interamericana- McGraw-Hill, Madrid, pp 577-597.

BARCELÓ, J., NICOLAS-RODRIGO, G., SABATER-GARCÍA, B. & SÁNCHEZ TAMÉS R. 2002. Fisiología Vegetal, pág. 527-541. 1ed. Pirámide.

BENÍTEZ, B. A. (2005). Avances recientes en biotecnología vegetal e ingeniería genética de plantas. España: Editorial Reverté. Retrieved from <http://www.ebrary.com>. Biblioteca virtual Universidad Estatal Península de Santa Elena. Consultado 12 Ene. 2015

BESNIER-ROMERO, F. 2004. BIOLOGIA Y TECNOLOGIA. Edición Mundi Prensa, Madrid.

BEWLEY, J.D. & M. BLACK.1982. Physiology and Biochemistry of seeds in relation to germination Vol II vizbility, Dormancy and enviromental control.-- Berlin.

BOHNERT, H. & JENSEN, R. 2006. Strategies for engineering water-stress tolerance in plants. *Trends Biotechnol.* 14: 89-96.

BRAY, E. 2000. Responses to abiotic stress. In: W. Gruissem, B. Buchanan and R. Jones (Eds.), *Biochemistry and Molecular Biology of Plants*, American Society of Plant Physiologists, Rockville, MD, pp. 1158–1249.

COLL, J. 2009. *Fisiología Vegetal*, 3ed. Pirámide. pp. 527-541.

CHAMARRO-LAPUERTA, J. 2000. Anatomía y Fisiología de la Planta. In *El cultivo del tomate*. Ediciones Mundi-Prensa.

CUBERO-IGNACIO, J. 2003. Las variedades resistentes a estreses abióticos in *Introducción a la mejora genética vegetal* 2da. Edición pp: 407-436

DOMINGUEZ, A., PEREZ, Y., SOSA, M., SOSA, D. & REA, R. (20014) Efecto del estrés hídrico sobre la germinación con genotipos de frijol común en condiciones experimentales de sequía. *Revista avanzada científica de CIGET-MATANZAS*.

DONOSO. 2010. Manejo Agronómico de Semillas Hortícolas. Tomate Riñón Tipo Daniela. (En línea). Consultado 10 de Junio 2013. Disponible en <http://www.hazera.co.il>.

DUBREUCQ, B., BERGER, N., VINCENT, E., BOISSON, M., CABOCHE, M. & LEPINIEC, L. 2000. The arabopsis AtEPR1 extensin – like gene is specifically expressed in endoperm during seed germination. *Plant journal* 23:643- 652.

FAO. 2002. FAOStat estadística databases, agricultura, cultivos primarios, tomate. Visto el 12 de junio del 2014. Disponible en: <http://faostat.fao.org>.

FAO. 2008. Production Yearbook 1995, vol. 48. Visto el 12 de junio del 2014  
Disponible en: <http://faostat.fao.org>.

FAO. 2012. FAOStat estadística databases, agricultura, consultado el 12 de junio del 2014 Disponible en: <http://faostat.fao.org>.

FARMER, E.E., ALMERAS, E. & KRISHNAMURTHY, V. 2003. Jasmonates and related oxylipins in plant responses. *Curr. Opin. Biol.* 6: 372 – 378.

HADIARTO, T. & L-S P TRAN 2011. Progress studies of drought – responsive genes in rice. *Plant Cell Rep.* 30:297-310

Integrated taxonomic informations System of North América (ITIS). 2003. en línea Consultado el 8 de Agosto del 2014. Disponible en [www.semillaria.es](http://www.semillaria.es)

INEC. 2006. Censo Nacional Agropecuario Vol. I. Proyecto SICA, INEC, MAGAP. Integrated taxonomic information System of North América (ITIS), en línea. Consultado el 20 de Julio. 2014. Disponible en [ww.semillaria.es](http://ww.semillaria.es)

LABOURIAU, L.G. 2005. A germinacao das sementes. OEA, Serie de biología, Monografía 24:174.

LAMBERS, H. 1998. PLANT PHYSIOLOGICAL Ecology. Springe- Verlag, New York

LAYNEZ-GARSABALL., JOSE, A., MENDEZ-NATERA., JESUS RAFAEL. & MAYS-FIGUEROA, JULIANA. 2008. Efecto del potencial osmótico y del tamaño de la semilla sobre la germinación y crecimiento de plántulas de maíz (*Zea mays L*) bajo condiciones de laboratorio. *Revista Especializada en ciencias Quimico-Biologico*, 11(1):26 34

LEVITT, J. 2008. Responses of Plants to Environmental Stresses. I. Chilling, Freezing and High Temperature Stresses, 2 ed. Academic Press, New York.

LLUNA-DUVAL, R. 2006. Hormonas vegetales: crecimiento y desarrollo de la planta. Revista Industria Hortícola 196: 22-26

MADUEÑO-MOLINA, A., GARCIA-PAREDES, J. D., MARTINEZ-HERNÁNDEZ, J. & RUBIO-TORRES, C. 2006. Germinación y crecimiento de frijolillo *Rhynchosia minima* (L) DC con diferentes potenciales osmóticos. TERRA Latinoamericana, 24(2):187-192

MAGAP. 2008. Ministerio de Agricultura y Ganadería, Acuerdo Ministerial No. 353, Registro Oficial Ecuador.

