



**UNIVERSIDAD ESTATAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA DE AGROPECUARIA**

**“CAPACIDAD GERMINATIVA DE SEMILLAS DE TOMATE
(*Lycopersicon esculentum* Mill)” PROVENIENTES DEL
AGRICULTOR AL ESTRÉS OSMOTICO EN DIFERENTES
FOTOPERIODOS.**

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previa a la obtención del Título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

RONALD ADÁN VILLAO PLUSAS

LA LIBERTAD – ECUADOR

2015



**UNIVERSIDAD ESTADAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA DE AGROPECUARIA**

**“CAPACIDAD GERMINATIVA DE SEMILLAS DE TOMATE
(*Lycopersicon esculentum* Mill)” PROVENIENTES DEL
AGRICULTOR AL ESTRÉS OSMOTICO EN DIFERENTES
FOTOPERIODOS.**

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previa a la obtención del Título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

RONALD ADÁN VILLAO PLUSAS

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, MSc.

**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

Expreso mis agradecimientos a Dios, principal testigo del esfuerzo emitido, quien despertó en mí la inteligencia, sabiduría, entendimiento y el espíritu superación para lograr mis metas.

Un profundo agradecimiento a la Universidad Estatal Península de Santa Elena, principal ente de desarrollo de la juventud, por darme la oportunidad de capacitarme para ejercer una carrera profesional; a los docentes de la carrera de ingeniería agropecuaria quienes enriquecieron con sus experiencias mis conocimientos.

A la Ing. Lourdes Ortega, por su colaboración con sus consejos y conocimientos a lo largo de la carrera y durante el transcurso de esta investigación.

Igualmente un agradecimiento muy especial a mi tutora Ing. Clotilde Andrade, quien supo orientarme e incentivar me con sus sabias enseñanzas durante el proceso de la investigación.

Ronald

Por ser una investigación emprendida por el Centro de Investigaciones Agropecuaria de la Facultad de Ciencias Agrarias, el presente trabajo es de responsabilidad del autor y propiedad intelectual del CIAP y por ende de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

DEDICATORIA

Con Gratitude y amor dedico este trabajo que lleva sintetizado un cúmulo de padecimiento a mis padres, el sr. Diego Adán Villao Guale y la Sra. Merys Marlene Pluas Tomalá, por darme la vida y brindarme su apoyo incondicional, cosechando ahora la satisfacción de verme convertido en un hombre capacitado para servir a la comunidad.

A mi esposa la Lcda. Roxana Mirabá Ascencio, quien me ha demostrado su amor incondicional, motivándome día a día para culminar con éxito este proyecto.

A mi pequeña hija, Bryana Villao Mirabá, quien con su llegada iluminó el camino y puso en mí la esperanza de culminar este trabajo con gran satisfacción.

A mi hermana Angie Villao Pluas y a los demás miembros de mi familia, quienes siempre supieron brindarme su apoyo incondicional motivándome a continuar, inculcándome virtudes que hoy resaltan en mi etapa profesional.

Ronald

ÍNDICE GENERAL

	Pag
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.2. Antecedentes.....	1
1.2. Justificación.....	2
1.3. Objetivos.....	3
1.3.1. Objetivos general.....	3
1.3.2. Objetivo específico.....	3
1.4. Hipótesis.....	3
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. Tomate (<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.).....	4
2.1.1. Clasificación taxonómica del tomate.....	4
2.1.2. Descripción agronómica del tomate.....	4
2.1.3. Importancia del cultivo.....	6
2.1.4. Etapas fenológicas.....	6
2.1.4.1. Etapa inicial.....	6
2.1.4.2. Etapa Vegetativa.....	7
2.1.4.3. Etapa Reproductiva.....	7
2.1.5. Fisiología de la germinación.....	8
2.1.6. Factores que afectan a la germinación.....	9
2.1.6.1. Factores externos.....	9
2.1.6.2. Factores fisiológicos (internos).....	11
2.2. Estrés abiótico en las plantas.....	12
2.2.1. Fases de respuesta de las plantas al estrés.....	13
2.2.1.1. Fase de respuesta: Reacción de alarma.....	13
2.2.1.2. Fase de restitución: Estadio de resistencia.....	14
2.2.1.3. Fase final o estado de agotamiento.....	14
2.2.1.4. Fase de regeneración.....	14
2.2.2. Hormonas que participan en los estreses.....	14
2.2.2.1. Ácido abscísico (ABA).....	14
2.2.2.2. Giberelinas.....	16

2.2.3.	Estrés salino.....	16
2.2.4.	Estrés hídrico.....	17
2.2.5.	Estrés osmóticos.....	18
2.2.5.1.	Estrés osmótico por salinidad.....	19
2.2.5.1.	Potencial osmótico.....	20
2.2.6.	Estrés iónico.....	21
2.2.7.	Osmolitos.....	22
2.3.	Mejoramiento genético en tomate.....	22
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	24
3.1	Localización y descripción del lugar del ensayo.....	24
3.2.	Materiales y equipos.....	24
3.2.1.	Materiales de laboratorio y reactivos.....	24
3.2.2.	Equipos.....	25
3.3.	Material genético.....	25
3.4.	Osmolitos (manitol).....	26
3.5.	Diseño experimental.....	26
3.6.	Tratamiento.....	27
3.7.	Delineamiento experimental.....	29
3.8.	Manejo del experimento.....	29
3.8.1	Formulación y preparación de soluciones osmóticas.....	29
3.8.1.1.	Cálculos de soluciones utilizadas.....	29
3.8.2.	Protocolo de siembra.....	31
3.8.3.	Preparación de semillas de tomate.....	31
3.8.4.	Siembra de semillas de tomate.....	32
3.9.	Variable experimentales.....	32
3.9.1.	Porcentaje de germinación.....	32
3.9.2.	Longitud de radícula.....	32
3.9.3.	Longitud de hipocótilo.....	32
3.9.4.	Peso de biomasa fresca.....	32
3.9.5.	Peso de biomasa seca.....	33

4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	34
4.1	Porcentaje de germinación.....	34
4.2.	Longitud de radícula.....	38
4.3.	Longitud de hipocótilo.....	41
4.4.	Peso de biomasa fresca.....	44
4.5.	Peso de biomasa seca.....	45
	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	48
	Conclusiones.....	48
	Recomendaciones.....	48
	Bibliografía.....	49
	ANEXOS	

ÍNDICE DE CUADRO

Cuadro 1. Características agronómicas de tomate proveniente del agricultor de la parroquia Colonche.	25
Cuadro 2. Propiedades físicas del manitol	26
Cuadro 3. Distribución de los grados de libertad	27
Cuadro 4. Descripción de los tratamientos	28
Cuadro 5. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la interacción de la variable de porcentaje de germinación a los días 3,6,10,13,15.	34
Cuadro 6. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la interacción A*B en la variable longitud de radícula a los 3,6,10,13 y 15 días.	38
Cuadro 7. Análisis de la varianza (ANDEVA) en la variable longitud de hipocótilo a los 6, 10, 13 y 15 días.	41
Cuadro 8. Análisis de la varianza (ANDEVA) en la variable peso de biomasa fresca al día 15.	44
Cuadro 9. Análisis de la varianza (ANDEVA) en la variable peso de biomasa seca al día 15.	45

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Porcentaje de germinación a los días 3,6,10,13, y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos	37
Figura 2. longitud de radícula (mm), a los días 3, 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos.	40
Figura 3. longitud de hipocótilo (mm), a los días 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/horas luz.	43
Figura 4. Valores de peso de la biomasa fresca estudiados en el medio osmótico y el control	45
Figura 5. Valores de peso de la biomasa seca estudiados en el medio osmótico y el control.	47

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 de la radícula al día 3

Cuadro 7A. Longitud de la radícula al día 6

Cuadro 8A. Longitud de la radícula al día 10

Cuadro 9A. Longitud de la radícula al día 13

Cuadro 10A. Longitud de la radícula al día 15

Cuadro 11A. Longitud del hipocótilo al día 6

Cuadro 12A. Longitud del hipocótilo al día 10

Cuadro 13A. Longitud del hipocótilo al día 13

Cuadro 14A. Longitud del hipocótilo al día 15

Cuadro 15A. Biomasa fresca al día 15

Cuadro 16 A. Biomasa fresca al día 15

Figura 1A. Siembra de semilla de tomate proveniente del agricultor

Figura 2A. Tratamientos con diferentes concentraciones de manitol

Figura 3A. Toma de variable longitud de radícula al 3^{er} día de germinación

Figura 4A. Cajas a los 3 días de la siembra con horas luz con la solución de en distintas concentraciones

Figura 5A. Germinación con horas luz en el tratamiento C₃F₁R₁ a los 6 días de la siembra

Figura 6A. Germinación con horas luz en el tratamiento C₃F₁R₂ a los 10 días de la siembra

Figura 7A. Cajas a los 13 días de la siembra con horas luz con solución de Manitol en distintas concentraciones

Figura 8A. Cajas a los 15 días de la siembra con horas luz con solución de Manitol en distintas concentraciones

Figura 9A. Cajas a los 3 días de siembra sin horas luz con la solución de Manitol en diferentes concentraciones

Figura 10A. Semillas de tomate a los 6 días de la siembra, tomando longitud de radícula y hipocótilo

Figura 11A. Germinación sin horas luz en el tratamiento $C_3F_2R_1$ a los 10 días de la siembra.

Figura 12A. Germinación sin horas luz en el tratamiento $C_6F_2R_1$ a los 13 días de la siembra

Figura 13A. Germinación sin horas luz en el tratamiento $C_3F_2R_1$ a los 15 días de la siembra

Figura 14A. Toma de variable peso biomasa fresca a los 15 días

1. INTRODUCCIÓN

1.2. ANTECEDENTES

Lycopersicon esculentum Mill. es una de las especies hortícola de mayor importancia en muchos países del mundo en donde las divisas aportadas son significativas, debido a los diferentes subproductos que se derivan de este rubro (SANTIAGO J. *et al.* 2005). Situación que ha originado el incremento de extensiones de tierras sembradas con esta especie, las cuales hasta los actuales momentos son marginales. Por esta razón, la selección de genotipos es considerada de gran importancia para cada zona ecológica específica, donde presenten una óptima adaptación, para lograr incrementos en los rendimientos por unidad de superficie.

De acuerdo a cifras de la FAO (2002), el comercio mundial de tomate y sus derivados creció en un 33 % entre 1991 y 2001, debido fundamentalmente a la venta de tomates de mesa, cuyo comercio explica un 75 % de este aumento. Así mismo, FAOSTAT (2009) menciona en que en el año 2000 los rendimientos llegaron a 107 316 000 t, mientras en el año 2007 fueron de 129 942 416 t, significando un incremento del 18,8 %. Se considera a China, Estados Unidos, India y Turquía, como los países de mayor producción en el mundo.

La importancia en el Ecuador se debe al alto consumo de esta hortaliza y a la generación de fuentes de empleo en el sector agrícola. Se ha evidenciado en los últimos años el incremento de la superficie sembrada, llegando a 23 400 ha, de las cuales 16 426 ha se ha visto afectada por alta salinidad. Según INIAP (2005), esta situación está afectando al 34,2 % de los productores de la costa, ocasionando déficit hídrico en los cultivos hortícolas. A la salinidad se une el frío, otro factor que ocasiona el estrés, que conduce a la deshidratación celular y producen estrés osmótico, limitando a la planta en el poder de absorción de agua. Cuando la

sequía y la salinidad se presentan al mismo tiempo, ocasionan una disminución de la fotosíntesis o cambios en los procesos hormonales de las plantas (VERSLUES E. *et al* 2006). Las condiciones de sequía y salinidad en los suelos reducen el movimiento de agua hacia el medio intracelular y, por consiguiente, disminuye su potencial osmótico, debido simplemente a la concentración de solutos. Sin embargo, si durante este tiempo, se produce pérdida de agua celular, los solutos acumulados se activan y reducen el potencial osmótico aumentando la concentración (BLUM A., 2000).

Los cultivos hortícolas como el tomate en la provincia de Santa Elena no están alejados de esta situación, al contrario; es uno de los problemas más graves que ha venido enfrentando el agricultor hasta los actuales momentos, principalmente por los niveles deficientes de precipitación que en promedio llegan entre 125 y 150 mm anuales (GÁLVEZ H. y REGALADO J., 2009).

1.2. JUSTIFICACIÓN

Entre los cultivos hortícolas, el tomate es considerado de gran importancia en la provincia de Santa Elena, zona en la cual, se ha dejado de sembrar en los últimos 8 años con la misma intensidad, debido entre otros, a los graves problemas de salinidad en los suelos, inclusive las fuentes de agua dulce, las cuales actualmente poseen alto contenido de sales que impiden el crecimiento y desarrollo normal de hortalizas.

El presente estudio, que forma parte del proyecto de investigación “ ESTUDIO Y SELECCIÓN DE HÍBRIDO Y VARIEDADES DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.), TOLERANTE AL ESTRÉS HÍDRICO A PARTIR DE CULTIVARES INTRODUCIDOS EN LA PENÍNSULA DE SANTA ELENA” que lleva a efecto el Centro de Investigaciones Agropecuarias de la Facultad de Ciencias Agrarias, pretende aportar a la selección, de entre los materiales introducidos de otras latitudes, los genotipos de tomate que presenten tolerancia al

estrés osmótico en altas concentraciones de manitol, con la finalidad de ofertar a los pequeños y medianos productores material genético de bajo costo, de 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 de tomate proveniente del agricultor al estrés osmótico en diferentes fotoperiodos.

1.3.2. Objetivos Específicos

- Determinar la respuesta germinativa del genotipo de tomate proveniente del agricultor 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 proveniente del agricultor es capaz de germinar en diferentes fotoperiodos y en altas concentraciones osmóticas.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. TOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.)

2.1.1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL TOMATE

ALDANA ALFONSO HM. (2004) indica la clasificación taxonomía del tomate:

Nombre científico: *Lycopersicon esculentum* Mill

Nombre común: *Tomate*

Reino: *Vegetal*

Clase: *Angiosperma*

Subclase: *Dicotyledoneae*

Orden: *Tubiflorae*

Familia: *Solanaceae*

Género: *Lycopersicon*

Especie: *Esculentum* Mill

2.1.2. DESCRIPCIÓN AGRONÓMICA DEL TOMATE

ALDANA A. (2004) menciona que el tomate es una hortaliza de más de 2 m de altura y requiere de tutorado. La raíz es pivotante o ramificada, según sea de siembra directa o de trasplante. Los tallos son de consistencia herbácea; por ello no pueden sostenerse solos; pueden ser determinados o indeterminados.

UGÁS R. *et al* (2005) demostraron que para las hortalizas como el tomate son recomendables suelos sueltos, ricos en materias orgánicas y bien drenadas. Tolera

ligera acidez y salinidad. Textura ideal, suelos francos y franco-arenosos, pH óptimo entre 5 y 6,5.

OSORIO D. (2003) menciona que el tomate se cultiva anualmente, presenta tallo, al principio erecto, luego por el peso de los frutos se inclina, por lo que se debe tutorar. Durante el ciclo de vida llega a medir hasta 2,5 metros y presenta pelos y glándulas con un olor muy característico; las hojas son alternas en el tallo, con siete a once foliolos y presentan pelos y glándulas con olor de igual características; flores agrupadas en inflorescencias de tipo racimo.

