



**UNIVERSIDAD ESTATAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA DE AGROPECUARIA**

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

TRABAJO DE GRADUACIÓN

Previo a la obtención del título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

JOSÉ GALO TOMALÁ GUARTATANGA

LA LIBERTAD - ECUADOR

2015

**UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA
DE SANTA ELENA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA DE AGROPECUARIA**

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

TRABAJO DE GRADUACIÓN

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

JOSÉ GALO TOMALÁ GUARTATANGA

LA LIBERTAD – ECUADOR

2015

TRIBUNAL DE GRADO

Ing. Antonio Mora Alcívar, M.Sc.

DECANO DE LA FACULTAD

Ing. Lenni Ramírez Flores, Mgt.

DIRECTOR (e) DE ESCUELA

Ing. Clotilde Andrade Varela, M.Sc.

PROFESORA DEL AREA

Ing. Lourdes Ortega Maldonado, M.Sc.

PROFESORA TUTORA

Abg. Joe Espinoza Ayala.

**SECRETARIO GENERAL
PROCURADOR**

DEDICATORIA

- De manera especial a Dios, por permitirme cumplir con esta meta, por darme salud y sabiduría para así lograr mis objetivos.
- A mi padre Galo Tomalá, que descanse en paz, por haberme apoyado en todo momento, por sus concejos, por sus valores inculcados y motivación.
- A mi madre Alegría Guartatanga, un ejemplo de perseverancia, constancia y amor, porque a lo largo de mi vida ha velado por mi bienestar, depositando su confianza en mí, que me han permitido ser una persona de bien.
- A mis hermanos Alejandro Arturo, Alegría de los Ángeles y Sara María, quienes han estado a mi lado en todo momento.
- A Sindy Tomalá, que me da ánimos, confianza, apoyo, consejo, cariño incondicional y a sus palabras de aliento que me motivaron a esforzarme, para lograr cumplir esta meta.
- A mis amigos Paul Benavides, Michael Tomalá, Víctor Yépez y Yuinson Suárez con los que compartí varios años de vida estudiantil, por brindarme apoyo y estar juntos en esta etapa de aprendizaje universitario.

José Galo Tomalá Guartatanga

AGRADECIMIENTO

Agradecer en primer lugar a Dios todopoderoso, por haberme permitido terminar mi carrera universitaria; a mi madre y hermanos por el apoyo en estos años de estudio.

Agradezco a mis formadores, personas de gran sabiduría quienes se ha esforzado por ayudarme a llegar al punto en el que me encuentro, por transferirme conocimientos y a la entrega de los docentes, por la que eh logrado importantes objetivos como culminar el desarrollo de mi tesis.

A mi tutora Ing. Lourdes Ortega, quien me dio la oportunidad de realizar mi trabajo de titulación y supo guiarme durante todo el proceso de realización del mismo. Y gratitud a la Ing. Clotilde Andrade, por sus importantes conocimientos impartidos a lo largo del trabajo.

Al Ing. Antonio Mora, decano de la facultad por el apoyo brindado a lo largo de la carrera haciendo posible el logro de terminar mis estudios.

José Galo Tomalá Guartatanga

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

1.	INTRODUCCIÓN	1
1.1.	Justificación	4
1.2.	Objetivos.....	5
1.2.1.	Objetivo general	5
1.2.2.	Objetivos específicos.....	5
1.2.3.	Hipótesis	5
2.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
2.1.	Tomate (<i>lycopersicon esculentum</i> mill.)	6
2.1.1.	Clasificación taxonómica.....	6
2.1.2.	Etapas fenológicas.....	6
2.1.3.	Fisiología de la germinación.....	8
2.1.4.	Factores que afectan a la germinación.....	10
2.1.4.1.	Factores externos.....	10
2.1.4.2.	Factores internos	12
2.2.	Estreses abióticos en las plantas.....	13
2.2.1.	Fases de respuesta de las plantas al estrés	14
2.2.2.	Hormona que participa en los estreses	15
2.3.	Estrés salino	17
2.4.	Estrés osmótico	21
2.5.	Estrés hídrico	22
2.6.	Estrés iónico.....	24
2.7.	Estrés nutricional.....	26
2.9.	Mejoramiento genético en tomate.....	27
2.10.	Respuestas a nivel genómico	29
2.10.1.	Vías de señalización de las distintas respuestas. Regulación de la expresión génica.....	29
3.	MATERIALES Y MÉTODOS	30
3.1.	Localización y descripción del lugar del ensayo	30
3.2.	Materiales y equipos.....	30
3.2.1.	Materiales de laboratorio	30

3.2.2.	Equipos	31
3.2.3.	Soluto.....	31
3.2.3.1.	Cloruro de sodio.....	31
3.2.4.	Material vegetativo.....	32
3.3.	Diseño experimental.....	32
3.4.	Tratamientos	33
3.5.	Delineamiento experimental.....	34
3.6.	Manejo del experimento	34
3.6.1.	Formulación y preparación de soluciones	34
3.6.2.	Desinfección de semillas	34
3.6.3.	Selección de semillas.....	35
3.6.4.	Siembra.....	35
3.7.	Variables experimentales.....	36
3.7.1.	Velocidad de emergencia de semillas.....	36
3.7.2.	Porcentaje de germinación.....	36
3.7.3.	Temperatura de las semillas.....	36
3.7.4.	Longitud del hipocotilo a los 14 días	36
3.7.5.	Longitud de radícula a los 14 días.....	37
3.7.6.	Peso de la biomasa fresca	37
3.7.7.	Peso de la biomasa seca.....	37
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	38
4.1.	Velocidad de emergencia.....	38
4.2.	Porcentaje de germinación.....	39
4.3.	Temperatura en semillas	42
4.4.	Longitud de radícula.....	45
4.5.	Longitud del hipocotilo	47
4.6.	Peso de la biomasa fresca	49
4.7.	Peso de la biomasa seca.....	50
4.8.	Correlación entre las variables en estudio	52
5.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	54
	CONCLUSIONES.....	54

RECOMENDACIONES	55
BIBLIOGRAFIA	56
ANEXOS	

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Propiedades físicas del cloruro de sodio.....	31
Cuadro 2. Características agronómicas del tomate riñón proveniente del agricultor	32
Cuadro 3. Distribución de los Grados de Libertad.	33
Cuadro 4. Descripción de los tratamientos	33

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Etapas fenológicas del cultivo de tomate.....	7
Figura 2. Fases de germinación de la semilla	8
Figura 3. Valores de velocidad de emergencia en semillas de tomate germinadas en el medio salino del total de días evaluados (3, 6, 10, 12 y 14).....	39
Figura 4. Valores del porcentaje de germinación a los 10, 12 y 14 estudiados en el medio salino y el control.....	41
Figura 5. Valores de temperatura de la semilla estudiados en el medio salino y control a los 6, 10, 12 y 14 días.....	44
Figura 6. Valores de longitud de radícula en semillas de tomate germinados en medio salino al día 14.	46
Figura 7. Valores de longitud del hipocotilo en semillas de tomate germinado en medio salino a los 14 días.	48
Figura 8. Valores de peso de la biomasa fresca en plántulas de tomate en medio salino a los 14 días.....	50
Figura 9. Valores de peso de la biomasa seca en plántulas de tomate en medio salino a los 14 días.....	51

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la variable velocidad de emergencia de semilla de tomate germinado en medio salino, evaluado a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.....	38
Tabla 2. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Porcentaje de germinación de semillas de tomate germinadas en medio salino a los 10 días.....	40
Tabla 3. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Porcentaje de germinación de semillas de tomate germinadas en medio salino a los 12 días.....	40
Tabla 4. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Porcentaje de germinación de semillas de tomate germinadas en medio salino a los 14 días.....	40
Tabla 5. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 6 días.	43
Tabla 6. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 10 días.	43
Tabla 7. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 12 días.	43
Tabla 8. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 14 días.	43
Tabla 9. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la variable de Longitud de radícula en semillas de tomate germinado en medio salino al día 14. .	45
Tabla 10. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Longitud del hipocotilo en semillas de tomate germinada en condiciones salinas al día 14.	47
Tabla 11. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Peso de la biomasa fresca en plántulas de tomate en condiciones de salinidad a los 14 días.	49

Tabla 12. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Peso de la biomasa seca en plántulas de tomate en condiciones de salinidad al día 14.	51
Tabla 13. Análisis de correlación entre las variables en estudio	53

ÍNDICE DE ANEXOS

- Fig. 1 A. Preparación y siembra del experimento.
- Fig. 2 A. Tratamiento con fotoperiodo de 16 h de luz en cámara de germinación.
- Fig. 3 A. Tratamiento germinado en oscuridad manejado en cámara de germinación.
- Fig. 4 A. Germinación de semillas reciclada (testigo) en medio salino germinada en oscuridad a los 3 días.
- Fig. 5 A. Medición de la longitud de radícula a los 3 días con Calibrador Vernier.
- Fig. 6 A. Plántulas de tomate reciclado al 6to día germinado en fotoperiodo 16 horas en solución de NaCl.
- Fig. 7 A. Plántulas de tomate reciclado al 6to día germinado en oscuridad en solución de NaCl.
- Fig. 8 A. Plántulas de tomate reciclado al 10mo día germinado en fotoperiodo de 16 horas luz en solución de NaCl
- Fig. 9 A. Plántulas de tomate reciclado al 10mo día germinado en oscuridad en solución de NaCl.
- Fig. 10 A. Plántulas de tomate reciclado al 12vo día del fotoperiodo de 16 horas luz en la solución de NaCl.
- Fig. 11 A. Plántulas de tomate reciclado al 12vo día germinado en oscuridad en solución de NaCl.
- Fig. 12 A. Plántulas de tomate reciclado al 14vo día germinado en fotoperiodo de 16 horas luz en solución de NaCl.
- Fig. 13 A. Plántulas de tomate reciclado al 14vo día del fotoperiodo en oscuridad en solución de NaCl
- Cuadro. 1 A. Temperatura de semillas de tomate reciclados a los 6, 10, 12 y 14 días.
- Cuadro. 2 A. Emergencia de semillas (numero de semillas) de tomate recicladas a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.

Cuadro. 3 A. Porcentaje (%) de semillas de tomate a los 10, 12 y 14 días.

Cuadro. 4 A. Longitud de radícula (cm) a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.

Cuadro. 5 A. Longitud de hipocótilo (cm) a los 14 días.

Cuadro. 6 A. Peso de biomasa (g) en semillas recicladas de tomate a los 14 días.

1. INTRODUCCIÓN

El tomate es la hortaliza más cultivada en el mundo, ocupa el primer lugar tanto en superficie como en volumen de producción (FLAÑOIPINZA A., 2013). A nivel mundial, la producción de tomate es una actividad económica muy importante con una larga tradición, cultura productiva y en franca expansión, constituyéndose en uno de los rubros más promisorios, tanto por su estabilidad comercial como por la posibilidad de generar valor agregado, generar empleo agrícola y no agrícola de calidad y en un amplio espectro; mostrando niveles de productividad por área muy satisfactorios pese a los múltiples problemas con que se enfrentan los productores al cultivar, producir y comercializar (MADRIGAL J. Y CASTILLO M. 2007).