MALDONADO, C., PUJADO, E., & SQUEO, F. 2002. El efecto de la disponibilidad de agua durante el crecimiento de *Lycopersicon chilense* sobre la capacidad de sus semillas para germinar a distintas temperaturas y concentraciones de manitol y NaCl. Revista Chilena de Historia Natural 75: 651-660.

MANO, J. 2002. Early events in environmental stress in plants-induction of oxidative stress. En Oxidative stress in plants. Ed: Inzé, D. Van Montagu, M Taylor & Francis, London. UK, pp 217-246

MAROTO, J. 2000. Elementos de Horticultura General, 2da. Edición, Ediciones

MATILLA, A. 2003. Ecofisiología de la germinación de semillas. Cap. 29 En: M. J. Reigosa, N. Pedrol y A. Sánchez-Moreiras, eds. La Ecofisiología Vegetal. Una ciencia de síntesis. Paraninfo S.A. pp. 901-922.

MOLINA, L. 2000. A null mutation in a bZIP factor confers ABA-insensitivity in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Cell Physiol* 41: 541-547

MULET, J.M. 2011. Osmolitos, grandes añadas y melocotones de secano. *Revista Naukas*.

NUEZ, F.2005. El cultivo del tomate. --España: Mundi Prensa, pp.125.

NUÑO, R. 2007. Manual de Producción de Tomate rojo bajo condiciones de invernadero para el valle de Mexicali baja california.; disponible en: <http://www.sefoa.gob.mx/sistema/doc s/TomateInvernaderoMXL.pdf>.

PEÑA-VALDIVIA, C., GARCIA, N., AGUIRRE, J. & TREJO, C. 2002. The effects of high temperature on dormancy and hypocotyl-root growth of wild bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Seed Sci. Technol.* 30: 231 – 248.

PÉREZ, F. 2003. Germinación y Dormición de semillas. In *Material vegetal de reproducción; Manejo, concervación y tratamiento*. Pp. 177-200

PÉREZ-GRACÍA, F. & PITA, J. 2001. Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de semillas. *Hojas Divulgadas*, N 2112–HD. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, 1-15

RODRÍGUEZ-PERZ L. 2006 Implicación fisiológica de la osmorregulación en la planta. *Agronomía Colombiana* 24(1): 28-37

ROJAS, G. M. 2006 *La resistencia a la sequía*. México: Red Ciencia UANL. Retrieved from <http://www.ebrary.com>. Biblioteca virtual Universidad Estatal Península Santa Elena Consultado el 12 Ene. 2015.

SESE, M. & TOBITA, S. 1998. Antioxidant responses of rice seedlings to salinity stress. *Plant Science*, 135: 1-9.

SICA. 2000. Ministerio de Agricultura y Ganadería. Servicio de Información y Censo Agropecuario (SICA).

SUÁREZ, D. & MELGAREJO, L. 2008. Biología y germinación de semillas. Universidad Nacional de Colombia.

TADEO, F. R. & GÓMEZ-CADENA, A. 2008. Fisiología de las plantas y el estrés. En: Fundamentos de Fisiología Vegetal. Azcón-Bieto, J.; Talón, M. (eds). Madrid. McGraw-Hill Interamericana. pp. 577-597.

TALÓN, M. 2008. Fundamentos de fisiología vegetal. Capítulo 29 Fisiología de las plantas y el estrés. 2ed. Interamericana- McGraw-Hill, Madrid, pp 577-597.

TAKAKI, M. 2001. New proposal of classification of seeds based on forms of phytochrome instead of photoblastism. Brazilian Journal of Plant Physiology, Brasília.13:103-107.

TOUMI, I. 2010. Abscisic acid signals reorientation of polyamine metabolism to orchestrate stress responses via the polyamine exodus pathway in grapevine. Journal of plant physiology 167: 519-525

URIBE- TRIMIÑO, A. 2010. Conservación in vitro por crecimiento mínimo de tres variedades de fresa (*Fragaria x ananassa* Duch). Tesis título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. México. pp. 94

VALVERDE, F. 2008. Plantas útiles del Litoral ecuatoriano. Ecociencia, ECORAE, pp: 312.

VERSLUES, P. AGARWAL., KATIYAR-AGARWAL, S. & ZHU, J. 2006. Methods and concepts in quantifying resistance to drought salt and frzing, abiotic stresses that affect plant wáter status. *Plant J.* 45: 523-539.

VLOT, A.C., DEMPSEY, D.A. & KLESSIG, D.F. 2009. Salicylic acid, a multifaceted hormone to combat disease. *Annual Review of phytopathology.* 47: 177 - 206.

YANCEY, P. H. 2001 Water Stress, Osmolytes and Proteins. *American Zoologist*, 41(4):699-709. Disponible en [www.bioone.org/doi/full/10.1668/0003-1569%282001%29041%5B0699%3AWSOAP%5D2.0.CO%3B2](http://www.bioone.org/doi/full/10.1668/0003-1569%282001%29041%5B0699%3AWSOAP%5D2.0.CO%3B2). Biblioteca virtual Universidad Estatal Península Santa Elena Consultado el 12 Ene. 2015.