ANDERLINI R. (2006) indica que el ciclo de vida en la planta de tomate no es anual como normalmente se cree; es anual solamente debido a las condiciones climáticas; puede ser poli anual y de distinta duración, según la variedad. Hay, de hecho, tipos de notable vigor, que continuamente producen brotes axilares y otras (enanas, denominadas autos podados) que detienen su crecimiento y posterior desarrollo.

Según el hábito de crecimiento, existen variedades de crecimiento determinadas e indeterminadas. Las plantas determinadas que permiten una mayor densidad de siembra y las variedades de crecimiento indeterminadas que producen mayor número de racimos y crecen indefinidamente (ALDANA A. 2004). A si mismo LORENTE H. (s.f.) indica que la planta determinada es de tipo arbustivo, de porte bajo, pequeño y de producción precoz, se caracteriza por la formación de las inflorescencias en el extremo del ápice. El tomate de tipo indeterminado crece hasta 2 metros de altura, o más, según el tutorado que se aplique. Además según el porte de planta, existen dos tipos de variedades normales que exigen tutorado, pues son de dos tipos de variedades de características herbácea, las enanas son arbustivas y de bajo rendimiento.

2.1.3. IMPORTANCIA DEL CULTIVO

MILLER E. *et al* (2002) describen que el tomate es la hortaliza de mayor importancia en el mundo teniendo en cuenta su valor económico y nutricional. Posee un alto contenido de B- carotenos (licopeno), vitamina A, vitamina C (ácido ascórbico), minerales (calcio, hierro, fósforo y potasio) y aminoácidos (tiamina y niacina). En el transcurso de la maduración, el nivel de licopeno es 500 veces más elevado. El licopeno es un potente antioxidante que se asocia con una baja incidencia de ciertas formas de cáncer humano.

FAO (2002) afirma que el tomate es la hortaliza más difundida en todo el mundo y la de mayor valor económico, para 1850 el tomate era ya un importante componente de la dieta en el mundo. Representa el 30 % de la producción hortícola mundial. Llegó a ocupar el tercer lugar de importancia entre las hortalizas (después de la papa y la batata) constituyéndose en un ingrediente básico en preparaciones alimenticia, tales como ensaladas, sopas, salsas, pastas, ente otras.

2.1.4. ETAPAS FENOLÓGICAS

2.1.4.1. Etapa inicial.

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA Y FORESTAL CENTA (2003) explica que empieza 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 nuevo tejidos de adsorción y fotosíntesis. BOLAÑOS A. (2004) coincide en que la etapa comienza con la germinación de la semilla y se caracteriza por el rápido aumento en la materia seca, la planta invierte su energía en la síntesis de nuevo tejidos de adsorción y fotosíntesis. Para la germinación las semillas requieren oscuridad y una temperatura entre los 15 y los 25 °C; factor importante para determinar la velocidad de crecimiento de las plantas.

2.1.4.2. Etapa vegetativa

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA Y FORESTAL CENTA (2003) indica que la etapa se inicia a partir de los 21 días después de la germinación y dura entre 25 a 30 días antes de la floración. En esta etapa requiere de mayores cantidades de nutrientes para satisfacer las necesidades de las hojas y ramas en crecimiento y expansión. BOLAÑOS A. (2004) asegura que es la continuación de la fase inicial, ocurre durante los primeros 35 - 40 días, después de lo cual las frutas empiezan a desarrollarse continuamente, este periodo es seguido por otras cuatro semanas de crecimiento rápido, mientras la planta está floreciendo y está desarrollando frutas. Esta etapa termina con la floración.

2.1.4.3. Etapa reproductiva

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA Y FORESTAL CENTA (2003) afirma que esta etapa inicia a partir de la de la fructificación, dura entre 30 o 40 días, y se caracteriza por la detención del crecimiento en la planta y en los frutos extraen los nutrientes necesarios para su crecimiento y posterior maduración.

Según BOLAÑOS A. (2004), después de la floración y cuajada, la fruta empieza a desarrollarse y a crecer y logra en este periodo la mayor acumulación de materia seca en la fruta a un ritmo relativamente estable. Esta etapa inicia a en la fructificación, y se caracteriza porque el crecimiento de la planta se detiene y los frutos extraen de la planta los nutrientes necesarios para su crecimiento y posterior maduración.

2.1.5. FISIOLÓGÍA DE LA GERMINACIÓN

WILSON C. y LOOMIS W. (2000) mencionan que en condiciones favorables, a la imbibición de agua por las semillas siguen muchas actividades. El protoplasma se hidrata y sus enzimas empiezan a funcionar. El almidón es digerido y se transforma en azúcar, los lípidos en compuestos solubles y las proteínas almacenadas en aminoácidos. La disponibilidad de estas sustancias permite la liberación de energía por la respiración, el traslado de alimentos al embrión y el comienzo del crecimiento de éste. El humedecimiento de las semillas hace que la respiración aumente rápidamente.

A consecuencia del aumento de la actividad enzimática y de alimento y energía disponible en la semilla en germinación, el alargamiento celular empieza en el embrión y nuevamente se pone en marcha el desarrollo de la nueva planta que había empezado con la fecundación.

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA Y FORESTAL CENTA (2003) argumenta que el proceso de germinación de tomate comprende las etapas siguientes:

- Rápida absorción: que dura aproximadamente 12 horas, que consiste en una rápida absorción de agua.
- Reposo: este proceso dura 40 horas, durante la cual no se observa ningún cambio; la semilla comienza a absorber agua de nuevo.
- Crecimiento: asociada al proceso de germinación de la semilla.

Para el proceso de germinación es necesario considerar, elevadas cantidades de oxígeno; cuando la oxigenación es deficiente se reduce drásticamente la germinación, esto suele en suelos anegados y con poco oxígeno. El mismo autor considera que la temperatura óptima en el tomate oscila entre los 20 y 25 ° C; se

produce mejor en la oscuridad, en ciertos caso algunas variedades resulta inhibida por la luz.

2.1.6. FACTORES QUE AFECTAN A LA GERMINACIÓN

PÉREZ GARCÍA F. y PITA J. (2005) manifiestan que es preciso que concurren una serie de condiciones externas para que una semilla germine. Hay factores externos que influyen en el proceso de germinación y los más importante son: humedad, temperatura, oxígeno e iluminación.

2.1.6.1. Factores externos

Humedad.

Es necesario que la semilla rehidrate sus tejidos para que obtenga un metabolismo activo, para ello la semilla tiene que estar en contacto físico con agua en estado líquido. En la mayor parte de las semillas, un exceso de agua es desfavorable para la germinación ya que dificulta la llegada del oxígeno hasta el embrión.

Hasta que la radícula asoma al exterior, el agua llega al embrión a través de las paredes celulares de la cubierta seminal. La penetración del agua tiene lugar a favor de un gradiente de potencial hídrico, ya que los valores de los potenciales hídricos en las semillas suelen ser muy bajos, como los que suelen presentar los suelos salinos, pueden llegar a limitar e incluso impedir totalmente la entrada de agua al interior de la semilla, con lo cual la germinación no tiene lugar. Recientes investigaciones demuestran que la cosecha de tomate está correlacionada, con la humedad media en 24 horas, y que valores elevados reducen la cosecha en tomate (PÉREZ F. y PITA J., 2005).

Temperatura

La temperatura es un factor decisivo en el proceso de germinación. Su efecto se debe a su capacidad para influir sobre los enzimas que regulan la velocidad de las

reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla tras su rehidratación. Así, del mismo modo que la actividad de cada enzima tiene lugar entre un máximo y un mínimo de temperatura, existiendo un óptimo intermedio, en el proceso de germinación pueden establecerse unos límites de similares (PÉREZ F. y PITA J., 2005).

Las temperaturas compatibles con la germinación varían mucho de unas especies a otras. Sus limitantes suelen ser muy estrecho en semillas de especie adaptadas a hábitat muy definidos, y más amplios en semillas de especies con una amplia distribución ecológica.

PÉREZ GARCÍA F. y PITA J. (2005) argumentan que el límite inferior está alrededor de 0°C. El óptimo oscila entre los 25 y 31°C y el máximo entre 40 y 50°C. En el cultivo de tomate la temperatura mínima para la germinación es del 18 °C, el rango óptimo es del 20 a 35°C y la temperatura máxima para la germinación es de 35 a 45 °C.

NUEZ F. y SZPINIAK M. (2005) indican que el tomate es una planta termoperiódica, es decir, que crece mejor bajo temperaturas variables, que durante temperaturas constantes a 25°C y sugiere como temperaturas idóneas de este cultivo (día/noche) 20/18°C.

El mismo autor, sobre el oxígeno, considera que la aireación es necesaria para la germinación de la semilla y en este caso, el embrión necesita disponer de oxígeno suficiente para obtener energía imprescindible para mantener sus actividades metabólicas. Además, para que la germinación tenga lugar, el oxígeno disuelto en el agua debe llegar hasta el embrión. Por ello, algunos elementos químicos presentes, en ocasiones, son capaces de reducir la difusión del O₂ y llegar a ser verdaderos obstáculos para la germinación de la semilla.

Otra situación a tomar en cuenta, es el hecho de la cantidad de agua puesta a disposición de la semilla, disminuyendo la cantidad de oxígeno que llega al embrión, reflejando la velocidad de consumo de oxígeno por el embrión, durante la absorción de agua (PÉREZ F. y PITA J., 2005).

Iluminación

Según PÉREZ GARCÍA F. y PITA J. (2005), se suele clasificar la semilla en tres grandes grupos según sus necesidades de luz para germinar.

- a) Semillas con fotosensibilidad positiva: semillas que germinan preferentemente bajo condiciones de iluminación.
- b) Semillas con fotosensibilidad negativa: semillas que germinan preferentemente en oscuridad, siendo la luz desfavorable para la germinación.
- c) Semillas no fotosensibles: semillas indiferentes a las condiciones de iluminación.

NUEZ F. y SZPINIAK M. (2005) señalan que el tomate es un cultivo insensible al fotoperíodo y requiere entre 8 y 16 horas de buena iluminación. Es preferible mayor iluminación en períodos más cortos, que iluminaciones débiles en ciclos más largos. Características muy válidas en este cultivo, para lograr con éxito el mejoramiento genético y disponer de cultivares mejor adaptados a las diferentes zonas de producción.

2.1.6.2. Factores Fisiológicos (internos)

Entre los factores fisiológicos que afectan a la germinación de las semillas, COURT C. (2013) considera los siguientes:

Madurez de la semilla

Se considera madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo desde el punto de vista morfológico y fisiológico. La morfológica se consigue cuando las distintas estructuras de la semilla y el embrión han completado su desarrollo. También, se la relaciona con la deshidratación de los diferentes tejidos que forman la semilla.

Viabilidad

Se refiere al tiempo en que una semilla demora en germinar. Situación que puede ser variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento, e indica que una de las causas para perder la viabilidad podría ser el agotamiento de sus reservas nutritivas, situación que conlleva a la pérdida de su capacidad germinativa.

Según COURT C. (2013), el tipo y longevidad de la semilla se deben posiblemente, a las características de dureza de la cubierta seminal, permitiéndoles decenas o centenas de años germinar sin ningún problema. Sobre el mismo tema menciona que, la vida media de una semilla por lo general se sitúa entre 5 y 25 años.

2.2. ESTRÉS ABIÓTICO EN LAS PLANTAS

Según ASKARI H. *et al* (2006), los estreses abióticos más comunes son la sequía y la salinidad del suelo, estos estreses afectan al crecimiento y productividad de los cultivos agrícolas y como resultado, el desarrollo del mejoramiento de los niveles de tolerancia a estos estreses se ha convertido en una prioridad urgente. Simultáneamente, la comunidad científica, preocupada por esta situación, está realizando investigaciones para poder entender con claridad los mecanismos de adaptación de las plantas para combatir los estreses abióticos. Además, el mismo autor hace énfasis sobre la salinidad, diciendo que es un fenómeno que se presenta

debido al uso inadecuado del agua de riego y/o fertilizantes, o bien, parte de las sales naturales que migran de las aguas subterráneas poco profundas.

FLOWERS T. y YEO A. (2006) considera que más de 800 millones de hectáreas a nivel mundial son afectadas por salinidad. Además indica, que aproximadamente el 20 % de la tierra cultivable está afectada por la salinidad, mientras que el 50 % de los suelos con algún cultivo agrícola están afectados por estrés salino.

GIACOMELLI J. *et al* (2005) declaran que las causas principales de las pérdidas en los cultivos la constituyen los estreses abióticos. Dichas pérdidas en términos de productividad, puede llegar al 50 %, por tal razón se elabora continuamente estrategias de mejoramiento.

2.2.1. FASES DE RESPUESTA DE LAS PLANTAS AL ESTRÉS

De acuerdo a DE CIRES A. (2009), se pueden diferenciar cuatro fases de respuesta al estrés y una cuarta de regeneración, después de haberse producido daños irreversibles.

2.2.1.1. Fase de respuesta: Reacción de alarma

En esta fase los vegetales responden con una disminución en varias funciones fisiológicas, tales como la capacidad o rendimiento fotosintético, transporte o acumulación de metabolitos o absorción y transporte de iones, todo ello, a menudo acompañado por un incremento respiratorio. Durante esta fase, los vegetales activarán sus mecanismos de defensa estrés, debido a la aclimatación de las tasas metabólicas, activando los procesos de reparación. (DE CIRES A, 2009)

2.2.1.2. Fase de restitución: Estadio de resistencia

AZCÓN J. (2008) manifiesta que esta fase, se produce una aclimatación y reparación por parte de la planta. Se percibe el agente estresante y se realiza un reajuste de los procesos afectados, creándose un nuevo "óptimo fisiológico" bajo estrés a largo plazo (días-semanas), y debido a la mejora en la estabilidad, puede producirse la normalización

2.2.1.3. Fase final o estado de agotamiento

DE CIRES A. (2009) manifiesta que la fase de agotamiento aparece tras una situación de estrés a largo plazo o cuando hay una sobrecarga de los mecanismos que permiten sobreponerse al estrés por haberse superado el umbral de dosis-respuesta, esta fase, pierde progresivamente las capacidades fisiológicas y la vitalidad, hasta llegar finalmente, la muerte celular.

2.2.1.4. Fase de regeneración

Si es necesario, cualquier daño incurrido puede ser reparado en una última fase, que puede ser parcial o completa, y durante la cual, es posible se produzca la restitución del funcionamiento fisiológico, si el daño no ha sido irreversible (DE CIRES A, 2009).

2.2.2. HORMONAS QUE PARTICIPAN EN LOS ESTRESSES

2.2.2.1. Ácido abscísico (ABA)

KIM C. *et al* (2010) señalan que el ABA es un ácido particularmente importante, en la respuesta a estrés y desempeña un papel importante en los procesos fisiológicos, cuyos efectos varían dependiendo del tejido y estado de desarrollo de la planta. Entre sus múltiples funciones, se incluye la inducción de síntesis de

proteínas LEA (Late Embriogenesis Abundant) las cuales, producen tolerancia a nivel del embrión, evitando la deshidratación y acumulación de proteínas de almacenamiento. Además se le atribuye al ABA, el mantenimiento de la dormancia en las semillas; en hipocótilos, epicótilos y coleótilos inhibe el crecimiento y elongación; y en hojas promueve su senescencia. Se ha reconocido su antagonismo a diversos efectos de las giberelinas, incluyendo la promoción del crecimiento en plántulas y la síntesis de α -amilasa, cumple un papel importante en la regulación de las relaciones hídricas, por su relación determinante en la respuesta de las células guardas estomáticas y en el mantenimiento del crecimiento radical durante el déficit hídrico, lo cual se encuentra ampliamente estudiado y documentado en la actualidad.

