



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

TRABAJO DE TITULACIÓN

**“CAPACIDAD GERMINATIVA DEL GENOTIPO DE
TOMATE FLORADADE (*Lycopersicon esculentum* MILL.) EN
CODICIONES DE ESTRÉS SALINO EN DIFERENTES
FOTOPERIODOS”**

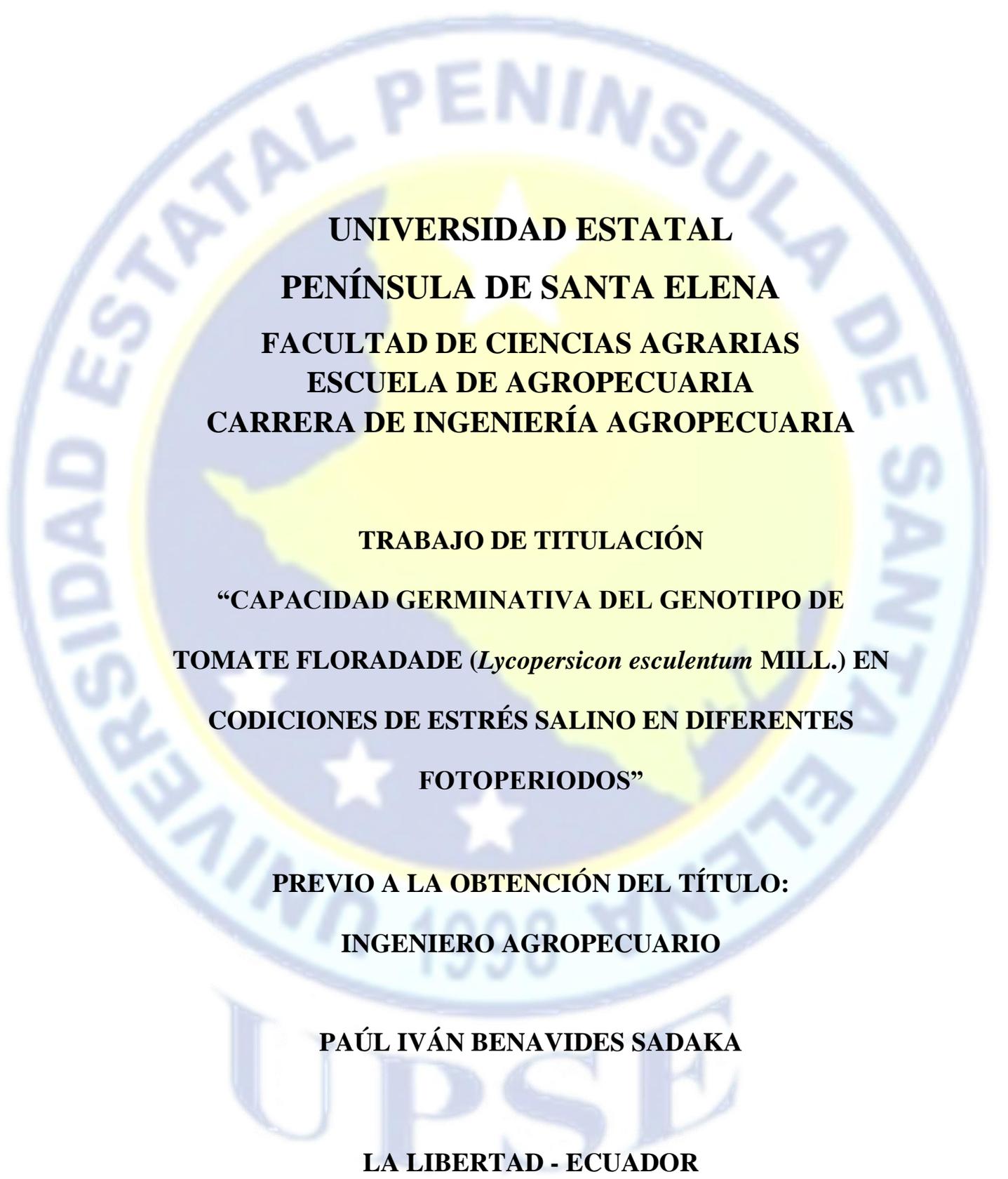
PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO:

INGENIERO AGROPECUARIO

PAÚL IVÁN BENAVIDES SADAKA

LA LIBERTAD - ECUADOR

2015



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

TRABAJO DE TITULACIÓN

**“CAPACIDAD GERMINATIVA DEL GENOTIPO DE
TOMATE FLORADADE (*Lycopersicon esculentum* MILL.) EN
CODICIONES DE ESTRÉS SALINO EN DIFERENTES
FOTOPERIODOS”**

PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO:

INGENIERO AGROPECUARIO

PAÚL IVÁN BENAVIDES SADAKA

LA LIBERTAD - ECUADOR

2015

TRIBUNAL DE GRADO

Ing. Antonio Mora Alcívar, MSc

DECANO DE LA FACULTAD

Ing. Andrés Drouet Candell, MSc.

DIRECTOR DE ESCUELA

Ing. Lourdes Ortega Maldonado, MSc.

PROFESORA TUTORA

Blgo. Javier Soto Valenzuela, MSc.

PROFESOR DEL AREA

Abg. Joe Espinoza Ayala, MSc.

**SECRETARIO GENERAL
PROCURADOR**

DEDICATORIA

El presente trabajo de investigación es dedicado a mi familia.

A mis padres, en especial a mi mamá que con su amor reflejado en consejos constantes y apoyo económico para realizar mis estudios, han comprendido el esfuerzo que requiere lograr grandes objetivos, siendo mi apoyo en los momentos difíciles. Ellos lograron desarrollar en mí, valores y principios, que formaron mi carácter, acompañado de empeño, perseverancia, y coraje para conseguir mis objetivos.

A mis hermanos por estar siempre presentes en todo momento.

A mi esposa quien ha sido y es una mi motivación, inspiración y felicidad.

Paúl Benavides Sadaka

AGRADECIMIENTO

Sin dudar agradezco a Dios quién ha guiado mi vida por el camino del bien, dándome fuerzas para seguir adelante y no desmayar ante las adversidades.

A mis padres por su esfuerzo, dedicación y entera confianza incentivándome a seguir adelante en mis sueños y metas.

A mi tutora de tesis, Ing. Lourdes Ortega M. por sus conocimientos impartidos, esfuerzo, dedicación, paciencia y que con su experiencia permitió lograr los objetivos de este trabajo.

A la Ing. Clotilde Andrade que con sus conocimientos impartidos participo en el desarrollo de la tesis.

A mis profesores de la Facultad de Ciencias Agrarias que impartieron sus conocimientos y experiencias en el transcurso de mi vida estudiantil y a todas aquellas personas que de una u otra manera aportaron en mis conocimientos.

Paúl Benavides Sadaka

Por ser una investigación emprendida por el centro de investigaciones agropecuarias, (CIAP), de la Facultad de Ciencias Agrarias, el presente trabajo es responsabilidad de las autoridades y la propiedad intelectual del referido centro y, por ende de la Universidad Estatal Península de Santa Elena

ÍNDICE GENERAL

1.	INTRODUCCIÓN	1
1.1.	Antecedentes	1
1.2.	Justificación	3
1.3.	Objetivos	4
1.3.1.	Objetivo general	4
1.3.2.	Objetivos específicos	4
1.4.	Hipótesis	4
2.	REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1.	Tomate (<i>lycopersicon esculentum</i> mill.).....	5
2.1.1.	Origen del genero <i>lycopersicon</i>	5
2.1.2.	Clasificación taxonómica.....	5
2.1.3.	Características del cultivo de tomate	6
2.1.4.	Requerimiento hídrico de la planta	6
2.1.5.	Importancia del cultivo	8
2.1.6.	Etapas fenológicas	8
2.1.6.1.	Establecimiento de la planta	9
2.1.6.2.	Crecimiento vegetativo	9
2.1.6.3.	Floración y cuajado.....	9
2.1.6.4.	Desarrollo de fruta	10
2.1.6.5.	Madurez fisiológica y cosecha.....	10
2.1.7.	Estructura de la semilla.....	10
2.1.8.	Proceso germinativo.....	12
2.1.9.	Factores que influyen en la germinación	15
2.1.9.1.	Viabilidad.....	16
2.1.9.2.	Longevidad	16
2.1.9.3.	Agua.....	17
2.1.9.4.	Gases.....	17
2.1.9.5.	Temperatura	18

2.1.9.6.	Luz.....	18
2.2.	Estreses abióticos en las plantas	19
2.2.1.	Estrés hídrico	20
2.2.2.	Estrés salino	22
2.2.3.	Estrés osmótico	23
2.2.4.	Estrés iónico.....	23
2.2.5.	Estrés nutricional	24
2.2.6.	Mecanismos generales de respuesta al estrés.....	25
2.2.7.	Fases de respuesta de las plantas al estrés	26
2.2.8.	Hormonas que participan en los estreses	27
2.2.8.1.	Ácido abscísico	27
2.2.8.2.	Giberelinas	29
2.2.9.	Los efectos de los estreses en las plantas.....	29
2.2.9.3.	Ajuste osmótico	30
2.3.	Mejoramiento genético en tomate.....	32
3.	MATERIALES Y MÉTODOS	34
3.2.	Ubicación y descripción del lugar del experimento.....	34
3.3.	Materiales y equipos	34
3.3.1.	Materiales de laboratorio y reactivos	34
3.3.1.	Equipos	35
3.3.2.	Material genético	35
3.3.3.	Soluto	36
3.3.3.1.	Cloruro de sodio.....	36
3.4.	Diseño experimental	37
3.5.	Tratamientos	37
3.6.	Delineamiento experimental	38
3.7.	Manejo del experimento	39
3.7.1.	Formulación y preparación de soluciones salinas.....	39
3.7.2.	Tratamiento de semillas	39
3.7.3.	Preparación de materiales para la siembra.....	39
3.7.4.	Siembra de semillas de tomate.....	39

3.8.	Variables del experimento	40
3.8.1.	Velocidad de emergencia de semillas.....	40
3.8.2.	Porcentaje de germinación.....	40
3.8.3.	Longitud del hipocotilo.....	40
3.8.1.	Longitud de radícula	40
3.8.2.	Peso de la biomasa fresca	41
3.8.3.	Peso de la biomasa seca.....	41
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
4.1.	Velocidad de emergencia de semilla.....	42
4.2.	Porcentaje de germinación.....	43
4.3.	Longitud de radícula	46
4.4.	Longitud de hipocotilo.....	47
4.5.	Peso de la biomasa fresca	49
4.6.	Peso de la biomasa seca	50
4.7.	Correlación entre las variables en estudio	52
	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	53
	CONCLUSIONES.....	53
	RECOMENDACIONES.....	54
	BIBLIOGRAFÍA.....	55
	ANEXOS	

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Propiedades Físicas del Cloruro de Sodio.....	36
Cuadro 2. Distribución de los grados de libertad.....	37
Cuadro 3. Descripción de los tratamientos	38

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Etapas fenológicas de la planta de tomate	9
Figura 2.	Pates de la semilla.....	11
Figura 3.	Valores de emergencia de semillas a los 3, 6, 10, 12 y 14 días estudiados en el medio salino y el control.....	43
Figura 4.	Porcentaje de germinación de semillas de tomate variedad Floradade a los días 10, 12 y 14 estudiados en medio salino. Datos convertidos a raíz de X+1.....	45
Figura 5.	Valores de longitud de radícula expresados en milímetros (mm) estudiados en el medio salino y el control.....	47
Figura 6.	Valores de longitud del hipocotilo expresados en milímetros (mm) estudiados en el medio salino y el control.	48
Figura 7.	Valores de peso de la biomasa fresca estudiados en el medio osmótico y el control.....	50
Figura 8.	Valores de peso de la biomasa fresca estudiados en el medio osmótico y el control.....	51

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), interacción de la variable velocidad de emergencia de semillas a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.	42
Tabla 2.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), interacción de la variable porcentaje de germinación al día 10.....	44
Tabla 3.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), interacción de la variable porcentaje de germinación al día 12.....	44
Tabla 4.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), interacción de la variable porcentaje de germinación al día 14.....	44
Tabla 5.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), interacción de la variable de Longitud de radícula al día 14.....	46
Tabla 6.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), interacción de la variable de Longitud del hipocotilo al día 14.	48
Tabla 7.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), variable peso de la biomasa fresca al día 14.....	49
Tabla 8.	Análisis de la Varianza (ANDEVA), variable peso de la biomasa seca al día 14.....	51
Tabla 9.	Correlaciones lineales entre las variables en estudio.	52

ÍNDICE DE ANEXOS

- Cuadro 1 A. Emergencia de semillas de tomate variedad Floradade a los 3 y 6 días.
- Cuadro 2 A. Porcentaje de germinación de semillas de tomate variedad Floradade a los 10, 12 y 14 días.
- Cuadro 3 A. Longitud de radícula a los 3 días.
- Cuadro 4 A. Longitud de radícula a los 6 días.
- Cuadro 5 A. Longitud de radícula a los 10 días.
- Cuadro 6 A. Longitud de radícula a los 12 días.
- Cuadro 7 A. Longitud de radícula a los 14 días.
- Cuadro 8 A. Longitud de hipocotilo a los 14 días.
- Cuadro 9 A. Peso de la biomasa fresca y seca a los 14 días.
- Cuadro 10 A. Emergencia de semillas de tomate variedad Floradade a los 3 días.
- Cuadro 11 A. Emergencia de semillas de tomate variedad Floradade a los 6 días.
- Cuadro 12 A. Porcentaje de germinación a los 10 días.
- Cuadro 13 A. Porcentaje de germinación a los 12 días.
- Cuadro 14 A. Porcentaje de germinación a los 14 días.
- Figura 1 A. Siembra de semillas de tomate.
- Figura 2 A. Aplicando 5 ml de las soluciones correspondientes.
- Figura 3 A. Sellado de las cajas con cinta aislante blanca.
- Figura 4 A. Presencia de radícula al 3er día.

- Figura 5 A. Presencia de radícula al 6to día.
- Figura 6 A. Presencia de raíz al 10mo día.
- Figura 7 A. Presencia de raíz al 12vo día.
- Figura 8 A. Longitud de raíz al 3er día.
- Figura 9 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 6to día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.
- Figura 9 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 6to día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.
- Figura 10 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 10mo día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.
- Figura 11 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 10mo día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.
- Figura 12 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 12vo día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.
- Figura 13 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 12vo día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.
- Figura 14 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 14vo día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.
- Figura 15 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 14vo día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. ANTECEDENTES

El tomate es una de las hortalizas más difundidas en todo el mundo, su demanda aumenta continuamente y con ella su cultivo, producción y comercio. El incremento anual de la producción en los últimos años se debe principalmente a la demanda del producto, ya que cada ecuatoriano consume en promedio cuatro kilos de tomate riñón al año (ALMEIDA, E. 2011).

Su importancia radica en que posee cualidades para integrar la preparación de alimentos, lo que convierte al tomate en un ingrediente básico en la dieta diaria. El consumo de tomate se realiza en crudo o en ensaladas, cocinado para darle sabor a las comidas o industrializado en forma de salsa. El tomate es muy apetecido por ser un alimento de fácil digestión y rico en vitaminas A, B y C y minerales así como fósforo, potasio, hierro, calcio y licopeno.

En el 2012, a nivel mundial, China fue el primer productor con más de 50 millones de toneladas anuales, India ocupó el segundo lugar con volúmenes de alrededor de 17,5 millones del total seguido por Estados Unidos que aportó 13,2 millones (ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA, 2012).

Países como Chile, España, Brasil e Italia han logrado rendimientos medios mayores de 50 toneladas por hectárea. Brasil y Chile son los productores más importantes del Hemisferio Sur y representan el 3,5% y el 3% del volumen total, respectivamente (FAO, 2014).

ALMEIDA, E. (2011) indica que entre los problemas principales que presenta la actividad agrícola a nivel mundial son los fenómenos adversos para la producción de hortalizas como: sequías, fuertes precipitaciones, bajas temperaturas, excesiva radiación solar, fuertes corrientes de vientos que acaman los cultivos, problemas de plagas; que afectan la producción agrícola, causando pérdidas económicas, escasez de productos en el mercado; convirtiéndose en los indicadores naturales que son difíciles de controlar por los productores que emplean sistemas tradicionales. Esto obliga a nuevas alternativas de producción hortícola, mejoras en los materiales genéticos o nuevas técnicas de producción. En Ecuador en el año 2011, hubo un total de 3 333 hectáreas de tomate sembradas.

Según FAO (2013), la horticultura es una actividad que puede generar ingresos importantes si se proyecta adecuadamente la comercialización en el mercado nacional e internacional. Sin embargo, bajo condiciones de alta temperatura y humedad, el cultivo se ve afectado por diversas enfermedades y plagas que afectan la producción que se realiza en campo abierto. Estos problemas fitosanitarios causan el bajo rendimiento y calidad e inclusive pérdida total de la producción.

En el Ecuador el tomate puede cultivarse en diferentes altitudes, pero hay que tener en cuenta que las heladas y el calor excesivo pueden dificultar su buen desarrollo. Para subsanar estos inconvenientes, es imprescindible la adopción de nuevas tecnologías, como el cultivo en invernadero, el uso de mallas plásticas que filtren más del 50% de la luz del sol, y mejorar los sistemas de riego. Para obtener buenos resultados, la elección de la variedad debe ir acompañada por la adquisición de una semilla de buena calidad.

El cultivo de tomate para lograr altos rendimientos, necesita estar bien abastecido de agua durante prácticamente todo el ciclo de cultivo, por lo cual el suelo debe tener una buena capacidad de retención de agua, el agua de riego como el suelo donde se cultive deben tener una baja salinidad, manteniendo un pH de entre 6,0 a 7,2 (VON HAEFF, J. 1983). Cabe recalcar, que la agricultura es la principal

consumidora de agua en el mundo y uno de los factores más limitantes para el futuro, las reservas de agua en el planeta han ido disminuyendo con el creciente aumento de la población y de las prácticas agrícolas (IFPRI, 2005).