YANCEY P.H. 2005. Organic osmolytes as compatible, metabolic and counteracting cytoprotectants in high osmolarity and other stresses. *The Journal of Experimental Biology* 208:819-830

ZHU, J.K. 2002. Saltand drought stress signal transduction in plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Molec. Biol.* 53:247-273



# **Anexos**

**Cuadro 1A. Porcentaje de germinación al día 3**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	209,33	11	19,03	16,31		
A	194,65	5	38,93	33,37 **	3,11	5,06
B	5,68	1	5,68	4,87 *	4,75	933
A*B	3,65	5	0,73	0,63	3,11	5,06
Error	14	12	1,17			
Total	223,33	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	6	8	14	7
C1	H2	8	8	17	8
C2	H1	5	3	8	4
C2	H2	6	6	12	6
C3	H1	0	0	0	0
C3	H2	4	0	4	2
C4	H1	0	0	0	0
C4	H2	0	2	2	1
C5	H1	0	0	0	0
C5	H2	0	0	0	0
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	0	0	0	0
CV					46,29

**Cuadro 2A. Porcentaje de germinación al día 6**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	282,13	11	25,65	32,4		
A	265,38	5	53,08	67,04 **	3,11	5,06
B	5,04	1	5,04	6,37 *	4,75	9,33
A*B	11,71	5	2,34	2,96	3,11	5,06
Error	9,5	12	0,79			
Total	291,63	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	8	9	17	9
C1	H2	9	9	18	9
C2	H1	7	9	16	8
C2	H2	8	7	16	8
C3	H1	7	5	12	6
C3	H2	7	5	12	6
C4	H1	0	2	2	1
C4	H2	4	5	9	5
C5	H1	0	0	0	0
C5	H2	2	2	5	2
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	0	0	0	0
CV					20,34

**Cuadro 3A. Porcentaje de germinación al día 10**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	236,51	11	21,5	33,66		
A	172,16	5	34,43	53,9**	3,11	5,06
B	32,9	1	32,9	51,51**	4,75	9,33
A*B	31,46	5	6,29	9,85**	3,11	5,06
Error	7,67	12	0,64			
Total	244,18	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	9	9	18	9
C1	H2	10	9	18	9
C2	H1	7	9	16	8
C2	H2	9	8	17	8
C3	H1	8	5	12	6
C3	H2	6	6	13	6
C4	H1	2	2	5	2
C4	H2	7	7	14	7
C5	H1	0	0	0	0
C5	H2	5	6	11	6
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	3	3	7	3
CV					14,65

Cuadro 4A. Porcentaje de germinación al día 13

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	215,83	11	19,62	8,41		
A	143,33	5	28,67	12,29 **	3,11	5,06
B	54	1	54	23,14 **	4,75	9,33
A*B	18,5	5	3,7	1,59	3,11	5,06
Error	28	12	2,33			
Total	243,83	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	3	9	12	6
C1	H2	10	10	19	10
C2	H1	7	9	17	8
C2	H2	9	8	17	8
C3	H1	8	5	13	7
C3	H2	8	7	15	8
C4	H1	2	2	5	2
C4	H2	7	7	15	7
C5	H1	2	0	2	1
C5	H2	6	6	12	6
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	3	3	7	3
CV					28,2

**Cuadro 5A. Porcentaje de germinación al día 15**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	217,46	11	19,77	9,68		
A	137,21	5	27,44	13,44 **	3,11	5,06
B	51,04	1	51,04	25 **	4,75	9,33
A*B	29,21	5	5,84	2,86	3,11	5,06
Error	24,5	12	2,04			
Total	241,96	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	3	9	12	6
C1	H2	10	10	19	10
C2	H1	8	8	16	9
C2	H2	8	8	16	8
C3	H1	8	6	15	7
C3	H2	8	7	15	8
C4	H1	2	2	5	2
C4	H2	8	7	15	8
C5	H1	2	0	2	1
C5	H2	6	6	12	6
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	3	4	7	4
CV					25,78

**Cuadro 6A. Longitud del hipocótilo al día 6**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	3352,17	11	304,74	16,06		
A	2990,84	5	598,17	31,52 **	3,11	5,06
B	1,31	1	1,31	0,07	4,75	9,33
A*B	360,02	5	72	3,79 *	3,11	5,06
Error	227,7	12	18,97			
Total	3579,87	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	33	46	79	40
C1	H2	26,4	24,6	51	26
C2	H1	21,9	14,8	36,7	18
C2	H2	14,4	10,8	25,2	13
C3	H1	6,7	15	21,7	11
C3	H2	19,2	15,6	34,8	17
C4	H1	0	2,5	2,5	1
C4	H2	5	16,3	21,3	11
C5	H1	0	0	0	0
C5	H2	0	2	2	1
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	0	0	0	0
CV					38,13

**Cuadro 7A. Longitud del hipocótilo al día 10**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada
------	----	----	----	--------	------------

					5%	1%
Modelo.	2453,43	11	223,04	7,9		
A	2198,22	5	439,64	15,57 **	3,11	5,06
B	87,4	1	87,4	3,1	4,75	9,33
A*B	167,81	5	33,56	1,19	3,11	5,06
Error	338,79	12	28,23			
Total	2792,22	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	20,2	40	60,2	30
C1	H2	30	23,8	53,8	27
C2	H1	24,8	19,8	44,6	22
C2	H2	22	18,8	40,8	20
C3	H1	7,5	18,1	25,6	13
C3	H2	20	17,5	37,5	19
C4	H1	0	7,5	7,5	4
C4	H2	14,2	17	31,2	16
C5	H1	0	0	0	0
C5	H2	10,4	5	15,4	8
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	2,5	2,5	5	3
CV					39,65

### Cuadro 8A. Longitud del hipocótilo al día 13

#### Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F	Cal.	F Tabulada
------	----	----	----	---	------	------------