CASARETTO J. y MIGUEL J. (2006) manifiestan que el ácido abscísico (ABA), es una de las hormonas de crecimiento que regula el proceso de maduración, desecación, además, de la dormancia de la semilla, mecanismos para evitar la germinación precoz, pero también hay reguladores de crecimiento como auxinas, giberelinas y citoquininas, conocidas sustancias que ayudan a desequilibrar las concentraciones endógenas de ABA, ayudando a romper la dormancia.

Para MOLINA L. (2000), el Ácido Abscísico (ABA) en el proceso de las plantas actúa como un regulador importante para 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, también es un mediador esencial de las respuestas de las plantas a los estreses ambientales. ABA se encuentra en todos los tejidos vegetales y en todas las plantas superiores.

Sobre el mismo tema, SRIVASTAVA L. (2002), indica que el ABA, actúa como mediador entre la percepción del estrés y la promoción de la respuesta a través de la inducción de otras fitohormonas, por lo que juega un papel clave en la regulación de las respuestas de las plantas frente a los factores ambientales.

2.2.2.2. Giberelinas

YAMAGUCHI y KAMIYA (2008) describen las giberelinas como un grupo de diterpenoides que se definen más por su estructura que por su actividad biológica, contrario a lo que ocurre con las auxinas y las citoquininas.

UEGUCHI M. *et al* (2007) manifiestan que actúan como reguladores esenciales del desarrollo de las plantas y cubren todos los aspectos de vida de las plantas, afianzando varias respuestas del crecimiento desde la germinación de las semillas hasta la floración y la liberación de enzimas hidrolíticas en algunos tejidos de las plantas.

BALAGUERA L. *et al* (2009) en un experimento trataron semillas de tomate con 900 mg L⁻¹ de ácido giberélico (GA) obteniendo plántulas de tomate más vigorosas, con mayor altura y diámetro de tallo. El autor menciona dentro de las fitohormonas recomendadas a las giberelinas, por sus propiedades estimuladoras de la germinación, la elongación celular y la emergencia de la radícula a través del endospermo.

2.2.3. ESTRÉS SALINO

RHOADES J. *et al* (1992) manifiestan que el estrés salino es un complejo de estreses abióticos en el que se implican un componente iónico y un componente osmótico y como consecuencia aparece la salinidad, producto de la concentración de sales solubles, procedentes de regadíos en suelos productivos. Así mismo, CHICO RUIZ J. *et al* (2009) indican que el estrés salino se produce por la evaporación del agua en el suelo y la acumulación de concentraciones altas de soluciones salinas, de las cuales, básicamente el cloruro de sodio, constituye la sal que se encuentra en mayor proporción y de esta, los iones de sodio son los más tóxicos para la mayoría de las plantas y varias otras, son también inhibidas en cambio, por altas concentraciones de iones de cloro y como resultado se

disminuye el potencial osmótico en las soluciones del suelo, ocasionado por déficit de agua.

LEIDI E. y PARDO J. (2006) declaran que la tolerancia de un cultivo a la reducción de la producción por salinidad es un carácter complejo, que involucra respuestas al estrés iónico y osmótico a nivel celular, la coordinación de esas respuestas a nivel de organismo y su interacción con el medio circundante. Los mecanismos que confieren tolerancia a nivel celular pueden no tener efecto a nivel de planta, pero se asocian células diferenciadas con distintas funciones (absorción, transporte, asimilación de carbono), y espacialmente separadas y enfrentadas a condiciones ambientales distintas. Así también, BARRÓN J. y PRECIADO P. (2009), mencionan que en la naturaleza la capacidad de tolerar la salinidad o la sequía parece estar inversamente relacionada con la tasa de crecimiento, lo que significa, que el estrés salino, como otros estreses abióticos, inhibe el crecimiento y su posterior desarrollo en las plantas.

2.2.4. ESTRÉS HÍDRICO

LUNA F. *et al* (2012) interpreta al estrés hídrico como uno de los principales causantes de la muerte en plantas, situación que ocurre cuando la transpiración excede el agua absorbida por las raíces. Los efectos morfológicos y fisiológicos del estrés hídrico sobre los árboles están ampliamente documentados pero se carece de información suficiente para el estado de plántula.

Según LÜTTGE (2007), durante el estado de plántula se experimenta mayor estrés hídrico porque los individuos aún no han desarrollado un sistema radicular extenso ni profundo y su acceso al agua del suelo es limitado. Esta etapa condiciona el establecimiento de las especies vegetales ya que el estrés hídrico puede provocar su muerte; por ello es necesario estudiar sus respuestas fisiológicas y morfológicas ante condiciones de baja humedad del suelo.

SHINOZAKI K. y YAMAGUCHI K. (2007) argumentan que las plantas también responden al estrés por déficit hídrico a nivel celular y molecular. Una de las principales respuestas al estrés hídrico es la modificación de la expresión génica, relacionada con la producción de enzimas clave en la vía de síntesis de osmolitos, proteínas con función protectora, enzimas antioxidantes, factores de transcripción.

2.2.5. ESTRÉS OSMÓTICO

VERSLUES E. *et al* (2006) manifiestan que el estrés osmótico es inducido por el bajo potencial hídrico. La sequía, la salinidad y el frío son factores que conducen a la deshidratación celular, la cual causa estrés osmótico que a su vez limita la absorción de agua del suelo por las plantas. El estrés osmótico también ocasiona la producción de especies reactivas de oxígeno (ROS, reactive oxygen species) que afectan negativamente la estructura celular y el metabolismo. Las respuestas tempranas a la sequía y a la salinidad son idénticas excepto por el componente iónico, e incluyen la disminución de la fotosíntesis o cambios en los procesos hormonales.

HADIARTO T. y TRAN P. (2011) argumentan que la aclimatación al estrés osmótico es un proceso complejo, que involucra numerosos cambios que incluyen disminución del crecimiento, cambios en la expresión de genes, incremento en los niveles de ácido abscísico (ABA), acumulación de solutos compatibles y de proteínas protectoras, ajuste en el transporte iónico e incrementos en los niveles de antioxidantes.

Cuando el estrés osmótico es moderado, hojas y tallos disminuyen su crecimiento con la consiguiente acumulación de solutos y la manifestación del ajuste osmótico, mientras que la raíz puede continuar creciendo (HADIARTO T. y TRAN P., 2011).

GONZALES P. (2007) demuestran que el efecto osmótico se da por el bajo potencial hídrico que producen las sales en la solución del suelo. Limita la disponibilidad de agua, ocasionando una disminución en el potencial de turgencia de las células, este fenómeno induce un cierre estomático aumentando la resistencia a la difusión del CO₂, y como consecuencia una disminución en la tasa fotosintética, a su vez produce disminución en la tasa respiratoria limitando la difusión del vapor de agua, lo que aumenta la eficiencia en el uso de ésta.

Según NAKASHIMA K. y YAMAGUCHI K. (2010), el estrés osmótico ocasionado por sequía, salinidad y frío frecuentemente limita el crecimiento y la productividad de las plantas. Éstas responden y se aclimatan a condiciones adversas con una serie de cambios morfológicos, fisiológicos, bioquímicos y moleculares, regulados por múltiples rutas de señalización en respuesta al estrés.

BENÍTEZ A. (2005) asegura que los factores como temperatura, insolación y salinidad, conducen a los cultivos a un déficit hídrico, limitando el crecimiento y la productividad vegetal. También las bajas temperaturas inducido por la sequía, la salinidad y deshidratación establece un medio directo al estrés osmótico. 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.

Sobre el mismo tema, RODRÍGUEZ L. (2006), manifiesta que las condiciones de salinidad y sequía en los suelos son las causas más frecuente de estrés en los cultivos. Estos dos factores abióticos (la sequía, salinidad) conllevan directamente al estrés osmótico, impide el crecimiento y genera un trastorno a nivel metabólico.

2.2.5.1. Estrés osmótico por salinidad

REYES JUAN *et al.*, (2013) al probar plántulas de albahaca sometidas a la salinidad (NaCl), demostraron que el porcentaje de germinación disminuye debido a las altas soluciones salinas, que impiden una correcta germinación, además

mencionan que el porcentaje de germinación fue mayor para el testigo (0 mM) y mientras que a mayor estrés osmótico (100 mM), el crecimiento fue afectado, con porcentajes inferiores con respecto a la concentración anterior.

CAMEJO DAYMI y TORRES W. (2007) al probar cultivares de tomate sometidas a diferentes concentraciones de cloruro de sodio, demostraron que los valores de germinación no difieren con relación al control con la concentración 100 mM, mientras que con 150 mM éstos disminuyen.

TERÁN A. (2008) en estudios realizados en híbridos y variedades de tomate sometidos a soluciones salinas entre la dosis D1 y D4 de (0 y 10,9 g.l⁻¹ de NaCl), encontraron que la variable longitud del hipocótilo presenta valores superiores a los 50 mm, mientras que los valores más bajos estuvieron entre los 18 y 30 mm para esta variable. Además manifiesta que mientras hubo un aumento progresivo en las dosis de NaCl, se produjo una reducción en la longitud del hipocótilo.

CAMEJO DAYMI y TORRES W. (2007) al probar cultivares de tomate sometidos a diferentes concentraciones de cloruro de sodio, demostraron una reducción significativa del peso de biomasa fresca a concentraciones de 100 a 150 mM. En cambio el peso de biomasa seca tratadas con niveles moderados de salinidad (50 Mm) presento un crecimiento de biomasa seca similar o superior al testigo, mientras que al aumentar la concentración el peso de biomasa seca disminuyo.

2.2.5.1. Potencial Osmótico

CÁRDENAS L. y VILLEGAS A. (2005) manifiestan que uno de los componentes del potencial de agua es el potencial osmótico y su determinación se basa principalmente en el cambio de las propiedades físicas y químicas de ésta, debido a la presencia de solutos.

DI GIAMBATISTA G. *et al* (2010), al estudiar la germinación y el crecimiento frente a la sal (NaCl) y al efecto osmótico en semillas de *Capsicum annuum* L. encontraron que la concentración de NaCl y el potencial osmótico más alto produjeron una disminución en la germinación.

LAYNES JOSÉ *et al* (2008) indican que en estudio realizado en maíz, en lo que respecta a la longitud de la radícula sometido al efecto de potencial osmótico se verifico que el testigo alcanzo mayor longitud, mientras que a mayor potencial osmótico menor es la longitud radicular.

MADUEÑO A. *et al* (2006) probaron niveles de potencial osmótico de manitol en plántulas de frijolillo y encontraron que al aumentar el potencial osmótico el crecimiento radicular se inhibe.

2.2.6. ESTRÉS IÓNICO

Según MUNNS R. (2002), otro de los efectos perjudiciales que la salinidad ejerce en las plantas es el debido a los iones específicos. Esto se produce cuando iones específicos que están en desproporcionada concentraciones, Na^+ , Cl^- , SO_4^{2-} se acumulan en la célula. Esta acumulación de iones da lugar a desequilibrios nutricionales, toxicidad y estrés oxidativo.

MARSCHNER H. (1995) manifiesta que en un suelo salino la elevada concentración de iones Na^+ y Cl^- (o SO_4^{2-}) produce una interferencia en la absorción de nutrientes (K^+ , Ca^{2+} , NO_3^-) e impide la captación de los mismos, al tiempo que pueden alcanzar niveles citosólicos tóxicos para el metabolismo celular.

2.2.7. OSMOLITOS

YANCEY P. (2001) comenta que los osmolitos son pequeñas solutos, utilizados por las células de numerosos organismos y tejidos para mantener el volumen celular. Los osmolitos comunes son aminoácidos, azúcares, metilaminas, compuestos metilsulfonados y urea. A diferencia de los iones de la urea, la mayoría son solutos compatibles.

Los osmolitos, según MULET J. (2011), son moléculas pequeñas y tienen la capacidad de retener agua. Por lo tanto, si las células las acumulan, dificultarán que el agua se escape por transpiración, existen un sinnúmero de ellos y se los puede encontrar como iones, ejemplo de ello, tenemos potasio, proteínas pequeñas, azúcares, entre ellas, la sacarosa, polialcoholes como el glicerol o el sorbitol.

De acuerdo a APARECIDA M. y ZAMBILLO P. (2003), el manitol es una solución osmótica que no permite la absorción de agua, retrasa el proceso germinativo y alarga la duración de la fase de latencia.

2.3. MEJORAMIENTO GENÉTICO EN TOMATE

Según PARAN I. y KNAAP E. (2007), en los últimos 40 años la meta universal ha sido mejorar el tomate de mesa (para consumo en fresco); siendo uno de los objetivos principales la producción de frutos por unidad de superficie y la calidad externa o comercial (presentación, aspecto firmeza, conservación). Afirman también, que esto dependerá de los métodos con los que se cultiva al tomate (en campo o en invernadero).

YANO K. *et al* (2007) explica que la experimentación científica se ve favorecida, porque el tomate es una planta autógama diploide ($2n = 24$), con un ciclo de vida corto, un elevado potencial productivo y de fácil polinización y de propagación

vegetativa. Además, su genoma es relativamente pequeño (950 Mb) y existen numerosas bases de datos, donde se puede encontrar información sobre la parte molecular de este cultivo.

Según RODRIGUEZ G. *et al* (2013), la semilla de tomate, mejorada genéticamente, satisface los principales requerimientos de los productores y que se refiere a la producción. Sin embargo las semillas importadas, aunque satisfacen los rendimientos, los productores locales carecen de la calidad requerida por los consumidores, debido a que no son genotipos que fueron desarrollados para otros ambientes y condiciones de cultivo.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LOCALIZACIÓN Y DESCRIPCIÓN DEL LUGAR DEL ENSAYO

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 son 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 DE LABORATORIO Y REACTIVOS

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

3.2.2. EQUIPOS

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

3.3. MATERIAL GENÉTICO

El material genético utilizado en el presente experimento, proviene de semillas de tomate recicladas por los agricultores de la parroquia Colonche, cantón Santa Elena de tres ciclos consecutivos **Cuadro 1**.

Cuadro 1. Características agronómicas de tomate proveniente del agricultor de la parroquia Colonche, Cantón Santa Elena.

Tipo	Determinado, color rojo intenso y cascara fina
Fruto	Redondeado.
Peso de fruto	130 – 140 g
Floración	55 – 65 días
Problemas fitosanitarios	Moderante tolerante al (<i>Phytophthora infestans</i>)
Cosecha	80 - 85 días
Transporte	No es resistente a la manipulación.

3.4. OSMOLITOS (manitol)

Eleva la osmolaridad del líquido tubular, inhibiendo la reabsorción de agua y electrolitos.

Cuadro 2. Propiedades físicas del manitol

Estado de agregación	Solido
Apariencia	Es un polvo cristalino blanco e inodoro, o gránulos.
Densidad	1,52 g/ml
Masa molar	182,172 g/mol
Punto de fusión	165 y 169 ° C

3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL

Se utilizó el diseño completamente al azar (DCA) en arreglo factorial 6 x 2, que consiste en seis concentraciones y dos fotoperiodos, con un total de 12 tratamientos y dos repeticiones. El detalle la distribución de los grados libertad se presentan en el **Cuadro 3**.