SCHERER, C. (2010) reporta que los efectos de la sequía en los cultivos pueden ser sentidos a corto y a largo plazo, afectando las actividades productivas del campo, como la agricultura y la ganadería. En la actualidad, la sequía constituye una de las calamidades atmosféricas más graves con las que se enfrenta el agricultor, siendo una de las principales limitaciones para la productividad de los cultivos. Razón por la cual, en los actuales momentos, las investigaciones científicas están dirigidas al estudio de las plantas en condiciones de sequía, encaminadas a suplir las necesidades hídricas que están afectando al planeta.

SEGUÍ, A. (2004) indica que la escasez de recursos hídricos en la agricultura, conlleva cada vez más a la utilización de agua de riego de baja calidad. El agua de riego de las regiones costeras semiáridas se caracterizan por tener un alto contenido en NaCl, debido a que la sobre-explotación de los acuíferos genera intrusión del agua del mar en ellos. La salinidad, por tanto, tienen marcados efectos en aspectos básicos de la fisiología de la planta como las relaciones hídricas (disminución de la absorción y transporte de agua) que afectan, en último término, a la productividad vegetal.

1.2. JUSTIFICACIÓN

Se hace necesario estudiar el comportamiento de las variedades comerciales de tomate introducidas de otras latitudes, debido a las características poco deseables para adaptarse a las condiciones semidesérticas de la provincia de Santa Elena, en donde la salinidad es un fenómeno que se presenta debido al uso de agua salobre para el riego, la cual continuamente se filtra a las aguas subterráneas, provocando la salinidad. Motivo por el cual, en el presente estudio pretende someter al genotipo Floradade a estrés salino y probar su capacidad germinativa.

1.3. OBJETIVOS

1.3.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar la capacidad germinativa del genotipo de tomate Floradade (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en condiciones de estrés salino en diferentes fotoperiodos.

1.3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la respuesta del genotipo de tomate Floradade en la germinación en distintas concentraciones de cloruro de sodio.
- Estimar el efecto de dos fotoperiodos diferentes en la germinación del genotipo en estudio.

1.4. HIPÓTESIS

El genotipo de tomate Floradade es capaz de germinar en diferentes soluciones salinas y fotoperiodos.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. TOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.)

2.1.1. ORIGEN DEL GENERO *Lycopersicon*

El origen del género *Lycopersicon* se localiza en la región andina que se extiende desde el Sur de Colombia al Norte de Chile y desde la costa del Pacífico (incluidas las islas Galápagos) a las estribaciones orientales de los Andes, comprendiendo los países de Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia y Chile. Sin embargo, existen evidencias que hacen suponer que fue en México donde se originó el cultivo del tomate, muy probablemente a partir de *L. esculentum* var. cerasiforme, único *Lycopersicon* silvestre que crece como mala hierba y que se encuentra fuera del área de distribución del género (ESQUINAS, A. y NUEZ, F. 1995).

2.1.2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

De acuerdo a HUNZIKER A. (2009), la taxonomía generalmente aceptada del tomate es:

Clase: Dicotiledóneas

Orden: Solanales (Personatae)

Familia: Solanaceae

Subfamilia: Solanoideae

Tribu: Solanae

Género: *Lycopersicon*

Especie: *esculentum*

La denominación del género *Lycopersicon*, deriva del griego λυσοπερσιων (ESQUINAS, A. y NUEZ, F. 1995).

2.1.3. CARACTERÍSTICAS DEL CULTIVO DE TOMATE

El tomate es una hortaliza de más de dos metros, pudiendo llegar a diez metros de altura en un año, requiere tutor o amarre y se cultiva como anual. La raíz es pivotante o ramificada, puede ser de siembra directa o por trasplante. Los tallos son de consistencia herbácea, por ello no pueden sostenerse solos; pueden ser determinados o indeterminados, angulares o semileñosos, con ramificaciones en forma simpoidal; de las axilas de las hojas producen nuevas ramas, que terminan en la yema floral, respecto a los suelos que requiere el cultivo de tomate cabe mencionar que no es una planta especialmente exigente, creciendo en las más variadas condiciones y, aunque prefiere los suelos profundos y con buen drenaje, su sistema radicular poco profundo le permite adaptarse a los suelos pobres y de poca profundidad con buen drenaje. (ENCICLOPEDIA AGROPECUARIA, 2001).

Según INIAP (2001), el ciclo de cultivo del tomate tiene variaciones importantes, en las diferentes zonas agrícolas del país, sin embargo factores determinantes como la densidad de siembra, la disposición de agua y nutrientes, factores climáticos y variedades, intervienen directamente en la cantidad de días para llegar a la producción.

2.1.4. REQUERIMIENTO HÍDRICO DE LA PLANTA

NETAFIM (2010) expone que para tener una producción eficiente dentro del cultivo de tomate se requiere que haya disponibilidad de agua durante el transcurso de su desarrollo y producción, con la finalidad de ayudar a la formación de azúcares y mantener las células en buenas condiciones.

Según CHEMONICS, I. (2008), el consumo diario de agua por planta adulta de tomate es de aproximadamente 1,5 a 2 litros/día, la cual varía dependiendo de la zona, las condiciones climáticas del lugar, la época del año y el tipo de suelo. Pero en general, en riego por goteo se aplican entre 43 a 57 m³ de agua/hectárea/día,

dependiendo del tamaño de la planta, población y época del año. La evapotranspiración de la zona y el coeficiente del cultivo es quizá lo más importante que debe considerarse en el rendimiento del riego.

Para la germinación de las semillas la disponibilidad de agua es una condición esencial, ya que determina la imbibición y posterior activación de procesos metabólicos, como rehidratación, mecanismos de reparación (membranas, proteínas y ADN), elongación celular y aparición de la radícula (DUBREUCQ B. *et al.*, 2000).

FOLEY, M. y FENNIMORE, S. (2007) indica que las plantas en condiciones naturales deben sincronizar sus ciclos de crecimiento y reproducción con un adecuado abastecimiento hídrico. Esto es especialmente importante en ambientes desérticos, donde los eventos de lluvia son esporádicos o inexistentes.

La disponibilidad de agua durante el crecimiento de una planta madre afecta el desarrollo de sus semillas, alterando su capacidad germinativa positiva o negativamente (PALLAS, JE., STANSELL, JR., y BRUCE, RR. 2007).

HAIFA, (2014) señala que la planta de tomate es relativamente resistente a la sequía. Sin embargo, un manejo apropiado es esencial para asegurar altos rendimientos y calidad de las cosechas. Los requerimientos de agua en campo abierto en etapa de producción varían de 4000-6000 m³/ha. Mientras que en invernaderos la necesidad es por arriba de los 10 000 m³/ha, debido a que el 70% del sistema radicular está por arriba de los 20 cm del suelo. Por lo tanto, es recomendable el sistema de riego por goteo con un dispositivo para fertirriego. En suelos ligeros o cuando se usan aguas salinas es necesario incrementar la cantidad de agua de un 20 a 30%.

Los requerimientos de agua pueden diferir entre las etapas fenológicas. Los requerimientos incrementan de la germinación hasta el inicio de amarre de frutos,

alcanzando un pico durante el desarrollo de fruto y decrece durante la madurez. Cualquier estrés de agua por leve que sea afecta primeramente el tamaño del fruto y su maduración, puede ser positivo para la calidad fruto, como firmeza, sabor y vida de anaquel, pero con frutos más chicos. Un riego tardío cercano a la cosecha puede provocar una cosecha dispareja e inducir el enraizado (HAIFA, 2014).

2.1.5. IMPORTANCIA DEL CULTIVO

El cultivo del tomate ocupa un lugar importante entre las hortalizas en el mundo. El cultivo tiene importancia mundial por las siguientes razones: a) tiene una amplia variedad de usos para el consumo fresco, b) es utilizado como ingrediente principal en jugos, pastas, bebidas y otros concentrados, c) presenta un sabor universalmente apreciado en más de 120 recetas culinarias, d) cuenta con un alto valor nutritivo, con altos contenidos de vitaminas A y C, y e) su alto valor comercial por unidad de superficie cultivada (VON HAEFF, J. 1983).

2.1.6. ETAPAS FENOLÓGICAS

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGÍA AGROPECUARIA Y FORESTAL, CENTA (1996) explica que la fenología del cultivo comprende las etapas que forman su ciclo de vida. Dependiendo de la etapa fenológica de la planta, son sus demandas nutricionales, necesidades hídricas, susceptibilidad o resistencia a insectos y enfermedades. En el cultivo del tomate, se observan cinco etapas durante su ciclo de vida que son etapa inicial, vegetativa, floración y cuajado, desarrollo de la fruta y madurez fisiológica y cosecha, a saber:

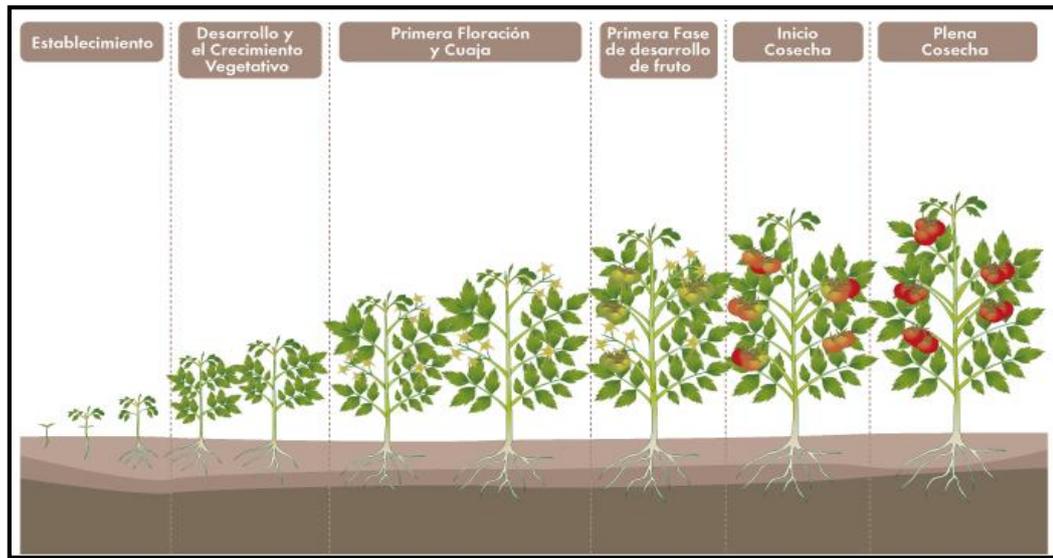


Figura 1. Etapas fenológicas de la planta de tomate

2.1.6.1. Establecimiento de la planta

Se enfoca en el desarrollo firme de la raíz y la formación inicial de las partes aéreas de la planta.

2.1.6.2. Crecimiento vegetativo

Ocurre en los primeros 40-45 días, después de lo cual las frutas empiezan a desarrollarse continuamente. Este periodo es seguido por otras 4 semanas de crecimiento rápido, mientras la planta está floreciendo y está desarrollando frutas. Después de 70 días, no hay casi ningún desarrollo vegetativo, ni acumulación de materia seca en hojas y tallos.

2.1.6.3. Floración y cuajado

Dependiendo de la variedad, las condiciones medioambientales y el manejo del cultivo, la floración y cuaja empiezan alrededor de 20-40 días después del trasplante y continúan durante el resto del ciclo de crecimiento. La polinización se efectúa por medio de abejas, viento y aplicación de hormonas (auxinas) para promover la cuaja.

2.1.6.4. Desarrollo de fruta

Después de la floración y cuaja, 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.

2.1.6.5. Madurez fisiológica y cosecha

En promedio, se logra la madurez de fruta a los 80 días después del trasplante (DDT). La cosecha continúa permanentemente, a menos que se detenga por razones climáticas (heladas) o por razones económicas (precio del tomate).

2.1.7. ESTRUCTURA DE LA SEMILLA

La semilla de tomate tiene un máximo de 5 mm de largo y 4 mm de ancho por 2 mm de profundidad. Se pueden encontrar hasta 200 semillas por fruto. Está conformada de embrión, endosperma y testa. El embrión está conformado por radícula, hipocotilo, presentando una o más hojas embrionarias (dos cotiledones) y la gémula. La testa tiene aspecto piloso y sus protuberancias tienden a entremezclarse con las de otras semillas y causan problemas en la dosificación de la siembra directa. Las células del embrión contienen una gran cantidad de alimentos almacenados (aceites, almidón y proteínas). Esas protuberancias de aspecto piloso son remanentes de las paredes celulares laterales de la cobertura externa del óvulo que se fue desintegrando durante el desarrollo de la semilla (MORENO, E. 2006).

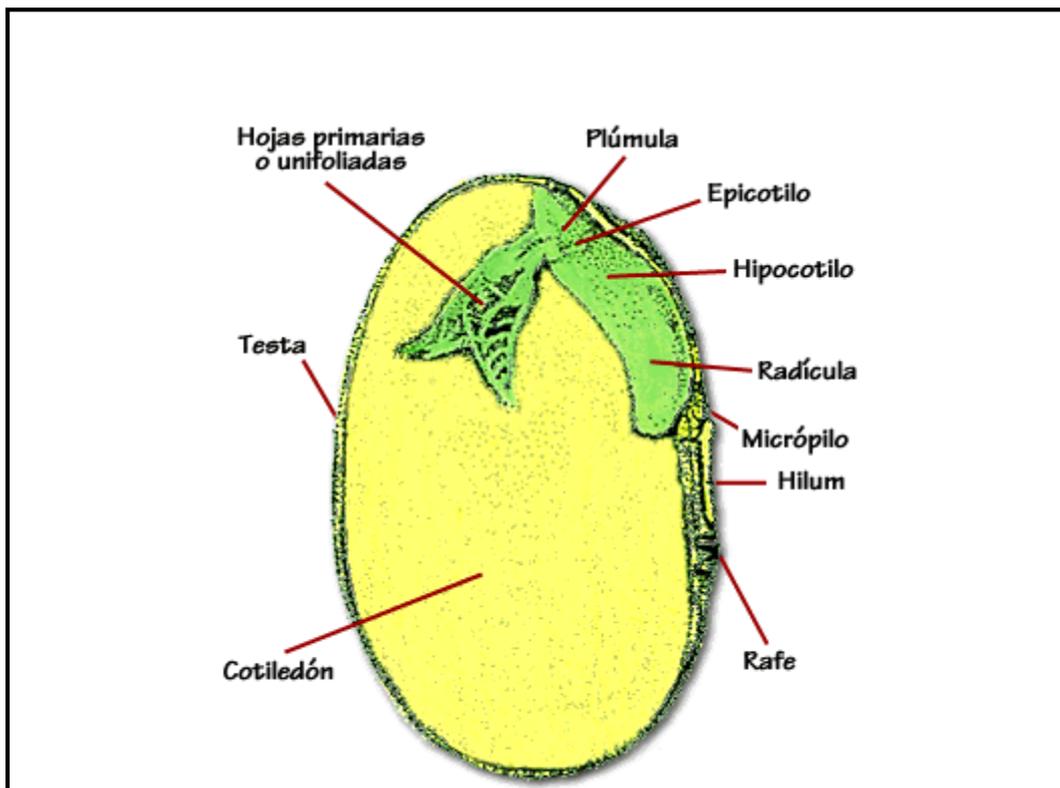


Figura 2. Partes de la semilla

Las cubiertas de las semillas pueden consistir en los tegumentos, los remanentes de la nucela y del endospermo y a veces, partes del fruto. Las cubiertas de la semilla, o testa, por lo general, una o dos (con rareza tres), se derivan de los tegumentos del óvulo. Durante el desarrollo las cubiertas de la semilla se modifican, de manera que en la madurez presentan un aspecto característico. Las propiedades de la cubierta externa de la semilla pueden ser muy características de la familia a que pertenece la planta. Usualmente la cubierta externa se seca y se vuelve algo engrosada y endurecida, de color pardusco. En ciertas familias, se vuelve dura e impermeable al agua. Por otra parte, la cubierta interna de ordinario es delgada, transparente y membranosa (CHAMARRO, J. 2000).

MORENO, E. (1996) señala también que las cubiertas de la semilla proporcionan protección mecánica al embrión, haciendo posible manejar las semillas sin dañarlas, permitiendo así transportarlas a grandes distancias y almacenarlas durante períodos considerables. Las cubiertas de la semilla pueden desempeñar un papel importante al influir sobre la germinación de las mismas. La germinación solamente puede

llevarse a término mediante una degradación de la cubierta por el propio eje embrionario (secreción de enzimas hidrolíticas) o bien mediante agentes microbianos presentes en el suelo. Por otra parte, la impermeabilización impuesta por la cubierta seminal afecta el intercambio gaseoso, impidiendo la entrada de O₂ y la salida de CO₂. A veces la cubierta impermeable también puede retener una serie de inhibidores de la germinación.

2.1.8. PROCESO GERMINATIVO

De acuerdo a GIACONI, V. y ESCAFF, M. (1995), la germinación de las semillas es un proceso de gran trascendencia para el establecimiento y sobrevivencia de las plantas en condiciones naturales. Después de que una semilla ha germinado, las plántulas son extremadamente vulnerables a los cambios ambientales y su destino depende de que las condiciones sean propicias para llegar a la madurez. Por esto, normalmente se considera que la variación de los mecanismos que regulan la germinación de las semillas está bajo fuertes presiones selectivas, y la variabilidad dentro y entre las poblaciones de la misma especie constituye adaptaciones locales o regionales al clima o a condiciones específicas de su hábitat. La luz y la temperatura son de los factores más importantes que regulan la latencia y la germinación de las semillas en condiciones naturales. Además variaciones en la disponibilidad de luz juega un papel importante en la germinación de varias semillas halófitas que son afectadas por la oscuridad, profundidad en el sustrato o cubierta de la vegetación.

EL CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGÍA AGROPECUARIA Y FORESTAL, CENTA (1996) define 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. Desde el punto de vista agronómico la germinación queda completada cuando una plántula se establece en condiciones de campo, alcanzando su autotrofia, es decir que puede producir todas las sustancias

orgánicas que requiere para su crecimiento y desarrollo. La germinación de una semilla es uno de los procesos más vulnerables por los que atraviesa el ciclo vital de una planta ya que de ella depende el desarrollo de la nueva generación.