					5%	1%
Modelo.	1431,83	11	130,17	7,96		
A	1164,16	5	232,83	14,24 **	3,11	5,06
B	108,8	1	108,8	6,65 *	4,75	9,33
A*B	158,87	5	31,77	1,94	3,11	5,06
Error	196,23	12	16,35			
Total	1628,06	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	26,3	18	44,3	22
C1	H2	16,4	22	38,4	19
C2	H1	25,5	21,1	46,6	23
C2	H2	23,2	19,3	42,5	21
C3	H1	8,8	23,1	31,9	16
C3	H2	21,6	18	39,6	20
C4	H1	7,5	7,5	15	8
C4	H2	14,7	18	32,7	16
C5	H1	2,5	0	2,5	1
C5	H2	11,5	6,7	18,2	9
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	10	10	20	10
CV					26,26

### Cuadro 9A. Longitud del hipocótilo al día 15

#### Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada
------	----	----	----	--------	------------

					5%	1%
Modelo.	1708,35	11	155,3	7,4		
A	1276,71	5	255,34	12,17 **	3,11	5,06
B	179,31	1	179,31	8,54 *	4,75	9,33
A*B	252,33	5	50,47	2,4	3,11	5,06
Error	251,87	12	20,99			
Total	1960,22	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	31,3	19,8	51,1	26
C1	H2	20,4	23,6	44	22
C2	H1	26,7	24	50,7	25
C2	H2	25,9	20,6	46,5	23
C3	H1	9,8	25	34,8	17
C3	H2	22,9	26	48,9	24
C4	H1	7,5	7,5	15	8
C4	H2	15,8	18,9	34,7	17
C5	H1	7,5	0	7,5	4
C5	H2	12,5	8,1	20,6	10
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	15	15	30	15
CV					28,65

**Cuadro 10A. Longitud del radícula al día 3**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	gl	CM	F Cal.	F Tabulada
------	----	----	----	--------	------------

					5%	1%
Modelo.	177,36	11	16,12	7,5		
A	159,37	5	31,87	14,82 **	3,11	5,06
B	9,63	1	9,63	4,48	4,75	9,33
A*B	8,36	5	1,67	0,78	3,11	5,06
Error	25,81	12	2,15			
Total	203,17	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	6,9	7,5	14,4	7
C1	H2	7,5	7,9	15,4	8
C2	H1	2,0	1,5	3,5	2
C2	H2	3,8	4,2	8	4
C3	H1	0,0	0	0	0
C3	H2	6,2	0	6,2	3
C4	H1	0,0	0	0	0
C4	H2	0,0	3,5	3,5	2
C5	H1	0,0	0	0	0
C5	H2	0,0	0	0	0
C6	H1	0,0	0	0	0
C6	H2	0,0	0	0	0
CV					69,02

**Cuadro 11A. Longitud del radícula al día 6**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%

Modelo.	1299,48	11	118,13	17,67		
A	1090,87	5	218,17	32,63 **	3,11	5,06
B	93,22	1	93,22	13,94 **	4,75	9,33
A*B	115,39	5	23,08	3,45 *	3,11	5,06
Error	80,22	12	6,69			
Total	1379,71	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	17,6	9,1	26,7	13
C1	H2	24,9	28,1	53	27
C2	H1	9,6	10,2	19,8	10
C2	H2	13	11,6	24,6	12
C3	H1	4,5	5	9,5	5
C3	H2	7,2	3,9	11,1	6
C4	H1	0	5,5	5,5	3
C4	H2	4,8	10,3	15,1	8
C5	H1	0	0	0	0
C5	H2	3,5	1,5	5	3
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	0	0	0	0
CV					36,44

### Cuadro 12A. Longitud del radícula al día 10

#### Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%

Modelo.	3066,09	11	278,74	11,85		
A	2629,94	5	525,99	22,36 **	3,11	5,06
B	358,05	1	358,05	15,22 **	4,75	9,33
A*B	78,1	5	15,62	0,66	3,11	5,06
Error	282,29	12	23,52			
<b>Total</b>	<b>3348,38</b>	<b>23</b>				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	20,5	30,3	50,8	25
C1	H2	29,6	48,1	77,7	39
C2	H1	17	9,7	26,7	13
C2	H2	22,3	22,8	45,1	23
C3	H1	5,8	5	10,8	5
C3	H2	12,1	18,8	30,9	15
C4	H1	7,5	2,5	10	5
C4	H2	9,1	10,5	19,6	10
C5	H1	0	0	0	0
C5	H2	6,6	6,1	12,7	6
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	2,5	2,5	5	3
CV					40,24

**Cuadro 13A. Longitud del radícula al día 13**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	gl	CM	F Cal.	F Tabulada
------	----	----	----	--------	------------

					5%	1%
Modelo.	3680,99	11	334,64	11,78		
A	3154,75	5	630,95	22,22 **	3,11	5,06
B	464,64	1	464,64	16,36 **	4,75	9,33
A*B	61,61	5	12,32	0,43	3,11	5,06
Error	340,78	12	28,4			
Total	4021,77	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	35,5	24,8	60,3	30
C1	H2	36	55,1	91,1	46
C2	H1	5	13,9	18,9	9
C2	H2	17,8	11,8	29,6	15
C3	H1	5,4	8,9	14,3	7
C3	H2	17,4	14,9	32,3	16
C4	H1	2,5	7,5	10	5
C4	H2	13,7	14	27,7	14
C5	H1	2,5	0	2,5	1
C5	H2	11	4,9	15,9	8
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	7,5	7,5	15	8
CV					40,27