Cuadro 3. Distribución de los grados de libertad

DCA con arreglo factorial	
Fuentes de variación	Grados de libertad
Tratamientos (t -1)	11
Factor A Concentraciones (n-1)	5
Factor B Fotoperiodo (n-1)	1
Int. A X B	5
Error t(r-1) 6(2-1)	12
Total (t*r) -1	23

3.6. TRATAMIENTOS

Los tratamientos en estudio, consistieron en seis concentraciones (0, 125 y 175, 225, 275, 325 mM de) y dos fotoperiodos (16 horas luz y 24 horas de oscuridad). El detalle de lo indicado se presenta en el **Cuadro 4**.

Cuadro 4. Descripción de los tratamientos.

Simbología de tratamiento	Concentraciones de manitol	Fotoperiodos horas luz/oscuridad
C1F1	0 mM	16/8
C1F2	0 mM	0/24
C2F1	125 mM	16/8
C2F2	125 mM	0/24
C3F1	175 mM	16/8
C3F2	175 mM	0/24
C4F1	225 mM	16/8
C4F2	225 mM	0/24
C5F1	275 mM	16/8
C5F2	275 mM	0/24
C6F1	325 mM	16/8
C6F2	325 mM	0/24

3.7. DELINEAMIENTO EXPERIMENTAL

a. Diseño experimental:	DCA con arreglo factorial 6x2
b. Tratamientos(caja Petri= unidad experimental):	12
c. Repeticiones:	2
d. Total de unidades experimentales:	24
e. Número de semillas por caja:	20
f. Número de cajas por tratamiento:	2
g. Número de semillas por tratamiento:	20
h. Número de semillas por experimento:	480

3.8. MANEJO DEL EXPERIMENTO

Para la germinación de las semillas se utilizó manitol en concentraciones de 0, 125, 175, 225, 275, y 325 mM. Luego por cada caja petri, se sembraron 20 semillas, adicionándole 5,5 ml de cada concentración.

3.8.1 FORMULACIÓN Y PREPARACIÓN DE SOLUCIONES OSMÓTICAS.

3.8.1.1. Cálculos de soluciones utilizadas

Para convertir los datos de milimolar a gramos, se utilizó la fórmula: $M = \frac{g}{PM \times V(L)}$, de acuerdo al requerimiento del cálculo queda como $g = PM \times M \times V$ (L). Considerando el peso molecular de manitol que corresponde a 182,172. Las soluciones de manitol se prepararon con las siguientes concentraciones 0, 125, 175, 225, 275, y 325 mM, El volumen total de las soluciones fue de 100 ml, detallo a continuación:

***Concentración: 125 mM**

Fórmula:

$$M = \frac{g}{PM \times V (L)}$$

$$g = PM \times M \times V (L)$$

$$g = 182.72 \times 0.125 \times 0.1$$

$$g = 2.27$$

***Concentración: 175 mM**

$$g = 182.72 \times 0.175 \times 0.1$$

$$g = 3.18$$

***Concentración: 225 mM**

$$g = 182.72 \times 0.225 \times 0.1$$

$$g = 4.09$$

***Concentración: 275 mM**

$$g = 182.72 \times 0.275 \times 0.1$$

$$g = 5,00 \text{ g}$$

***Concentración: 325 mM**

$$g = 182.72 \times 0.325 \times 0.1$$

$$g = 5,92$$

3.8.2. PROTOCOLOS DE SIEMBRA

1. Se realizó triple lavado en agua destilada con detergente para eliminar contaminantes.
2. Las cajas Petri se esterilizaron en autoclave, a una presión de 15 PSI por 2 horas.
3. Para la identificación de los tratamientos se rotularon cada una de las cajas Petri con el respectivo código.
4. Se cortó papel filtro en círculos y se colocaron dentro de cada caja como sustrato y para mantener la humedad durante la germinación.
5. Se colocaron 20 semillas en cada caja Petri, agregando 5,5 ml de cada concentración de manitol preparada con las soluciones de acuerdo a los tratamientos.

3.8.3. PREPARACIÓN Y SELECCIÓN DE SEMILLAS DE TOMATE

Las semillas seleccionadas para la prueba de germinación fueron de frutos maduros, de donde se extrajo las semillas, dividiendo los frutos en dos secciones, eliminando los residuos del mesocarpio y se les extrajo la humedad, utilizando papel toalla de cocina. A continuación, las semillas fueron envueltas en papel filtro, para su desinfección. Posteriormente fueron sumergidas en alcohol por un minuto y luego, en una solución de hipoclorito de sodio, en proporción de 80/20 (Cloro activo/H₂O destilada). Finalmente, se dejó escurrir la solución que tenían impregnada y fueron escogidas únicamente las semillas que presentaron una forma redondeada y libre de tejidos necróticos.

3.8.4. SIEMBRA DE SEMILLAS DE TOMATE

Se sembraron 20 semillas de tomate en cada caja Petri, con su respectivo papel filtro. Posteriormente fueron humedecidas con 5,5 ml de cada concentración de manitol, selladas con cinta parafina. Finalmente, los tratamientos se colocaron de acuerdo a los fotoperiodos, en distintas cámaras de crecimiento por 15 días y a una temperatura promedio de 24°C.

3.9. VARIABLES EXPERIMENTALES

3.9.1. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

El porcentaje de germinación fue evaluado a 3, 6, 10, 13, y 15 días, en función del número de semillas por día.

3.9.2. LONGITUD DE RADÍCULA

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

3.9.3. LONGITUD DEL HIPOCÓTILO

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

3.9.4. PESO DE BIOMASA FRESCA

Se seleccionaron al azar cinco plántulas germinadas y luego se pesaron en gramos empleando balanza analítica a los 15 días.

3.9.5. PESO DE BIOMASA SECA

Para biomasa seca se consideró el peso en gramos; utilizando las mismas plantas seleccionadas, envolviéndolas en papel aluminio y colocándolas en la estufa durante 90 minutos a 70°C para obtener el peso seco al día 15.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

En el **Cuadro 5**, del análisis de la varianza, la interacción A (concentraciones) x B (horas luz) muestra que la F. calculada en los días 10, 13 y 15 fue significativa al 1 % de probabilidades; al día 3, se observa diferencia estadísticas significativas al 5% de probabilidades; mientras que al día 6, no mostró diferencia significativa respecto al porcentaje de germinación.

Cuadro 5. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la interacción A*B en la variable porcentaje de germinación a los 3, 6, 10, 13 y 15 días.

Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
día 3	5	4,5 *	3,11	5,06
día 6	5	1,51ns	3,11	5,06
día 10	5	9,67 **	3,11	5,06
día 13	5	12,66 **	3,11	5,06
día 15	5	11,84 **	3,11	5,06

En relación a la variable germinación, **Figura 2**, se evaluaron un total de 20 semillas. Los resultados señalan, que en C1H1 (control) en el día 3, se presenta una germinación con valor 7. Mientras que desde el día 6 hasta el 15, la germinación alcanza máximos valores de 9 y 10 respectivamente; en C1H2 (control) se observa una variación en la germinación con valores de 4, 7, 8 respectivamente. En cuanto a los tratamientos C2H1 y C2H2, se puede notar similitud en el día 3 con un valor de 4. Al día 6 la germinación varió de 8 a 6

respectivamente; mientras, en los días 10, 13 y 15, la germinación alcanzo en 9 y 6 para cada uno de los tratamientos. En C3H1 y C3H2, se observa la disminución de la germinación con valores de 0, 3, 7 y 5 en las evaluaciones realizadas a los días 3 y 6 pero se mantiene la germinación en los días 10, 13 y 15 con valores de 8 y 7 respectivamente en cada tratamiento. En cuanto a C4H1, continúa la disminución de la germinación de 0 a 3 entre los días evaluados, mientras que en C4H2 estos valores fluctúan entre 2, 5 y 6, durante los mismos días. Situación similar se nota, en C5H1 donde el porcentaje continúa disminuyendo de 0 a 4 desde el día 3 al 15, mientras que en C5H2 se aumenta ligeramente de 0 a 5 entre los días 3 y 15. Por último, en C6H1, la germinación se disminuye notablemente sobre todo en el fotoperíodo H1 con valores de 0 al día 3 y 2 para el resto de los días. Estos resultados coinciden con lo indicado por DI GIAMBATISTA *et al* (2010), quienes indican que a mayor potencial osmótico en semillas, menor es la germinación. Mientras, en C6H2 (24 horas de oscuridad), se nota un ligero aumento que va de 2 a 4 desde el día 6 al 15. Lo ocurrido en los tratamientos con fotoperíodo H2, posiblemente se deba a, que las semillas estudiadas, pertenecen al grupo de fotosensibilidad negativa, las cuales germinan preferentemente en oscuridad, siendo la luz desfavorable para la germinación.

También, estos resultados, concuerdan con los obtenidos por CAMEJO DAYMI y W. TORRES (2007), quienes indica que cuando probaron cultivares de tomate, presentaron valores de germinación a la concentración de 100 mM que no diferían del control, mientras que a la concentración de 150 mM de solución salina, se encontró una inhibición significativa de la germinación, lo mencionado coincide con los resultados obtenidos en este estudio, debido a que el porcentaje de germinación no difiere mucho con el control cuando se probó la concentración C2H1 (125 mM); mientras que el porcentaje de germinación de la semilla se inhibe con concentraciones de solución de manitol superiores a la mencionada.

Resultados similares a los indicados, reportaron REYES J. *et al.* (2013), cuando probaron plántulas de albahaca, en altas concentraciones de manitol y observaron disminución en el porcentaje de germinación, debido al incremento a soluciones salinas como consecuencia se observó imbibición de la semillas, impidiendo la germinación, además mencionan que el porcentaje de germinación fue mayor para el testigo (0 mM) y en (50 mM), mientras que la concentración (100 mM), el crecimiento se vio afectado, con relación a la concentración anterior.

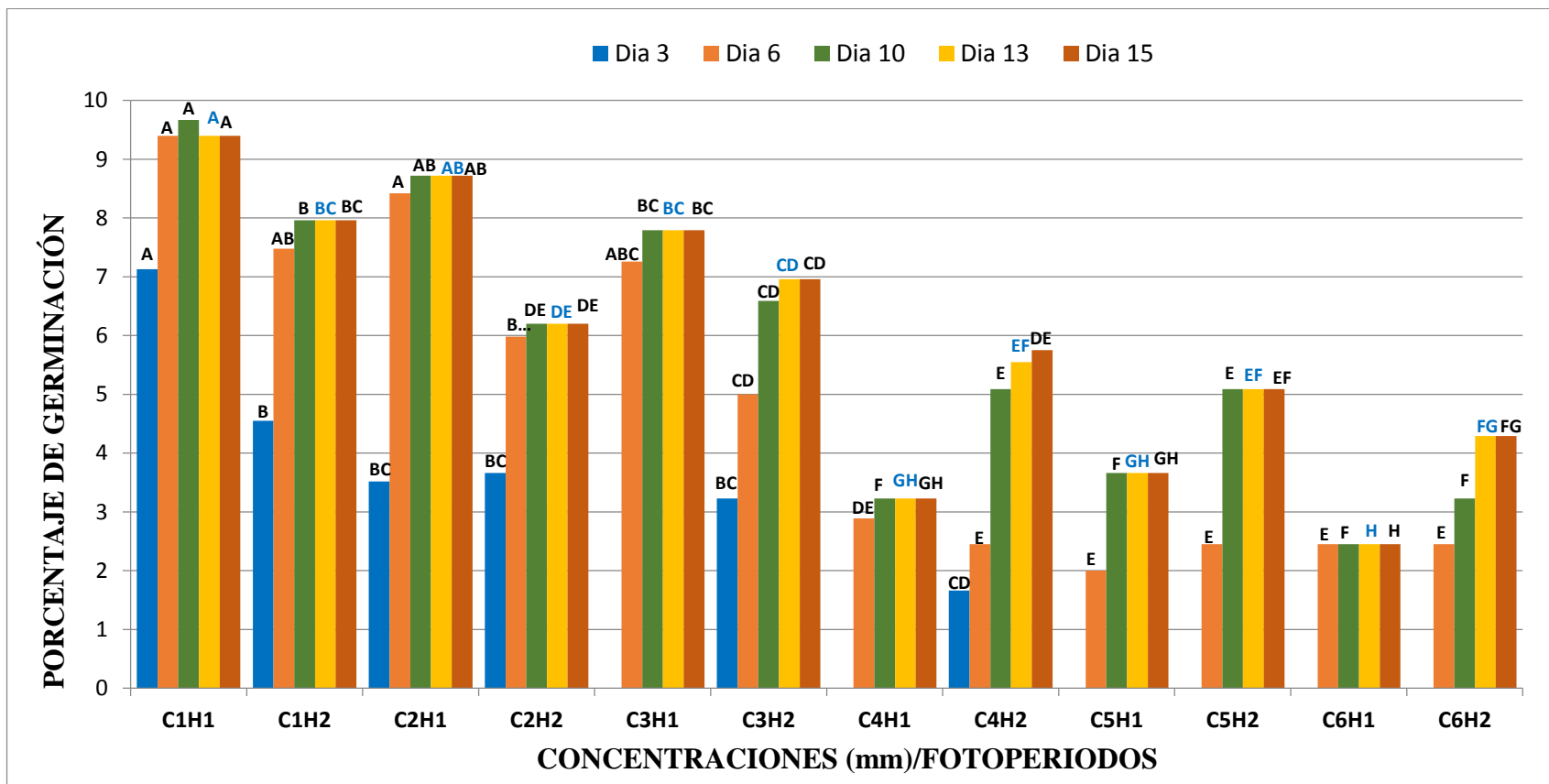


Figura 2. Porcentaje de germinación a los días 3, 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos

4.2. LONGITUD DE RADÍCULA

En el **Cuadro 6**, se muestra diferencia estadísticas en la interacción A x B en donde la F. calculada al día 13 fue significativo al 1% de probabilidades, seguida de la evaluación realizada al día 3, en donde se observa que la F. calculada fue significativa al 5% de probabilidades, mientras que la evaluación realizada en los días 6, 10 y 15, resultaron estadísticamente no significativos respecto a la longitud de la radícula.

Cuadro 6. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la interacción A*B en la variable longitud de radícula a los 3, 6, 10, 13 y 15 días.

Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
día 3	5	3,34 *	3,11	5,06
día 6	5	2,89ns	3,11	5,06
día 10	5	2,71ns	3,11	5,06
día 13	5	6,50 **	3,11	5,06
día 15	5	1,07ns	3,11	5,06

En la **Figura 3**, se puede observar variación de los tratamientos en función de los días evaluados en longitud de radícula, al respecto, C1H1 en el día 3 presenta un crecimiento radicular del 8 mm, mientras que en el día 6, 10, 13 y 15 el crecimiento fue de 17, 20, 21 y 24 mm respectivamente, mostrándose una diferencia en el crecimiento de aproximadamente 7 mm desde el día 6-15. En el tratamiento C1H2 se observa una variación del crecimiento entre los días, con valores de 3, 14, 31, 37 y 33 mm respectivamente. Mientras, C2H1 muestra un crecimiento mínimo, desde el día 3 hasta el 15 con valores de 4, 8, 10 y 11 mm respectivamente. En el tratamiento C2H2 se puede notar que al día 3 el crecimiento de radícula fue de 3 mm y a medida que aumentan los días también

aumenta la germinación con valores que oscilan de 8-21 mm. Mientras, que en los tratamientos desde C3H1 hasta C3H2 son similares en el crecimiento de la radícula, en todos los días evaluados, con valores que oscilan desde 4 hasta 13 mm equitativamente. En el caso de C4H1 y C4H2, hubo una ligera variación en la longitud de la radícula, observándose valores desde 0 hasta 11 mm en todos los días evaluados. En cambio, en los tratamientos, desde C5H1 hasta C6H1, la radícula varió en la longitud de manera significativa, con valores de 1, 3, 5, 6 y 7 mm en todos los días evaluados; pero en el tratamiento C6H2 no se comportó de la misma forma y presentó una variación en el crecimiento en los días evaluados, con valores de 3, 6, 4 y 5 mm respectivamente. Situación, que según LAYNES JOSÉ *et al.*, (2008), se debe a factores de potencial osmótico como lo comprobó, cuando experimentó en dos cultivares de maíz, midió la radícula y en promedio el control obtuvo mejor crecimiento radicular con respecto a los demás tratamientos, además sostiene que a medida que aumenta el potencial osmótico, disminuye la longitud de la radícula. Estos resultados, también coinciden con MADUEÑO-MOLINA *et al* (2006), quien en una investigación similar, donde probaron niveles de potencial osmótico de manitol en plántulas de frijolillo, comprobó que la longitud de radícula se inhibe a medida que aumenta el potencial osmótico.

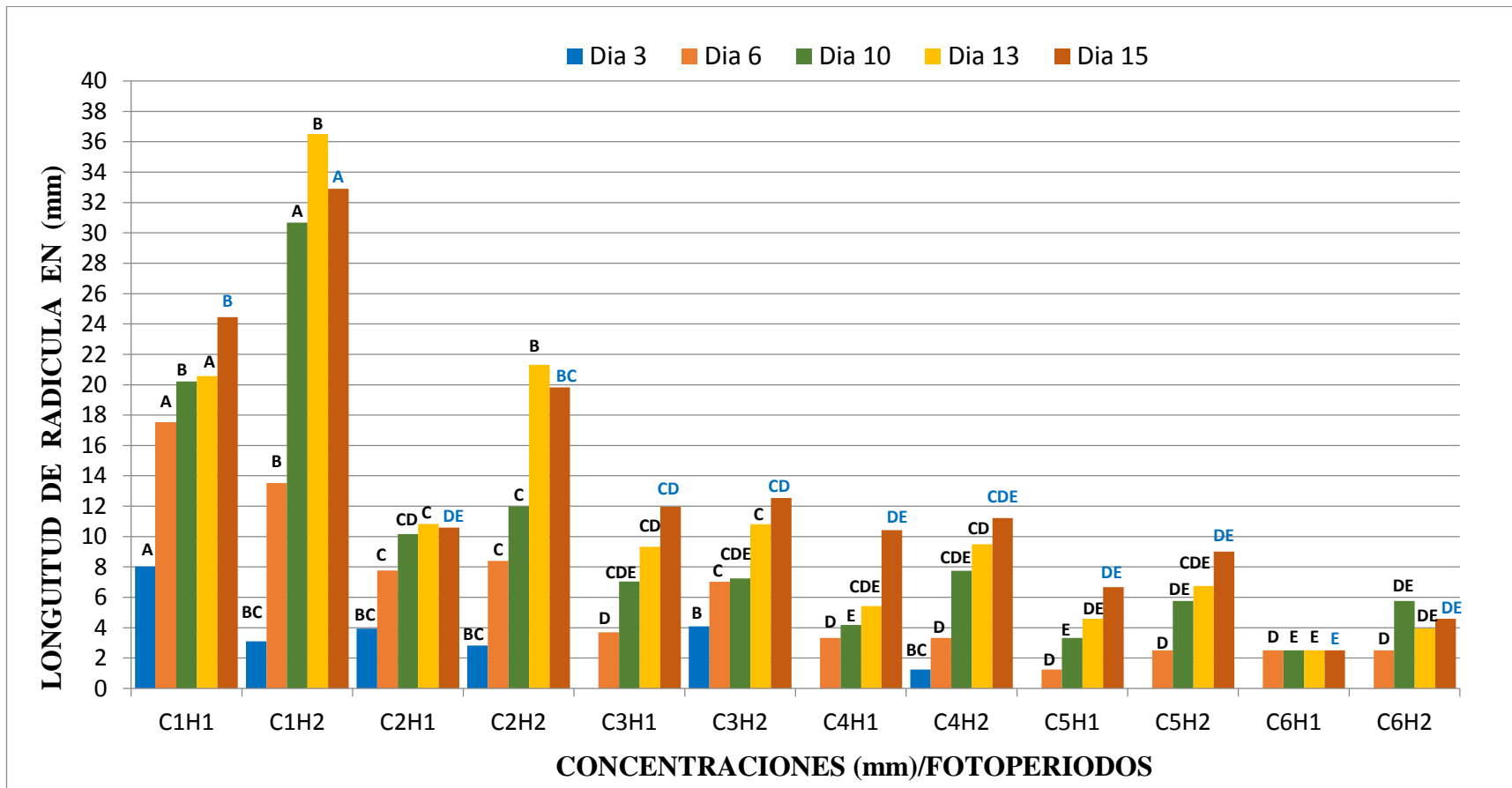


Figura 3. Longitud de raíz (mm), a los días 3, 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/fotoperiodos.

4.3. LONGITUD DEL HIPOCÓTILO

En el **Cuadro 7**, se verifica en la F. calculada donde se muestra la variable longitud de hipocótilo, misma que no presenta diferencias estadísticas significativas en ninguno de los días evaluados.

Cuadro 7. Análisis de la varianza (ANDEVA) en la variable crecimiento de hipocótilo a los 6, 10, 13 y 15 días.

Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
día 6	5	2,77ns	3,11	5,06
día 10	5	0,25ns	3,11	5,06
día 13	5	0,96ns	3,11	5,06
día 15	5	0,94ns	3,11	5,06

En la **Figura 4**, se puede observar variación de los tratamientos en función de los días evaluados para la variable longitud de hipocótilo. Así tenemos, que el tratamiento C1H1 en el día 6 presenta un crecimiento de 32 mm, mientras que en los días 10, 13 y 15 el crecimiento fue de 37, 34 y 32 mm respectivamente. En cambio, en C1H2 se observa una ligera variación en el crecimiento entre los días 6, 10, 13 y 15 con valores de 23, 37, 34 y 35 mm. Mientras que, en el tratamiento C2H1 se nota que la longitud disminuyó entre los mismos días, con valores de 18, 17, 19 y 21 mm correspondientemente, mientras que en la concentración C2H2 se puede notar que al día 6, la longitud de hipocotilo fue de 14 mm y a medida que aumentan los días también aumenta la longitud del hipocótilo con valores que fluctúan de 22-26 mm respectivamente; siguiendo con la secuencia, en los tratamientos C3H1 y H2 desde el día 6 hasta el 15, la longitud del hipocótilo aumenta en estas concentraciones con valores similares de 14, 15 y 16 mm

correspondientemente. En cambio, en los tratamientos desde C4H1 hasta C6H1 la longitud del hipocótilo fue similar con ligeras variaciones en todos los días evaluados, con valores fluctúan desde 3 hasta 14 mm, excepto en C5H1 del día 15, en donde se observa que el hipocótilo llegó a medir 18 mm. Por último, el tratamiento C6H2 presenta una disminución en el crecimiento en todos los días evaluados, con valores que oscilan desde 2 hasta 6 mm respectivamente.

Los resultados obtenidos en longitud del hipocótilo con soluciones de manitol, mostraron que las longitudes más eficientes del hipocótilo, se dieron en las concentraciones C1H1-H2 (control), con valores de 32-37 mm y en las concentraciones C2H1-H2 (125 mM) el hipocótilo creció entre 14-26 mm, pero al aumentar la concentración de manitol (175 mM) en el tratamiento C3H1-H2 se disminuyó la longitud de 6-17 mm y más aún cuando se utilizó la mayor concentración (325 mM) y que corresponden al tratamiento C6H1-H2, en donde solamente el hipocótilo creció de 2 hasta 7 mm de longitud. Resultados similares reporta TERÁN ADRIANA (2008), cuando probó dosis D1 y D4 de (0 y 10,9 g.l⁻¹ de NaCl), en híbridos y variedades de tomate para evaluar la longitud del hipocótilo (plántula) se obtuvieron valores superiores a los 50 mm, mientras que en el mismo estudio, los valores más bajos fluctuaron entre los 18 y 30 mm. La misma autora manifiesta que estos resultados se dan por un aumento progresivo en las dosis de NaCl, que conlleva a la reducción en longitud del hipocótilo.

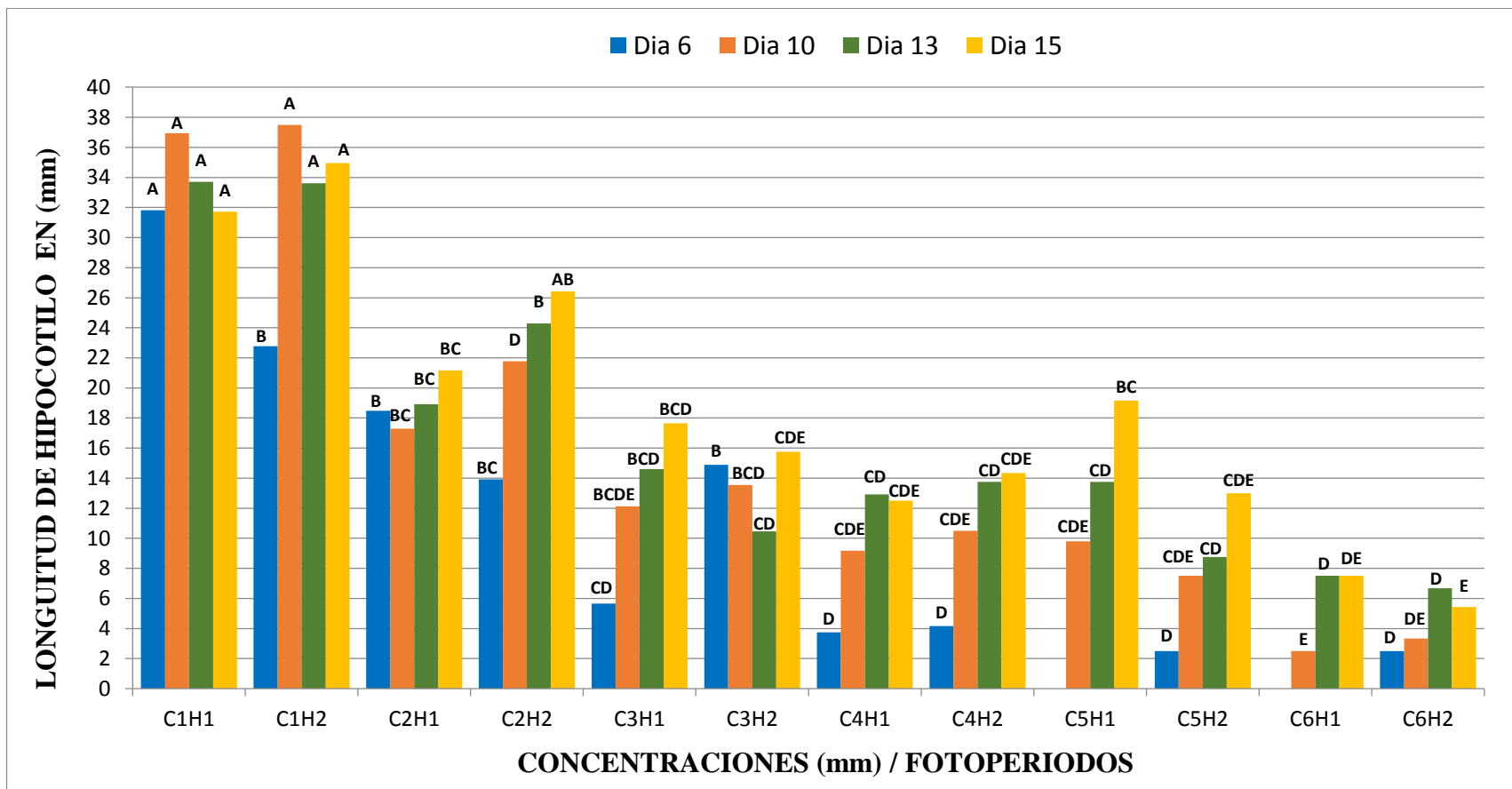


Figura 4. Longitud de hipocótilo (mm), a los días 6, 10, 13 y 15 en función de las concentraciones/Fotoperiodos.

4.4. PESO DE BIOMASA FRESCA

En el **Cuadro 8**, se puede notar las diferencias estadísticas significativas al 1% de probabilidades, tanto para el factor A como para el factor B, mientras que para en la interacción A x B, no existe tal diferencia.

Cuadro 8. Análisis de la varianza (ANDEVA) de peso biomasa fresca, a los 15 días de la evaluación.

Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
A	5	35,46**	3.11	5.06
B	1	21,07**	4.75	9.33
A*B	5	2,39ns	3.11	5.06
error	12			

En la **Figura 5**, se presentan los resultados de la variable peso de biomasa fresca evaluada a los 15 días, donde el peso más alto se observó para los tratamientos C1H1, C1H2, C2H2 y C3H2 con valores de 0,13, 0,21, 0,14 y 0,11 g respectivamente, mientras que el peso más bajo de biomasa fresca, se observó para los tratamientos C2H1, C3H1 y C4H2 con valores de 0,07, 0,06 y 0,05 g correspondientemente. Estos resultados concuerdan con los obtenidos por CAMEJO DAYMI y W. TORRES (2007), quienes indican que cuando probaron en un cultivar de tomate, concentraciones altas entre 100 a 150 mM de manitol, se encontró una reducción significativa en el peso de biomasa fresca de la plántula, además; comenta que esta reducción, posiblemente se deba a que durante su desarrollo hubo un factor osmótico que limitó la absorción de agua, tal como lo comprobó DOMÍNGUEZ *et al.* (2014), cuando realizó investigaciones con altas concentraciones de osmorreguladores para provocar estrés osmótico, comprobó que la masa fresca del hipocótilo y la radícula disminuyeron significativamente.