MANTILLA, A. (2003) comenta que la misión de la semilla es producir una nueva planta, puede parecer un contrasentido la existencia de la dormición, sin embargo, este proceso fisiológico confiere a las semillas unas ventajas adaptativas de gran importancia ecofisiológica, ya que permite una adecuada distribución espacial y temporal de la germinación, asegurando que las condiciones medioambientales sean las más adecuadas para que ésta se complete con éxito.

Según BEWLEY, J. y BLACK, M. (2004), la germinación comprende el crecimiento y división celular que provoca la emergencia de la radícula y posteriormente de la plúmula. En la mayoría de las semillas, el agua penetra inicialmente por el micrópilo y la primera manifestación de la germinación exitosa es la emergencia de la radícula. Comprende tres etapas sucesivas que se superponen parcialmente absorción de agua por imbibición, causando su hinchamiento y ruptura final de la testa, inicio de la actividad enzimática y del metabolismo respiratorio, translocación y asimilación de las reservas alimentarias en las regiones en crecimiento del embrión. Las fases son:

- a) Hidratación: la absorción de agua es el primer paso para la germinación, sin el cual el proceso no puede darse. Durante esta fase se produce una intensa absorción de agua por parte de los distintos tejidos que forman la semilla. Dicho incremento va acompañado de un aumento proporcional en la actividad respiratoria.
- b) Germinación: representa el verdadero proceso en el que se producen las transformaciones metabólicas necesarias para el completo desarrollo de la plántula. En esta fase la absorción de agua se reduce considerablemente, llegando incluso a detenerse.
- c) Crecimiento: es la última fase de la germinación y se asocia con la emergencia de la radícula (cambio morfológico visible). Esta fase se

caracteriza porque la absorción de agua vuelve a aumentar, así como la actividad respiratoria.

LIPINSKY, V. (2010) indica que la cantidad de agua que ingresa a la semilla depende de las especies pero en general es muy alta. En los cereales es entre el 40 y el 60% del peso de la semilla seca y en algunas leguminosas como la arveja, asciende al 80%. El agua penetra a través de los tegumentos, micrópila, paredes y membranas celulares, se liga por uniones hidrógenos a los coloides y a otras sustancias eléctricamente cargadas que se hallan en estado de gel (esto provoca el hinchamiento de la semilla y genera fuerzas de presión muy importantes, debido al proceso de imbibición –adsorción de moléculas de agua a la superficie de las micelas coloidales). La disponibilidad de agua en el suelo es clave y afecta la imbibición. Un suelo durante una sequía puede llegar a poseer un potencial agua de 300 MPa, y en una semilla seca, a lo sumo se ha medido 100 MPa.

BEWLEY, J. y BLACK, M. (2004) mencionan que la permeabilidad de la semilla depende de la morfología, estructura, composición, contenido inicial de humedad y temperatura de imbibición de la semilla. La velocidad de penetración del agua es determinante de la germinación: si es muy lenta, la germinación se retrasa y se pierde viabilidad; y si es muy rápida, las semillas pueden sufrir daño por excesiva imbibición. A medida que las semillas toman agua se produce una liberación de un gran volumen de gases y una rápida pérdida de solutos solubles como azúcares, aminoácidos y ácidos orgánicos. En el suelo estos solutos pueden estimular el crecimiento de patógenos que invaden las semillas y la deterioran por tal motivo, daños mecánicos durante la cosecha y la siembra reducen el vigor de la semilla. (BEWLEY, J. y BLACK, M. 2004)

Según BEWLEY, J. y BLACK, M. (2004), 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 accesibles al embrión en presencia de agua ya que con el aumento de la

hidratación de las semillas, se activan las enzimas. En las semillas que poseen endosperma, las enzimas aparentemente se mueven del embrión hacia los tejidos endospermicos. Los alimentos previamente almacenados, sea en el endosperma o en los cotiledones, son digeridos, y los productos solubilizados por el proceso digestivo migran hacia los puntos de crecimiento del embrión. Posteriormente ocurre la división y alargamiento celular. Todo esto provoca el aumento del volumen de la semilla, lo cual permite abrir el suelo, para la salida de la radícula y la plúmula. La radícula o la plúmula ejercen presión sobre el tegumento lo que lleva a la emergencia con la ruptura de la testa.

2.1.9. FACTORES QUE INFLUYEN EN LA GERMINACIÓN

LABOURIAU, L. (2003) indica 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 una muestra de semillas en determinadas condiciones clasifica a las semillas 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 se puede observar 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” (LABOURIAU, L. 2003).

Un estudio de la capacidad de germinación permitió descubrir que factores ambientales influyen en el proceso de germinación y desempeñan un papel central como medida de la homogeneidad fisiológica de las semillas, especialmente en los estudios de dormición (LABOURIAU, L. 2003).

La germinación es un proceso cinético, que puede evaluarse midiendo adecuadamente la velocidad de germinación de cada muestra o población estudiada. (AMARAL, E. 1979; LABOURIU, L. 1983; POPINIGIS, 1985; SILVA y NAKAGAWA, 1995).

BERNARD, S., MEYER, D. y ANDERSON, B. *et al.*, (2001), dentro de los factores intrínsecos que regulan la germinación, citan a la viabilidad y la longevidad. Y entre los factores extrínsecos se consideran el agua, el dióxido de carbono, oxígeno y la temperatura. Para cada especie y factor 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.

2.1.9.1. Viabilidad

Este atributo describe si la semilla está o no viva. Es decir se refiere a su capacidad de germinación y generación de una plántula normal. La viabilidad depende del tipo de semillas y de las condiciones de almacenamiento.

2.1.9.2. Longevidad

Es el tiempo que las semillas pueden permanecer viables. Según este atributo se pueden 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).

2.1.9.3. Agua

BARCELÓ, C. *et al.*, (1992) mencionan 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 reserva sólo se activan en presencia de agua que los hidrate.

La entrada de agua en el interior de la semilla se debe exclusivamente a una diferencia de potencial hídrico entre la semilla y el medio que le rodea. Este potencial hídrico es mucho más bajo en las semillas secas maduras que en el medio ambiente en condiciones normales. Esta diferencia crea lo que se llama una presión de imbibición (BARCELÓ, C. *et al.*, 1992).

2.1.9.4. Gases

BARCELÓ, C. *et al.*, (1992) indican que la respiración es un proceso que requiere un consumo considerable de energía. En las células vivas los principales procesos productores de energía son la respiración y la fermentación. Ambos procesos implican un intercambio de gases CO₂ y O₂, entre las células y el medio ambiente. La mayoría de las semillas germinan bien con un 20% de oxígeno y un 0,33% de CO₂.

La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado, que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂. De esta forma, el embrión obtiene la energía imprescindible para mantener sus actividades metabólicas. La mayoría de las semillas germinan bien en atmósfera normal con 21% de O₂ y un 0,03% de CO₂. Para que la germinación tenga éxito, el

O₂ disuelto en el agua de imbibición debe poder llegar hasta el embrión. (BARCELÓ, C. et al., 1992). La mayoría de las semillas no pueden germinar si se aumenta la concentración de CO₂.

2.1.9.5. Temperatura

BERNARD, S. (2004) sugiere que las semillas sólo germinan dentro de un cierto rango de temperatura, el óptimo oscila entre 25 y 30 °C, es un factor decisivo en el proceso de germinación, ya que influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la rehidratación. La actividad de cada enzima tiene lugar entre un máximo y un mínimo de temperatura, existiendo un óptimo intermedio. Por ello, las semillas solo germinan dentro de un cierto margen de temperatura.

2.1.9.6. Luz

ELIZALDE, J. (1993) indica que el requerimiento de luz en el proceso de germinación 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 la luz está involucrada en el sistema del fitocromo y de alta energía, en las fotorepuestas de las semillas. Varias hipótesis acerca de la estimulación por la luz, en la germinación mencionan que la luz participa en:

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

De todos estos procesos, 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. Distintas experiencias indicarían 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.

2.2. ESTRESSES ABIÓTICOS EN LAS PLANTAS

BRAY, E. y COL, E. (2000) afirma que los estreses abióticos, dependiendo del agente causal, pueden dividirse en físicos y químicos. Entre los factores físicos (en realidad, físico-químicos) se pueden mencionar el estrés por déficit o exceso de agua, temperaturas extremas (calor, frío, congelación), salinidad (en su componente osmótico) y radiación UV. Entre los factores químicos destacan la contaminación atmosférica por metales pesados, toxinas, salinidad (en su componente iónico o tóxico) y carencia de elementos minerales. El crecimiento vegetal, así como el desarrollo, el aumento de biomasa y la productividad dependen, de la capacidad del metabolismo y la fisiología vegetal para adaptarse y aclimatarse a las condiciones ambientales en cambio constante.

BRAY, E. y COL, E. (2000) plantea que los estreses abióticos constituyen la principal causa de pérdidas en los cultivos; estas pérdidas de productividad superan a veces, según cálculos estimativos, el 50% y es por eso que los mejoradores se han dedicado, y lo hacen continuamente a elaborar estrategias de mejoramiento.

Existen numerosos factores abióticos naturales causantes de estreses para las plantas, que han sido agravaos por las actividades del hombre. Como resultado global, el 22% de los suelos cultivados es salino (FAO, 2004) y las áreas sometidas a déficit hídrico se expanden motivados por las altas y bajas temperaturas, por la presencia de compuestos tóxicos en el suelo ya sean naturales o generados por el hombre y el daño mecánico producido por cuestiones climáticas.

2.2.1. ESTRÉS HÍDRICO

PARRY, L., ROSENZWEIG, C. y LIVERMORE, M. (2005) señalan que el requerimiento hídrico de los cultivos puede ser suministrado a los cultivos por la lluvia o el riego; la primera es a veces muy errática y escasea cuando se necesita (déficit hídrico). El déficit hídrico está dentro de los fenómenos ambientales que más limita la productividad agrícola, porque afectan grandemente todos los aspectos relacionados con el crecimiento y desarrollo de las plantas, pues alteran importantes procesos fisiológicos y rutas metabólicas, entre las que se encuentran la absorción, el metabolismo del nitrógeno y el oxidativo.

Como es conocido, la entrada de agua en el interior de la semilla se debe exclusivamente a una diferencia de potencial hídrico entre la semilla y el medio externo. El potencial hídrico (ψ_w) se define como el estado de energía libre de las moléculas de agua y dependen principalmente del potencial osmótico (ψ_s). En presencia de salinidad se disminuye el ψ_s por lo que también se reduce el ψ_w del suelo, lo que significa que las moléculas de agua irán de una solución menos concentrada (célula) a una más concentrada (suelo), resultando en plasmólisis (disminución de la turgencia de la planta). Por ello se dice que el estrés por déficit hídrico puede darse por un problema osmótico provocado por presencia de sales en el suelo.

UTRIA, E. *et al* (2005) aseguran que el tomate es un cultivo sensible al suministro deficitario de agua. La deshidratación de los tejidos por debajo de un nivel crítico, puede generar cambios irreversibles en las estructuras celulares, debido a que el agua como componente del citoplasma vivo, participa en el metabolismo y en todos los procesos bioquímicos del vegetal, siendo la hidratación de los tejidos una condición indispensable para el normal funcionamiento de estos.

La pérdida de turgencia, el marchitamiento y la disminución del alargamiento celular son los primeros síntomas visibles del estado de estrés en las plantas,

provocando cierre de los estomas y la afectación de varios procesos metabólicos básicos del vegetal, lo que puede ocasionar finalmente su muerte. Entonces, de forma general, el estrés hídrico en vegetales provoca el cierre estomático y por lo tanto una reducción en la tasa de transpiración que se traduce en un incremento de la temperatura de la cubierta vegetal (SEPULCRE-CANTÓ, G. *et al.*, 2006).

La escasa disponibilidad de agua en las plantas provoca un aumento en la proporción de raíces con respecto a la parte aérea, esto posiblemente sea debido a la síntesis de ácido absícico (ABA) en el mesófilo foliar, lo que conduce a la inhibición del crecimiento de la parte aérea y al aumento del crecimiento radicular. Además, se debe tener en cuenta que el ABA es una sustancia que induce el cierre estomático, lo que conduce a una disminución del flujo de CO₂ y con ello cae la fotosíntesis, por lo tanto, las hojas maduras pierden esta capacidad de control estomático y producen el acartuchamiento para interceptar menos radiación y atenuar los efectos de estrés hídrico.

El INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS INIAP (2001) indica que el principal efecto del déficit hídrico es la disminución en la fijación de carbono en la planta debido al cierre estomático. Cabe mencionar que la mayoría de las variedades comerciales de tomate son sensibles al estrés hídrico en todos los estados de desarrollo de la planta, siendo el periodo de germinación de la semilla y el de plántula los más sensibles.

Una de las principales respuestas de las plantas 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 y otras proteínas involucradas en las respuestas al estrés hídrico (BRAY, E. 1997; ZHU, J. *et al.*, 2002). Los osmolitos son compuestos orgánicos de bajo peso molecular que permiten el ajuste osmótico y facilitan la toma de agua por la planta (CUSHMAN, 2001). Entre las proteínas más importantes con

efecto protector potencial están las LEA (Late Embriogenesis Abundan Proteins) y las que funcionan como antioxidantes.

2.2.2. ESTRÉS SALINO

La salinidad afecta completamente un tercio de las tierras agrícolas en áreas que presentan escasez de agua, altas temperaturas, alta evapotranspiración o cuando se practica un manejo de riego deficiente por parte de los agricultores. Además, con la disminución de las fuentes de agua disponibles, usar aguas salinas para el riego es casi inevitable. Se incluye a la salinidad de los suelos y las aguas como uno de los procesos principales que contribuyen a la catástrofe biológica mundial (ALRAHMAN, A. *et al.*, 2005).

En especies vegetales, la salinidad inhibe el crecimiento de las plantas y su productividad, induciendo desequilibrios en las relaciones osmóticas entre el suelo y las plantas, y en el metabolismo de éstas. La tolerancia a estreses en las plantas genera fenómenos complejos que involucra numerosos cambios a nivel bioquímico y fisiológico, a pesar de ello, existen factores que pueden aumentar la tolerancia de las plantas a la salinidad, la incorporación o aplicación de estos puede facilitar a las plantas una mejor resistencia al estrés salino y pueden ayudar a mejorar la productividad de cultivos bajo estas condiciones (ASHRAF, M. y FOOLAD, M. 2006).

CANO, E. *et al.*, (1998) mencionan que el estrés salino, es un estrés abiótico complejo, que simultáneamente presenta componentes osmóticos e iónicos. Por ello, una concentración elevada de sales en el medio radical afecta negativamente el desarrollo de la planta, debido fundamentalmente a los efectos hiperosmóticos e hiperiónicos del estrés.

Las altas concentraciones de sales representan un déficit de agua o un estrés osmótico porque decrece el potencial osmótico en la solución del suelo (MASHALY, A. 1999).

Como el estrés salino altera las relaciones hídricas de las plantas a través del estrés osmótico e hídrico, esto induce en las plantas un ajuste osmótico que permita mantener un déficit hídrico con turgencia suficiente en las células para permitir el crecimiento, transporte, la acumulación y compartimentación de los iones inorgánicos y solutos orgánicos en las células de las plantas superiores.

2.2.3. ESTRÉS OSMÓTICO

LIU, W. *et al.*, (2001) aclaran que principalmente en condiciones de salinidad, se sufre un estrés osmótico por la gran cantidad de sales disueltas en la zona radicular. Mientras más solutos existan más se reduce el potencial del soluto (Ψ_s) o potencial osmótico.

2.2.4. ESTRÉS IÓNICO

Típicamente, el cloruro de sodio constituye la mayoría de las sales en el suelo. Muchos de los iones salinos son tóxicos para las células vegetales cuando se presentan a altas concentraciones externas e internas. Los iones sodio son tóxicos para la mayoría de las plantas, y algunas plantas son también inhibidas por las altas concentraciones de iones cloro. Entonces, las altas concentraciones de sales representan un déficit de agua o un estrés osmótico porque decrece el potencial osmótico en la solución del suelo (MASHALY, A. 1999).

BOHNERT, H., NELSON, D., y JENSEN, R. (1995) indican que la excesiva absorción de Na^+ y Cl^- pueden ayudar al potencial osmótico de las células de la planta, aunque desencadena problemas de toxicidad si estos iones no son compartimentalizados, exportados o secretados apropiadamente. Las sales afectan

el crecimiento al alterar la absorción de agua por las raíces, fenómeno que se denomina componente osmótico, y sería el efecto inicial que padecen las plantas. También se desencadenan desequilibrios iónicos en las plantas por la excesiva absorción de sodio y cloruros, los que generan efectos secundarios como problemas de toxicidad y nutricionales vinculados a la absorción de iones esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas.

Respecto a los desequilibrios iónicos y tóxicos que pueden generar las sales, se debe mencionar que al ingresar el sodio al citosol de las células de la raíz a través de canales de cationes o transportadores (selectivos y no selectivos) o a través de la vía apoplástica, reduce la relación K^+/Na^+ en el citosol, la cual en condiciones normales debe ser alta para el buen funcionamiento celular (CHINNUSAMY, V. *et al.*, 2005). Esto resulta en niveles tóxicos de sodio y en una insuficiente concentración de potasio para algunas reacciones enzimáticas y el ajuste osmótico, mientras que la toxicidad es causada por el reemplazo del K^+ por Na^+ en reacciones bioquímicas. Se considera también que una alta relación K^+/Na^+ mejora la tolerancia de las plantas a la salinidad (HU, Y. y SCHIMDHALTER, U. 2005).

2.2.5. ESTRÉS NUTRICIONAL

Respecto a los efectos nutricionales que generan las sales en las plantas es la alta concentración de Na^+ en la solución externa causando una disminución en las concentraciones de K^+ y Ca^{2+} en los tejidos de las plantas. Estas reducciones se pueden deber al antagonismo del Na^+ y K^+ por los sitios de absorción en las raíces, el efecto del Na^+ en el transporte al xilema o a la inhibición de los procesos de absorción (HU, Y. y SCHIMDHALTER, U. 2005). Algunos investigadores consideran que una alta concentración de Na^+ no sólo inhibe la absorción de nutrientes directamente por interferencia con transportadores en la membrana plasmática de la raíz, tales como los canales selectivos de K^+ , sino también por la inhibición del crecimiento de la raíz a causa del efecto osmótico del Na^+ y a los

afectos adversos del Na⁺ en la estructura del suelo (TESTER, M. y DAVENPORT, R. 2003).