El MINISTERIO DE FOMENTO, INDUSTRIA Y COMERCIO, MIFIC (2007) de Nicaragua informa que el comercio internacional del tomate está localizado en dos áreas concretas, con alto poder adquisitivo que son la Unión Europea y Estados Unidos (EEUU). Los países que suministran a la Unión Europea son, España, Holanda (comercio intracomunitario) y Marruecos. En el caso de EEUU el tomate consumido proviene de México y Canadá, mientras que España y sobre todo Holanda están logrando introducir tomate de invernado en los mercados canadienses y estadounidenses.

El CENTRO DE EXPORTACIÓN E INVERSIÓN DE LA REPUBLICA DOMINICANA, CEI-RD (2012) reporta que en el período comprendido entre 2006-2010, la producción mundial de tomate experimentó leves alzas que ayudaron a los horticultores a obtener mayores beneficios de sus cosechas. La producción global para el 2010 fue de 145 751 millones de toneladas, mientras que el consumo mantuvo un crecimiento sostenido de alrededor del 2,5% en los últimos 15 años. El crecimiento acumulado de la producción mundial de tomates,

para el periodo 2006-2010 fue de un 76,7%. Estos datos han hecho del tomate una de las más importantes hortalizas en cuanto a generación de empleo y riqueza, con un futuro muy esperanzador.

Según datos de la ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN, FAO (2013), los principales productores de tomate son China que ocupa el primer puesto en cuanto a la producción de tomate, con 50 664 225 toneladas producidas, el segundo lugar en el listado de los 50 países mayores productores de tomate está ocupado por India, con 18 227 000 de toneladas; en el tercer puesto figura Estados Unidos con 12 574 550 de toneladas, en el cuarto lugar aparece Turquía con 11 350 000 de toneladas y en el quinto puesto Egipto, con 8 533 803 de toneladas. Brasil figura en octavo lugar con 4 187 646 de toneladas, España con 3 683 600 en novena posición y México en el décimo lugar, con 3 282 583 de toneladas de tomate.

EL COMERCIO (2011), refiriéndose al Censo Agropecuario del 2000, indica que en Ecuador hay 3 333 hectáreas de tomate, la producción es de 61 426 toneladas al año. Pocas son las hortalizas que a nivel mundial presentan una demanda tan alta como el tomate. Su importancia radica en que posee cualidades para integrarse en la preparación de alimentos. Cada ecuatoriano consume en promedio 4 kilos de tomate riñón al año, lo que explica la popularidad de este fruto nativo de América, ya sea 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, fósforo, potasio, hierro, calcio y licopeno.

En el Ecuador, según el MINISTERIO DE COORDINACIÓN DE LA PRODUCCIÓN, EMPLEO Y COMPETITIVIDAD, MCPEC (2011), Santa Elena ocupa el cuarto lugar en superficie con uso agropecuario y afines de la Región 5, con 171 400 hectáreas, lo cual equivale al 7% del total de la Región 5 y el 1% del total del país. Además, que en Santa Elena se cultivan una gran variedad de

productos agropecuarios de manera transitoria; sin embargo, 16 productos representan el 99% del área empleada en esta provincia para estos rubros. El maíz duro es el más importante con 4 583 ha (69% del área), y una producción de 9 610 tn; le sigue la higuera con 677 ha (10% del área), luego la sandía, el melón y el pimiento con 335 ha, 325 ha y 110 ha, respectivamente, y el tomate riñón con 103 ha.

BEEKMAN G. (2007) expone que el sector agrícola es el principal usuario del recurso agua, pues utiliza un promedio mundial del 70% del agua superficial disponible. BUCKALEW. *et al* (1998) indican que en el Ecuador, la demanda de agua por irrigación es alta y aumenta anualmente, especialmente en la región de los Andes y en las áridas planicies costeras; además, el 10% del Ecuador es considerado desierto y al parecer estas condiciones están en aumento debido a los cambios climáticos; así mismo, se ha demostrado que el promedio anual de precipitaciones está disminuyendo entre 2 y 18 mm por año en muchos lugares. Hace más de 100 años, la costa oeste de la provincia de Guayas producía importantes productos agrícolas; ahora es muy árida y la agricultura requiere de irrigación a un alto costo.

Según la COMISIÓN ECONÓMICA PARA AMÉRICA LATINA Y EL CARIBE, CEPAL (2013), la península de Santa Elena es por definición una zona semiárida que requiere de regadío para su mejor aprovechamiento agrícola, y que donde se dispone de humedad natural suficiente o de agua para regadío, prosperan bien todos los cultivos, incluso los de clima templado.

La Península de Santa Elena depende del Trasvase Daule-Santa Elena, para la irrigación de cultivos la provisión de agua para la producción es frágil y se encuentra sometida a externalidades. VELÁSQUEZ P. (2012) comenta que se observa que el mal uso del suelo, la deforestación, y el deterioro de cauces y esteros, entre otras causales antrópicas, están provocando procesos acelerados de

erosión y desertificación y a la vez contribuyen a que se prolongue el déficit hídrico en la región.

GUR A. y ZAMIR D. (2004) sostienen que la semilla de tomate mejorada genéticamente es el principal vehículo de agregación de valor en productos primarios agrícolas. El uso de cruzamientos interespecíficos en tomate (cultivado x silvestre) presenta ventajas biológicas y tecnológicas en la actualidad.

1.1. JUSTIFICACIÓN

Unos de los principales problemas que enfrenta la agricultura son las condiciones climatológicas adversas, sequías, excesiva radiación solar, erosión, problemas de plagas que causan pérdidas económicas y escases de los productos de demanda, siendo estos fenómenos de difícil control que pueden afectar a la seguridad alimentaria del país.

La Península de Santa Elena a pesar de ser una zona semidesértica, presenta condiciones óptimas para el desarrollo de cultivos en toda época del año, en especial de hortalizas de cultivo de ciclo corto, los cuales se ven afectados en muchos casos por el agua obtenida de pozos profundos usada para riego, que se caracteriza por el considerable contenido de sales afectando la fisiología de las plantas.

Hace aproximadamente diez años, en algunas comunas de la península de Santa Elena el cultivo de tomate cubría grandes áreas agrícolas, pero problemas de mala calidad del agua de riego y la presencia de plagas, afectaron la producción generando aumento en los costos de producción, impidiendo que el cultivo se mantenga a través de los años. La susceptibilidad de estos cultivares a estreses tanto bióticos como abióticos, se genera a partir de cultivares de tomate introducidos de otras latitudes como Estados Unidos, Europa, entre otros, los mismos que no están adaptados a las condiciones que presenta nuestro medio, por

lo que se hace necesario que a través de procesos de selección se identifique materiales que expresen tolerancia principalmente al estrés salino que es uno de los actuales problemas en algunas comunas de la provincia.

1.2. OBJETIVOS

1.2.1. OBJETIVO GENERAL

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

1.2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la respuesta del genotipo de tomate riñón al estrés salino.
- Estimar el efecto de dos fotoperiodos en la germinación del genotipo en estudio.

1.2.3. HIPÓTESIS

El genotipo de tomate riñón proveniente del agricultor es capaz de germinar en soluciones salinas con altas concentraciones y en diferentes fotoperiodos.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. TOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.)

2.1.1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Según HUNZIKER A. (1979), la clasificación taxonómica del tomate es la siguiente:

Clase: Dicotiledónea

Orden: Solanales

Familia: Solanáceas

Subfamilia: Solanoideae

Tribu: Solaneae

Género: Lycopersicon

Especie: esculentum

2.1.2. ETAPAS FENOLÓGICAS

TIALLING H. (2006) menciona que las etapas fenológicas del cultivo de tomate son las siguientes:

Establecimiento de la planta: se enfoca en el desarrollo firme de la raíz y la formación inicial de las partes aéreas de las plantas.

Crecimiento vegetativo: Ocurre en los primeros 40 a 45 días, después de lo cual las frutas empiezan a desarrollarse continuamente. Este periodo es seguido por otras cuatro semanas de crecimiento rápido, mientras que la planta está floreciendo y desarrollando frutas. Después de 70 días, presenta poco desarrollo vegetativo, ni acumulación de materia seca en hojas y tallos.

Floración y cuajado: dependiendo de la variedad, las condiciones medioambientales y el manejo del cultivo, la floración y cuajada empiezan alrededor de 20 a 40 días después del trasplante y continúan durante el resto del ciclo de crecimiento. La polinización se efectúa por medio de insectos como abejas, viento, y aplicaciones de hormonas (auxinas) para promover la cuajada.

Desarrollo de la fruta: después de la floración y cuajada, la fruta empieza a desarrollarse y a crecer y logra en este periodo la mayor acumulación de materia seca en la fruta a un ritmo relativamente estable.

Madurez fisiológica y cosecha: en promedio se logra la madurez de fruta a los 80 días después del trasplante (DDT). La cosecha continua permanentemente, a menos que se detenga por razones climáticas (Heladas) o por razones económicas.

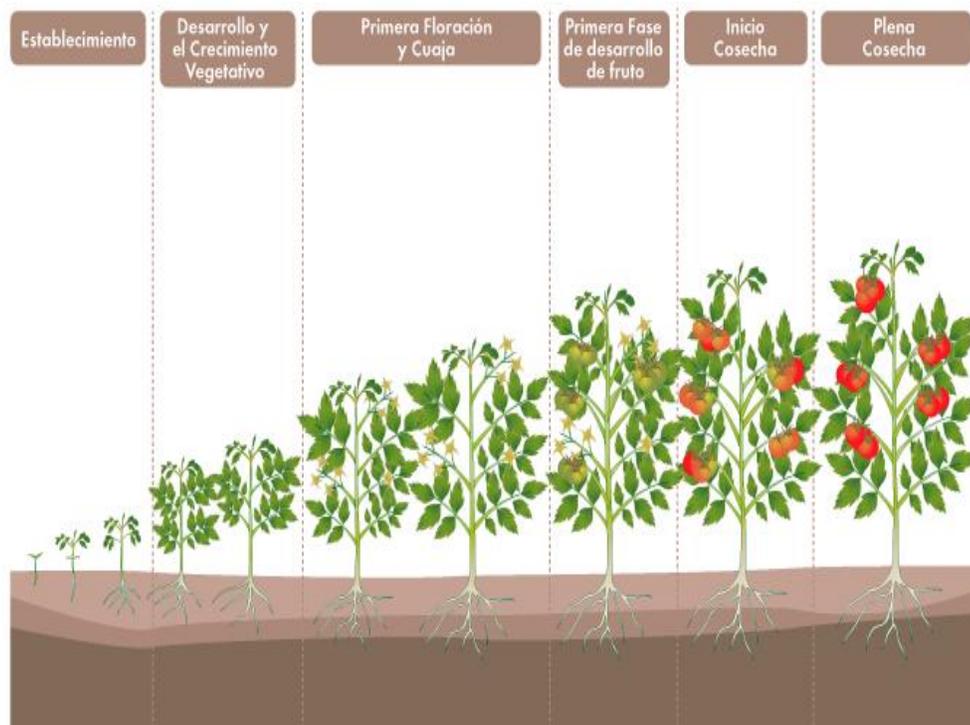


Figura 1. Etapas fenológicas del cultivo de tomate

Fuente: TIALING H. (2006).