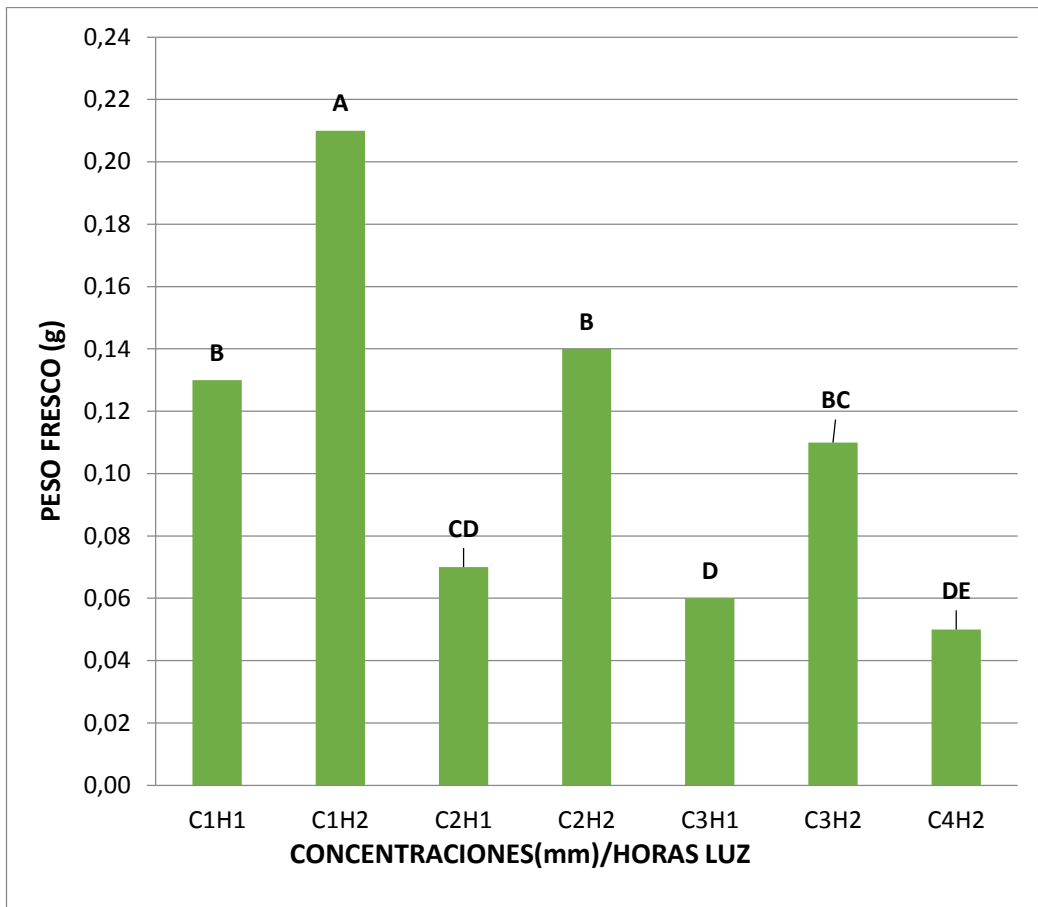


Figura 5. Peso fresca de la biomasa (g), al día 15.

4.5. PESO DE BIOMASA SECA

En el Cuadro 9, se puede notar diferencias estadísticas significativas al 1% de probabilidades, para el factor A, igualmente para el factor B, no así para la interacción A x B, en donde no se observa ninguna diferencia estadística significativa.

Cuadro 9. Análisis de la varianza (ANDEVA) en la variable peso de biomasa seca al día 15.

Días evaluados	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabular	
			5%	1%
A	5	5,86**	3.11	5.06
B	1	12,16**	4.75	9.33
A*B	5	1,96ns	3.11	5.06
error	12			

En lo que respecta a los resultados experimentales en la **Figura 6**, se pueden verificar las diferencias estadísticas significativas entre las medias de los tratamientos, según la prueba de Duncan al 5% de probabilidades de error. Situación que era de esperarse, debido a que las concentraciones de manitol en estudio, variaban de 0 mM a 325 mM. De acuerdo a lo indicado, la variable peso de biomasa seca, evaluada a los 15 días se observa que el peso más alto fue para C2H2 (125 mM) con un valor de 0,11g mientras que el peso más bajo se dio para los tratamientos C4H2 (225 mM) y C1H1 (0 mM) con 0,02 g respectivamente de biomasa seca. Estos resultados concuerdan con los obtenidos por REYES JUAN *et al.*, (2013), quienes probaron plántulas de albahaca, evaluando peso de biomasa seca, en tratamientos sometidos a concentraciones de (0 mM hasta 100 mM de soluciones salinas), resultados que se aproximan a lo obtenido en este estudio, respecto al peso de biomasa seca. La acumulación menor de biomasa fresca y seca observada en los tratamientos salinos, posiblemente se deban al efecto osmótico que resultan de las concentraciones elevadas de las sales disueltas, provocando una disminución en el potencial osmótico de la solución y consecuentemente la disponibilidad de agua para el embrión. Lo antes indicado, coincide con las investigaciones realizadas por CAMEJO DAYMI y W. TORRES (2007), quienes probaron niveles moderados de salinidad (50 mM) en plántulas de tomate y

encontraron, un crecimiento de biomasa seca similar o superior al control, pero una disminución significativa a medida que aumentaban las concentraciones en esta variable.

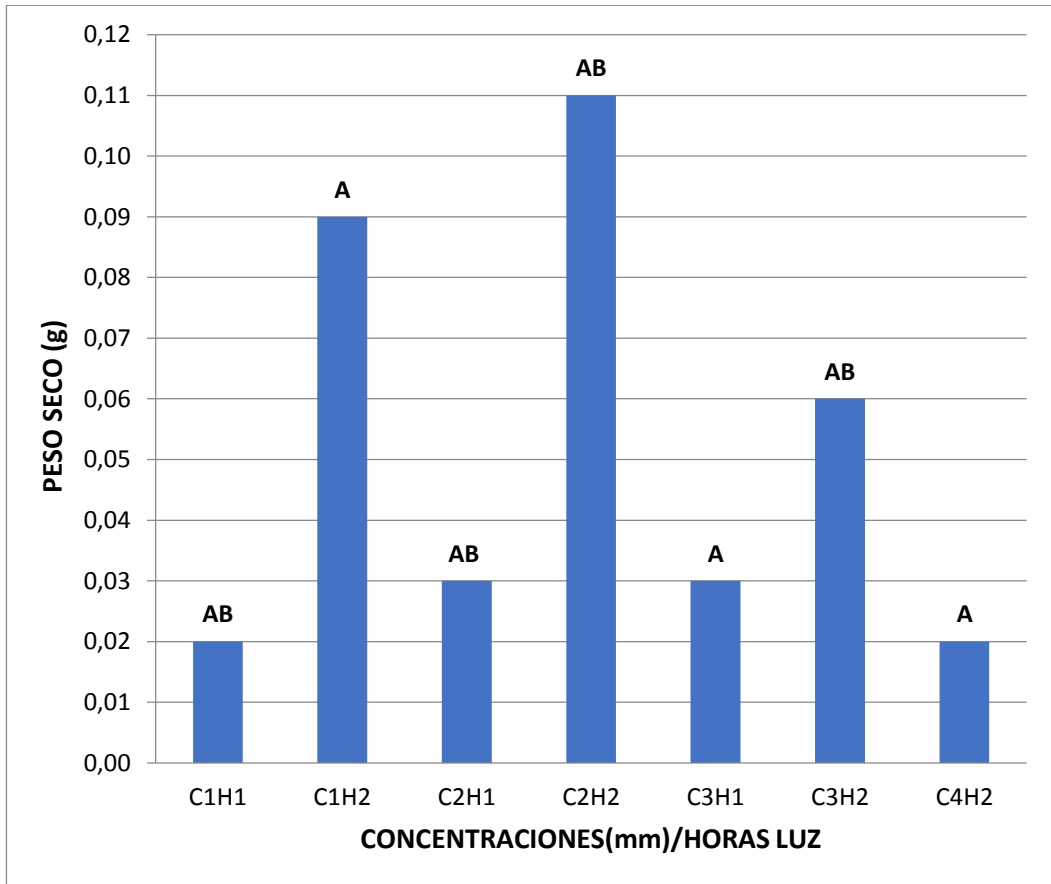


Figura 6. Peso seco de la biomasa (g), al día 15.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

- La semilla del genotipo de tomate proveniente del agricultor conserva la capacidad germinativa en un 4 % a los 15 días bajo la concentración 325 mM de manitol.
- El genotipo en estudio obtuvo mayor germinación sometido a elevadas concentraciones de manitol y con fotoperiodo 24 horas de oscuridad.
- El manitol es un osmolito que produce dormancia en la semilla a altas concentraciones, impide la absorción de agua y limita la germinación.

RECOMENDACIONES

- Realizar estudios sobre la influencia del manitol en la dormancia de semillas de tomate y otras hortalizas.
- Incrementar nuevas variables en estudios posteriores y evaluar porcentaje germinación, únicamente a los 15 días.
- Si la investigación es con fines de mejoramiento genético, no tomar la variable peso de biomasa seca, para no perder la semilla que germinó eficientemente.

BIBLIOGRAFÍA

ALDANA ALFONSO HM. 2004. Producción agrícola 2. 2 ed. Bogotá Colombia. 306, 308 p.

ANDERLINI R. 2006. El cultivo de tomate, Madrid, Mundi-Prensa. 19, 29 p.

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

ASKARI H., EDQVIST J., HAJHEIDARI M., KAFI M. y SALEKDEH G. 2006. Effects of salinity levels on proteome of Suaedae gyptiaca leaves. Proteomics 6, 2542-2554.

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

BALAGUERA LÓPEZ, CÁRDENAS-HERNÁNDEZ y ÁLVAREZ HERRERA. 2009. Effect of gibberellic acid (GA3) on seed germination and growth of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). Acta Hort. 821, 141-147 p.

BENÍTEZ, B. A. (2005). Avances recientes en biotecnología vegetal e ingeniería genética de plantas. España: Editorial Reverté. Retrieved from. Consultado 19 Enero del 2015. Disponible en <http://www.ebrary.com>. Biblioteca virtual Universidad Estatal Península de Santa Elena.

BARRÓN J. y PRECIADO P. 2009. La salinidad: ¿un problema o una opción para la agricultura? México. Consultado el 23 de Enero del 2015. Disponible <http://www.ebrary.com>. Biblioteca virtual Universidad Estatal Península Santa Elena.

BOLAÑOS ALFREDO 2004. Introducción a la Olericultura. Etapas fenológicas del cultivo de tomate, San José, Costa Rica. 67 - 68 p.

BLUM A. 2000. Plan breeding for stress environments. 223 p.

CAMEJO DAYMI y TORRES W. 2007. La salinidad y su efecto en los estadios iniciales del desarrollo de dos cultivares de tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). Cultivos Tropicales. Vol. 21 Nro. 2. 2000. Cuba: Editorial Universitaria, Consultado el 27 de Enero del 2015. Disponible en <http://www.ebrary.com>. Biblioteca virtual Universidad Estatal Península Santa Elena

CÁRDENAS L. y VILLEGAS A. (2005) Potencial osmótico del medio de cultivo con diferentes componentes para la propagación in vitro. Vol. 25 (2) México.

CASARETTO JOSÉ y MIGUEL JORDÁN 2006. Universidad católica de Chile. Facultad de ciencias biológicas. Capítulo 16. Santiago, Chile. 6 p.

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA Y FORESTAL CENTA. 2003. Guía Técnica Programa de Hortalizas y Frutales, Cultivo de Tomate, San Andrés, La Libertad El Salvador, C.A

COURT C. 2013. Guía de estudio germinación de semillas. Carreras: Profesorado y Licenciatura en Biología. Universidad nacional del nordeste. Argentina.

CHICO RUIZ J., VALDERRAMA A., CASTILLO T., SANCHEZ R., PARIMANGO S., REYES S. y ANHUAMAN VEGA A. 2009. Efecto de luz y

salinidad en la germinación de semillas y crecimiento del hipocótilo de *Solanum pimpinifolium* tomatillo silvestre. Universidad Nacional de Trujillo. Vol 29. Num 1. Perú. 1-8 p.

DE CIRES SEGURA ALFONSO 2009. Estrés nutricional de las plantas. Fisiología Vegetal Ambiental Curso 2009-10.

DI GIAMBATISTA G., GARBERO M., y RUIZ, M. 2010. Germinación de *Trichloris crinita* y *Digitaria eriantha* en condiciones de estrés abiótico. Pastos y Forrajes, Vol. 33, Cuba: Estación Experimental de Pastos y Forrajes Indio Hatuey. Consultado el 26 de Enero del 2015. Disponible en <http://www.ebrary.com>. Biblioteca virtual Universidad Estatal Península Santa Elena.

DOMINGUEZ A., PEREZ, Y., SOSA, M., SOSA, D., y REA R. 2014. Efecto del estrés hídrico sobre la germinación con genotipos de frijol común en condiciones experimentales de sequía. Revista avanzada científica de CIGET-MATANZAS.

FAOSTAT. 2009. Estadísticas Agrícolas Mundiales. El cultivo de tomate. En línea. Consultado el 29 de julio del 2014. Disponible en <http://faostat.fao.org/site/340/DesktopDefault.aspx?PageID=34022/9/2007><http://www.fao.org>

FAO. 2002 Información agrícola de la Organización de las naciones unidas para la agricultura y alimentación. Manual técnico, buenas prácticas agrícolas en la producción de tomate bajo condiciones protegidas

FAO. 2002. Faostat estadística databases, agricultura, cultivos primarios, tomate.

FLOWER T. y YEO A. 2006. Breeding for salinity resistance in crop plants. Aust J. Plant Physiol. Vol 22, 875-884 p.

GÁLVEZ HENRY y REGALADO JUAN 2009. Características de las precipitaciones, la temperatura del aire y de los vientos en la costa Ecuatoriana.

GIACOMELLI JORGE I., CABELLO J., ARCE GUSTÍN., DEZAR CARLOS., FEDERICO DAMIÁN y CHAN RAQUEL LÍA. 2005. Mecanismos moleculares de respuesta a distintos tipos de estrés abiótico en las plantas. Instituto de Agrobiotecnología del Litoral. Ciudad Universitaria-Paraje El Pozo. Santa Fe. Argentina.

GONZALES P. 2007. Tolerancia al estrés salino del vinal (*Prosopisruscifolia*): germinación, crecimiento y ajuste osmótico. Universidad Nacional de Santiago del Estero – UNSE Argentina. 5-42 p.

HADIARTO T. y TRAN P. 2011. Progress studies of drought-responsive genes in rice. *Plant Cell Rep.*30:297-310.

INSTITUTO NACIONAL AUTÓNOMO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS INIAP. EC. 2005. Guía de Cultivos de tomate.

KIM CUTLER y FINKELSTEIN 2010. Fitohormonas. Reguladores de crecimiento. Universidad nacional de Colombia. Departamento de biología. Colombia 44 p.

LAYNEZ GARSABALL JOSÉ., MÉNDEZ JESÚS y MAYZ JULIANA 2008. Crecimiento de plántulas a partir de tres tamaños de semilla de dos cultivares de maíz (*zea mays* L.), sembrados en arena y regados con tres soluciones osmóticas de sacarosa. *Revista en ciencias Quimico-Biologico* Vol. 25 Chile. 27 p.

LEIDI EDUARDO y PARDO JOSÉ. 2006. Tolerancia de los cultivos al estrés salino. *Revista de Investigaciones de la Facultad de Ciencias Agrarias*,

Departamento de biología vegetal, instituto de recursos naturales y agrobiología de Sevilla, CSIC, España.

LORENTE HERRERA JB. s.f. Biblioteca de la agricultura. Suelo, abonos y materia orgánica. Los frutales, defensa de las plantas cultivadas, Técnicas agrícolas en cultivos extensivos, horticultura y cultivos en invernaderos. Idea Books S.A. Barcelona, ES. 649, 714, 768 p.