JENSEN, J. (1995) señala que las sales afectan el crecimiento y desarrollo de las plantas por la disminución en la adsorción de K⁺, NO₃ y agua. La presencia en la solución del suelo de iones salinos, a partir de un determinado nivel crítico de concentración, origina un desplazamiento del equilibrio nutricional mineral de las plantas. Este efecto se produce de dos maneras:

1. La fuerza iónica del suelo tiene un efecto directo sobre la absorción y translocación de nutrientes. Una evidencia de este efecto es que la salinidad induce una absorción y acumulación de fósforo en ciertas especies. Este es un efecto osmótico y se presenta independientemente del tipo de sal utilizado.
2. El mecanismo más común por el que la salinidad altera la nutrición mineral de las plantas es por la interacción directa del Cl y el Na sobre la absorción y translocación de nutrientes dentro de la planta.

RAVEN, H. y CURTIS, M. (2002) indican que la reducción en la absorción de potasio (K) en la planta por el sodio (Na) es un proceso competitivo. Aunque las plantas tienen una selectividad alta de K con respecto a Na, cantidades excesivas de K pueden tener un efecto negativo sobre las plantas. Quizás por ello, a pesar de los numerosos estudios que indican la disminución en la absorción y translocación de K en las plantas cultivadas en sustratos donde predomina el Na, hay pocos datos que demuestren que la adición de K en dichas condiciones mejore el desarrollo de las plantas.

2.2.6. MECANISMOS GENERALES DE RESPUESTA AL ESTRÉS

AZCÓN-BIETO, J. y TALÓN, M. (2008) plantean que la respuesta de las plantas al estrés puede ser de muchos tipos, algunos de ellos específicos de un cierto estrés, mientras que otros son más generales:

- Los cambios en la actividad hormonal. Además de participar en la percepción de la señal, la modificación de los niveles hormonales puede incrementar la resistencia al estrés.
- Las alteraciones en el desarrollo de las plantas. Normalmente se aprecia un menor desarrollo vegetativo, así como una reducción del número de estructuras reproductivas que aceleran su desarrollo para asegurar la siguiente generación.
- La muerte celular y la abscisión de los tejidos dañados que elimina el foco de infección en estrés biótico, disminuye la superficie de transpiración y permite reciclar nutrientes.
- La síntesis de nuevas proteínas, como la ubiquitina y las proteasas implicadas en la degradación de las dañadas, y las proteínas de choque térmico, inducidas no sólo frente a temperaturas extremas, que actúan como chaperonas, plegando proteínas desnaturalizadas por el estrés y previniendo la formación de agregados proteicos irreversibles.
- El aumento o la disminución en la actividad de rutas alternativas de disipación y obtención de energía, como la fermentativa.
- La síntesis y acumulación de compuestos osmoprotectores que actúan restaurando el potencial hídrico o bien como protectores de la estructura de membranas y macromoléculas.
- La síntesis de metabolitos secundarios protectores, como los fenilpropanoides.

2.2.7. FASES DE RESPUESTA DE LAS PLANTAS AL ESTRÉS

Los ciclos de estrés y respuesta son situaciones que se dan de forma rutinaria a lo largo de la vida de las plantas. El concepto de estrés en sí mismo es relativo, ya que una determinada situación medioambiental puede resultar estresante para una especie y no para otras (AZCÓN-BIETO, J. y TALÓN, M. 2008).

LAMBERS H., STUART-CHAPIN III F., PONS, T.L. (1998) señalan que en una escala temporal, la respuesta de las plantas al estrés puede dividirse en tres fases que son:

Fase de alarma: Es el efecto inmediato, en general de carácter perjudicial. Ocurre en una escala de segundos a días. Cuando se presenta el estrés, las plantas reaccionan ralentizando o deteniendo sus funciones fisiológicas básicas, reduciendo su vigor. Esta reacción está relacionada con la activación de los mecanismos de los que dispone para hacer frente al estrés. Las plantas que no poseen mecanismos adecuados de defensa o de respuesta frente al estrés experimentan daños irreversibles y mueren. El desenlace es el mismo cuando la situación de estrés es muy intensa y supera la capacidad de respuesta de la planta.

Aclimatación (Endurecimiento o Acomodación): Es el ajuste morfológico y fisiológico realizado por la planta (como individuo) para compensar el peor funcionamiento de la misma después de la exposición al estrés. Ocurre en una escala de días a semanas. La activación de los mecanismos defensivos o de respuesta conduce a la acomodación 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.

Adaptación: Es la respuesta evolutiva que resulta de cambios genéticos en las poblaciones, conduciendo a una compensación morfológica y fisiológica. Ocurre en una escala temporal mucho mayor que la aclimatación, y tras muchas generaciones.

2.2.8. HORMONAS QUE PARTICIPAN EN LOS ESTRESSES

2.2.8.1. Ácido abscísico

El ácido abscísico (ABA) corresponde a un sesquiterpeno apocarotenoide. Se sintetiza en los cloroplastos y otros plastidios mediante escisión oxidativa de los epoxi-carotenoides neoxantina y violaxantina. Su fotoisomerización produce un

desdoblamiento en los isómeros cis y trans en proporción de 50%, siendo el último biológicamente inactivo (ZACARÍAS, L. y LAFUENTE, M. 2000).

Cuando las plantas están bajo estrés por sequía, el ABA juega un rol fundamental, afectando el cierre estomático para evitar la pérdida de agua. También incrementa la conductividad hidráulica de la planta, mejorando su balance hídrico. Sin embargo, en otros estreses ambientales, aunque se ha detectado un aumento de su concentración, no se ha podido definir claramente el mecanismo de acción del ABA, pero parece proveer a la planta una mayor tolerancia a este tipo de acontecimientos como estrés salino o térmico. Estudios realizados en plantas de yuca demuestran que existe una estrecha relación entre el estrés hídrico y la acumulación endógena de ácido abscísico, tanto en hojas maduras como en hojas inmaduras en expansión, produciéndose un incremento en las cantidades endógenas de esta hormona en tejido foliar cuando este se produce (ALVES, A. y SETTER, T. 2000)

SALDÍAS, D. (2006) describe que los genes regulados por el ABA han sido ampliamente estudiados en relación a la germinación. De esta forma, se ha demostrado su participación en procesos que involucran la síntesis de material de reserva, comienzo de dormancia y su mantención, pérdida de agua en las semillas y tolerancia a la desecación.

Distintos enfoques experimentales han determinado que el ABA controla el desarrollo embrionario en las semillas. Se ha observado una correlación entre bajas concentraciones de ABA y germinación precoz. En embriones inmaduros cultivados *in vitro* con ABA en su medio, no se produce la germinación, a diferencia de embriones cultivados sin su presencia.

2.2.8.2. Giberelinas

Las giberelinas son 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 (YAMAGUCHI y KAMIYA, 2000).

Las giberelinas biológicamente activas, actúan como reguladores esenciales del desarrollo de las plantas y cubren todos los aspectos de la historia de vida de las plantas, modulando varias respuestas del crecimiento como la germinación de semillas, el crecimiento del tallo, la partenocarpia, la expansión foliar, la elongación de la raíz, la floración y la liberación de enzimas hidrolíticas en algunos tejidos (UEGUCHI-TANAKA, M. *et al.*, 2007).

Únicamente las giberelinas biológicamente activas pueden cumplir con estas funciones, las giberelinas no bioactivas existen en el tejido vegetal como precursores de las formas bioactivas o como metabolitos desactivados. La regulación de la biosíntesis de giberelinas y de sus receptores y vías de señalización dependen de la especie de estudio (YAMAGUCHI, S. 2008).

2.2.9. LOS EFECTOS DE LOS ESTRESSES EN LAS PLANTAS

Las condiciones de limitación de agua inducen en las plantas respuestas que afectan su morfología, fisiología y metabolismo. Una vez percibido este tipo de estrés se inician vías de transducción de señales y la expresión de genes asociados, que influyen en cambios celulares, de tejido y de órgano (BRAY, E. 1993).

2.2.9.1. Crecimiento celular

Uno de los procesos fisiológicos más sensibles al déficit de agua es el crecimiento celular, de manera que la sequía reduce la expansión y el área foliar (PARRA, R. RODRIGUEZ, L. y GONZÁLEZ, V. 1999), la relación del peso entre la raíz es mayor frente a la parte aérea (la raíz mantiene su velocidad de crecimiento, en tanto que la parte aérea la disminuye) (ROBLES, A. 2007), esto debido a un incremento

en la producción de etileno, ya que cuando ocurren pequeños periodos de sequía esta hormona se produce en mayores niveles. Cabe mencionar que el área foliar es importante, pues de ella depende la fotosíntesis, pero una rápida expansión foliar puede afectar negativamente la adaptación a la poca disponibilidad de agua (MORENO, E. 2009).

2.2.9.2. Cierre de estomas

Por otra parte, el cierre parcial o total de los estomas en las hojas, es una de las respuestas mejor caracterizadas pues evita la pérdida de agua en exceso por la planta. Este proceso, al igual que muchos otros involucrados en tal respuesta, está regulado por el ácido abscísico (ABA). El cierre de los estomas ocurre para la disminución de la pérdida de agua por la hojas, afectando también en la reducción de la entrada del CO₂, repercutiendo en el proceso fotosintético, por lo tanto, en la formación eficiente de fuentes carbonadas necesarias para la nutrición vegetal. La inducción de estos procesos está perfectamente coordinada con la disminución en la velocidad de crecimiento, permitiendo a la planta enfrentar esta nueva condición ambiental (ROBLES, A. 2007).

2.2.9.3. Ajuste osmótico

El ajuste osmótico (AO) consiste en la acumulación de solutos en respuesta al déficit hídrico, disminuyendo el potencial hídrico total de hojas, tallos y raíces. Como resultado las plantas pueden absorber agua y mantener la actividad fisiológica. La activa acumulación de solutos a nivel celular puede contribuir a la mantención del turgor y éste es un pre-requisito para continuar el crecimiento o sobrevivir durante el estrés hídrico (HSIAO, T. *et al.*, 1976). Cuando se realiza el ajuste osmótico las plantas aseguran la realización de la fotosíntesis y la respiración.

Para realizar el ajuste osmótico la planta sintetiza y acumula solutos osmóticamente activos como cationes inorgánicos (principalmente K⁺ y Cl⁻), ácidos orgánicos, aminos cuaternarios (glicina betaína, β-alanina betaína y dimetilsulfonio propionato), aminoácidos (prolina) y azúcares (sacarosa y manitol); lo que le

permite mantener un potencial de turgencia alto (VU, J. y ALLEN, J. 2009). De manera que si el potencial de agua de la célula es menor que el potencial de agua externo, hay una reducción del potencial osmótico y de esta forma el agua se mueve hacia el interior de la misma (BRAY, E. 1993).

El acondicionamiento osmótico es afectado por una compleja interacción de factores tales como: especie, agente osmoacondicionante, potencial osmótico, periodo de acondicionamiento, temperatura de la solución osmótica, vigor de la semilla y condiciones de secado y almacenamiento después del tratamiento (PARERA, A. y CANTLIFFE, D. 1994), entre otros. Para realizar estudios a nivel de laboratorio existen diversos productos químicos han sido utilizados para el acondicionamiento osmótico de semillas, como sales inorgánicas (K_3PO_4 , KH_2PO_4 , $MgSO_4$, $NaCl$, KNO_3 , KCl , Na_2SO_4), componentes orgánicos de bajo peso molecular (manitol, sorbitol, glicerol, sacarosa) (SMITH, P. y COOB, B. 1991; PARERA, A. y CANTLIFFE, D. 1994).

2.2.9.4. Expresión de genes. Genes LEA

Un gran número de genes y sus productos inducidos por el déficit de agua participan en la protección de las estructuras celulares del efecto de la pérdida de agua. Dentro de este conjunto, se encuentran los genes LEA, siendo identificados como genes que se expresan durante las fases de maduración de las semillas (BRAY, E. 1993). Las proteínas LEA (abundantes en embriogénesis tardía) son una amplia familia de proteínas de plantas que se almacenan en las semillas secas, mientras que su presencia en tejidos vegetativos se restringe a situaciones de estrés osmótico. Sus propiedades estructurales responden a su papel en la retención de agua en las células, lo que sugiere el papel protector de las proteínas LEA a estructuras celulares específicas y aminora los efectos del estrés ayudando en el mantenimiento de los requerimientos mínimos de agua en la célula (COLMENERO, J. *et al*, 1999).

2.3. MEJORAMIENTO GENÉTICO EN TOMATE

RODRÍGUEZ, G., PEREIRA, J. y PERATTA, G. et al. (2013) mencionan que el tomate es diploide en su constitución genética, con un número básico de 12 cromosomas, un genoma de tamaño pequeño y un corto ciclo de cultivo que, sumados a la disponibilidad de herramientas genómicas y genéticas, lo convierten en uno de los modelos genéticos más efectivos para el mejoramiento de los cultivos. La semilla mejorada genéticamente es el principal vehículo de agregación de valor en productos primarios agrícolas.

ZORZOLI, R. y PICARDI, L. (2103) señalan que el uso de cruzamientos interespecíficos en tomate (cultivado x silvestre) presenta ventajas biológicas y tecnológicas. Dentro de las primeras, las especies silvestres tienen alternativas genéticas que mejoran la calidad del fruto. Con respecto a las ventajas tecnológicas el gran polimorfismo molecular (diferencias a nivel de las secuencias del material genético o ADN) entre los genotipos progenitores del cruzamiento, permite localizar muchos marcadores moleculares en las regiones del genoma que controlan las diferencias morfológicas, bioquímicas o productivas. Un marcador molecular de ADN es una diferencia o polimorfismo en la secuencia del genoma que puede detectarse mediante tecnologías apropiadas y que indica que próximo a él se encuentra un gen de interés.

ROSABAL, L. (2014) 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 y otras proteínas involucradas en las respuestas al estrés hídrico. Los osmolitos, principalmente compuestos orgánicos de masa molecular baja, permiten el ajuste osmótico y facilitan la toma de agua por la planta.

ZORZOLI, R. y PICARDI, L. (2013) indican que el fruto de tomate es altamente perecedero y cualquier intento de prolongar su vida poscosecha favorece la comercialización y disminuye las pérdidas poscosecha estimadas en aproximadamente el 50 % de lo producido en países en desarrollo. Hasta el momento, el mejoramiento genético para prolongar la vida poscosecha se ha hecho a través de la incorporación de genes presentes en el germoplasma del tomate cultivado tales como el *rin* (*ripening inhibitor*) y el *nor* (*non ripening*) que en condición híbrida o heterocigota modifican vías metabólicas prolongando el periodo de maduración del fruto pero disminuyendo su calidad.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.2. UBICACIÓN Y DESCRIPCIÓN DEL LUGAR DEL EXPERIMENTO

El experimento se realizó en el cantón La Libertad, provincia de Santa Elena en las instalaciones del laboratorio del Centro de Investigaciones Agropecuarias (CIAP) perteneciente a la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Estatal Península de Santa Elena (UPSE). Su ubicación geográfica es 2°13'55,83" de latitud sur y 80°52'33,30" de longitud oeste.

La zona de estudio posee una altitud aproximada de 10 metros sobre nivel del mar; clima cálido seco, con vegetación de desierto tropical. Temperatura promedio 24°C, temperatura máxima 39,5° de verano y temperatura mínima 15,6°C en invierno; precipitación anual 200 milímetros, concentrándose las lluvias en los meses de enero a abril mientras que el resto del año es seco, humedad relativa 81,6%.

3.3. MATERIALES Y EQUIPOS

3.3.1. MATERIALES DE LABORATORIO Y REACTIVOS

- Agitador
- Agua destilada
- Bisturí
- Cajas petri 90 x 15 cm
- Calculadora
- Cinta aislante blanca
- Espátula
- Guantes

- Lupa
- Mechero de alcohol
- Papel de aluminio
- Papel filtro cualitativo
- Papel toalla
- Pinzas
- Pipetas automáticas 1000 ul
- Tijeras
- Vasos de precipitación de 100 ml
- Cloruro de sodio

3.3.1. EQUIPOS

- Balanza analítica
- Cámara de germinación
- Cámara fotográfica
- Computadora
- Estéreo microscopio
- Estufa
- Microscopio
- Termómetro infrarrojo
- Calibrador vernier

3.3.2. MATERIAL GENÉTICO

La variedad de tomate, nombre comercial Floradade, cuyas características principales son: frutos de buen tamaño, redondos de un peso promedio de 260 - 300 gr, pulpa roja y consistente, considerando además lo siguiente:

- Resistente a enfermedades como: *Verticillium*, *Fusarium 0-1*, *Stemphylium*.
- Siembra en semillero y trasplante con 5 - 6 hojas y 15 cm de altura
- Suelo con contenido de tierra fértil y bien abonado.

- Para su densidad de siembra, se requiere de 150 a 200 gr/ha. para trasplantar y 1 a 1,5 kg de semilla /ha. para siembra directa.
- Es una variedad muy apreciada para su buena adaptación a los diferentes tipos de climas.
- Se cosecha a partir de los 75 días después de la siembra.

3.3.3. SOLUTO

3.3.3.1. Cloruro de sodio

El estrés salino es el mayor factor limitante de la productividad de los cultivos agrícolas, por lo que profundizar en el estudio de la tolerancia a la salinidad es un objetivo prioritario de la agricultura sostenible. El estrés salino es un complejo estrés abiótico en el que se implica un componente iónico y un componente osmótico. Típicamente, el cloruro de sodio constituye la mayoría de las sales. Los iones sodio son tóxicos para la mayoría de las plantas, y algunas plantas son también inhibidas por las altas concentraciones de iones cloro. El ión Na^+ es causante de la regulación osmótica celular regulando el potencial de membrana expulsando el ion K^+ .