2.1.3. FISIOLÓGÍA DE LA GERMINACIÓN

Según el CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGÍA AGROPECUARIA Y FORESTAL, CENTA (2002), el proceso de germinación comprende tres etapas:

1. Rápida absorción de agua, que dura 12 horas.
2. Reposo que dura 40 horas, durante la cual no se observa ningún cambio; la semilla comienza a absorber agua nuevamente.
3. Crecimiento asociado al proceso de germinación de la semilla.

Este proceso necesita elevadas cantidades de oxígeno. Cuando la oxigenación es deficiente se reduce drásticamente la germinación, como suele ocurrir en suelos anegados. La temperatura óptima de germinación oscila entre los 20 y 25 °C, se produce mejor en la oscuridad, aunque en algunas variedades resulta inhibida por la luz.

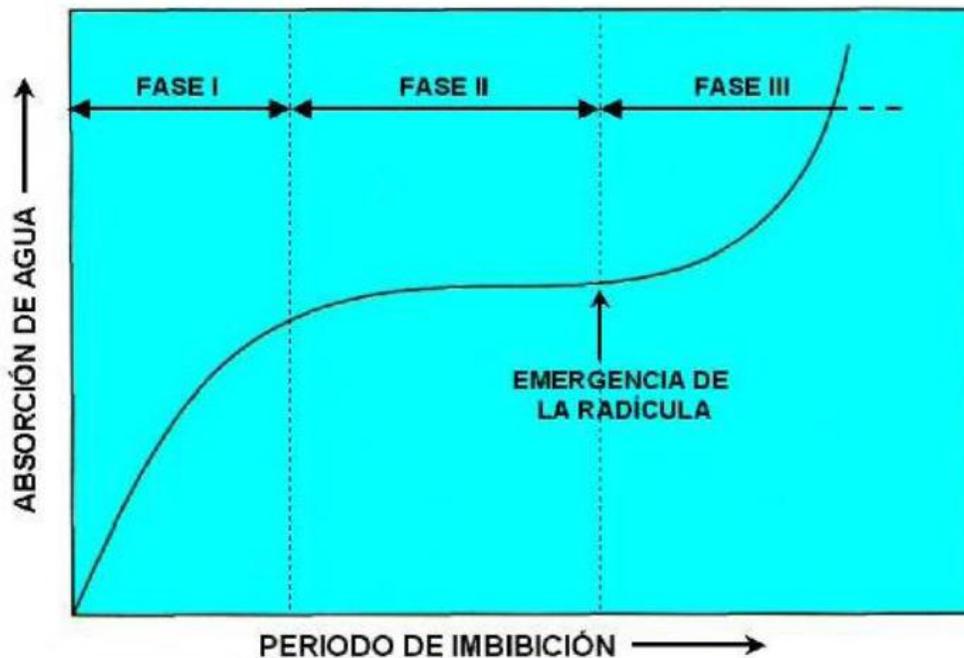


Figura 2. Fases de germinación de la semilla

Fuente: COURTIS A. C. (2013).

LALLANA V., ELIZALDE J. Y GARCÍA L. (2005) comentan que los procesos que participan en la fisiología de la germinación son:

Imbibición. El paso inicial de la germinación consiste en la imbibición en agua de varios tejidos de la semilla, lo que generalmente provoca su aumento de volumen. La imbibición es un fenómeno físico por el cual se produce la entrada de agua desde el medio al embrión. La fuerza impulsora es el gradiente de potencial agua entre la semilla y el ambiente, pero la permeabilidad es muy importante para determinar la tasa de flujo del agua. La cantidad de agua que ingresa depende de las especies pero en general es muy alta.

El agua penetra a través de los tegumentos, micropila, 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, provocando el hinchamiento de la semilla y generando fuerzas de presión muy importantes, debido al proceso de imbibición–adsorción de moléculas de agua a la superficie de las micelas coloidales.

Hidratación de enzimas hidrolíticas y sintéticas. 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. Con el aumento de la hidratación de las semillas, se activan las enzimas. 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.

División y alargamiento celular. Los procesos anteriores provocan 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.

Emergencia de la radícula. Una vez fuera, la radícula penetra en el suelo, produce pelos absorbentes y a veces raíces laterales, comenzando los procesos de absorción de nutrientes y agua.

2.1.4. FACTORES QUE AFECTAN A LA GERMINACIÓN

COURTIS A. (2013) considera dos tipos de factores que afectan la germinación de las semillas: factores externos y factores internos.

2.1.4.1. Factores externos

Agua. El primer proceso que tiene lugar durante la germinación es el ingreso de agua a la semilla. La magnitud de la fase de imbibición está determinada por tres factores, composición química de la semilla, las semillas ricas en proteínas absorben gran cantidad de agua, permeabilidad de la cobertura seminal y disponibilidad de agua en el ambiente. Es un proceso físico que da origen a gradientes de potencia del agua entre el potencial hídrico (ψ_w) del suelo y el potencial hídrico (ψ_w) de la semilla, sin ninguna relación con la viabilidad de las semillas, ya que ocurre igual en semillas vivas o en semillas muertas (COURTIS A. 2013).

Gases. La germinación es un proceso que requiere un consumo considerable de energía. En las células vivas los principales procesos generadores de energía son la respiración y la fermentación. Ambos procesos implican un intercambio de gases CO_2 y O_2 entre las células y el ambiente, la germinación estará, por lo tanto, afectada por la composición de la atmósfera circundante. La mayoría de las semillas brotan sin problemas en el ambiente con 21% de O_2 y 0,03% de CO_2 . Sin embargo, existen algunos embriones que aumentan su porcentaje de germinación al disminuir el contenido de O_2 por debajo del 20% (COURTIS A. 2013).

Temperatura: El proceso de germinación, como todos los procesos fisiológicos está afectado por la temperatura. Ésta afecta principalmente la actividad enzimática necesaria para la degradación de las sustancias de reservas. Para cada clase de semillas existe una temperatura mínima y una máxima en la que ocurre la germinación. Además, dentro del rango mínima-máxima, existe un punto en el que se obtiene máxima germinación y ésta ocurre más rápidamente; este punto corresponde a la temperatura óptima. Estas se conocen como las temperaturas cardinales de germinación. El límite inferior está alrededor de 0°C. El óptimo oscila entre los 25 y 31°C, y el máximo entre 40 y 50°C. En el cultivo de tomate la temperatura mínima para la germinación es del 20 °C, el rango óptimo es del 20 a 35°C y la temperatura máxima para la germinación es de 35 a 40 °C (COURTIS A. 2013).

Iluminación. PÉREZ F. (2005) y PIEDRAHITA E. (1997) clasifican las semillas en tres grandes grupos según sus necesidades de luz para germinar:

- a) Semillas con fotosensibilidad positiva o fotoblastismo positivo que germinan preferentemente bajo condiciones de iluminación, es decir la luz estimula la germinación.
- b) Semillas con fotosensibilidad negativa o fotoblastismo negativo que germinan preferentemente en oscuridad, siendo inhibida la germinación en presencia de la luz.
- c) Semillas no fotosensibles o no fotoblasticas que son indiferentes a las condiciones de iluminación, es decir cuya germinación es indiferente a la luz.

Los autores añaden que, según sus necesidades de luz para germinar, las semillas con fotosensibilidad positiva no germinan si están enterradas a cierta profundidad, mientras en que la fotosensibilidad negativa ocurre lo contrario. La semilla para su germinación debe situarse a cierta distancia de la superficie del suelo con el fin de protegerse del efecto de la luz.

MUNCHARAZ R. (2011), refiriéndose a estudios de germinación de rama negra (*Conyza bonariensis* L. Conquist), reporta la germinación de semillas en total oscuridad que produjo plántulas albinas con todas sus estructuras de color amarillo blanquecino, incluidos los cotiledones, mientras que las que fueron sometidas a un régimen lumínico presentaban estructuras con las características normales. Las plántulas desarrolladas en total oscuridad era más evidente la raíz pivotante ya que presentaban menor número de raíces secundarias en comparación con las plántulas que germinaron en ciclos de 12h luz-12h oscuridad. Otra particularidad, de las plántulas del tratamiento de 24h de oscuridad, fueron los largos y erguidos hipocótilos de 8 mm.

CHICO R. *et al* (2009), en ensayos de germinación de semillas de *Solanum pimpinellifolium* L. en condiciones de luz con un fotoperiodo de 16/8 y en condiciones de oscuridad 0 horas luz, observaron que en ambas condiciones a temperatura constante de 25°C durante 10 días, los índices de germinación (IG) fueron de 5,3 y 4,7 para luz y oscuridad respectivamente, a pesar de que los porcentajes de germinación son muy diferentes (72% para luz y 46% para oscuridad).

2.1.4.2. Factores internos

Embrión fisiológicamente inmaduro. Este tipo de dormición se debe, fundamentalmente a una disminución en la actividad enzimática de los embriones. El período de duración de la dormancia puede variar desde algunas semanas hasta varios meses, de ahí que existen cultivares que germinan en planta (vivíparos) es decir el embrión se desarrolla después de la fecundación en una estructura especializada donde recibe el alimento y el oxígeno necesario para formar sus órganos, crecer y madurar, otros permanecen inalterables aún en condiciones adecuadas para la germinación. Existen métodos artificiales para romper esta dormancia, por ejemplo métodos térmicos, químicos, entre otros (COURTIS A. 2013).

Inhibidores de la germinación de semillas. COURTIS A. (2013) señala que los inhibidores de la germinación de semillas son sustancias químicas que pueden ser producidas o trasladadas a la semilla y bloquean el crecimiento del embrión. Son inhibidores:

- Ácido abscísico: Regulador del crecimiento
- Sustancias derivadas del metabolismo secundario de la planta: Compuestos orgánicos aromáticos (fenólicos, benzoicos, cofactores de AIA oxidasa, difenólicos); Compuestos derivados de las lactonas (cumarina, escopoletina, juglona).
- Inhibidor β : Acido abscísico + inhibidor

En especies tropicales y subtropicales, los inhibidores se encuentran en el pericarpio e inhiben la germinación en las estaciones secas. La eliminación manual del pericarpio o la lixiviación de los frutos es suficiente para que se inicie la germinación de las semillas. En condiciones naturales, esto ocurre en las estaciones lluviosas. El efecto inhibitorio en la germinación se consigue también con la aplicación de reguladores del crecimiento, como el ácido abscísico o el etileno.

2.2. ESTRESSES ABIÓTICOS EN LAS PLANTAS

BRAY E. *et al.* (2000) indican que los estreses abióticos constituyen la principal causa de pérdidas en los cultivos. Estas pérdidas de productividad superan a veces, según cálculos estimativos hasta el 50% de la producción y es por eso que los mejoradores se han dedicado, y lo hacen continuamente a elaborar estrategias de mejoramiento.

2.2.1. FASES DE RESPUESTA DE LAS PLANTAS AL ESTRÉS

AZCON B. Y TALÓN M. (2008) afirman que 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 causar agotamiento, mientras que a otras especies no causa afectaciones presentando resistencia a determinado estrés, lo que se explica así:

Resistencia: Cuando al prolongarse la situación de estrés el organismo logra sobreponerse mediante mecanismos de adaptación, con lo cual la función metabólica alterada tiende a normalizarse.