LUNA FLORES W. ESTRADA H., JIMÉNEZ J. M. y PINZÓN., L. 2012. Efecto del estrés hídrico sobre el crecimiento y eficiencia del uso del agua en plántulas de tres especies arbóreas caducifolias. Red de Revistas Científicas. Terra latinoamericana, chapingo, Mexico. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C vol. 30, núm. 4, 2012, 343-353 p.

LÜTTGE 2007. Water relations and hydraulic architecture. Páginas: 221-268 En: F. I. Pugnaire y F. Valladares, edit. Handbook of functional plant ecology. Marcel Dekker, New York.

MADUEÑO MOLINA A., GARCÍA P., MARTÍNEZ J. y RUBIO, C. 2006. Germinación y crecimiento de frijolillo *Rhynchosia minima* (L.) DC con diferentes potenciales osmóticos. Terra Latinoamericana, 24(2):187-192 p.

MARSCHNER H. 1995. Mineral Nutrition of Higher Plants. Second Edition ed London: Academic Press Ltd.

MILLER EC., HADLEY CW., SCHWARTZ SJ., ERDMAN JW., BOILEAU TWM. y CLINTON S. 2002. Lycopene, tomato products, and prostate cancer prevention. Have we established causality? Pure and Applied Chemistry 74:1435-1441.

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, grades añadas y melocotones de secano. *Bioteología. Área de bioquímica y biología molecular. Revista Naukas.*

MUNNS R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell and Environment*, 25:239-250.

NAKASHIMA K y YAMAGUCHI SHINOZAKI K 2010. Promoters and transcription factors in abiotic stress-responsive gene expression. In: *Abiotic Stress Adaptation in Plants: Physiological, Molecular and Genomic Foundation*. 199-216 p.

NUEZ F. y SZPINIAK M. 2005. El cultivo del tomate. Resumen del capítulo "Necesidades climáticas" España. Mundi-Prensa.

OSORIO DIAZ D. 2003. Volvamos al campo. Producción de pimiento, tomate y lechuga en hidropónicos. Universidad Nacional de Colombia. Editorial Grupo Latino Ltda.16, 36. p

PARAN I. y VAN DER KNAAP E. 2007. Genetic and molecular regulation of fruit and plant domestication traits in tomato and pepper. *Journal of Experimental Botany*. 58 (14): 38413852.

PÉREZ GARCÍA F. y PITA J. 2005. Germinación de semillas. Hojas divulgadoras 2090 HD, Madrid.

REYES PÉREZ JUAN, MURILLO BERNARDO, NIETO ALEJANDRA, TROYO E., REYNALDO I., y RUEDA O. 2013. Emergencia y crecimiento de

plántulas de variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) en condiciones salinas. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias. México. 261 -262 p.

RHOADES, J. KANDIAH A. y MASHALI, A.M. 1992. The use of saline waters for crop production. FAO Irrigation and Drainage paper 48 p.

RODRÍGUEZ GR, PEREIRA DA COSTA JH, PRATTA GR, ZORZOLI R. y PICARDI LA. 2013. Recursos Genéticos y Genómicos para Mejorar la Calidad del Fruto en Tomate. Universidad Nacional de Rosario. Argentina. Buenos Aires. 25 p.

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

SANTIAGO JOSAFAD, MENDOZA MARIANO y BORREGO FERNANDO. 2005. Agronomía mesoamericana. Evaluaciones de tomate (*lycopersicon esculentum*, mill) en invernadero: criterios fenológicos y fisiológicos.

SHINOZAKI, K. y YAMAGUCHI SHINOZAKI K. 2007. Gene networks involved in drought stress response and tolerance. J. Exp. Bot. 58(2), 221-227.

SRIVASTAVA L. M. 2002. Plant growth and development. Hormones and environment. Academic Press, London Uk.

TERÁN B. ADRIANA 2008. Selección y evaluación de híbridos y/o variedades comerciales de tomate de mesa (*solanum lycopersicum*) tolerantes a la salinidad, tanto en condiciones *in vitro* como de invernadero. Ecuador 53,54 p.

UEGUCHI TANAKA M., NAKAJIMA M., MOTOYUKI A., MATSUOKA M. 2007. Receptor de giberelina y su papel en la señalización de giberelina en las plantas. Revisión Anual de Biología Vegetal 58, 183-98.

UGÁS R.I., MORALES A., y CABRERA A. Hortalizas: datos básicos, 3 ed. Lima, Perú 105 – 137 p.

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

WILSON C. y LOOMIS W. 2000. Botánica. Trad IL de Coll. Limusa México. 682 p.

YANCEY P. H. 2001. Water Stress, Osmolytes and Proteins. *American Zoologist*, 41(4):699-709. Consultado el 16 Enero del 2015. Disponible en www.bioone.org/doi/full/10.1668/00031569%282001%29041%5B0699%3AWSOAP%5D2.0.CO%3B2. Biblioteca virtual Universidad Estatal Península Santa Elena

YANO K., AOKI K y SHIBATA D. 2007. Genomic databases for tomato. *Plant biotechnology* 24: 17-25.

YAMAGUCHI y KAMIYA 2008. Experimentos en Fisiología Vegetal, 2010 Melgarejo, (Editora) Luz Marina.

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.	126,91	11	11,54	13,77		
A	107,05	5	21,41	25,56**	3,11	5,06
B	0,17	1	0,17	1,19	4,75	9,33
A*B	18,86	5	3,77	4,50*	3,11	5,06
Error	10,05	12	0,84			
Total	136,96	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	6,8	7,5	14,3	7,1
C1	H2	4,0	5,1	9,1	4,5
C2	H1	2,5	4,6	7,0	3,5
C2	H2	4,0	3,3	7,3	3,7
C3	H1	0,0	0,0	0,0	0,0
C3	H2	4,0	2,5	6,5	3,2
C4	H1	0,0	0,0	0,0	0,0
C4	H2	0,0	3,3	3,3	1,7
C5	H1	0,0	0,0	0,0	0,0
C5	H2	0,0	0,0	0,0	0,0
C6	H1	0,0	0,0	0,0	0,0
C6	H2	0,0	0,0	0,0	0,0
CV					46,27

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.	164,9	11	14,99	14,37		
A	149,78	5	29,96	28,71**	3,11	5,06
B	7,26	1	7,26	6,96*	4,75	9,33
A*B	7,86	5	1,57	1,51	3,11	5,06
Error	12,52	12	1,04			
Total	177,42	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	9,0	9,8	18,8	9,4
C1	H2	7,5	7,5	15,0	7,5
C2	H1	8,4	8,4	16,8	8,4
C2	H2	6,4	5,6	12,0	6,0
C3	H1	6,4	8,1	14,5	7,3
C3	H2	6,0	4,0	10,0	5,0
C4	H1	3,3	2,5	5,8	2,9
C4	H2	2,5	2,5	4,9	2,5
C5	H1	0,0	4,0	4,0	2,0
C5	H2	2,5	2,5	4,9	2,5
C6	H1	2,5	2,5	4,9	2,5
C6	H2	2,5	2,5	4,9	2,5
CV					21,06

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.	125,81	11	11,44	33,47		
A	108,98	5	21,8	63,79**	3,11	5,06
B	0,31	1	0,31	0,9	4,75	9,33
A*B	16,52	5	3,3	9,67**	3,11	5,06
Error	4,1	12	0,34			
Total	129,91	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	9,5	9,8	19,3	9,7
C1	H2	8,4	7,5	15,9	8,0
C2	H1	8,7	8,7	17,4	8,7
C2	H2	6,4	6,0	12,4	6,2
C3	H1	7,1	8,4	15,6	7,8
C3	H2	6,8	6,4	13,2	6,6
C4	H1	4,0	2,5	6,5	3,2
C4	H2	5,1	5,1	10,2	5,1
C5	H1	3,3	4,0	7,3	3,7
C5	H2	5,1	5,1	10,2	5,1
C6	H1	2,5	2,5	4,9	2,5
C6	H2	2,5	4,0	6,5	3,2
CV					10,07

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.	113,18	11	10,29	32,88		
A	93,26	5	18,65	59,61**	3,11	5,06
B	0,11	1	0,11	0,35	4,75	9,33
A*B	19,81	5	3,96	12,66**	3,11	5,06
Error	3,75	12	0,31			
Total	116,93	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	9,0	9,8	18,8	9,4
C1	H2	8,4	7,5	15,9	8,0
C2	H1	8,7	8,7	17,4	8,7
C2	H2	6,4	6,0	12,4	6,2
C3	H1	7,1	8,4	15,6	7,8
C3	H2	7,1	6,8	13,9	7,0
C4	H1	4,0	2,5	6,5	3,2
C4	H2	6,0	5,1	11,1	5,5
C5	H1	3,3	4,0	7,3	3,7
C5	H2	5,1	5,1	10,2	5,1
C6	H1	2,5	2,5	4,9	2,5
C6	H2	4,6	4,0	8,6	4,3
CV					9,42

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.	112,93	11	10,27	29,34		
A	92,05	5	18,41	52,61**	3,11	5,06
B	0,17	1	0,17	0,48	4,75	9,33
A*B	20,72	5	4,14	11,84**	3,11	5,06
Error	4,2	12	0,35			
Total	117,13	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	9,0	9,8	18,8	9,4
C1	H2	8,4	7,5	15,9	8,0
C2	H1	8,7	8,7	17,4	8,7
C2	H2	6,4	6,0	12,4	6,2
C3	H1	7,1	8,4	15,6	7,8
C3	H2	7,1	6,8	13,9	7,0
C4	H1	4,0	2,5	6,5	3,2
C4	H2	6,4	5,1	11,5	5,7
C5	H1	3,3	4,0	7,3	3,7
C5	H2	5,1	5,1	10,2	5,1
C6	H1	2,5	2,5	4,9	2,5
C6	H2	4,6	4,0	8,6	4,3
CV					9,93

Cuadro 6A. Longitud de la radícula al día 3

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	141,36	11	12,85	4,93		
A	97,76	5	19,55	7,50**	3,11	5,06
B	0,08	1	0,08	0,03	4,75	9,33
A*B	43,52	5	8,7	3,34*	3,11	5,06
Error	31,27	12	2,61			
Total	172,63	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	8,94	7,09	16,03	8,0
C1	H2	3,5	2,7	6,2	3,1
C2	H1	1,5	6,38	7,88	3,9
C2	H2	2,16	3,5	5,66	2,8
C3	H1	0	0	0	0,0
C3	H2	6,66	1,5	8,16	4,1
C4	H1	0	0	0	0,0
C4	H2	0	2,5	2,5	1,3
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					83,45

Cuadro 7A. Longitud de la radícula al día 6

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo	553,44	11	50,31	25, 61		
A	524,79	5	104,96	53,42**	3,11	5,06
B	0,25	1	0,25	0,13	4,75	9,33
A*B	28,4	5	5,68	2,89	3,11	5,06
Error	23,58	12	1,96			
Total	577,02	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	17,0	17,9	35,0	17,5
C1	H2	16,1	10,9	27,0	13,5
C2	H1	8,4	7,1	15,5	7,8
C2	H2	8,4	8,3	16,8	8,4
C3	H1	3,8	3,7	7,4	3,7
C3	H2	8,2	5,8	14,0	7,0
C4	H1	4,2	2,5	6,7	3,3
C4	H2	2,5	4,2	6,7	3,3
C5	H1	0,0	2,5	2,5	1,3
C5	H2	2,5	2,5	5,0	2,5
C6	H1	2,5	2,5	5,0	2,5
C6	H2	2,5	2,5	5,0	2,5
CV					22,96

Cuadro 8A. Longitud de la radícula al día 10

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	1452,45	11	132,04	28,28		
A	1309,91	5	261,98	56,11**	3,11	5,06
B	79,28	1	79,28	16,98**	4,75	9,33
A*B	63,26	5	12,65	2,71	3,11	5,06
Error	56,03	12	4,67			
Total	1508,48	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	18,2	22,2	40,4	20,2
C1	H2	28,4	33,0	61,3	30,7
C2	H1	11,0	9,3	20,3	10,2
C2	H2	10,4	13,6	24,0	12,0
C3	H1	8,0	6,1	14,1	7,0
C3	H2	9,2	5,3	14,5	7,2
C4	H1	5,8	2,5	8,3	4,2
C4	H2	6,0	9,5	15,5	7,8
C5	H1	2,5	4,2	6,7	3,3
C5	H2	7,0	4,5	11,5	5,8
C6	H1	2,5	2,5	5,0	2,5
C6	H2	7,5	4,2	11,7	5,8
CV					22,23

Cuadro 9 A. Longitud de la radícula al día 13

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	2115,86	11	192,35	35,01		
A	1725,66	5	345,13	62,81**	3,11	5,06
B	211,7	1	211,7	38,53**	4,75	9,33
A*B	178,49	5	35,7	6,50**	3,11	5,06
Error	65,94	12	5,49			
Total	2181,8	23				

TRATAMIENTOS	R1	R2	SUMA	MEDIA
C1 H1	18,0	23,16	41,1	20,6
C1 H2	34,6	38,4	73,0	36,5
C2 H1	10,2	11,5	21,7	10,8
C2 H2	23,3	19,3	42,6	21,3
C3 H1	9,0	9,6	18,6	9,3
C3 H2	12,8	8,9	21,6	10,8
C4 H1	8,3	2,5	10,8	5,4
C4 H2	7,5	11,5	19,0	9,5
C5 H1	5,0	4,2	9,2	4,6
C5 H2	5,5	8,0	13,5	6,8
C6 H1	2,5	2,5	5,0	2,5
C6 H2	3,8	4,2	7,9	4,0
CV				19,8

Cuadro10 A. Longitud de la radícula al día 15

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	1655,59	11	150,51	10,62		
A	1488,23	5	297,65	21,00**	3,11	5,06
B	91,81	1	91,81	6,48**	4,75	9,33
A*B	75,55	5	15,11	1,07	3,11	5,06
Error	170,11	12	14,18			
Total	1825,7	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	24,5	24,5	48,9	24,5
C1	H2	26,1	39,7	65,8	32,9
C2	H1	10,7	10,5	21,2	10,6
C2	H2	17,5	22,1	39,6	19,8
C3	H1	11,3	12,7	23,9	12,0
C3	H2	14,3	10,8	25,1	12,5
C4	H1	5,8	15,0	20,8	10,4
C4	H2	8,4	14,0	22,4	11,2
C5	H1	7,5	5,8	13,3	6,7
C5	H2	9,0	9,0	18,0	9,0
C6	H1	2,5	2,5	5,0	2,5
C6	H2	5,0	4,2	9,2	4,6
CV					28,85

Cuadro 11 A. Longitud del hipocótilo al día 6

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo	2309,49	11	209,95	14,5		
A	2108,8	5	421,76	29,12**	3,11	5,06
B	0,17	1	0,17	0,01	4,75	9,33
A*B	200,53	5	40,11	2,77	3,11	5,06
Error	173,81	12	14,48			
Total	2483,3	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	26,4	37,24	63,64	31,8
C1	H2	19,15	26,38	45,53	22,8
C2	H1	21,62	15,36	36,98	18,5
C2	H2	13,33	14,5	27,83	13,9
C3	H1	4,64	6,66	11,3	5,7
C3	H2	13,5	16,25	29,75	14,9
C4	H1	7,5	0	7,5	3,8
C4	H2	0	8,33	8,33	4,2
C5	H1	0	0	0	0,0
C5	H2	2,5	2,5	5	2,5
C6	H1	0	0	0	0,0
C6	H2	2,5	2,5	5	2,5
CV					37,92