Cuadro 1. Propiedades Físicas del Cloruro de Sodio (CHANG y COLLEGE, 2005)

Estado de agregación	Sólido
Apariencia	Incoloro; aunque parece blanco si son cristales finos o pulverizados.
Densidad	2165 kg/m ³ ; 2,165 g/cm ³
Masa molar	58,4 g/mol
Punto de fusión	801 (°C)

3.4. DISEÑO EXPERIMENTAL

Los tratamientos fueron evaluados estadísticamente utilizando un diseño completamente al azar (DCA) en arreglo factorial 4 x 2, obteniendo un total de ocho tratamientos con dos repeticiones dando un total de 16 unidades experimentales; la mitad de ellas donde cada caja petri es una unidad experimental fue colocada en cámaras de crecimiento con fotoperiodos de 16 h, mientras que la otra mitad se mantuvo en condiciones de oscuridad.

Cuadro 2. Distribución de los grados de libertad

Fuentes de variación	Grados de libertad
Tratamientos (t -1)	7
Factor B concentraciones (n-1)	3
Factor C fotoperiodos (n-1)	1
Interacción B x C	3
Error t (r-1)	8
TOTAL (t x r) -1	15

3.5. TRATAMIENTOS

Para analizar la respuesta de semillas de tomate variedad Floradade en condiciones de salinidad, las semillas fueron sembradas en condiciones de laboratorio utilizando cuatro concentraciones de cloruro de sodio (0,75, 125 y 175 mM) en dos fotoperiodos (16 horas luz/8 oscuridad y 24 horas de oscuridad). En el Cuadro 3 se detallan los tratamientos en estudio.

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos

Tratamientos	Concentración de NaCl	Fotoperiodos
C1H1	0 mM	Fotoperiodo de 16/8 h
C1H2	0 mM	Oscuridad
C2H1	75 mM	Fotoperiodo de 16/8 h
C2H2	75 mM	Oscuridad
C3H1	125 mM	Fotoperiodo de 16/8 h
C3H2	125 mM	Oscuridad
C4H1	175 mM	Fotoperiodo de 16/8 h
C4H2	175 mM	Oscuridad

3.6. DELINEAMIENTO EXPERIMENTAL

a. Diseño experimental	DCA con arreglo factorial 4 x 2
b. Tratamientos	8
c. Repeticiones	2
d. Total de unidades experimentales	16
e. Número de semillas por unidad experimental	20
f. Número de cajas petri por tratamiento	2
g. Total de semillas por tratamiento	40
h. Total de semillas del experimento	320

3.7. MANEJO DEL EXPERIMENTO

3.7.1. FORMULACIÓN Y PREPARACIÓN DE SOLUCIONES SALINAS

Utilizando la fórmula de molaridad ($M = \frac{g}{PM} \times V (L)$), se preparó las soluciones en función de las concentraciones. El volumen total a preparar fue de 80 ml y, considerando que el peso molecular del NaCl es 58,44gr, se preparó soluciones en concentraciones de 0, 75, 125 y 175 miliMol (mM) de NaCl.

3.7.2. TRATAMIENTO DE SEMILLAS

Con el objetivo de eliminar el pesticida adherido a las semillas de la variedad Floradade, éstas fueron lavadas con de 100 ml de agua destilada manteniendo en agitación constante por cinco minutos, este proceso se repitió tres veces.

3.7.3. PREPARACIÓN DE MATERIALES PARA LA SIEMBRA

Las cajas petri fueron esterilizadas en autoclave con una presión de 15 PSI durante dos horas. Y con la finalidad de retener suficiente humedad en las cajas Petri, se preparó papel filtro con el perfil del recipiente, donde se colocó dos láminas de papel en cada uno de los tratamientos.

3.7.4. SIEMBRA DE SEMILLAS DE TOMATE

Una vez preparadas las cajas Petri con las láminas de papel filtro, se colocaron las 20 semillas de tomate con la ayuda de pinzas, de cada tratamiento humedeciendo los recipientes con 5 ml de las soluciones correspondiente; cada tratamiento fue sellado con cinta contaminación fúngica. Los tratamientos con fotoperiodos de 16/8 y los tratamientos en oscuridad se colocaron en cámara de crecimiento con una temperatura promedio de 25 °C, donde se mantuvieron por un periodo de 14 días.

3.8. VARIABLES DEL EXPERIMENTO

3.8.1. VELOCIDAD DE EMERGENCIA DE SEMILLAS.

Para determinar la emergencia de las semillas de tomate, se realizó conteos diarios del número de plántulas emergidas a los 3, 6, 10,12 y 14 días, considerando como emergencia la presencia de al menos un 1 mm de la radícula. Con los datos obtenidos se calculó la velocidad de emergencia (VE) de acuerdo a la propuesta de Maguire en 1962 con la siguiente fórmula:

$$VE = \frac{\text{N}^\circ \text{ Plantulas Normales}}{\text{Dias primer conteo}} + \dots + \frac{\text{N}^\circ \text{ Plantulas Normales}}{\text{Dias conteo final}}$$

3.8.2. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

Se consideró germinación cuando el número de semillas emergidas en el tratamiento testigo alcanzó el 50%, para lo cual se calculó el porcentaje de germinación a los 10, 12 y 14 días.

3.8.3. LONGITUD DEL HIPOCOTILO

Para medir la longitud del hipocotilo se utilizó el calibrador vernier cuya unidad de medida esta expresado en milímetros (mm) esta actividad se realizó a los 14 días después de la germinación midiendo desde el área basal hasta el ápice.

3.8.1. LONGITUD DE RADÍCULA

La longitud de la radícula fue tomada a los 14 días posteriores a la siembra, medida a partir del área basal de la radícula hasta el extremo de la raíz, expresado en mm y medido con la ayuda de un calibrador vernier.

3.8.2. PESO DE LA BIOMASA FRESCA

El peso de la biomasa fresca fue tomado a los 14 días utilizando como muestra cinco plántulas germinadas escogidas al azar de cada uno de los tratamientos. El peso se obtuvo con la ayuda de una balanza analítica que permitió obtener el peso fresco del total de las plántulas seleccionadas al azar.

3.8.3. PESO DE LA BIOMASA SECA.

De cada tratamiento, se utilizó un total de cinco plántulas a los 14 días que fueron deshidratadas en estufa durante una hora y media a 70 °C, las cuales posteriormente se pesó con la ayuda de una balanza analítica con la cual se obtuvo el peso seco de las plántulas seleccionadas al azar.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. VELOCIDAD DE EMERGENCIA DE SEMILLA

La variable velocidad de emergencia de semillas (**Tabla 1**) muestra diferencias estadísticas significativas al 1 % para el factor B (concentraciones), y 5 % de probabilidades para el factor C (fotoperiodos), mientras para la interacción no existe diferencia estadística alguna.

Tabla 1. Análisis de la varianza (ANDEVA), interacción de la variable velocidad de emergencia de semillas a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB	
			5%	1%
B	3	141,25**	4,07	7,59
C	1	9,62*	5,32	11,26
B x C	3	1,99ns	4,07	7,59

El análisis de los resultados experimentales (**Figura 3**) indica que la variable velocidad de emergencia de semillas presenta mayor velocidad en el tratamiento C1H2 (testigo) en los días evaluados con un valor de 11,36, seguido del tratamiento C1H1 (testigo) con un valor de 8,74, mientras que los tratamientos C2H1 y C2H2 alcanzan valores de 3,48 y 4,93, respectivamente y C3H2 el valor de 0,8. Los tratamientos C3H1, C4H1 y C4H2 no presentaron germinación.

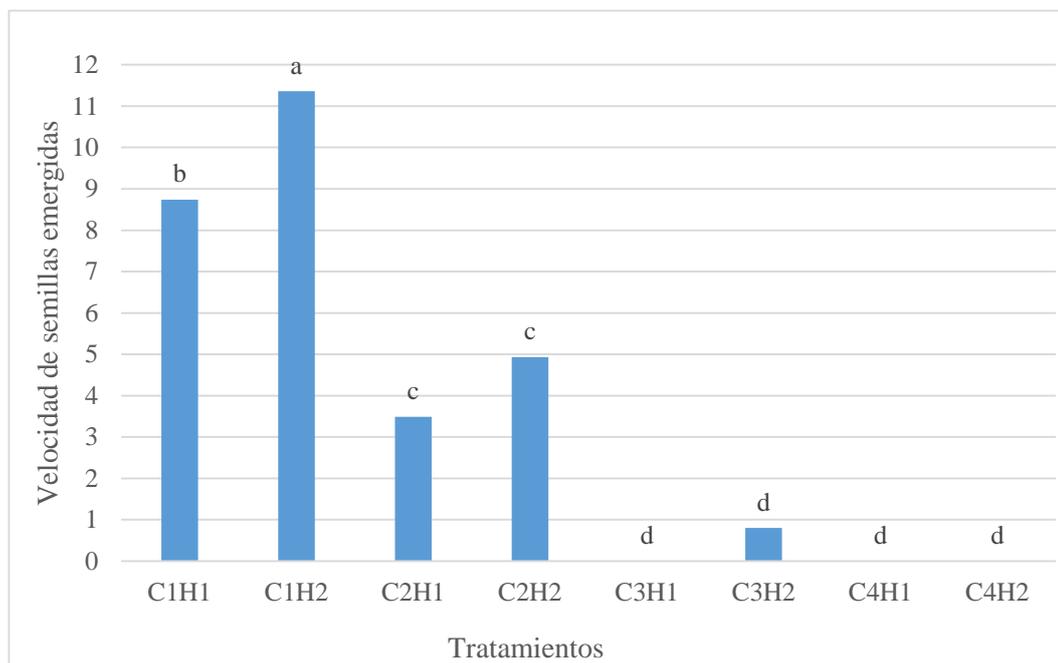


Figura 3. Valores de emergencia de semillas a los 3, 6, 10, 12 y 14 días estudiados en el medio salino y el control.

En la variable velocidad de emergencia de semillas, se nota que los tratamientos sometidos a oscuridad fueron capaces de emerger más rápido, que aquellos sometidos a fotoperiodo 16/8, estos resultados posiblemente se deban a, que las semillas de tomate variedad Floradade prefieren oscuridad para su germinación. Así mismo, lo mencionado coincide con los resultados del ensayo de semillas de parchita, llevado por GUPTA, S.K. y SHARMA S.K. (2010) quienes probaron 4 niveles de irradianza sobre la germinación y determinaron que la mayor germinación (44,5%) fue obtenida con las semillas colocadas en ausencia de luz (oscuridad); mientras que las de menor germinación (8,5%) se obtuvieron bajo el tratamiento donde las semillas estuvieron expuestas.

4.2. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

El análisis estadístico descrito en la **Tabla 2** permite observar diferencias significativas en el porcentaje de germinación al 5% en el factor C y al 1% de probabilidad en el factor B, mientras que para la interacción B x C no existe

diferencia estadística alguna. Los datos de germinación a los 12 días se describen en la **Tabla 3**, donde se observa que solo hay diferencias significativas al 1% en el factor B, mientras que en los demás factores no existe diferencia alguna. La **Tabla 4** muestra que solamente hay diferencias significativas al 1% en el factor B, mas no para los demás factores.

Tabla 2. Análisis de la varianza (ANDEVA), interacción de la variable porcentaje de germinación al día 10.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB.	
			5%	1%
B	3	102,37**	4,07	7,59
C	1	6,25*	5,32	11,26
B x C	3	2,29ns	4,07	7,59

Tabla 3. Análisis de la varianza (ANDEVA), interacción de la variable porcentaje de germinación al día 12.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB.	
			5%	1%
B	3	86,23**	4,07	7,59
C	1	5,02ns	5,32	11,26
B x C	3	1,75ns	4,07	7,59

Tabla 4. Análisis de la varianza (ANDEVA), interacción de la variable porcentaje de germinación al día 14.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB.	
			5%	1%
B	3	99,01**	4,07	7,59
C	1	5,13ns	5,32	11,26
B x C	3	1,99ns	4,07	7,59

La **Figura 4** presenta valores más altos de porcentaje de germinación en los tratamientos testigos germinados en fotoperiodo 16/8 y oscuridad C1H1, C1H2,

seguido de los tratamientos con concentraciones de 75 mM de NaCl correspondientes a C2H1, C2H2 en todos los días evaluados (10, 12 y 14 días) con valores que fluctúan de 7 a 9, seguido del tratamiento C3H2 con una germinación de 3,52 coincidiendo en los días 10, 12 y 14, así también se muestra que en los tratamientos C3H1, C4H1 y C4H2 solo se obtuvo un valor mínimo de 1 para los días 10, 12 y 14.

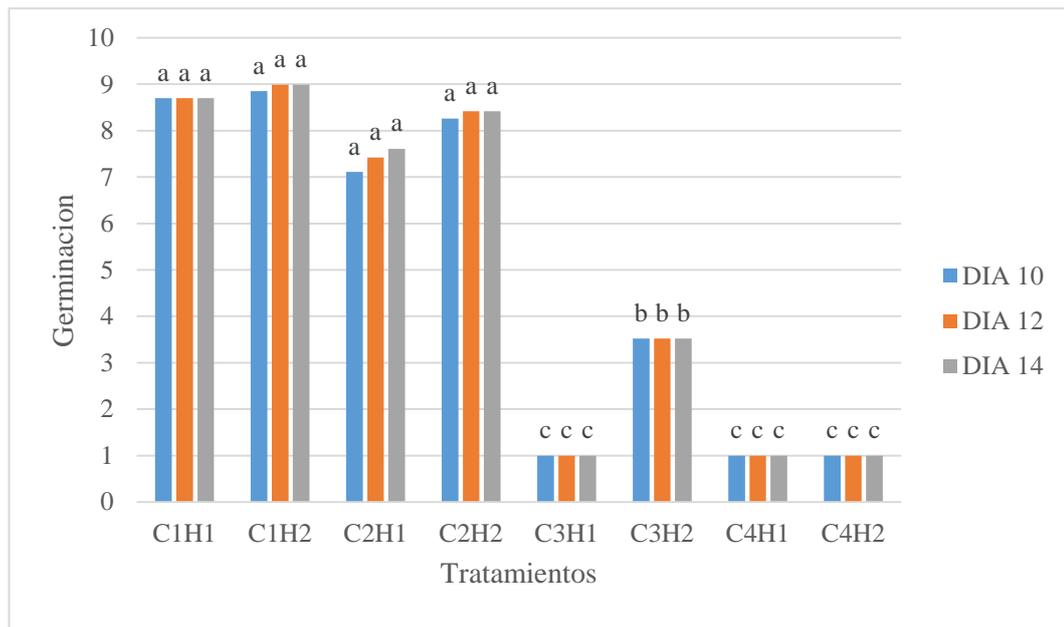


Figura 4. Porcentaje de germinación de semillas de tomate variedad Floradade a los días 10, 12 y 14 estudiados en medio salino. Datos convertidos a raíz de X+1.

De los resultados obtenidos se determina que la presencia de NaCl durante la germinación provoca la reducción de este proceso en mayor o menor medida, dependiendo de la concentración, provocando un retraso en la germinación de las semillas. Los datos obtenidos coinciden con estudios en los cuales trataron semillas de diversos cultivares de *Lycopersicon esculentum* a concentraciones crecientes de NaCl, demostrando que el porcentaje de germinación disminuye con el aumento de la salinidad, y a la vez prolonga el período de germinación. Además, otros estudios indican que las semillas de tomate requieren de un 50% de días adicionales para germinar cuando están en un medio con 80 mM de NaCl en comparación con un

medio sin sal, y necesitan casi el doble de días si se encuentran sometidas a 190 mM NaCl. CAMEJO, D. y TORRES, W. 2000 explican que la disminución de la germinación se debe a un efecto tóxico de los iones, los cuales provocaron afectaciones en ciertas enzimas y hormonas en las semillas. Además señalan que las concentraciones externas de NaCl provocan cambios químicos-físicos en las semillas que retardan o disminuyen los valores de germinación.

4.3. LONGITUD DE RADÍCULA

La variable longitud de radícula (**Tabla 5**) muestra diferencias significativas al 1% de probabilidad en el factor B y en la interacción B x C, mientras que en el factor C no existe diferencia estadística alguna, en los datos tomados a los 14 días.

Tabla 5. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la interacción de la variable de Longitud de radícula al día 14.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB	
			5%	1%
B	3	49,36**	4,07	7,59
C	1	0,14ns	5,32	11,26
B x C	3	10,34**	4,07	7,59

De la **Figura 5** se desprende que la variable longitud de radícula presenta mayores longitudes de radícula en el tratamientos testigo germinado en fotoperiodo 16/8 (C1H1) con 38,52 mm. y el tratamiento con concentración de 75mM (C2H1) germinado en fotoperiodo 16/8 con 30,41 mm, seguido del tratamiento testigo germinado en oscuridad (C1H2) con 27,72 mm, mientras que en los tratamientos de concentraciones de 75mM y 125 mM germinado en oscuridad (C2H2, C3H2) se alcanzó una longitud de 19,65 y 18,32 respectivamente, en los demás tratamientos no presentó el crecimiento de radícula.

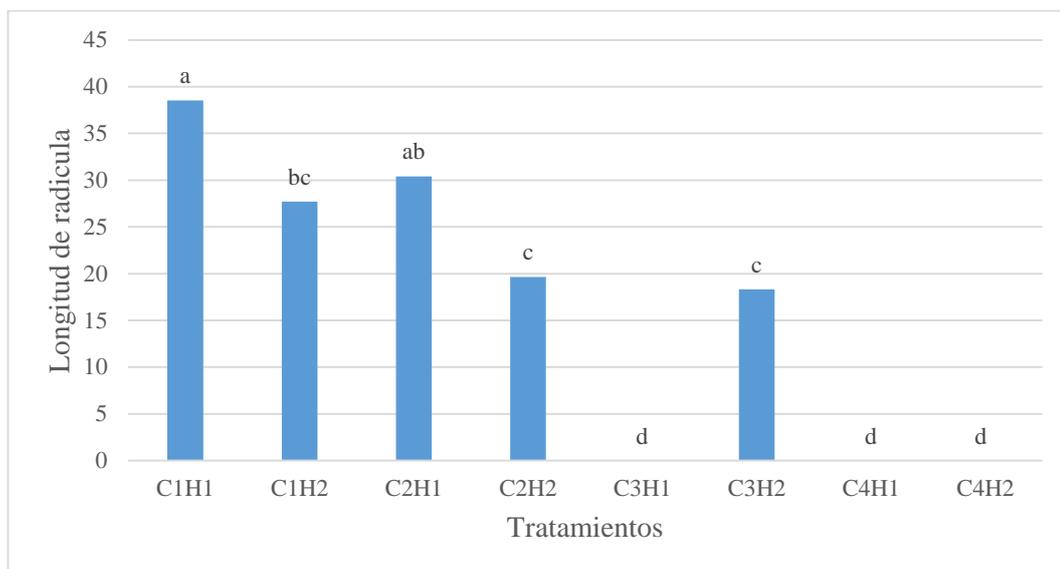


Figura 5. Valores de longitud de radícula expresados en milímetros (mm) estudiados en el medio salino y el control.