Agotamiento: Cuando el estrés supera la capacidad de resistencia de la planta, lo que ocasiona nuevas alteraciones, muchas de ellas de carácter irreversible en sus funciones vitales. Eventualmente pueden conducir a la muerte de la planta.

Según BOHNERT Y JENSEN (1996), entre los factores estresores abióticos más frecuentes se incluye las variaciones en las condiciones ambientales como temperaturas altas o bajas, salinidad excesiva, escasez de agua, cambios en la intensidad de la luz, carencia de nutrientes, etc., que afectan en mayor o menor escala la vida de las plantas. Cuando una planta se encuentra sometida a una determinada situación de estrés, en su respuesta se pueden distinguir componentes o fases.

LAMBERS H. *et al.* (1998) mencionan que en una escala temporal, la respuesta de las plantas al estrés puede dividirse en tres fases que son, fase de alarma, aclimatación (endurecimiento o acondicionamiento) y adaptación.

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 apropiados 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.

2.2.2. HORMONA QUE PARTICIPA EN LOS ESTRESSES

DAIE J. Y CAMPELL W. (1981), ALVES A. Y SETTER T. (2004) comentan que el ácido abscísico - ABA juega un rol fundamental cuando las plantas están bajo estrés hídrico, afectando el cierre estomático para evitar la pérdida de agua.

También incrementa la conductividad hidráulica de la planta, mejorando su balance hídrico.

Por su parte, WILKINSON S. y DAVIES W. (2002) y LEVCHENKO V. *et al.* (2005) consideran que el ABA regula el cierre estomático, mediante la activación de la acción de los canales iónicos situados en las células oclusivas de los estomas y la actividad fotosintética para ajustar los dos parámetros al estado hídrico de la planta. Además, actúa como mediador entre la percepción del estrés y la promoción de la respuesta a través de la inducción de otras fitohormonas, además se ha comprobado que la aplicación exógena ejerce cierto efecto beneficioso sobre las plantas incrementando la capacidad antioxidante y la tolerancia a estrés, por lo que juega un papel clave en la regulación de las respuestas de las plantas frente a factores ambientales.

ESCASO S., MARTÍNEZ G. Y PLANELLÓ C. (2010) indican que, en respuesta al estrés hídrico, el ABA induce el cierre de los estomas. Al mismo tiempo, las condiciones de sequía inducen un aumento en los niveles de ABA en las hojas que llevan al cierre de estomas para prevenir la pérdida de agua por transpiración y aunque no se ha podido definir claramente el mecanismo de acción del ABA en otros estreses ambientales, parece que provee a la planta de una mayor tolerancia a estreses salinos o térmicos. (DAIE J. Y CAMPELL W. 1981; ALVES A. Y SETTER T, 2004).

ESCASO S., MARTÍNEZ G. Y PLANELLÓ C. (2010) exponen que a nivel fisiológico el ABA interviene en la maduración de la semilla, encontrándose presente en tres fases, la primera consiste en divisiones celulares y diferenciación de tejidos para que se produzca la embriogénesis a partir del cigoto y la formación del endospermo por proliferación, la segunda fase se relaciona con la acumulación de reservas y se detiene la división celular, la tercera fase el embrión se hace tolerante a la desecación produciéndose la deshidratación de la semilla y la quiescencia.

2.3. ESTRÉS SALINO

MORALES R., SÁNCHEZ B. Y TORRECILLAS A. (2002) han planteado que aproximadamente el 10 % de la superficie terrestre está constituida por suelos salinos de diferentes tipos; MESA D. (2003) coincide que la salinidad de los suelos puede ser generada de forma primaria, es decir, de origen natural, o de forma secundaria cuando el agua se evapora y las sales se acumulan en el suelo, lo que indica que este tipo de la salinidad ha sido inducida por el hombre al transformar los ecosistemas, producida fundamentalmente, por un mal manejo de suelos y del agua de riego en la agricultura.

CHICO R. *et al.* (2009) configuran al estrés salino como un complejo estrés abiótico en el que se implica un componente iónico y un componente osmótico, muchos de los iones salinos acumulados en concentraciones altas en el suelo son tóxicos para las células vegetales, típicamente el cloruro de sodio constituye la mayoría de las sales acumuladas en los suelos, siendo los iones de sodio tóxicos para la mayoría de las plantas, mientras MESA D. (2003) agrega que los iones más abundantes en el suelo son el Cl^- y el Na^+ ; aunque también otros, como el NO_3 , SO_4 y NH_4 pueden perjudicar el crecimiento de la planta, así mismo, indica que la elevada concentración salina en los suelos provoca un descenso del potencial hídrico e induce estrés hídrico en las plantas. De la misma forma CHICO R. *et al.* (2009) indica que la alta concentración de sales representa un déficit de agua o un estrés osmótico porque decrece el potencial osmótico en la solución del suelo.

De acuerdo a PARÉS J. *et al* (2008), existen diversos daños que provoca el estrés por salinidad en las diferentes especies cultivadas, como el trigo, pimiento, tomate, melón, brócoli, y fresa, destacando como principales efectos, la reducción del crecimiento de los cultivos al afectar negativamente la germinación y/o la capacidad de emerger de las plántulas.

CAMEJO D. Y TORRES W. (2000) estudiaron la salinidad y su efecto en cultivares de tomates en estadios iniciales, obteniendo como resultado la inhibición en la acumulación de biomasa con el incremento de la salinidad de forma más marcada en la longitud de la raíz, se encontró que en un cultivar no presentó diferencias significativas para ninguna de las concentraciones salinas evaluadas, ni para aquellas donde se produjo inhibición de la germinación. Señalaron que las plántulas obtenidas en las concentraciones moderadas y relativamente elevadas de salinidad presentaban mayor textura foliar y una consistencia más gruesa de tallo y raíz.

De igual manera MORALES R., SÁNCHEZ B. Y TORRECILLAS A. (2002) aseveran que la salinidad en los cultivos afecta tanto el crecimiento vegetativo como el desarrollo reproductivo, pudiendo inclusive reducir el número de flores, incrementar la esterilidad y alterar la duración de la floración y la maduración. El crecimiento de las plantas se ve influenciado debido a la alteración en varios procesos fisiológicos como, fotosíntesis, conductancia estomática, ajuste osmótico, absorción de iones, síntesis de proteínas, síntesis de ácidos nucleicos, actividad enzimática y balance hormonal, además puede afectar el proceso de transporte de agua e iones, lo que promueve toxicidad iónica y desbalance nutricional. En consecuencia, las variables de crecimiento vegetativo tales como, masa seca, altura de la planta y área foliar, entre otras, son severamente afectada por la presencia de sales.

CHÁVEZ L. y GONZÁLEZ L. (2009) señala que para que una planta se adapte a las condiciones salinas, se deben activar múltiples mecanismos: debe aumentarse la capacidad de obtener y/o retener agua, y debe restituirse la homeostasis iónica. Estos mecanismos de adaptación se reflejan macroscópicamente como un menor crecimiento, modificación de la relación parte aérea/raíz, limitación de la expansión foliar, y son consecuencia de cambios bioquímicos (incremento de la síntesis de ácido abscísico y solutos osmoprotectores) y fisiológicos (alteración de

la permeabilidad de las membranas a los iones y al agua, cierre estomático, disminución de transpiración y fotosíntesis, etc.).

Según VALARDE B. (2009), la salinidad produce ciertos estreses, tales como:

Estrés osmótico. En condiciones de salinidad, se sufre un estrés osmótico por la gran cantidad de sales disueltas en la zona radicular. Entre más solutos existan más se reduce el potencial del soluto (ψ_s) o potencial osmótico.

Estrés hídrico. El potencial hídrico (ψ_w) se define como el estado de energía libre de las moléculas de agua y dependen principalmente del ψ_s , como se ve, ante la 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 la salinidad es un problema osmótico que provoca un estrés por déficit hídrico.

Estrés iónico. 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.

Estrés nutricional. Se afecta el crecimiento y desarrollo de las plantas por la disminución en la adsorción de K^+ , NO_3 y agua.

Estrés oxidativo. Todos los estreses anteriores causan estrés oxidativo.

RATHCKE B. Y LACEY E. (1985) y SOSEBEE R. Y WAN C. (1987) comentan que la tolerancia de las plantas a la salinidad puede variar en las diversas fases de su ciclo de vida, siendo las más sensibles la de germinación y crecimiento de las plántulas, las cuales a su vez son influenciadas por el tipo y concentración de sales

presentes en la solución del suelo, donde se aclara que el comportamiento durante la germinación y el estadio de plántula no necesariamente se correlacionan con el crecimiento de la planta adulta.

De conformidad con REYES Y., MAZORRA L. Y NÚÑEZ, M. (2008), el problema que genera el estrés salino apunta dificultades impuestas por la mayor osmolaridad del suelo y el daño celular infligido por la excesiva acumulación de iones en los tejidos vegetales.

En respuesta al estrés salino, las plantas pueden desarrollar el proceso de ajuste osmótico, que ayuda a las células de las plantas superiores a resistir el estrés salino y el déficit hídrico, manteniendo suficiente turgencia para permitir el crecimiento, transporte, acumulación y compartimentación de los iones inorgánicos y los solutos orgánicos (MORALES R., SÁNCHEZ B. Y TORRECILLAS A., 2002).

POSADA C., PÉREZ A. Y PORTILLA F. (2006) evaluaron el efecto de la salinidad por NaCl sobre el consumo de agua y la distribución de materia seca de fique (*Furcraea sp.* Vent). Los tratamientos para inducir la salinidad con NaCl fueron 0, 20, 40, 60 y 80 milimol kg⁻¹ de suelo seco, los cuales indujeron valores de conductividad eléctrica de 2,3; 3,9; 5,8; 8,5 y 9,8 dS.m⁻¹. La salinidad en los sustratos redujo la cantidad de materia seca en las plantas, en el orden de 16,8, 17, 29,8 y 41,7%, para los niveles de 20, 40, 60 y 80 milimoles de NaCl, respectivamente, en comparación con las plantas de control.

MEZA N, ARIZALETA M. Y BAUTISTA D. (2006) exponen que el proceso de germinación presenta tendencia a la disminución en la medida que se aumenta la concentración salina, obteniéndose un porcentaje de germinación final de 89% en tratamiento de 0,01 dS.m⁻¹, seguidos de 87 y 86 % con 0,75 y 2,5 dS.m⁻¹ y los menores valores fueron 44 y 29%, correspondientes a los de 4,5 y 6,5 dS.m⁻¹. Los resultados obtenidos se alcanzaron a los 18 y 20 días.

CHICO R. *et al.* (2009), en ensayos de salinidad utilizando semillas de *Solanum pimpinellifolium* L germinada en concentraciones de 50, 100 y 150 mM de NaCl, detectaron afectación de la germinación en la mayor concentración (150mM), demostrando que el porcentaje de germinación disminuye con el aumento de la salinidad y a la vez se prolonga el período de germinación.

JACOBSEN S., MUJICA A. Y STLEN O. (1997), en pruebas de germinación de quinua y trigo sembrados en concentraciones de 0 a 700 mM NaCl, encontraron que no existe una diferencia significativa en la germinación a concentraciones de salinidad entre 0 y 350 mM, con porcentajes de germinación por encima de 90%, mientras cuando aumentaron las concentraciones, el porcentaje de germinación bajó a 87% (400 mM) y 51% (600 mM), y con la concentración de NaCl de 700 mM, el porcentaje de germinación fue sólo el 13%.