**Cuadro 14A. Longitud del radícula al día 15**

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%

Modelo.	3277,36	11	297,94	16,99		
A	2310,9	5	462,18	26,35 **	3,11	5,06
B	762,75	1	762,75	43,49 **	4,75	9,33
A*B	203,71	5	40,74	2,32	3,11	5,06
Error	210,49	12	17,54			
Total	3487,85	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	24,3	21,7	46	23
C1	H2	38,7	54,7	93,4	47
C2	H1	17,5	12,8	30,3	15
C2	H2	21,5	22,3	43,8	22
C3	H1	9,2	7,1	16,3	8
C3	H2	22,1	16,1	38,2	19
C4	H1	7,5	7,5	15	8
C4	H2	16,8	17,5	34,3	17
C5	H1	7,5	0	7,5	4
C5	H2	8,4	11,6	20	10
C6	H1	0	0	0	0
C6	H2	13	7,7	20,7	10
CV					27,5

### Cuadro 15A. Biomasa fresca al día 15

#### Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada	
					5%	1%

Modelo.	0,03	11	0,0025	1,92		
A	0,0043	5	0,00085	0,66	3,11	5,06
B	0,01	1	0,01	9,99 **	4,75	9,33
A*B	0,01	5	0,002	1,58	3,11	5,06
Error	0,02	12	0,0013			
Total	0,04	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	0,04	0,12	0,17	0,08
C1	H2	0,18	0,18	0,36	0,18
C2	H1	0,11	0,17	0,28	0,14
C2	H2	0,12	0,12	0,24	0,12
C3	H1	0,09	0,20	0,29	0,15
C3	H2	0,14	0,12	0,25	0,13
C4	H1	0,00	0,00	0,00	0,00
C4	H2	0,13	0,09	0,22	0,11
C5	H1	0,00	0,00	0,00	0,00
C5	H2	0,10	0,12	0,22	0,11
C6	H1	0,00	0,00	0,00	0,00
C6	H2	0,06	0,21	0,27	0,14
CV					44,92

### Cuadro 16A. Biomasa seca al día 15

#### Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F Cal.	F Tabulada
------	----	----	----	--------	------------

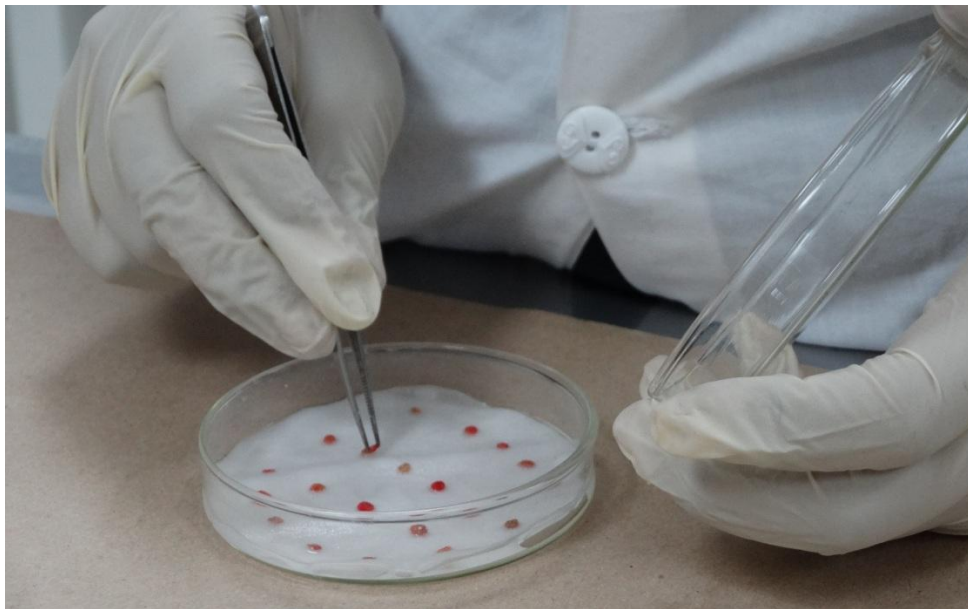


					5%	1%
Modelo.	0,08	11	0,01	3,69		
A	0,03	5	0,01	3,12 *	3,11	5,06
B	0,03	1	0,03	13,35 **	4,75	9,33
A*B	0,02	5	0,0045	2,34	3,11	5,06
Error	0,02	12	0,0019			
Total	0,1	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	0,01	0,08	0,09	0,05
C1	H2	0,07	0,13	0,20	0,10
C2	H1	0,07	0,04	0,11	0,05
C2	H2	0,04	0,08	0,12	0,06
C3	H1	0,06	0,06	0,13	0,06
C3	H2	0,07	0,02	0,09	0,04
C4	H1	0,00	0,00	0,00	0,00
C4	H2	0,05	0,07	0,12	0,06
C5	H1	0,00	0,00	0,00	0,00
C5	H2	0,08	0,09	0,16	0,08
C6	H1	0,00	0,00	0,00	0,00
C6	H2	0,03	0,17	0,20	0,10
CV					71,58