En relación a los resultados obtenidos, investigaciones en las cuales se examinó el efecto del NaCl sobre las raíces de cultivares de *Lycopersicon esculentum* determinó que el aumento de la concentración de sal afectaba adversamente el crecimiento de las raíces, cuantificado como materia seca (AL-KARAKI, G. 2000). Además, GOYKOVIC, V. y SAAVEDRA, G. (2007) indican que el efecto de las sales en las raíces de las plantas de tomate siempre resulta en un menor crecimiento de estos órganos, hecho que puede afectar el crecimiento general de la planta al reducirse el volumen de suelo que pueden explorar sus raíces.

4.4. LONGITUD DE HIPOCOTILO

En relación a la variable longitud de hipocotilo, la **Tabla 6** muestra diferencias significativas al 1% de probabilidad en el factor B y en la interacción B x C, mientras que en el factor C no existe diferencia estadística alguna.

Tabla 6. Análisis de la varianza (ANDEVA), interacción de la variable de Longitud del hipocotilo al día 14.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB	
			5%	1%
B	3	27,27**	4,07	7,59
C	1	6,66*	5,32	11,26
B x C	3	0,95ns	4,07	7,59

En la **Figura 6** se puede observar que el tratamiento testigo germinado en oscuridad (C1H2) y el tratamiento con 75mM de NaCl (C2H2) alcanzan longitudes de 47,74 mm y 43,06 mm respectivamente, mientras que los tratamientos en fotoperiodo 16/8 (C1H1 y C2H1) presentan longitudes de 32,84 mm y 34,47 mm. El tratamiento C3H2 presenta la longitud de hipocotilo menor logrando 17 mm a los 14 días, mientras que los demás tratamientos no muestran crecimiento de hipocotilo.

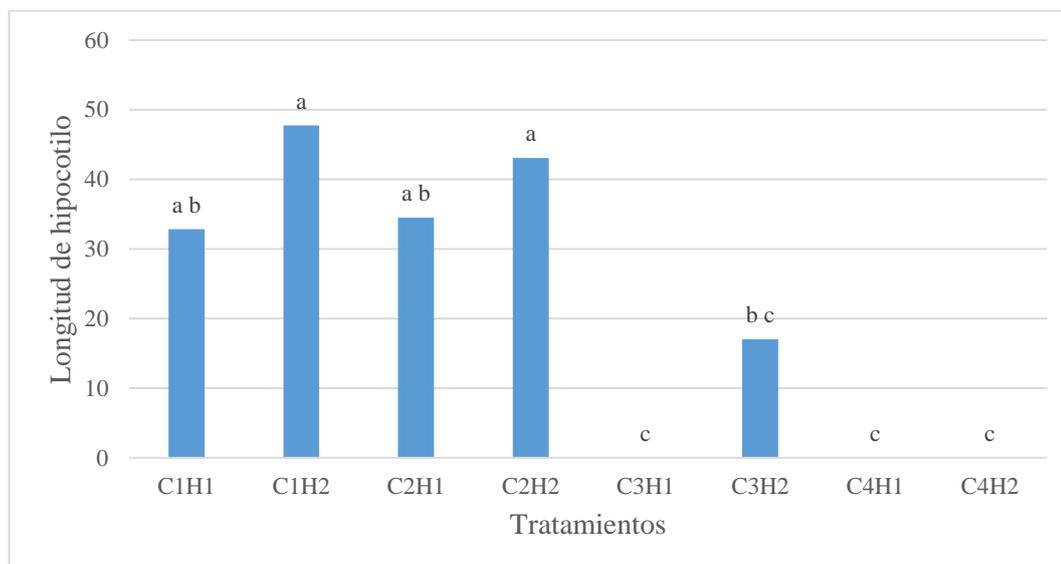


Figura 6. Valores de longitud del hipocotilo expresados en milímetros (mm) estudiados en el medio salino y el control.

Varios autores como GOYKOVIC, V. y SAAVEDRA, G. (2007), sostienen que la altura de las plantas de tomate disminuye con el incremento de la salinidad causando además una reducción en el número de hojas y en su área foliar.

Pruebas de germinación en condiciones de salinidad realizada a *Solanum pimpinellifolium* “tomatillo silvestre” donde se evaluó el crecimiento del hipocotilo en diferentes concentraciones de NaCl mostraron un mayor crecimiento a 25mM (4,0 cm) y 50mM (3,5 cm), (CHICO-RUÍZ J. *et al.* 2009), mientras que en la germinación de *Lycopersicon esculentum* Mill. variedad Floradade, germinada en diferentes concentraciones de NaCl muestra mayor desarrollo de hipocotilo a 75mM (43,06 cm) y 125 mM (17,00 cm) en semillas germinadas en oscuridad y con fotoperiodo 16/8 alcanzan longitudes de 34,47 cm en concentraciones de 75mM. CHICO-RUÍZ J. *et al.* 2009 indican que es posible que debido a esta respuesta las variedades silvestres de tomate posean genes de tolerancia a elevadas concentraciones salinas

4.5. PESO DE LA BIOMASA FRESCA

La biomasa seca observada a los 14 días, se expresa en la **Tabla 7** donde se observa diferencias significativas al 1% de probabilidad únicamente en el factor B, mientras que en los demás factores no presenta diferencia alguna.

Tabla 7. Análisis de la varianza (ANDEVA), variable peso de la biomasa fresca al día 14.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB	
			5%	1%
B	3	22,52**	4,07	7,59
C	1	3,29ns	5,32	11,26
B x C	3	0,57ns	4,07	7,59

La **Figura 7** permite colegir que la variable peso de la biomasa fresca presenta el mayor valor en los tratamientos C1H2 (0,22 g), C2H2 (0,20 g) seguido del C1H1 (0,15 g). En el tratamiento C3H2 se obtuvo a penas un peso de 0,06g, el resto de los tratamientos no presentan valor alguno por que no existió germinación en los días evaluados.

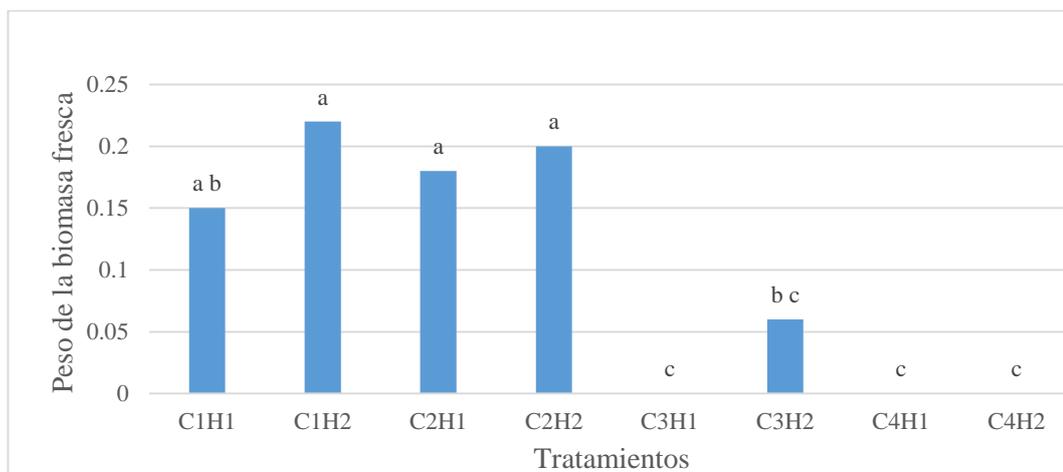


Figura 7. Valores de peso de la biomasa fresca estudiados en el medio salino y el control.

Los resultados obtenidos en las pruebas, están relacionadas con el trabajo de SHANNON, M. y GRIEVE, R. (1999) al indicar que la disminución de la masa fresca puede estar causada por una disminución en la adsorción de agua por las raíces a causa de la salinidad, situación que es provocada por la densidad estomática, ya que al igual que la conductancia estomática son también afectadas por la salinidad, reduciendo la transpiración. En investigaciones realizadas, las concentraciones de 35mM de NaCl han reducido significativamente la densidad estomática y la conductancia estomática en cultivares de tomate Daniela y Moneymarker, situación que pueden llevar a una reducción en la absorción de agua por las plantas (LUCIANO, G., 2008).

4.6. PESO DE LA BIOMASA SECA

En la **Tabla 8** se observa los datos estadísticos de la variable peso de la biomasa seca que presenta diferencias significativas al 1% de probabilidad únicamente en el factor B, mientras que en los demás factores no presenta diferencia alguna.

Tabla 8. Análisis de la varianza (ANDEVA), variable peso de la biomasa seca al día 14.

FACTORES EN ESTUDIO	GRADOS DE LIBERTAD	F. CAL	F. TAB	
			5%	1%
B	3	12,29**	4,07	7,59
C	1	4,83ns	5,32	11,26
B x C	3	1,98ns	4,07	7,59

La **Figura 8** indica que el mayor peso lo obtuvieron los tratamientos C1H1, C1H2, C2H1 y C2H2 con un peso igualitario correspondiente a 0,07 gramos, mientras el tratamiento C3H2 presentan un peso de 0,02 gramos, el resto de los tratamientos no presentan peso alguno debido a que las semillas no germinaron hasta el día 14.

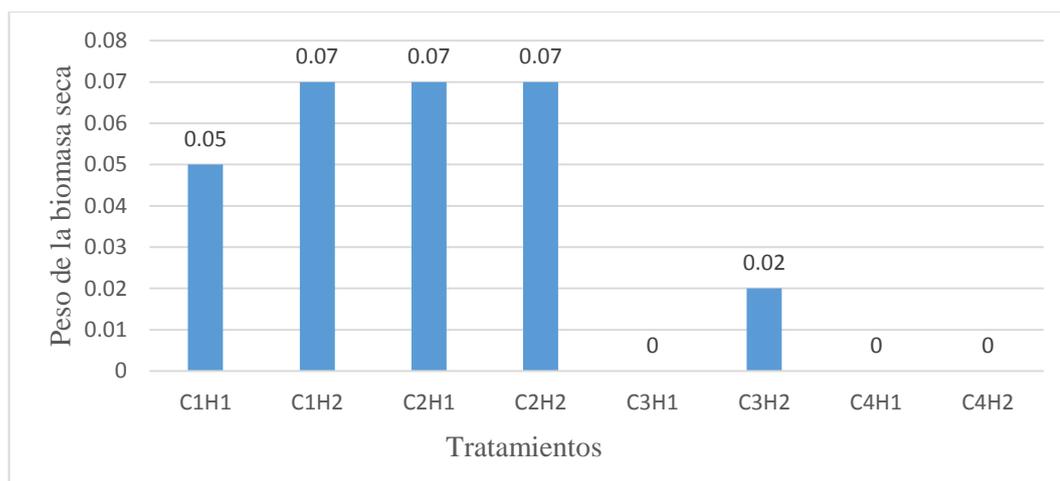


Figura 8. Valores de peso de la biomasa fresca estudiados en el medio salino y el control.

Resultados de investigaciones anteriores conllevan a que, en distintas concentraciones de sal, el tomate “Cherry” presentó diferencias significativas, observándose que las plantas sometidas a concentraciones de 0 y 40 mM presentaron Peso seco (PS) totales altos (11,59 y 10,38 g respectivamente) en comparación con las sometidas a 160 mM que presentaron un menor valor en el PS total (3,77 g), lo que indicaría que la salinidad reduce el PS. En el caso de plantas de tomate silvestre estudiadas en las mismas condiciones, no existieron diferencias

significativas entre las concentraciones salinas aplicadas, sin embargo hubo una reducción del PS total con el aumento de la sal. Así mismo, concentraciones de 80 mM de NaCl presentaron una reducción de un 55% en el PS de tallos y brotes de plantas de tomate tratadas con alta salinidad muestran una reducción respecto del tratamiento control (KAPPES, C. 2010)

4.7. CORRELACIÓN ENTRE LAS VARIABLES EN ESTUDIO

Tabla 9. Correlaciones lineales entre las variables en estudio.

Variables	Velocidad de emergencia	Longitud de radícula	Longitud de hipocotilo	Peso de biomasa fresca	Peso de biomasa seca
Germinación con	0,891 **	0,890 **	0,006 ns	0,925 **	0,764 **

En la **Tabla 9**, se muestra la correlación lineal entre dos variables y se puede notar que cuando se correlacionó porcentaje de germinación con velocidad de emergencia se encontró diferencias estadísticas significativas al 1% de probabilidades, situación que se repitió cuando se correlacionó la misma variable con longitud de radícula, peso de biomasa fresca y peso de biomasa seca, excepción de longitud de hipocotilo que no presentaron diferencias estadísticas significativas. Así mismo, se presentan los coeficientes de correlaciones calculados y se observa que la variable porcentaje de germinación obtuvo una asociación positiva y altamente significativa con velocidad de emergencia, longitud de radícula, peso de biomasa fresca y seca.

Estos resultados demuestran que las variables que incidieron en el aumento del porcentaje de germinación en las semillas está relacionada con la velocidad de emergencia, longitud de radícula, peso de biomasa fresca y seca, lo que quiere decir que a medida que la velocidad de emergencia es mayor, se incrementa la germinación, así mismo cuando la germinación es mayor la longitud de radícula aumenta, del mismo modo que se nota en la obtención de peso de biomasa fresca y seca.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

Las semillas de tomate variedad Floradade en ausencia de sal presentan una germinación alrededor del 80% a los diez días con desarrollo radicular y del hipocotilo uniforme; mientras que en concentraciones de 75mM de NaCl retarda la velocidad de germinación, logrando porcentajes de germinación inferiores al 60% generando inhibición parcial del crecimiento tanto en la radícula como en el hipocotilo.

En datos tomados a los 14 días en concentraciones de 175mM se inhibe tanto la germinación como el desarrollo, lo que indica que este material muestra sensibilidad a la presencia de iones de Na^+ y Cl^- que afectan el proceso de germinación, lo que provoca que a mayores concentraciones de NaCl menor sea la germinación, logrando un efecto tóxico a concentraciones superiores. Habiendo obtenido mínima germinación en tratamientos con 125mM se puede decir que solo materiales que presentan mayor adaptación a estreses abióticos en su mecanismo de defensa pueden germinar en condiciones extremas si son favorecidas por factores como temperaturas y fotoperiodos.

El proceso de germinación de la semillas *Lycopersicon esculentum* Mill variedad Floradade no presentó inhibición en las condiciones de fotoperiodos a las que fueron expuestas (16/8 y oscuridad), pero si mostraron valores superiores en los tratamientos realizados en oscuridad, observándose inclusive un mayor desarrollo de la biomasa, lo que indica que el material presenta insensibilidad a la luz, revelando que germinan independientemente de su presencia o ausencia, aunque favoreciendo la germinación en ausencia de luz.

Confirmando la hipótesis planteada que en condiciones de salinidad (75 y 125 mM) el genotipo de tomate variedad Floradade mostro germinación en condiciones de oscuridad y con fotoperiodos 16/8.

RECOMENDACIONES

Considerando que la salinidad es uno de los problemas ambientales más antiguos que limitan la productividad de los cultivos y que afectan desde la germinación hasta estados avanzados del desarrollo, se recomienda:

- Influir en los procesos de germinación de semillas de tomates utilizando soluciones salinas superiores a 125mM. de NaCl incluyendo nuevos materiales que puedan presentar una mayor expresión genética del mecanismo de defensa a estreses abióticos.
- Se recomienda realizar ensayos de tolerancia a nivel de campo en materiales genéticos de tomate que permitan identificar cultivares capaces de soportar las condiciones salinas de muchas zonas agrícolas de la provincia de Santa Elena.

BIBLIOGRAFÍA

AL-KARAKI G. 2000. Growth of mycorrhizal tomato and mineral acquisition under salt stress. *Mycorrhiza*. 10: p. 51-54.

ALMEIDA E. 2011. El cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum*) bajo cubierta. Quito (EC), 68p.

ALRAHMAN A., N. SHIBLI, R. EREIFEJ, Y K. HINDIYEH 2005. Influencia de la salinidad sobre el crecimiento y la fisiología de la in vitro pepino maduro (*Cucumis sativus* L.). *Jordan Agric. Sci.* 1: p. 93-106.

ALVES, A. y SETTER T. 2000. Respuesta de la yuca al déficit hídrico: crecimiento de las hojas y el ácido abscísico. *Crop Science* 40: 131-137.

AMARAL E. 1979; LABOURIU, 1983; POPINIGIS, 1985; SILVA y NAKAGAWA, 1995). Algunos problemas del arte de gobernar aplicarse en análisis de semillas. *Tecnología Seed* 2 (1): 12-18.

ASHRAF M. Y M. FOOLAD. 2006. Roles de betaína glicina y prolina en la mejora de la resistencia al estrés abiótico planta. *Environ. Exptl. Bot.* 59: p. 206-216.

AZCON- BIETO, J., TALON, M. (2008) Fundamentos de fisiología vegetal. Capítulo 29: fisiología de las plantas y el estrés (2nd ed.= interamericana- McGraw-hill, Madrid, pp 577-597.

BARCELO COLL, J.; G. NICOLÁS RODRIGO; B. SABATER GARCÍA AND R. SÁNCHEZ TAMES. (1992). *Fisiología Vegetal*. Ediciones Pirámide S.A. Madrid.