2.4. ESTRÉS OSMÓTICO

LEGARÍA S., PONCE R. Y MUÑOZ O. (2000), respecto al estrés osmótico ya sea como producto de la escasez de agua, de la salinidad de los suelos o de bajas temperaturas, indica que éste es uno de los estreses más severos, limitantes del crecimiento y productividad de las plantas. Las plantas y otros organismos han desarrollado diversas estrategias adaptativas para contrarrestar los efectos del estrés osmótico.

Según BRUGNOLI E. Y LAUTERI M. (1991), el efecto osmótico se debe al bajo potencial hídrico que producen las sales en la solución del suelo. Esto limita la disponibilidad de agua, ocasionando una disminución en el potencial de turgencia de las células, este fenómeno induce un cierre estomático aumentando la resistencia a la difusión del CO₂, y como consecuencia una disminución en la tasa fotosintética A su vez produce disminución en la tasa respiratoria limitando la difusión del vapor de agua, lo que aumenta la eficiencia en el uso de ésta.

HASEGAWA P. *et al.*, (2000) encontraron que como resultado del estrés osmótico, las plantas pueden responder con un amplio rango de respuestas fisiológicas a nivel molecular, celular y de organismo. Estas incluyen, por ejemplo, cambios en el desarrollo y la morfología de las plantas (inhibición del crecimiento apical, incremento en el crecimiento de las raíces y cambios en el ciclo de vida), ajuste en el transporte iónico (concentración, expulsión y secuestro de iones) y cambios metabólicos (metabolismo del carbono y la síntesis de solutos compatibles).

2.5. ESTRÉS HÍDRICO

VARES L. *et al* (2010) aseguran que las plantas pueden tomar agua del suelo siempre que el potencial hídrico del suelo sea mayor que el de la planta. A medida que la concentración de soluto aumenta, el valor de la presión osmótica se hace más negativa. Sin la presencia de otros factores que alteren el potencial hídrico, las moléculas de agua de las disoluciones se moverán desde lugares con poca concentración de soluto a lugares con mayor concentración de soluto. Cuando hay sequía, es decir, un tiempo prolongado de sequedad, las plantas sufren estrés por déficit hídrico. El efecto osmótico provocado por el exceso de solutos en el medio es fisiológicamente equiparable al de la falta de agua en el suelo.

UTRIA E. *et al.* (2005) aseguran que el tomate es un cultivo sensible al suministro deficitario de agua en el suelo. La deshidratación de los tejidos por debajo de un nivel crítico, se acompaña de 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 un consiguiente cierre de los estomas y

la afectación de varios procesos metabólicos básicos del vegetal, lo que ocasiona finalmente su muerte.

HERMAN S. *et al* (1999) indican que las plantas cultivadas capaces de mantener sus estomas abiertos durante el estrés hídrico son más estables en términos de rendimiento. En plantas que crecen bajo estrés hídrico, las dimensiones de los estomas abiertos constituyen un carácter útil para seleccionar genotipos tolerantes a la sequía. Las dimensiones del área estomática pueden ser utilizadas para seleccionar genotipos que pueden alcanzar altos rendimientos, con alta tasa de transpiración en combinación con una fotosíntesis eficiente

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS, INIA (2011) tipifica como efecto del déficit hídrico a la disminución en la fijación de carbono en la planta debido al cierre estomático. 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. Adicionalmente la mayor demanda hídrica del cultivo sucede a partir del cuajado y llenado de frutos. La falta de agua en estos estados fenológicos produce aborto floral y pérdida de frutos recién cuajados y/o calibres pequeños sin valor comercial. Disminución de la resistencia de las plantas frente a las infecciones. El estrés hídrico al igual que otros de origen abiótico como el provocado por altas temperaturas alteran los procesos fisiológicos de la planta haciéndola susceptible a enfermedades y plagas.

Para determinar el efecto del estrés hídrico LAYNEZ G., MÉNDEZ N. Y MAYZ F. (2007) presentan un método sencillo; que consiste en el empleo de compuestos, que permiten simular bajo condiciones de laboratorio el estrés por sequía; entre estos compuestos los más usados son: manitol, glucosa y polietilenglicol. Estas técnicas se basan en la premisa de que las plantas que se desarrollan a partir de semillas que pueden germinar en medios con bajos potenciales osmóticos

mediante la absorción de agua en contra de un alto gradiente de presión serían tolerante a la sequía.

Según GARCÍA M. Y MEDINA E. (2003), un aspecto de gran relevancia en la respuesta de los cultivos a las sales es el ajuste osmótico, es decir, el incremento neto en la cantidad de solutos osmoticamente activos en los tejidos. Ese ajuste osmótico se alcanza mediante la acumulación de iones inorgánicos o a través de la síntesis de solutos orgánicos, entre los cuales la prolina es uno de los osmolitos más ampliamente distribuidos en plantas superiores. Los iones inorgánicos son determinantes en el ajuste osmótico y se acumulan preferencialmente en vacuolas, mientras que solutos orgánicos como la prolina, glicinbetaina, sacarosa, manitol y otros se conocen como “solutos compatibles” pues se acumulan principalmente en el citoplasma, sin causar inhibición de la actividad enzimática y además impiden la deshidratación del citosol por la reducción en el potencial hídrico derivada de la acumulación de sales en vacuolas.

Para NOLTE K. Y HANSON A. (1997), las respuestas metabólicas de las plantas a la deshidratación son diversas y complejas, incluyendo la acumulación de sustancias que no son constituyentes normales de las células; tal es el caso de la prolina, aminoácido cuya concentración se incrementa notoriamente en condiciones de sequía, en alta o baja temperatura, o por deficiencias nutrimentales.

2.6. ESTRÉS IÓNICO

SHANNOM, M. Y GRIEVE, C. (1999) comentan que 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.

Así mismo, GOYKOVIC C. Y SAAVEDRA DEL REAL (2007) indican que las principales sales que afectan a los vegetales y que se encuentran en los suelos

corresponden a cloruros y sulfatos de sodio, calcio, magnesio y potasio, siendo para las plantas los principales iones citotóxicos Na, Cl y SO₄.

CASTELÁN F. (2009) comenta que el NaCl provoca estrés primario, que provoca un daño directo sobre en la membrana y alteraciones metabólicas, o bien estrés osmótico, también llamado estrés secundario: el Na⁺ compite con el K⁺ en reacciones bioquímicas, siendo hostil en los procesos celulares. Bajo salinidad, los iones como el Na⁺ penetran las capas hidratadas de las proteínas e interfiere con las interacciones no covalentes entre aminoácidos de las mismas. Esto genera conformaciones y la pérdida de función de las proteínas. La toxicidad iónica, estrés osmótico y deficiencias nutricionales dan como resultado desequilibrios metabólicos y como consecuencia estrés oxidativo.

YOKIO *et al.* (2002) reportan desequilibrios iónicos en las plantas por la excesiva absorción de sodio y cloruros, 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.

ZHOU S. *et al.* (2007) indica que la respuesta adaptativa está gobernada por señales moleculares que regulan la relación con el medio externo (por ejemplo, cambios en la actividad de canales y transportadores de membranas) y por la activación y transcripción de genes entre cuyos efectos está la modificación de rutas biosintéticas que resultan en ajuste osmótico y la protección de las estructuras celulares.

BARGMANN B. *et al.* (2009) mencionan que el establecimiento de la homeostasis iónica es un requerimiento esencial para que las plantas sobrevivan en condiciones de estrés salino, mientras que SENADHEERA P, SINGH R. Y MAATHUIS F. (2009) aseveran que la regulación del flujo iónico es necesaria para que las células mantengan adecuada concentración de iones esenciales y baja la concentración de iones tóxicos.

2.7. ESTRÉS NUTRICIONAL

Según MEDINA G. (2010), 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.

El autor añade que la reducción en la absorción de K en la planta por el 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.

WANG S., ZHANG J. Y FLOWERS T. (2007) aseguran que el estrés nutricional se da bajo condiciones de estrés salino, el mantenimiento de la homeostasis de K y Na es de vital importancia en células vegetales. Estas necesitan mantener altas las concentraciones de K, entre 100 y 200 mM, para realizar de forma adecuada las reacciones metabólicas, por lo que se puede plantear que la tolerancia a la salinidad requiere no solo la adaptación a la toxicidad provocada por el Na⁺, sino también, a la adquisición de K⁺, cuya toma por la planta se afecta debido a la

semejanza química entre ambos iones. De ahí que las membranas y sus componentes necesarios para la toma y distribución de iones y solutos, se consideran determinantes en el desarrollo de plantas tolerantes a la salinidad.

Según CHINNUSAMY V. *et al.* (2005), 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. Esto resulta en niveles tóxicos de sodio y en una insuficiente concentración de potasio para algunas reacciones enzimáticas y el ajuste osmótico, el potasio también es un soluto compatible. La toxicidad es causada por el reemplazo del K por Na en reacciones bioquímicas. Se considera también que una alta relación K mejora la tolerancia de las plantas a la salinidad.

2.9. MEJORAMIENTO GENÉTICO EN TOMATE

Según RODRIGUEZ G., *et al.* (2013), 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.

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 mismo autor señala que 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.

ÁLVAREZ M., MOYA C., FLORIDO M. y PLANA D. (2003) explica que la planta de tomate ha sido objeto de estudio de la respuesta fisiológica ante diversos estreses abióticos, como la salinidad, estrés hídrico y altas temperaturas entre otros. Directamente vinculado a la obtención de variedades ha sido la búsqueda de fuentes de resistencia aprovechable en la mejora genética para el estrés abiótico, habiéndose informado la resistencia al estrés salino en *Lycopersicon pennellii*, *L. cheesmanii*, a la sequía en *L. pennelli*, al frío en *L. hirsutum*, a las altas temperaturas en *Lycopersicon pennelli* y *Lycopersicon esculentum* var. *Cerasiforme*, sin embargo, la incorporación de esas resistencias al tomate cultivado no ha tenido el éxito esperado, lo que se ha debido fundamentalmente a la complejidad de abundantes caracteres asociados a la resistencia y la influencia del ambiente, así como a la no correspondencia entre los resultados experimentales y la respuesta de las plantas en las condiciones naturales del estrés.

No obstante, han sido identificadas las fuentes de resistencia a la salinidad dentro de las especies silvestres relacionadas con el tomate y la posibilidad de emplear la selección asistida por marcadores, para incrementar la tolerancia a la sal durante la germinación, explotando la variación interespecífica.

MARTÍNEZ Y MORENO (1992) indican que diversos cambios metabólicos son inducidos en plantas sometidas a estrés hídrico. Una marcada acumulación de prolina en su forma libre ocurre en muchas especies de plantas, no solo en respuesta al estrés hídrico, sino también por efectos de la salinidad y las bajas temperaturas. El incremento de la prolina ha sido relacionado con la disminución del potencial de agua de hojas y del contenido relativo de agua.