Cuadro 12 A. Longitud del hipocótilo al día 10

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	2956,73	11	268,79	14,31		
A	2926,55	5	585,31	31,15**	3,11	5,06
B	6,67	1	6,67	0,35	4,75	9,33
A*B	23,51	5	4,7	0,25	3,11	5,06
Error	225,47	12	18,79			
Total	3182,2	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	29,41	44,47	73,88	36,9
C1	H2	38,07	36,9	74,97	37,5
C2	H1	15,83	18,75	34,58	17,3
C2	H2	27,85	15,71	43,56	21,8
C3	H1	11,75	12,5	24,25	12,1
C3	H2	16,66	10,42	27,08	13,5
C4	H1	10,83	7,5	18,33	9,2
C4	H2	10	11	21	10,5
C5	H1	11,25	8,33	19,58	9,8
C5	H2	8,5	6,5	15	7,5
C6	H1	2,5	2,5	5	2,5
C6	H2	2,5	4,16	6,66	3,3
CV					28,59

Cuadro 13 A. Longitud del hipocótilo al día 13

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo.	2225,06	11	202,28	11,13		
A	2137,46	5	427,49	23,51 **	3,11	5,06
B	3,0E-03	1	3,0E-03	1,70E-04	4,75	9,33
A*B	87,6	5	17,52	0,96	3,11	5,06
Error	218,17	12	18,18			
Total	2443,23	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	27,03	40,39	67,42	33,7
C1	H2	41,15	34,09	75,24	37,6
C2	H1	17,33	20,5	37,83	18,9
C2	H2	29,28	19,28	48,56	24,3
C3	H1	14	15,19	29,19	14,6
C3	H2	14,25	6,66	20,91	10,5
C4	H1	10,83	15	25,83	12,9
C4	H2	12	15,5	27,5	13,8
C5	H1	15	12,5	27,5	13,8
C5	H2	8,5	9	17,5	8,8
C6	H1	7,5	7,5	15	7,5
C6	H2	5,83	7,5	13,33	6,7
CV					25,22

Cuadro 14 A. Longitud del hipocótilo al día 15

Cuadro de Análisis de la Varianza

F.V.	SC	Gl	CM	F. Cal	F. Tabulada	
					5%	1%
Modelo	1797,96	11	163,45	8,77		
A	1710,52	5	342,1	18,37**	3,11	5,06
B	0,01	1	0,01	3,6E-04*	4,75	9,33
A*B	87,44	5	17,49	0,94	3,11	5,06
Error	223,53	12	18,63			
Total	2021,49	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	SUMA	MEDIA
C1	H1	26,72	36,71	63,43	31,7
C1	H2	35,89	34	69,89	34,9
C2	H1	20	22,32	42,32	21,2
C2	H2	33,57	19,28	52,85	26,4
C3	H1	19,5	15,77	35,27	17,6
C3	H2	16	15,5	31,5	15,8
C4	H1	17,5	7,5	25	12,5
C4	H2	14,68	14	28,68	14,3
C5	H1	20	18,33	38,33	19,2
C5	H2	11	15	26	13,0
C6	H1	7,5	7,5	15	7,5
C6	H2	5	5,83	10,83	5,4
CV					23,59

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.	0,10	11	0,01	19,12		
A	0,09	5	0,02	35,46**	3,11	5,06
B	0,01	1	0,01	21,07**	4,75	9,33
A*B	0,01	5	1,2E-03	2,39	3,11	5,06
Error	0,01	12	4,9E-04			
Total	0,11	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	MEDIA
C1	H1	0,13	0,12	0,13
C1	H2	0,20	0,22	0,21
C2	H1	0,08	0,06	0,07
C2	H2	0,15	0,12	0,14
C3	H1	0,08	0,03	0,06
C3	H2	0,11	0,11	0,11
C4	H1	0,00	0,00	0,00
C4	H2	0,09	0,00	0,05
C5	H1	0,00	0,00	0,00
C5	H2	0,00	0,00	0,00
C6	H1	0,00	0,00	0,00
C6	H2	0,00	0,00	0,00
CV				35,86

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.	0,03	11	3,0E-03	4,66		
A	0,02	5	3,8E-03	5,86**	3,11	5,06
B	0,01	1	0,01	12,16**	4,75	9,33
A*B	0,01	5	1,3E-03	1,96	3,11	5,06
Error	0,01	12	6,5E-04			
Total	0,04	23				

TRATAMIENTOS		R1	R2	MEDIA
C1	H1	0,01	0,03	0,02
C1	H2	0,15	0,04	0,09
C2	H1	0,03	0,03	0,03
C2	H2	0,11	0,11	0,11
C3	H1	0,02	0,01	0,02
C3	H2	0,04	0,08	0,06
C4	H1	0,00	0,00	0,00
C4	H2	0,04	0,00	0,02
C5	H1	0,00	0,00	0,00
C5	H2	0,00	0,00	0,00
C6	H1	0,00	0,00	0,00
C6	H2	0,00	0,00	0,00
CV				86,87



Figura. 1A. Siembra de semillas de tomate proveniente del agricultor.



Figura 2A. Tratamientos con diferentes concentraciones de manitol.



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

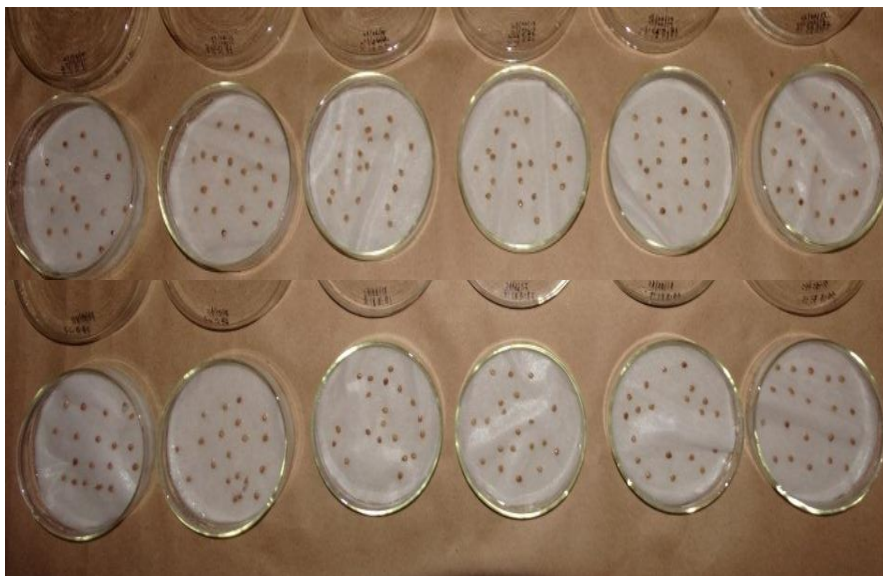


Figura 4A. Cajas a los 3 días de la siembra con horas luz con solución de Manitol en distintas concentraciones.



Figura 5A. Germinación con horas luz en el tratamiento C₃F₂R₁ a los 6 días de la siembra.



Figura 6A. Germinación con horas luz en el tratamiento C₃F₁R₂ a los 10 días de la siembra.

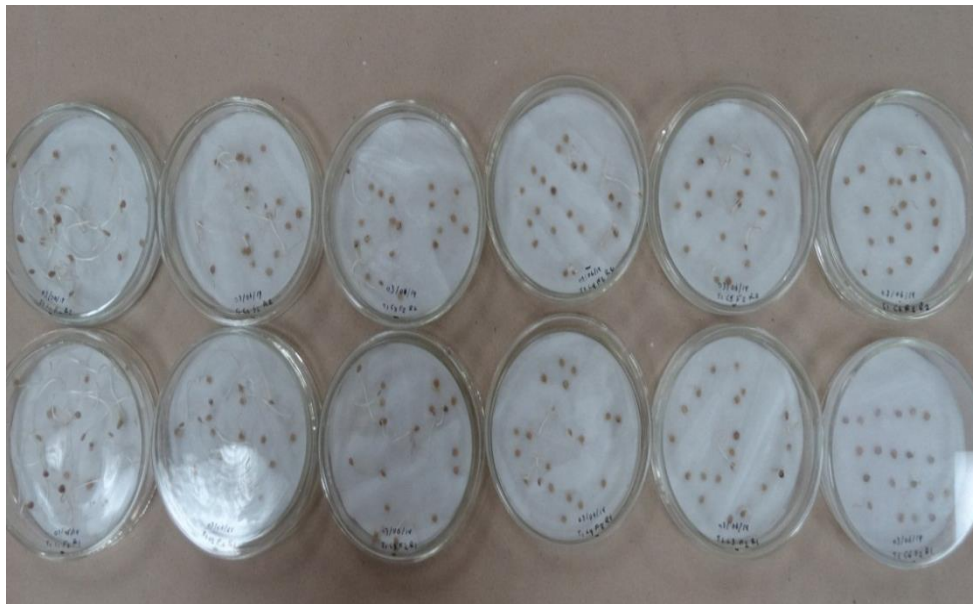


Figura 7A. Cajas a los 13 días de la siembra con horas luz con solución de Manitol en distintas concentraciones.



Figura 8A. Cajas a los 15 días de la siembra con horas luz con solución de Manitol en distintas concentraciones.

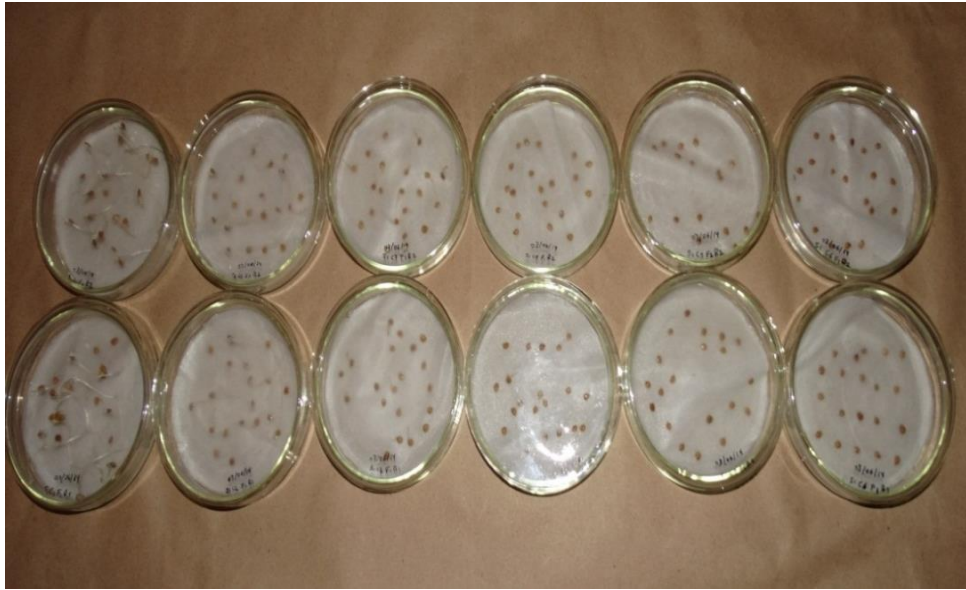


Figura 9A. Cajas a los 3 días de siembra sin horas luz con la solución de Manitol en diferentes concentraciones.



Figura 10A. Semillas de tomate a los 6 días de la siembra, tomando longitud de radícula y hipocótilo.



Figura 11A. Germinación sin horas luz en el tratamiento C₃F₂R₁ a los 10 días de la siembra.

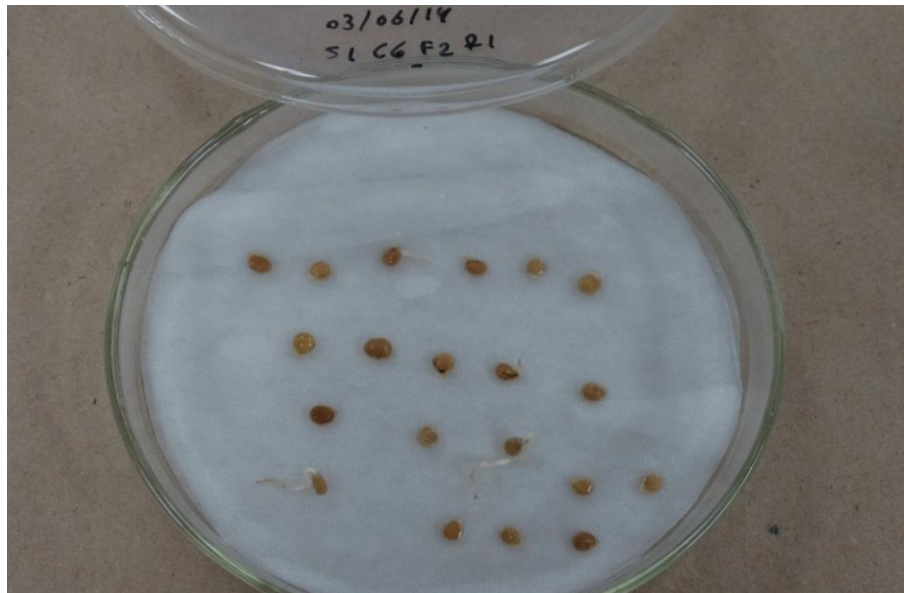


Figura 12A. Germinación sin horas luz en el tratamiento C₆F₂R₁ a los 13 días de la siembra.



Figura 13A. Germinación sin horas luz en el tratamiento C₃F₂R₁ a los 15 días de la siembra.

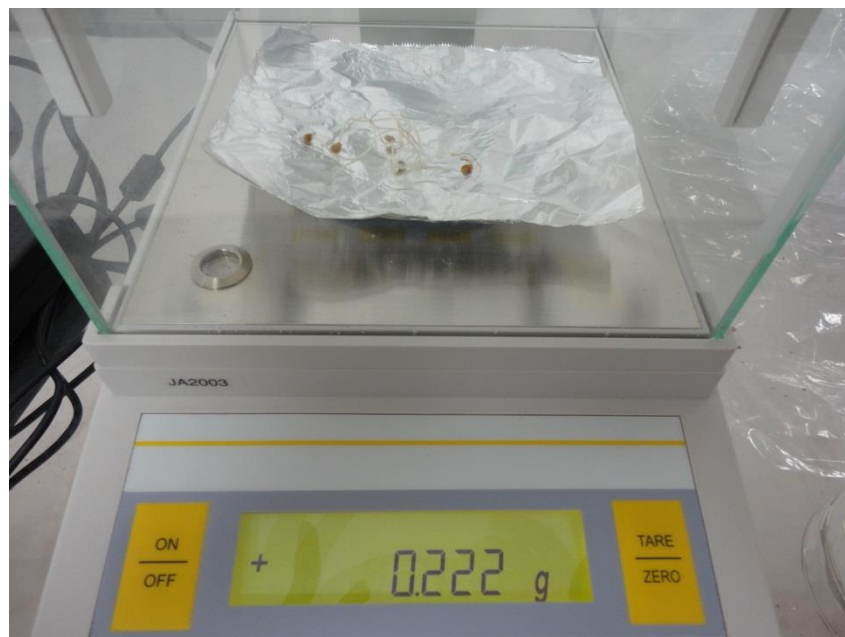


Figura 14A. Toma de variable peso biomasa fresca a los 15 días.