BERNARD S. 2004. *Introducción a la Fisiología Vegetal*. Editorial Universitaria de Bs. As. IV Edición. 579 p.

BERNARD S. MEYER, D. B. ANDERSON y R. H. ÖHNING. 2001. Introducción a la Fisiología Vegetal. Editorial Universitaria de Bs. As. IV Edición. 579 p.

BEWLEY J.D. Y BLACK M., 2004. Seeds. Physiology of development and germination. Plenum Press, New York. 445 pp.

BOHNERT H., NELSON D. Y R. JENSEN. 1995. Adaptations to Environmental Stresses. *The Plant Cell*, 7: 1099-1111.

BRAY E. 1993. Molecular Responses to Water Deficit. *Plant Physiol.*, vol. 103, no. 4, pp. 1035-1040.

BRAY E. y COL E. 2000. Las respuestas a abiótico tensiones. En: W. Gruissen, Buchannan B. R. Jones (ed.) *Sociedad Americana de Planta de Biólogos de Bioquímica y Biología Molecular de Plantas*, Rockville, MD, pp 1158-1249.

BRAY, E.A. 1997. Plant responses to water deficit. *Trends Plant Sci.* 2, 48-54.

CAMEJO D, TORRES W. 2000. La salinidad y su efecto en los estadios iniciales del desarrollo de dos cultivares de tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). *Cultivos Tropicales*; 21(2): 23-26.

CANO E., F. PEREZ-ALFOCEA, V. MORENO, M. CARO, Y M. BOLARIN 1998. Evaluación de la tolerancia a la sal en las especies de tomate cultivadas y silvestres a través de in vitro disparar cultura ápice. *Plant Cell Tissue Org Cult.* 53: p. 19-26.

CARREÑO LISSETTE 2013. Creación de empresa alimenticia para la elaboración de productos a base de frutas en la provincia de Santa Elena, año 2013. Ecuador. Pg 12 – 13.}

CENTA (centro nacional de tecnología agropecuaria y forestal). 1996. Guía Técnica Programa de Hortalizas y Frutales, Cultivo de Tomate, San Andrés, La Libertad El Salvador, C.A.

CHAMARRO LA PUERTA J. 2000. Anatomía y Fisiología de la Planta. In El cultivo del tomate. F. Nuez, ed. Ediciones Mundi-Prensa, España. pp 43-91.

CHANG RAYMOND y COLLEGE WILLIAMS. 2005. Química, McGraw-Hill, 7a edición.

CHEMONICS I. 2008. Manual del Cultivo de Tomate, Programa de diversificación Hortícola, Nicaragua. Pp 26.

CHICO-RUÍZ J.; SHIRLEY VALDERRAMA-ALFARO, PAOLA TEJADA-CASTILLO, RAQUEL SÁNCHEZ-MARÍN, SYNTHIA PARIMANGO-QUISPE, ANA SANTA MARÍA-REYES, AMELIA VEGA-ANHUAMÁN. Efecto de luz y salinidad en la germinación de semillas y crecimiento del hipocotilo de *Solanum pimpinifolium* “tomatillo silvestre” Vol 29, No 1, 2009.

CHINNUSAMY VISWANATHAN; JAGENDORF ANDRÉ; ZHU, JIAN-KANG. 2005. La comprensión y la mejora de tolerancia a la sal en las plantas. Crop Science. 45: 437-448.

CLAUDINEI KAPPES. 2010 en línea. Germination, seed vigor and seedling growth of corn on hidric stress conditions. *Scientia Agraria*. Disponible en Biblioteca Virtual Universidad Estatal Península de Santa Elena. Consultado en enero 19 del 2015.

COLMENERO-FLORES J. M.; MORENO L., SMITH C. E Y COVARRUBIAS A., 1999. Gen Pvlea-18, un miembro de una nueva familia de proteínas Late-embriogénesis-Abundante que se acumula durante el estrés hídrico y en las regiones

de cultivo de regadío bien plantulas de frijol. *Fisiología Vegetal*, vol. 120, no. . 1, pp 93-104.

CUSHMAN, J.C. 2001. Osmoregulation in plants: implications for agriculture. *Amer. Zool.* 41, 758-769.

DUBREUCQ B., BERGER E., VINCENT, MBOISSON M., & LCABOCHELEPINIEC. 2000. LaArabidopsisAtEPR1genextensina-como se expresa específicamente en el endospermo durante la germinación de la semilla. *Plant Journa* 123: 643-652.

ELIZALDE J. 1993. (Germinación 2p.). En: *Guía de Trabajos Prácticos Fisiología Vegetal.Fac.Cs. Agropecuarias – UNER.*

ENCICLOPEDIA AGROPECUARIA. 2001. *Producción Agrícola 2.* 2 ed. Bogotá, Terranova. 598 p.

ESQUINAS-ALCÁZAR J. Y NUEZ F. 1995. Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate. En: *el cultivo del tomate*, pp 11-42. Nuez F. ed. Mundi-Prensa. Madrid.

FAO. 2013. El cultivo de tomate con buenas prácticas agrícolas en la agricultura urbana y periurbana. *Agricultura para el desarrollo.* p. 10.

FOLEY, M. & FENNIMORE, S. 2007. Bases genéticas de latencia de las semillas. *Seed Science Research*8: 173-182.

GIACONI V. Y ESCAFF M. 1995. *Cultivo de hortalizas.* 11ª edición. Editorial Universitaria. Santiago, Chile. 337 p.

GOYKOVIC V., SAAVEDRA DEL REAL G. 2007. Algunos efectos de la salinidad en el cultivo del tomate y prácticas agronómicas de su manejo IDESIA (Chile); 25(3): 47-78.

GUPTA S. Y S. SHARMA. 2010. Respuesta de los cultivos a gran porcentaje sodio intercambiable. Irrig. Sci. Vol 11. p. 173-179.

HAIFA 2014. Recomendaciones nutricionales para tomate en campo abierto, acolchado o túnel de invernadero. Disponible en http://www.haifagroup.com/spanish/files/Languages/Spanish/Tomate_2014.pdf.

HSIAO T (1976) Respuestas de las plantas al estrés hídrico. Planta anual Rev. Fisiología 24: 519-570.

HSIAO T., ACEVEDO E., FERERES E. & D. HENDERSON. 1976. El estrés hídrico, el crecimiento y el ajuste osmótico. Phil. Trans. Real Sociedad de Londres B. 479-500.

HU YUNCAI y SCHIMDHALTER, U. 2005. La sequía y la salinidad: Una comparación de sus efectos sobre la nutrición mineral de las plantas. J. Plant Nutr. Ciencia del Suelo. 168: 541-549.

HUNZIKER A., 2009. Sudamericana Solanaceae. Una Surrey synoptic. En: Hawkes, J. G.; Lester, R. N; Skelding, A. D. (Eds.). La biología y taxonomía de las solanáceas. Academic Press, Nueva York y Londres: 435-444.

IFPRI (International Food Policy y la Investigación Institute):. Panorama global del agua para 2005: Es:<http://ifpri.cgiar.org/media /agua, 2005>.

INE. 2008. Instituto Nacional de Estadísticas. VII Censo Nacional Agropecuario y Forestal Chile .Disponible en :www.censoagropecuario.cl. Consultado en mayo del 2014.

INFOAGRO. 2002. El cultivo del tomate. en línea. Consultado 29 mayo 2014. Disponible en: <http://www.infoagro.com/hortalizas/tomate.htm>.

INIAP, 2001. Respuesta de seis híbridos de tomate Riñón (*Lycopersicon esculentum*), a dos distancias de siembra bajo invernadero, con manejo orgánico. El Altar-Chimborazo (En línea). Disponible en: <http://mail.iniapecuador.gov.ec>. Consultado en mayo del 2014.

JARAMILLO J. (2007). Manual técnico: buenas prácticas agrícolas (BPA) en la producción de tomate bajo condiciones protegidas (en línea). Consultado 2014.

JENSEN JE. 1995. Una evaluación integral de la explotación de la eficacia de la acidificación de los purines en la reducción de las emisiones de amoníaco. Revista Europea de Agronomía, 28: 148-154.

KAPPES, C. 2010. La germinación, vigor de la semilla y el crecimiento de las plántulas maíz en condiciones de sequía. Scientia Agraria 11 (2): 125-134.

LABOURIAU L. 2003. A germinacao das sementes. OEA, Serie de biología, Monografía N° 24, 174 p.

LAMBERS H., STUART-CHAPIN III F., PONS, T.L. (1998) Plant Yhysiological Ecology. Springer-verlag, Nnew York.

LIPINSKY V. 2010. Consumo de agua de los principales cultivos hortícolas de Cuyo” Revista RURALIS. Centro Regional Mendoza-San Juan. INTA. Año III N° 12.

LIU W, FAIRBAIRN DJ, REID RJ, SCHACHTMAN DP (2001) Caracterización de dos Homólogos HKT1 de Eucalyptus camaldulensis que muestran intrínseca capacidad osmosensing. Plant Physiol 127: 283-294.

LUCIANO ARAUJO G. 2008 en línea. Effect of hidric efcit in the initial development of the coffee tree coniloon variety robusta tropical. XXXVII Congresso Brasileiro de Ingenieria Agrícola. Disponible en Biblioteca Virtual Universidad Estatal Península de Santa Elena. Consultado en enero 19 del 2015.

MASHALI A. 1999. Overview of FAO Global Net Work on Soil management for sustainable use of salt affected soil, in 3th International work shop on Integrated Soil.

MATILLA A. 2003. Ecofisiología de la germinación de semillas. Cap. 29 (p. 901-922).

MORENO E. 1996. Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. México: p. 13-14.

MORENO E. 2006. Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. 3 de México: p. 13-14.

MORENO-FONSECA L. 2009. Respuesta de las plantas al estrés por déficit hídrico. Una revisión. Agronomía Colombiana, vol. 27, no. 2, pp. 179-191.

NETAFIM 2010. (En línea). Producción eficiente dentro del cultivo de tomate, Disponible en <http://www.netafim.ec/>.

ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA. (FAOSTAT). 2014. Disponible en observatoriodeprecios.com.

ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA. (FAOSTAT). 2012. Consultado en Octubre 2014. Disponible en línea: www.fao.org.

PALLAS JE., STANSELL JR. Y BRUCE RR. 2007. La germinación de semillas de maní en relación con el régimen de humedad del suelo durante el desarrollo de las vainas. *Agronomía Diario* 69: 381-383.

PARERA A., CANTLIFFE D. 1994. Cebado semilla previo a la siembra. *Revisión de Horticultura* 16: 109-141.

PARRA QUEZADA RAFAEL, RODRÍGUEZ ONTIVEROS L. Y GONZÁLEZ HERNÁNDEZ VICTOR, 1999. Transpiración, potencial hídrico y prolina en zarzamora bajo déficit hídrico. *TERRA Latinoamericana*, vol. 17, no. 2, pp. 125-130.

PARRY L., ROSENZWEIG C., LIVERMORE M. 2005. Climate change, global food supply.

RAVEN H. y CURTIS M. 2002. *Biología Vegetal*. Ediciones Omega, S.A., Barcelona. 716 p.

ROBLES A. 2007. Sobrevivir al estrés: cómo responden las plantas a la falta de agua. *Biotecnología*, vol. 14, pp. 253-262.

RODRÍGUEZ GR, PEREIRA DA COSTA J., PRATTA GR., ZORZOLI R Y PICARDI LA (2013). *Recursos Genéticos y Genómicos para Mejorar la Calidad del Fruto en Tomate*. 156.

ROSABAL AYAN, L. 2014 en línea. Aspectos fisiológicos, bioquímicos y expresión de genes en condiciones de déficit hídrico. Influencia en el proceso de germinación. INCA. Disponible en Biblioteca Virtual Universidad Estatal Península de Santa Elena. Consultado en enero 19 del 2015.

SALDÍAS DONOSO. 2010. Evaluación del crecimiento vegetativo y ABA en plantas de tomate sometidas a estrés por enfriamiento. Vol. 2, p 48.

SCHERER C. 2010 “La sequía como fenómeno perjudicial: conceptos y definiciones”. Organización meteorológica mundial”.

SEGUI AMORTEGUI 2004. Sistemas de Regeneración y Reutilización de Aguas Residuales. Metodología para el Análisis Técnico-Económico y Casos. Tesis doctoral. Departamento de Ingeniería Agroalimentaria y Biotecnología. UPC.

SEPULCRE-CANTO G., ZARCO-TEJADA P., JIMENEZ-MUNOZ J., SOBRINO J., DE MIGUEL E. et al. 2006 La detección de estrés hídrico en un olivar con térmica imágenes de teledetección. *AndForestMeteorology Agrícola*, 136, 44.

SHANNON, M. y GRIEVE, R. 1999. Biorremediación Evaluación: Distinguir hecho de la ficción. *Ann. Rev. microbiología*, Palo Alto, p. 47.

SMITH P., COOB B. 1991. Acelerado la germinación de las semillas de pimienta por cebado con soluciones de sales y agua. *Hort Ciencias* 26: 417-419.

TESTER MARK y DAVENPORT ROMOLA. 2003. Na⁺ la tolerancia y el transporte de Na + en las plantas superiores. *Annals of Botany*. 91: 503-527.

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.

UTRIA E. R. I., A. CABRERA, D. MORALES Y A. LORES (2005) Crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivadas en diferentes sustratos y niveles de abastecimiento hídrico. *Cultivos Tropicales* 26:31-38.

VON HAEFF J N M. 1983. Manuales para Educación Agropecuaria, Área: Producción Vegetal (16), 1ª Edición, Editorial Trillas, D.F., México: 9-53.

VU J. y ALLEN JR H. El crecimiento a niveles elevados de CO₂ retrasa los efectos adversos de la sequía en la hoja de la fotosíntesis de la caña de azúcar C₄. Diario de Fisiología Vegetal, 2009, vol. 166, pp. 107-116.

YAMAGUCHI S. (2088) Regulación fitocromo y la expresión diferencial de genes 3betahydroxylase giberelinas en la germinación de semillas de Arabidopsis. Plant Cell 10: 2115-2126.

YAMAGUCHI S., KAMIYA Y. 2000. Biosíntesis de giberelina: su regulación por señales endógenas y ambientales. Fisiología 41, 251-257 Plant Cell.

ZACARÍAS, L y LAFUENTE, M.. 2000. Etileno, ácido abscísico y otros reguladores del desarrollo. In: Azcón-Bieto y Talón, F. ed. Fundamentos de fisiología vegetal. Barcelona, Mc Graw-Hill. pp 481-490.

ZHU, J.K, K.S. SCUMAKER Y L. XIONG. 2002. Señalización celular durante el frío, la sequía y estrés salino. Plant Cell 14, 165-183.

ZORZOLI R. y PICARDI L. 2013. Interacciones genéticas entre genotipos silvestres y cultivados de *Lycopersicon* spp. con efectos sobre la calidad del fruto de tomate - Plant Genetics Resources Newsletter 124: 7-12.

ANEXOS

DATOS ORIGINALES, SIN TRANSFORMAR A RAÍZ DE EQUIS MÁS UNO.

Cuadro. 1 A. Emergencia de semillas de tomate Variedad Floradade a los 3 y 6 días

TRATAMIENTOS	DÍA 3		DÍA 6	
	Plantas emergidas	Plantas NO emergidas	Plantas emergidas	Plantas NO emergidas
C1H1	7	13	12	8
C1H1	8	12	17	3
C1H2	14	6	14	6
C1H2	15	5	16	4
C2H1	0	20	5	15
C2H1	0	20	4	16
C2H2	1	19	7	13
C2H2	0	20	8	12
C3H1	0	20	0	20
C3H1	0	20	0	20
C3H2	0	20	0	20
C3H2	0	20	2	18
C4H1	0	20	0	20
C4H1	0	20	0	20
C4H2	0	2	0	20
C4H2	0	20	0	20

Cuadro 4 A. Porcentaje de germinación de semillas de tomate Variedad Floradade a los 10, 12 y 14 días.

TRATAMIENTOS	DÍA 10		DÍA 12		DÍA 14	
	Plantas emergidas	Porcentaje de germinación	Plantas emergidas	Porcentaje de germinación	Plantas emergidas	Porcentaje de germinación
C1H1	13	65	13	65	13	65
C1H1	17	85	17	85	17	85
CIH2	14	70	14	70	14	70
CIH2	17	85	18	90	18	90
C2H1	8	40	8	40	9	45
C2H1	12	60	14	70	14	70
C2H2	12	60	13	65	13	65
C2H2	15	75	15	75	15	75
C3H1	0	0	0	0	0	0
C3H1	0	0	0	0	0	0
C3H2	1	5	1	5	1	5
C3H2	4	20	4	20	4	20
C4H1	0	0	0	0	0	0
C4H1	0	0	0	0	0	0
C4H2	0	0	0	0	0	0
C4H2	0	0	0	0	0	0

Cuadro 11 A. Peso de la biomasa fresca y seca a los 14 días

TRATAMIENTOS	TOTAL PLANTAS GERMINADAS	BIOMASA FRESCA		BIOMASA SECA
		TOTAL PLÁNTULAS GERMINADAS	5 PLÁNTULAS	5 PLÁNTULAS
C1H1	13	0,344	0,138	0,008
C1H1	17	0,53	0,161	0,023
C1H2	14	0,506	0,212	0,083
C1H2	18	0,507	0,226	0,063
C2H1	9	0,237	0,139	0,047
C2H1	14	0,434	0,212	0,09
C2H2	13	0,442	0,134	0,095
C2H2	15	0,416	0,266	0,051
C3H1	0	0	0	0
C3H1	0	0	0	0
C3H2	1	0,093	0,093	0,003
C3H2	4	0,024	0,024	0,036
C4H1	0	0	0	0
C4H1	0	0	0	0
C4H2	0	0	0	0
C4H2	0	0	0	0

DATOS TRANSFORMADOS A RAÍZ DE EQUIS MÁS UNO

Cuadro 12 A. Emergencia de semillas de tomate Variedad Floradade a los 3 días.