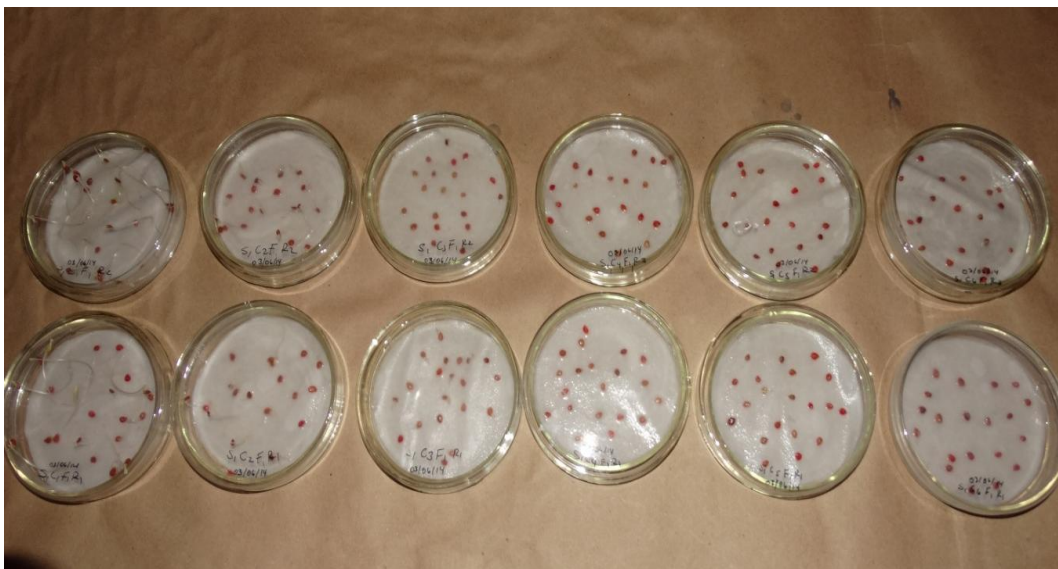
**Figura. 1A. Distribución de papel filtro en cajas petri**



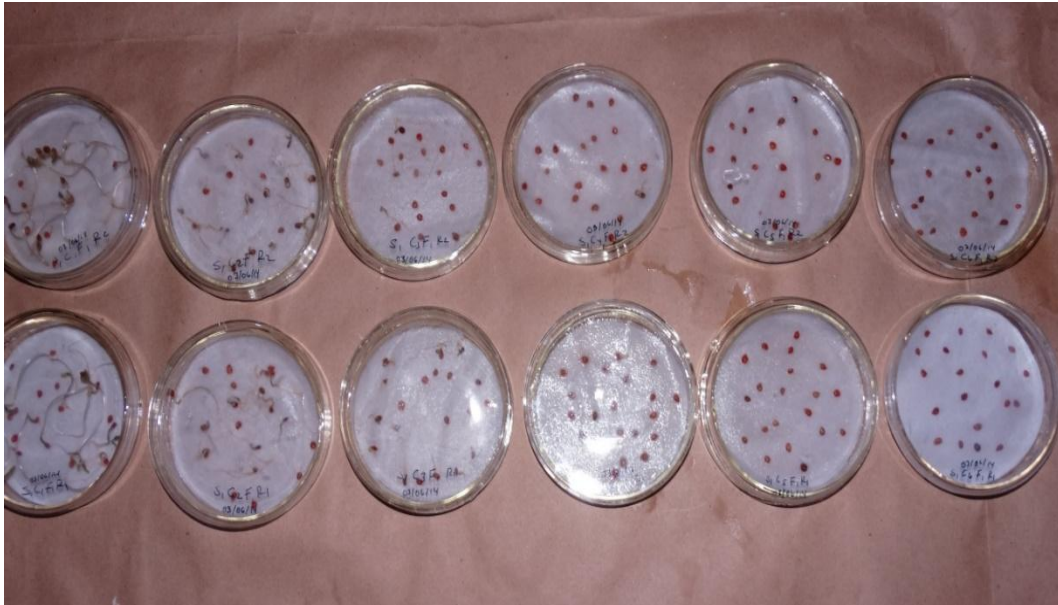
**Figura. 2A. Siembra de semillas de tomate**



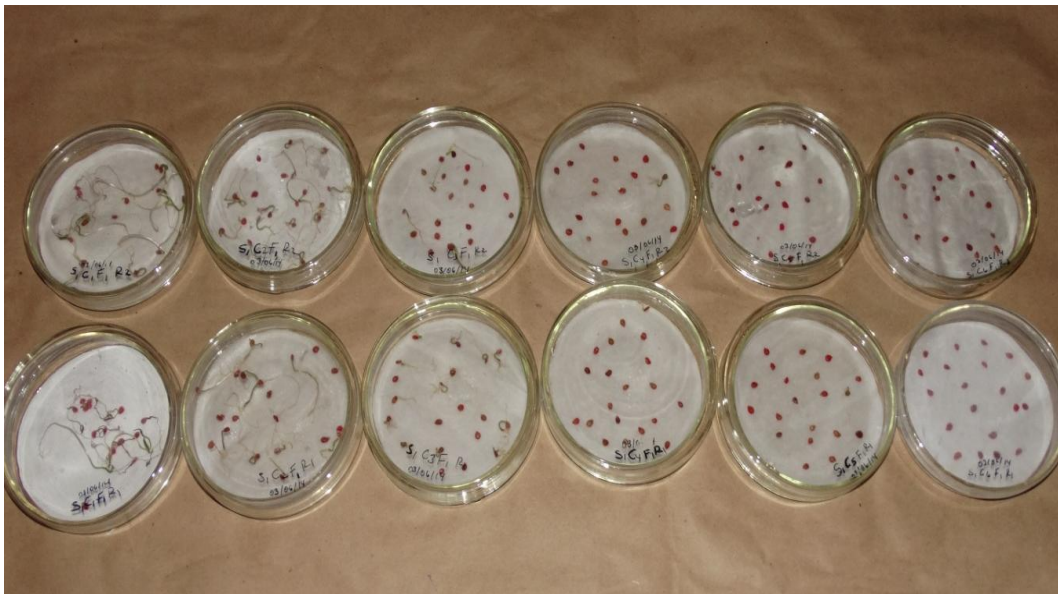
**Figura. 3A. Toma de variable longitud de radícula al 3er día de germinación.**