2.10. RESPUESTAS A NIVEL GENÓMICO

2.10.1. VÍAS DE SEÑALIZACIÓN DE LAS DISTINTAS RESPUESTAS. REGULACIÓN DE LA EXPRESIÓN GÉNICA

BALCOUMBE, (2004) y SUNKAR Y. *et al.* (2007), citados por GIACOMELLI J.I. *et al.* (2013), comentan que las plantas perciben las señales del medio ambiente y las transmiten a la maquinaria celular. De esta forma activan procesos utilizando mecanismos complejos que les permiten aclimatarse. La respuesta consiste, en general, en cambios en el tipo, cantidad o actividad de determinadas proteínas de la planta, generando componentes útiles para las nuevas condiciones y eliminando los superfluos. Esto implica la activación o inactivación de los genes a partir de los cuales estas proteínas son sintetizadas. Los procesos de activación e inactivación suelen estar gobernados por un lado, por factores de transcripción y por otro por la presencia de elementos presentes en las regiones promotoras de los genes regulados.

Según los mismos autores, a más del nivel de regulación de la expresión génica (transcripcional), existen otros puntos de regulación que incluyen las vías de procesamiento de los ARN mensajeros, el transporte de los mismos una vez maduros, su traducibilidad, y por último el procesamiento y transporte de las proteínas sintetizadas. Más recientemente se han descrito mecanismos de silenciamiento de genes mediados por micro ARNs, ya sean éstos codificantes o no, como un punto importante de regulación de la expresión génica.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LOCALIZACIÓN Y DESCRIPCIÓN DEL LUGAR DEL ENSAYO

El experimento se realizó en el cantón La Libertad, provincia de Santa Elena, en el laboratorio del Centro de Investigaciones Agropecuarias (CIAP) de la Facultad de Ciencias Agrarias, 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. Temperatura promedio 24°C, temperatura máxima 39,5° en época seca y temperatura mínima 15,6°C en época lluviosa, concentrándose las lluvias en los meses de enero a abril mientras que el resto del año es seco, humedad relativa 81,6%.

3.2. MATERIALES Y EQUIPOS

3.2.1. MATERIALES DE LABORATORIO

- Cajas Petri 90 x 15 cm
- Pinzas metálicas
- Bisturí quirúrgico
- Papel filtro cualitativo
- Marcador permanente
- Cinta parafina
- Agua destilada
- Lupa
- Papel aluminio

- Vaso de precipitación de 100 ml

3.2.2. EQUIPOS

- Termómetro infrarrojo
- Balanza digital analítica
- Computadora portátil
- Cámara fotográfica
- Cámara de germinación
- Estéreo microscopio
- Calibrador vernier
- Pipetas automáticas de 100 μ l

3.2.3. SOLUTO

3.2.3.1. CLORURO DE SODIO

El cloruro de sodio constituye la mayoría de las sales, siendo los iones sodio tóxico para la mayoría de las plantas pudiendo provocar inhibiciones altas concentraciones de iones cloro. El exceso de cloruro de sodio en el suelo puede causar estrés salino en plantas concentrando el ión Na^+ como el factor limitante causante de la regulación osmótica celular, regulando el potencial de membrana al expulsar el ión K^+ . En el Cuadro 1 se describe las propiedades físicas del Cloruro de sodio.

Cuadro 1. Propiedades físicas del cloruro de sodio

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	1074 K (801 °C)

3.2.4. MATERIAL VEGETATIVO

El material genético a utilizarse en el presente experimento, proviene de semillas de tomate riñón que han sido reciclados por los agricultores, por aproximadamente tres ciclos consecutivos (Cuadro 2).

Cuadro 2. Características agronómicas del tomate riñón proveniente del agricultor

Tipo	Determinado, color rojo intenso y cascara fina
Fruto	Arriñonado
Peso	130-140 g
Floración	55-65 días
Problemas fitosanitarios	Moderadamente tolerante a <i>Phytophthora infestans</i>
Cosecha	80-85 días
Transporte	No es resistente a la manipulación.

3.3. DISEÑO EXPERIMENTAL

Se evaluó la semilla de tomate reciclada por el agricultor, sometiéndola a diferentes estreses hídricos. Los tratamientos en estudio se evaluaron estadísticamente, utilizando un diseño completamente al azar (DCA) en arreglo factorial 4 x 2, se obtuvo un total de 8 tratamientos con 2 repeticiones dando un total de 16 unidades experimentales. El análisis de los resultados se realizó utilizando el programa estadístico INFOSTAT, analizando diferencias estadísticas significativas con Duncan al 1 y 5% de probabilidades.

La mitad de los tratamientos se colocaron en cámaras de crecimiento con fotoperiodos 16/8 h, y la otra mitad en condiciones de oscuridad. En el cuadro 3 se establece la distribución de los grados de libertad para los tratamientos y las interacciones.

Cuadro 3. Distribución de los Grados de Libertad.

Fuentes de variación	Grados de libertad
Tratamientos	7
Factor A concentraciones	3
Factor B fotoperiodo	1
Int. A X B	3
Error	8
Total	15

3.4. TRATAMIENTOS

La germinación de semillas fue probada utilizando un tratamiento testigo con agua destilada, y tres concentraciones de NaCl que fueron 75, 125 y 175 mM, mantenidas en fotoperiodo de 16 horas de luz con 8 horas de oscuridad y un tratamiento de germinación en total oscuridad. A continuación se detallan los tratamientos en estudio en el cuadro 4.

Cuadro 4. Descripción de los tratamientos

Tratamientos	Concentraciones	Fotoperiodos
C1H1	0 mM (testigo)	Fotoperiodo de 16 h/8
C1H2	0 mM (testigo)	Oscuridad
C2H1	75 mM	Fotoperiodo de 16 h/8
C2H2	75 mM	Oscuridad
C3H1	125 mM	Fotoperiodo de 16 h/8
C3H2	125 mM	Oscuridad
C4H1	175 mM	Fotoperiodo de 16 h/8
C4H2	175 mM	Oscuridad

3.5. DELINEAMIENTO EXPERIMENTAL

Diseño experimental	DCA con arreglo factorial 4 x 2
Tratamientos	8
Repeticiones	2
Total de unidades experimentales	16
Número de semillas por unidad experimental	20
Número de cajas por tratamiento	2
Total de semillas por tratamiento	40
Total de semillas del experimento	320

3.6. MANEJO DEL EXPERIMENTO

3.6.1. FORMULACIÓN Y PREPARACIÓN DE SOLUCIONES

Partiendo del peso molecular del NaCl (58,44 g/mol), mediante la fórmula de molaridad se preparó soluciones 75, 125 y 175 mM, aplicando finalmente 0,35, 0,58, y 0,82 g de NaCl respectivamente para cada una de las concentraciones. Las soluciones fueron preparadas en 80ml de agua destilada.

$$\text{Formula de molaridad: } M = \frac{g}{PM \times V(L)} .$$

3.6.2. DESINFECCIÓN DE SEMILLAS

Las semillas obtenidas de frutos maduros de tomate, fueron tratados de la siguiente manera:

1. Se cortó el fruto por la mitad para retirar las semillas del interior.
2. Las semillas fueron sumergidas en alcohol durante 1 minuto.

3. Seguido se coloca las semillas en solución de hipoclorito de sodio al 80% durante 10 min.
4. Posteriormente se sumergen en agua destilada por 10 min manteniendo en agitación constante las semillas. Esto se realiza como parte de un lavado para quitar el cloro de las semillas.
5. Finalmente se procede a quitar el exceso de agua de las semillas colocándolas sobre papel filtro, dejándolas en reposo por 12 horas.

3.6.3. SELECCIÓN DE SEMILLAS

Para la selección del material a usar, se realizó el siguiente procedimiento:

- Se depositó las semillas en un vaso de precipitación que contenía 80 ml de agua destilada en su interior.
- Después de dejar en reposo las semillas por 2 horas en agua destilada, se descartó toda semilla que flotara debido a la capacidad de imbibición necesaria para su germinación, por lo cual se seleccionó semillas que se encontraban en el fondo del recipiente.
- La semilla seleccionada se clasificó según las características morfológicas que presentaba, eliminando toda aquella que presentara daño mecánico o biológico.

3.6.4. SIEMBRA

Una vez seleccionada la semilla, se procedió a desinfectar las cajas Petri y se colocaron dos láminas de papel filtro en su interior, lo cual permite que exista una retención de humedad prolongada. En cada tratamiento se colocó 20 semillas dispersas lo suficiente una de otras, donde se aplicó 5ml de las soluciones preparadas sin dejar solución sobrenadante. Los tratamientos se mantuvieron en cámaras de crecimiento a 25 °C.

3.7. VARIABLES EXPERIMENTALES

3.7.1. VELOCIDAD DE EMERGENCIA DE SEMILLAS

Se llevaron a cabo conteos diarios del número de plántulas emergidas a los 3, 6, 10, 12 y 14 días. La velocidad de emergencia (VE) se calculó de acuerdo a la propuesta de MAGUIRE (1962) citado por MARTÍNEZ S.J. et al (2010), con la siguiente fórmula:

$$VE = \frac{\# \text{ de plántulas normales}}{\text{Días del primer conteo}} + \dots + \frac{\# \text{ de plántulas normales}}{\text{Días de conteo final}}$$

3.7.2. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

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

3.7.3. TEMPERATURA DE LAS SEMILLAS

La temperatura fue tomada a 5 semillas al azar a los 6, 10, 12 y 14 días, con un termómetro infrarrojo, en cada uno de los tratamientos que se evaluados.

3.7.4. LONGITUD DEL HIPOCOTILO A LOS 14 DÍAS

Se midió la longitud del hipocótilo en milímetros mm y se consideró desde el área basal de la semilla hasta el ápice del hipocótilo. Esta variable se midió con un calibrador vernier, a los 14 días posteriores a la siembra y se evaluó al total de semillas germinadas por tratamiento.

3.7.5. LONGITUD DE RADÍCULA A LOS 14 DÍAS

Para esta variable se tomó en cuenta la radícula, a la cual se le midió la longitud en milímetros con la ayuda de un calibrador vernier, desde el área basal hasta el ápice de la radícula. Dato tomado a los 14 días en el total de semillas germinadas por tratamiento.

3.7.6. PESO DE LA BIOMASA FRESCA

El peso de la biomasa fresca se tomó a los 14 días, escogiendo 5 plántulas germinadas al azar en cada tratamiento. El peso se obtuvo con la ayuda de una balanza analítica.

3.7.7. PESO DE LA BIOMASA SECA

Un total de cinco plántulas germinadas de cada tratamiento a los 14 días, fueron deshidratadas en estufa durante una hora y media a 70 °C, que posteriormente fueron pesadas en la balanza analítica.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. VELOCIDAD DE EMERGENCIA

En la tabla 1 del ANDEVA se observa la variable velocidad de emergencia, donde se puede notar que el factor A (concentraciones) fue estadísticamente significativo al 1% de probabilidades, mientras que el factor B (fotoperiodo) y la interacción de los factores, estadísticamente no presenta diferencias significativas.