B	C	Datos
C1	H1	7
C1	H2	14
C2	H1	0
C2	H2	1
C3	H1	0
C3	H2	0
C4	H1	0
C4	H2	0
C1	H1	8
C1	H2	15
C2	H1	0
C2	H2	0
C3	H1	0
C3	H2	0
C4	H1	0
C4	H2	0

Cuadro 13 A. Emergencia de semillas de tomate Variedad Floradade a los 6 días.

B	C	Datos
C1	H1	12
C1	H2	14
C2	H1	14
C2	H2	5
C3	H1	7
C3	H2	0
C4	H1	0
C4	H2	0
C1	H1	17
C1	H2	16
C2	H1	4
C2	H2	8
C3	H1	0
C3	H2	2
C4	H1	0
C4	H2	0

Cuadro 14 A. Porcentaje de germinación a los 10 días.

B	C	Datos
C1	H1	53,73
C1	H2	56,79
C2	H1	39,23
C2	H2	50,77
C3	H1	0
C3	H2	12,92
C4	H1	0
C4	H2	0
C1	H1	67,21
C1	H2	67,21
C2	H1	50,77
C2	H2	60
C3	H1	0
C3	H2	26,56
C4	H1	0
C4	H2	0

Cuadro 15 A. Porcentaje de germinación a los 12 días.

B	C	Datos
C1	H1	53,73
C1	H2	56,76
C2	H1	39,23
C2	H2	53,73
C3	H1	0
C3	H2	12,92
C4	H1	0
C4	H2	0
C1	H1	67,21
C1	H2	71,56
C2	H1	56,79
C2	H2	60
C3	H1	0
C3	H2	26,56
C4	H1	0
C4	H2	0

Cuadro 16 A. Porcentaje de germinación a los 14 días.

B	C	Datos
C1	H1	53,73
C1	H2	56,76
C2	H1	42,13
C2	H2	53,73
C3	H1	0
C3	H2	12,92
C4	H1	0
C4	H2	0
C1	H1	67,21
C1	H2	71,56
C2	H1	56,79
C2	H2	60
C3	H1	0
C3	H2	26,56
C4	H1	0
C4	H2	0

ANEXOS DE FIGURAS



Figura 9 A. Siembra de semillas de tomate



Figura 10 A. Aplicando 5 ml de las soluciones correspondientes.



Figura 11 A. Sellado de las cajas con cinta aislante blanca.

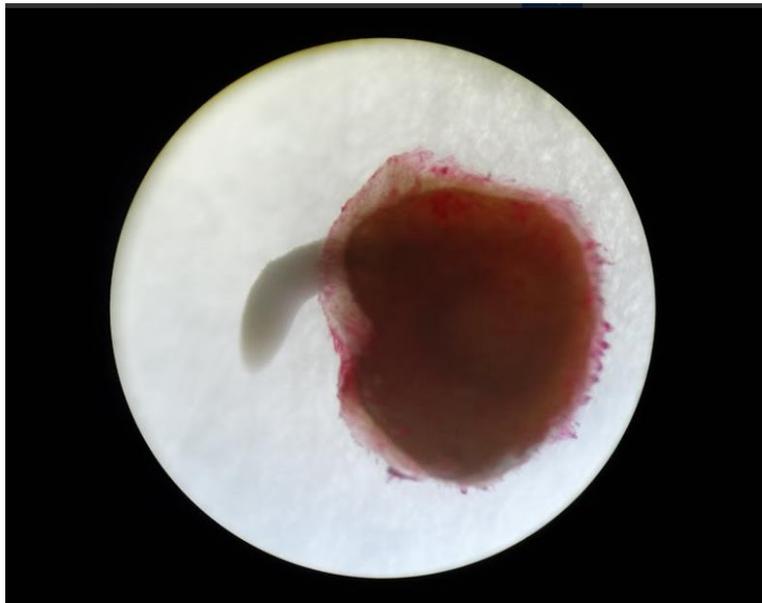


Figura 12 A .Presencia de radícula al 3er día.



Figura 13 A. Presencia de radícula al 6to día.

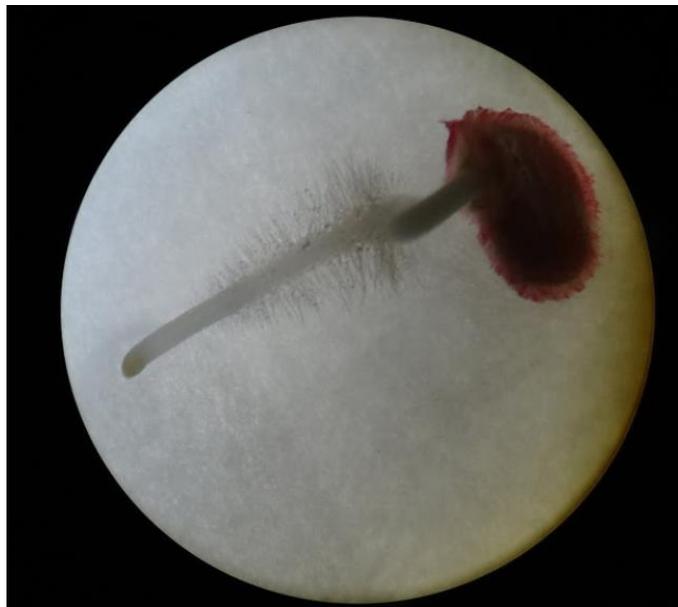


Figura 14 A. Presencia de raíz al 10mo día.



Figura 15 A. Presencia de raíz al 12vo día.



Figura 16 A. Longitud de raíz al 3er día.

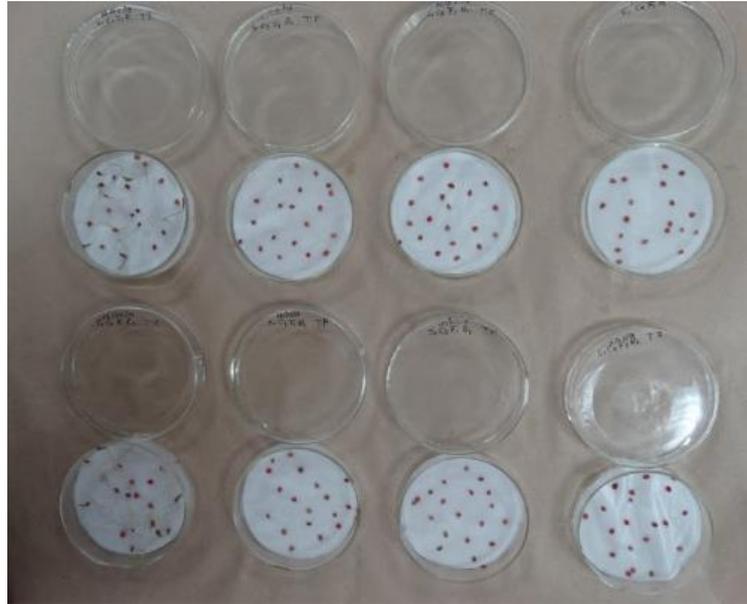


Figura 17 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 6to día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.

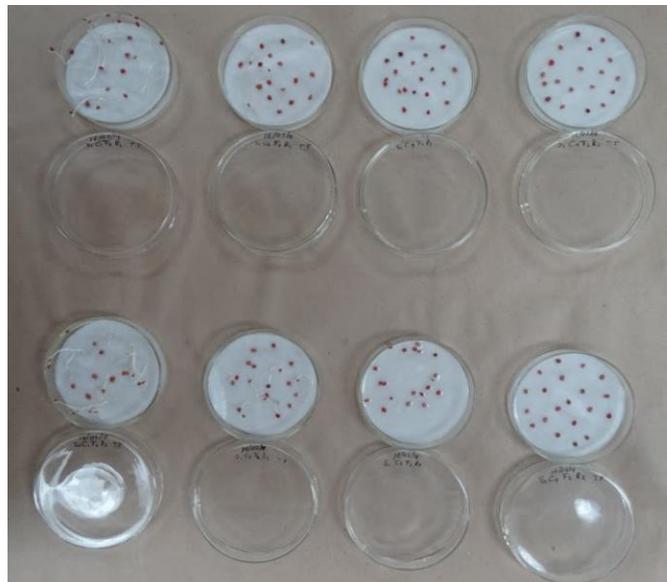


Figura 18 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 6to día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.

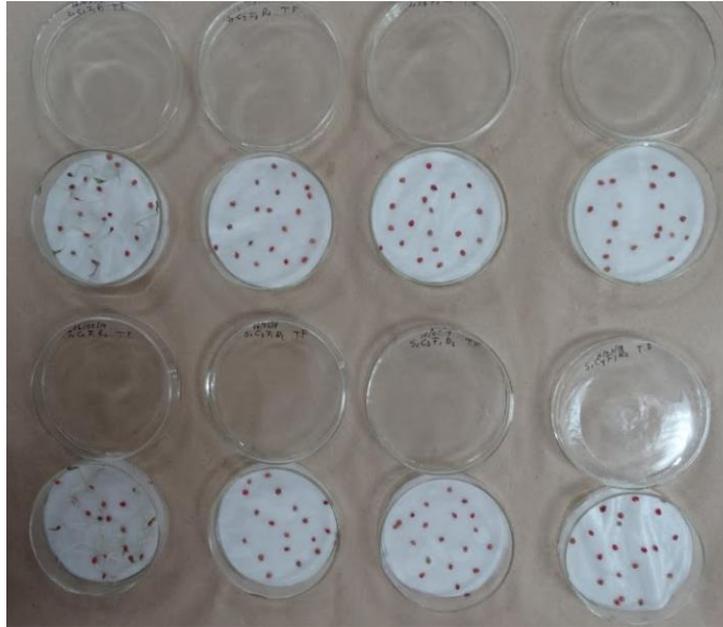


Figura 19 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 10mo día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.

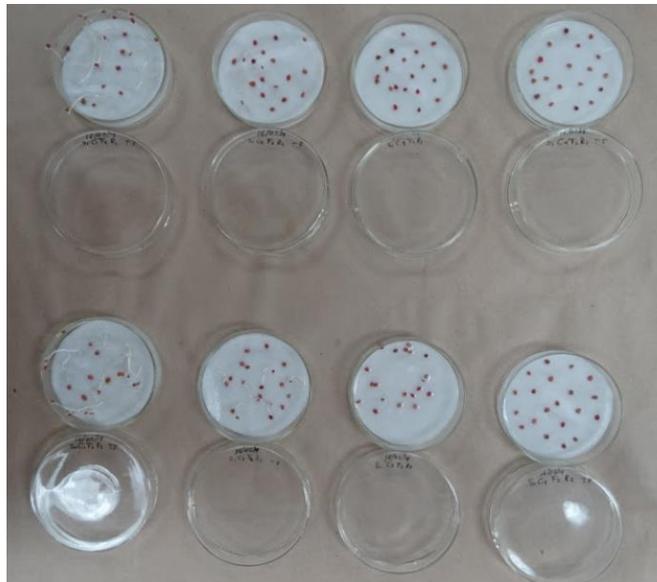


Figura 20 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 10mo día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.

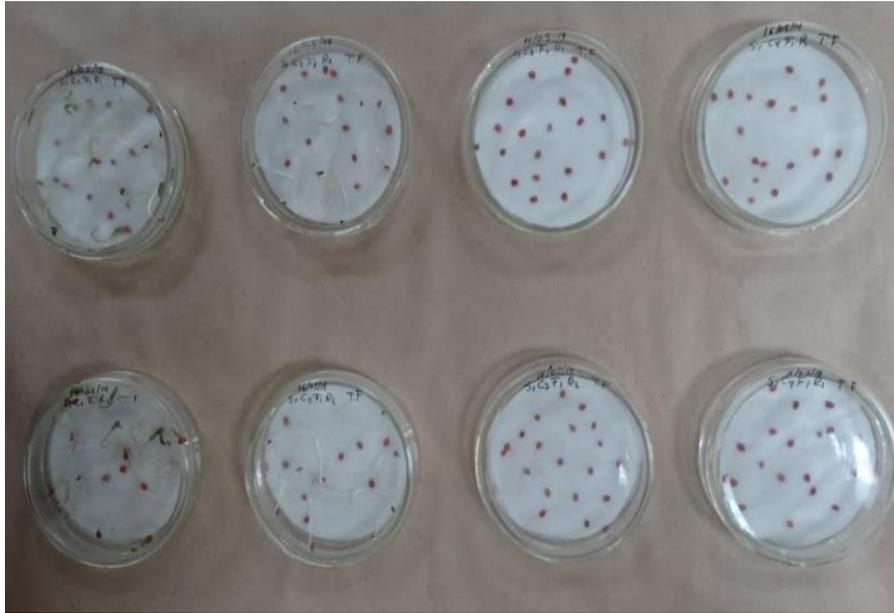


Figura 21 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 12vo día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.

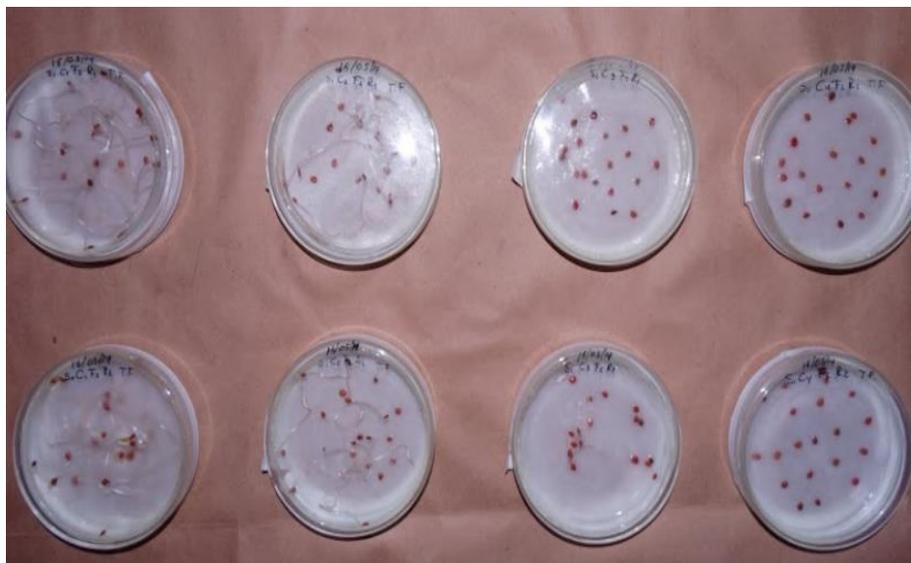


Figura 22 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 12vo día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.

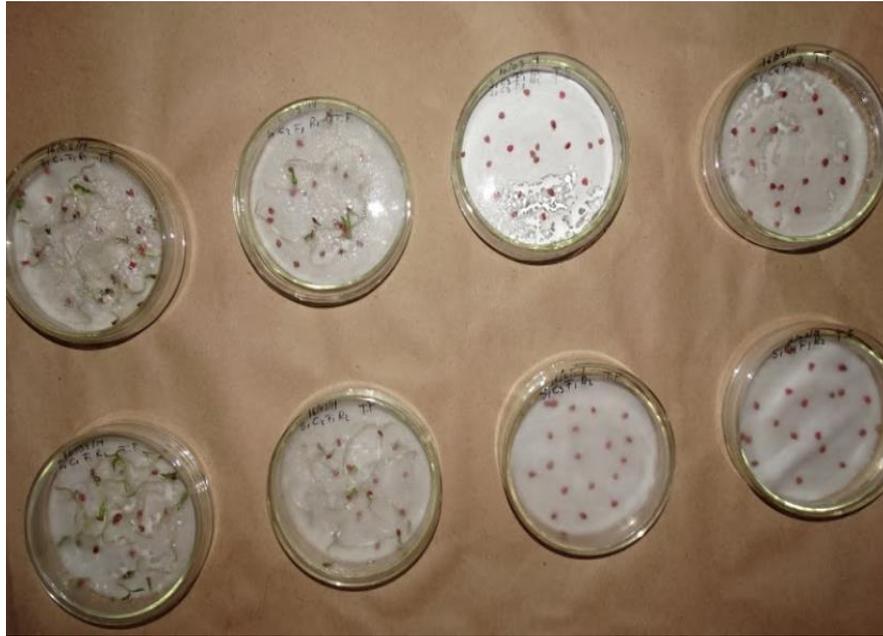


Figura 23 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 14vo día del fotoperiodo 16 horas luz con la solución de NaCl.

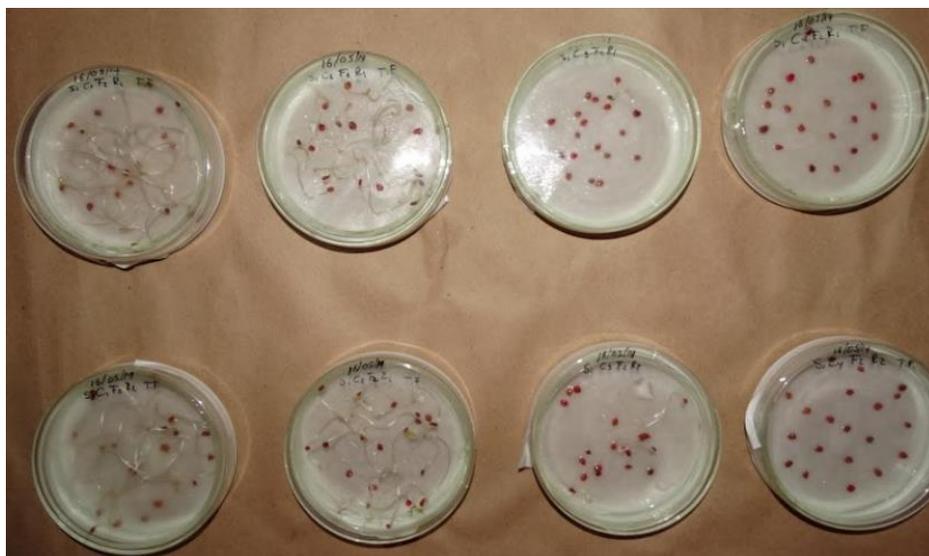


Figura 24 A. Plántulas de tomate variedad Floradade al 14vo día del fotoperiodo 0 horas luz con la solución de NaCl.