**Figura. 4 A. Cajas al día 6 de la siembra con horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones.**

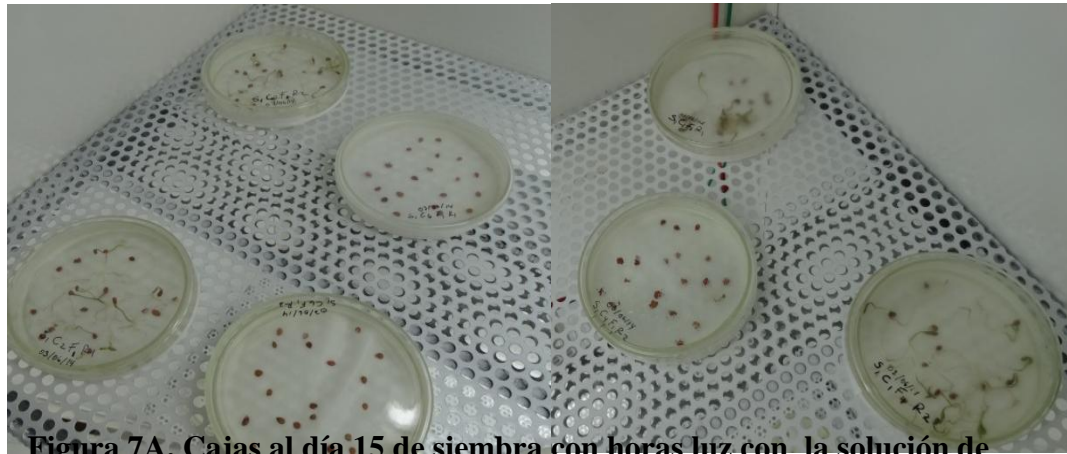


**Figura. 5A. Cajas al día 10 de siembra con horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones.**

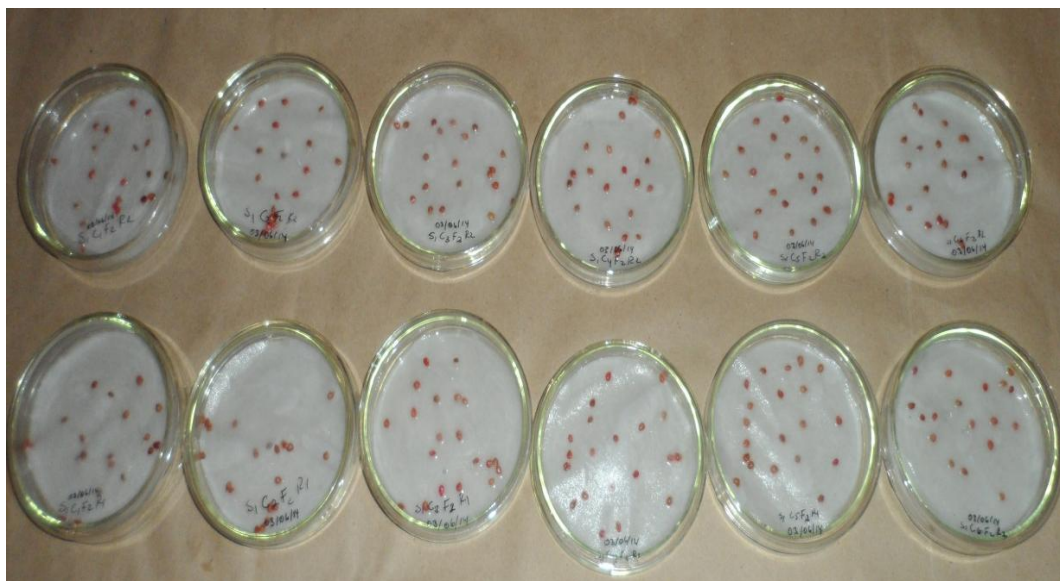


**Figura 6A. Cajas al día13 de siembra con horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones.**

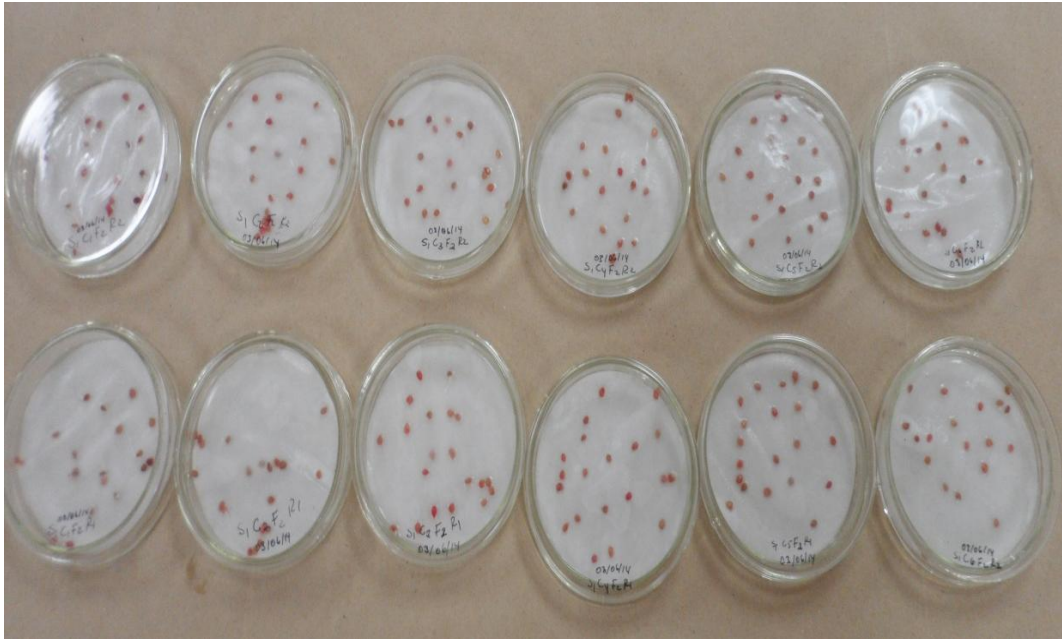




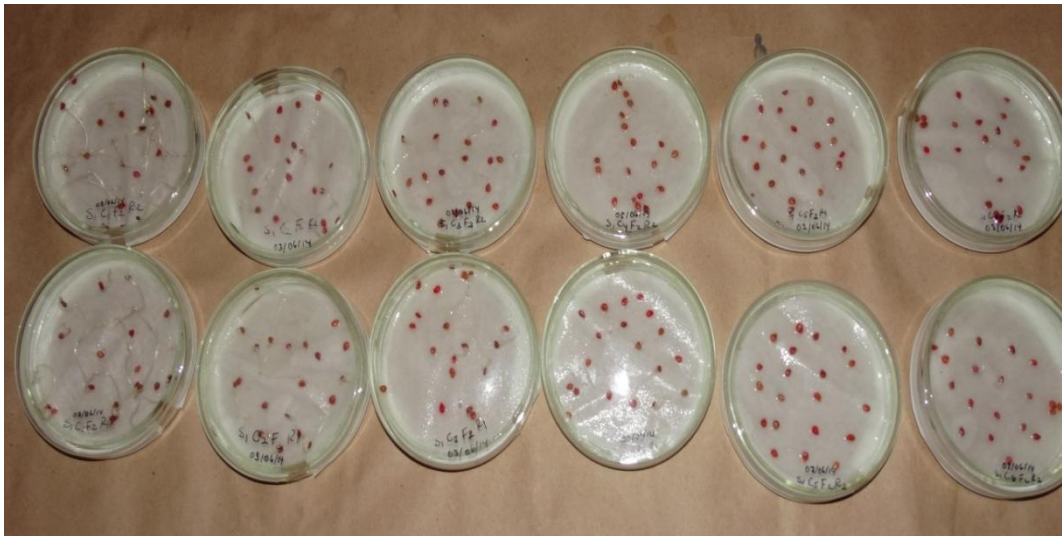