Tabla 1. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la variable velocidad de emergencia de semilla de tomate germinado en medio salino, evaluado a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	12,53**	4,07	7,59
B	1	0,20ns	5,32	11,26
A x B	3	0,20ns	4,07	7,59
Error	8			
Total	15			

En lo que respecta a los resultados experimentales, la figura 3 indica que la variable velocidad de emergencia presenta mayores rangos de velocidad de emergencia en los tratamientos C1H1 y C1H2 (testigo) en todos los días evaluados con valores de 6,64 y 6,59, respectivamente seguidos de los tratamientos C2H1 y C2H2 con valores de 2,35 a 0,80, mientras que en los tratamientos de C3H1 y C3H2, los valores son de 0,17 y 0,21, donde los tratamientos C4H1 y C4H2 no presentaron emergencia, lo que indica que la velocidad de emergencia de semillas de tomate se ve influenciado por el aumento en las concentraciones de NaCl existentes en los tratamientos.

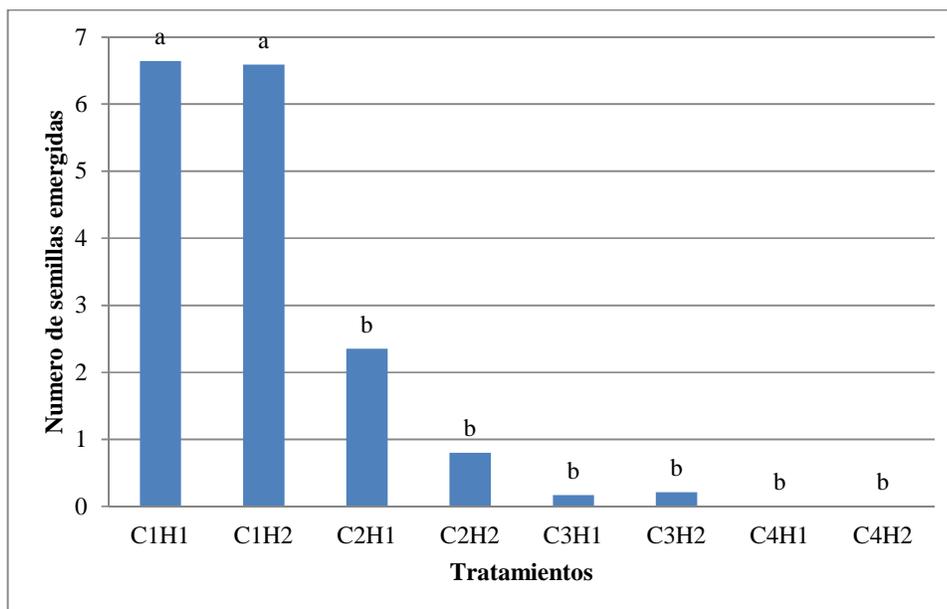


Figura 3. Valores de velocidad de emergencia en semillas de tomate germinadas en el medio salino del total de días evaluados (3, 6, 10, 12 y 14).

La velocidad con la que ha germinado la semilla de tomate proveniente del agricultor, posiblemente se deba a lo manifestado por LALLANA V., ELIZALDE J. Y GARCÍA L. quienes explican que la semilla cuando se encuentra bajo el efecto de NaCl, la imbibición en agua desde el medio hasta el embrión es nula, provocando que el vigor se disminuya.

4.2. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

Las tablas 2, 3 y 4 del ANDEVA sobre la variable porcentaje de germinación de la semilla a los 10, 12 y 14 días, respectivamente, muestran que el factor A (concentraciones) fue estadísticamente significativo al 1% de probabilidades, mientras que el factor B (fotoperiodo) y la interacción de los factores, estadísticamente no fueron significativos en los días analizados.

Tabla 2. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Porcentaje de germinación de semillas de tomate germinadas en medio salino a los 10 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	64,3**	4,07	7,59
B	1	1,31ns	5,32	11,26
A x B	3	3,04ns	4,07	7,59

Tabla 3. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Porcentaje de germinación de semillas de tomate germinadas en medio salino a los 12 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	45,3**	4,07	7,59
B	1	1,33ns	5,32	11,26
A x B	3	3,06ns	4,07	7,59

Tabla 4. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Porcentaje de germinación de semillas de tomate germinadas en medio salino a los 14 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	50,59**	4,07	7,59
B	1	0,22ns	5,32	11,26
A x B	3	2,63ns	4,07	7,59

En lo que respecta a los resultados experimentales, la figura 4 presenta los datos convertidos a $x+1$ donde se puede verificar que la variable porcentaje de germinación evaluada en el día 14 en los tratamientos C1H1, C1H2 (testigo),

obtuvo valores de 95 y 60 %, seguido de los tratamiento C2H1, C2H2 con 37,5 y 25 %, y el tratamiento C3H2 con 7,5 % de germinación, mientras que los tratamientos C3H1, C4H1 y C4H2 no presentaron germinación.

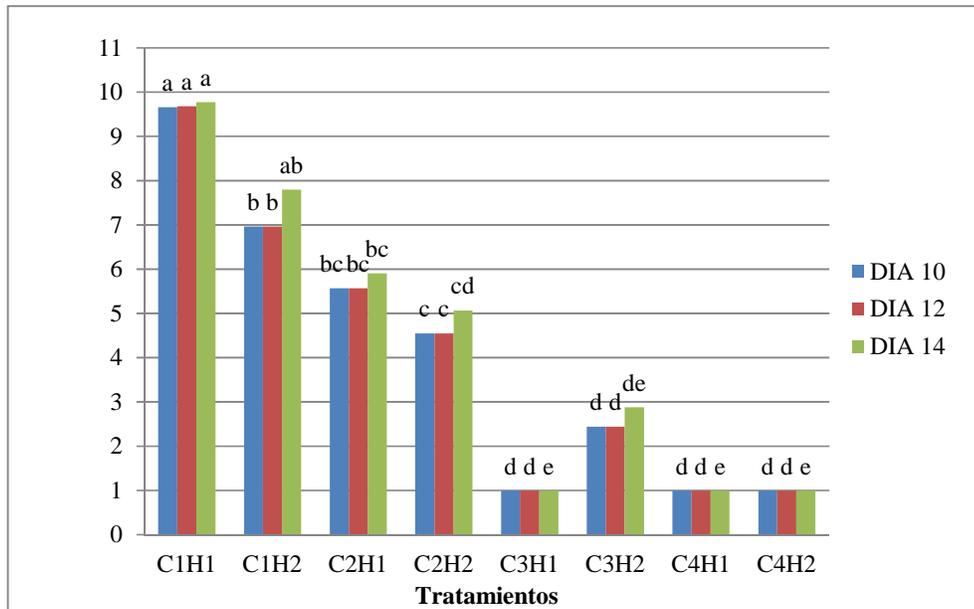


Figura 4. Valores del porcentaje de germinación a los 10, 12 y 14 estudiados en el medio salino y el control.

PARES J. *et al* (2008) indica que la salinidad origina reducción del crecimiento de los cultivos al afectar negativamente la germinación y la capacidad de emergencia de las plántulas, así mismo, la salinidad retarda el crecimiento vegetativo a través de su influencia sobre de varios procesos fisiológicos como conducta estomática, ajuste osmótico, absorción de iones actividad enzimática y balance hormonal.

Estos datos se relacionan con los mencionados por MEZA N, ARIZALETA M. Y BAUTISTA D. (2006), quienes observaron la tendencia a la disminución del proceso germinativo en la medida que se aumentó la concentración salina, obteniéndose un porcentaje de germinación final de 89 % en el tratamiento de $0,01 \text{ dS.m}^{-1}$, seguidos de 87 y 86% con el de $0,75$ y $2,5 \text{ dS.m}^{-1}$ y los menores valores fueron 44 y 29 %, correspondientes a los de $4,5$ y $6,5 \text{ dS.m}^{-1}$. El

porcentaje de germinación disminuyó en la medida que se incrementaron las concentraciones de sales; con $0,01 \text{ dS.m}^{-1}$ y $6,5 \text{ dS.m}^{-1}$ se obtuvo el 89 y 29 % de germinación, respectivamente.

Así mismo, JACOBSEN S., MUJICA A. Y STLEN O. (1997) publicaron una prueba que llevaron a cabo en cajas petri con concentraciones salinas para semillas de quinua y trigo. Las concentraciones de cloruro de sodio aplicadas durante la germinación, fueron de 0 a 700 mM de NaCl. Los resultados indican que no existe una diferencia significativa en la germinación a concentraciones de salinidad entre 0 y 350 mM, con porcentajes de germinación por encima de 90%. Cuando se aumentaron las concentraciones de sal, el porcentaje de germinación bajó a 87% (400 mM) y 51% (600 mM), mientras que con la concentración 700 mM el porcentaje de germinación fue sólo 13%. Se encontró una reducción en el porcentaje de germinación de 50% con una concentración de sal de 600 mM.

4.3. TEMPERATURA EN SEMILLAS

En la tabla 5, 6, 7 y 8 del ANDEVA se presenta la variable temperatura de las semillas a los 6, 10, 12 y 14 días respectivamente, donde se puede observar que el factor B (fotoperiodo) para el día 6, 12 y 14 fue estadísticamente significativo al 1% de probabilidades, mientras que para el día 10 fue estadísticamente significativo al 5 % de probabilidades; para el factor A (concentraciones) al día 6, 10 y 14 no hay diferencia estadística significativa, mientras que para el día 12 presenta diferencia estadística significativa al 5 %, en el caso de las interacciones de los factores estadísticamente fueron no significativos en todos los días evaluados.

Tabla 5. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 6 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	2,14ns	4,07	7,59
B	1	58,77**	5,32	11,26
A x B	3	0,39ns	4,07	7,59

Tabla 6. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 10 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	2,48ns	4,07	7,59
B	1	11,17*	5,32	11,26
A x B	3	2,35ns	4,07	7,59

Tabla 7. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 12 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	23,01**	4,07	7,59
B	1	433,86**	5,32	11,26
A x B	3	0,71ns	4,07	7,59

Tabla 8. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable temperatura de la semilla de tomate en medio salino a los 14 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	0,91ns	4,07	7,59
B	1	84,16**	5,32	11,26
A*B	3	3,35ns	4,07	7,59

Los resultados experimentales de la variable temperatura de la semilla que se presentan en la figura 5, donde se indica que la mayor temperatura se obtuvo al día 6 en los tratamientos C2H1, C3H1 y C4H1 con valores de 27,10, 27,17 y 26,91 °C respectivamente. En caso de los tratamientos C2H2 y C3H2, se observa mayor temperatura al día 10 con valores de 24,78 y 25,10 °C. En los tratamientos testigos C1H1 y C1H2 se puede ver que existe un comportamiento similar donde al día 10 se obtuvo la mayor temperatura con 26,10 y 24,52 °C

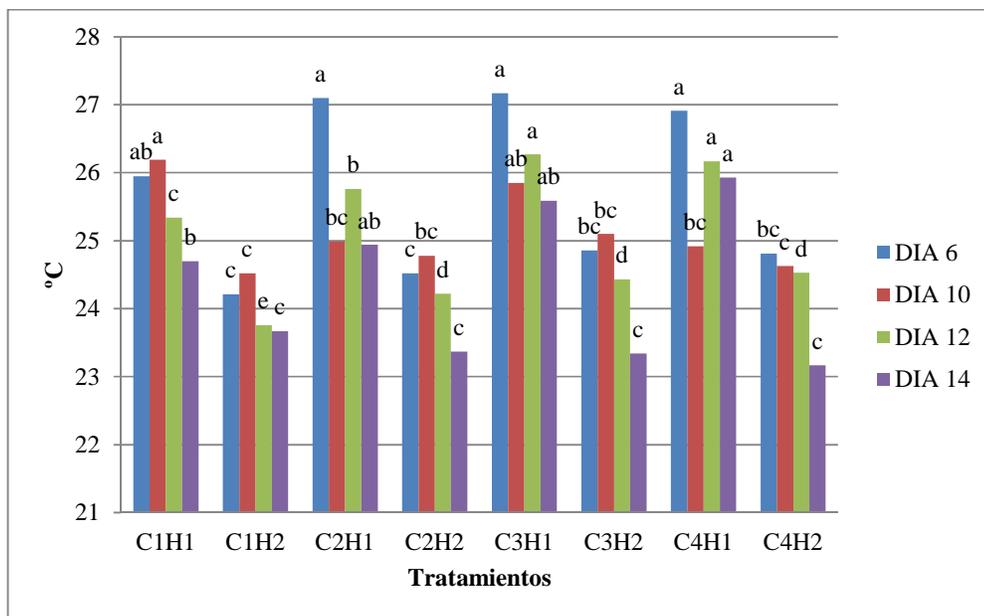


Figura 5. Valores de temperatura de la semilla estudiados en el medio salino y control a los 6, 10, 12 y 14 días.