**Figura 7A. Cajas al día 15 de siembra con horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones.**



**Figura 8A. Cajas al día 3 de siembra sin horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones**



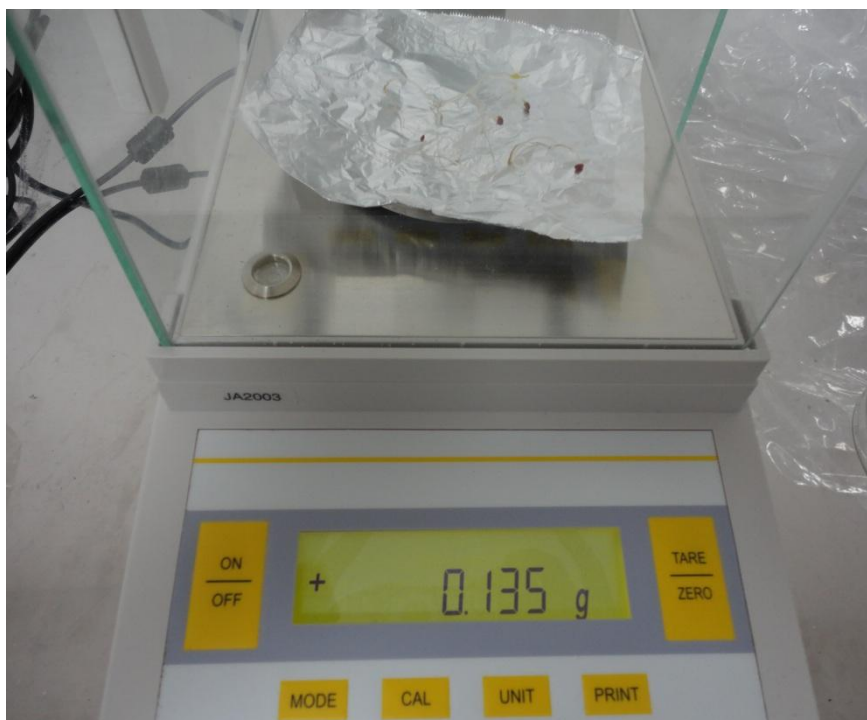
**Figura 9 A Cajas al día 6 de siembra sin horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones**



**Figura 10 A. Cajas al día 10 de siembra sin horas luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones**



**Figura 11A. Caja al día 13 de siembra sin hora luz con la solución de manitol en diferentes concentraciones**



**Figura 12A. Toma de variable peso fresco de la bioma al días 15.**