Estos resultados coinciden con los obtenidos por COURTIS A. (2013), quien reporta que la temperatura mínima en la semillas de tomate es de 20 °C, siendo un rango óptimo de 20 a 35 °C, mientras que para el CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA Y FORESTAL, CENTA (2002) la temperatura óptima oscila entre los 20 y 25 °C.

Por otro lado CHICO R. *et al.* (2009), mencionan que en ensayos de germinación de *Solanum pimpinellifolium* L. en condiciones de luz – oscuridad, las semillas

mantuvieron una a temperatura de 25° C constante durante 10 días, demostrando que la temperatura que mantuvieron se encuentra en el rango óptimo.

4.4. LONGITUD DE RADÍCULA

La tabla 9 del ANDEVA muestra la variable longitud radícula a los 14 días, pudiéndose notar que el factor A (concentraciones) fue estadísticamente significativo al 1% de probabilidades, mientras que el factor B (fotoperiodo) y la interacción de los factores, estadísticamente no fueron significativos.

Tabla 9. Análisis de la varianza (ANDEVA) de la variable de Longitud de radícula en semillas de tomate germinado en medio salino al día 14.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	10,30**	4,07	7,59
B	1	4,99ns	5,32	11,26
A x B	3	3,40ns	4,07	7,59

Los resultados experimentales (figura 6) indican que los valores de longitud más altos en los tratamientos C1H1 y C1H2 (testigo) al día 14, corresponden a 46,43 y 44,02 mm respectivamente, seguidos de los tratamientos C2H1 y C2H2 que presentan valores de 33,04 y 43,83mm, y el tratamiento C3H2 con 47,38 mm; mientras que los tratamientos C3H1, C4H1 y C4H2 no presentaron emergencia.

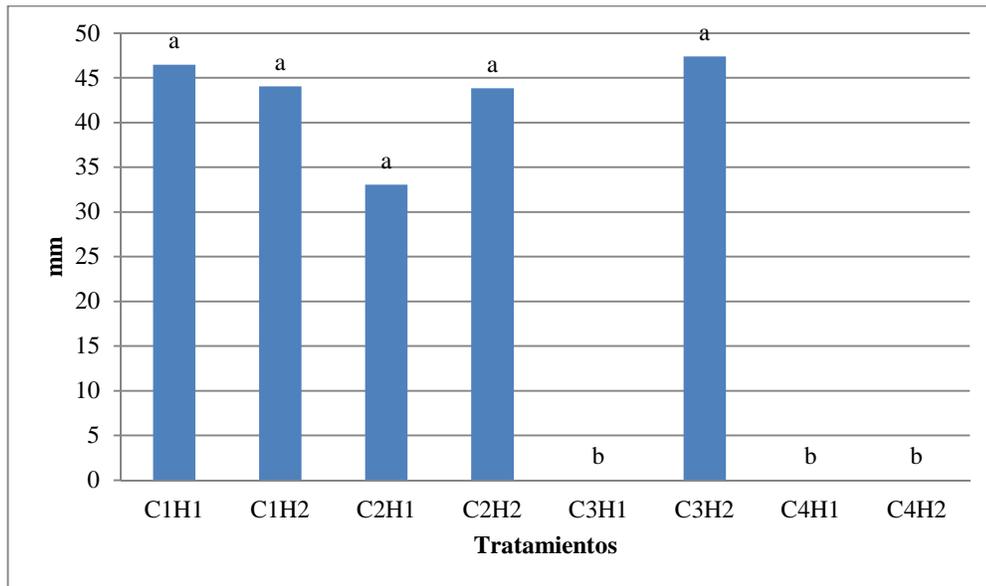


Figura 6. Valores de longitud de radícula en semillas de tomate germinados en medio salino al día 14.

Estos resultados concuerdan con los de HASEGAWA P. *et al* (2000), donde se indica que como resultado del estrés osmótico las plantas pueden responder con un amplio rango de respuestas fisiológicas a nivel molecular, celular y de organismos; por ejemplo, con cambios en el desarrollo y morfología de las planta como incremento en el crecimiento de las raíces y cambios en el ciclo de vida.

Además, los datos obtenidos se asemejan con lo señalado por CAMEJO D. y TORRES W. (2000), quienes en un experimento realizado sobre la salinidad y su efecto en cultivares de tomates en estadios iniciales, obtuvieron incremento de la salinidad inhibiendo la longitud de la raíz, señalando que las plántulas obtenidas en las concentraciones moderadas y relativamente elevadas de salinidad presentaban mayor textura foliar y una consistencia más gruesa de tallo y raíz, en comparación con las concentraciones más altas.

4.5. LONGITUD DEL HIPOCOTILO

La tabla 10 del ANDEVA presenta la variable longitud del hipocotilo a los 14 días, donde se puede notar que el factor A (concentraciones) fue estadísticamente significativo al 1% de probabilidades, mientras que el factor B (fotoperiodo) fue estadísticamente significativo al 5% de probabilidades y la interacción de los factores, estadísticamente no fueron significativos.

Tabla 10. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Longitud del hipocotilo en semillas de tomate germinada en condiciones salinas al día 14.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. Tabulada	
			5%	1%
A	3	10,71**	4,07	7,59
B	1	7,93*	5,32	11,26
A x B	3	2,92ns	4,07	7,59
Error	8			
Total	15			

En lo que respecta a los resultados experimentales, la figura 7 indica que la longitud del hipocotilo en los tratamientos C1H1 y C2H2 (testigos) obtuvieron 38,26 y 43,85 mm respectivamente mientras que los tratamientos C2H1 y C2H2 lograron longitudes de 27,26 mm y 42,43 mm. En el caso del tratamiento C3H2 se obtuvo una longitud de hipocótilo de 42,5 mm, lo que indica que el hipocotilo de las semillas germinadas en diferentes fotoperiodos alcanzaron un mayor desarrollo en condiciones de cero horas luz, en comparación de los tratamientos con fotoperiodo 16/8, observándose que influyen las distintas concentraciones de NaCl en la longitud.

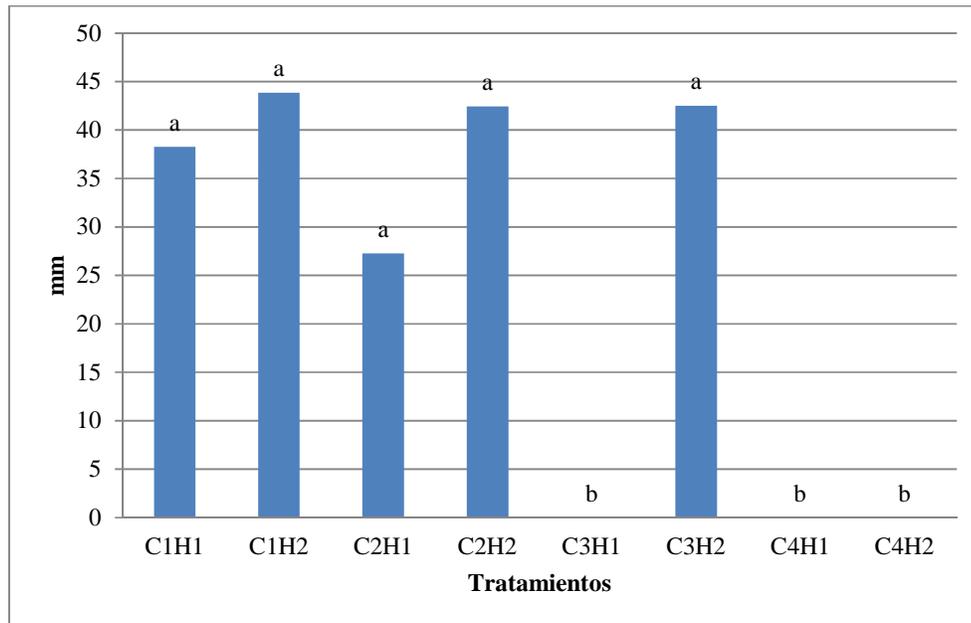


Figura 7. Valores de longitud del hipocotilo en semillas de tomate germinado en medio salino a los 14 días.

Estos resultados coinciden con MUNCHARAZ R. (2011), quien en una prueba de germinación de rama negra (*Conyza bonariensis* L. Conquist) observó que las plántulas del tratamiento de 24 horas de oscuridad los hipocotilos fueron más largos y erguidos en comparación con los tratamientos que se sometieron a un fotoperiodo 12/12.

Así mismo, los datos obtenidos por CHICO R. *et al.* (2009), quienes evaluaron el crecimiento del hipocotilo en condiciones de luz y oscuridad, a los 8 días en concentraciones de 25, 50 y 100 mM, logrando una longitud de hipocotilo a 100 mM NaCl de 1,1 cm, mientras que a la concentración de 25 mM de NaCl obtuvo 4,0 cm, afirmando, además, que la altura de las plántulas de tomate disminuye con el incremento de la salinidad, causando además una reducción en el número de hojas y en su área foliar

4.6. PESO DE LA BIOMASA FRESCA

En la tabla 11 del ANDEVA se observa los datos de la variable biomasa fresca a los 14 días, notándose que el factor A (concentraciones) fue estadísticamente significativo al 1% de probabilidades, mientras que el factor B (fotoperiodo) y la interacción de los factores, estadísticamente no fueron significativos.

Tabla 11. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Peso de la biomasa fresca en plántulas de tomate en condiciones de salinidad a los 14 días.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. tabulada	
			5%	1%
A	3	50,22**	4,07	7,59
B	1	0,16NS	5,32	11,26
A x B	3	3,9NS	4,07	7,59
Error	8			
Total	15			

Los resultados experimentales de la figura 8, presenta el peso de la biomasa fresca en los tratamientos C1H1, C1H2 y C2H1 con valores de 0,15, 0,22 y 0,05 g respectivamente, mientras que el resto de los tratamientos no presentaron emergencia ni desarrollo de biomasa. Esto indica que la biomasa fresca de las semillas germinadas en condiciones de oscuridad alcanzó un mayor desarrollo, mientras que en soluciones de NaCl en fotoperiodo 16/8 presentaron menor desarrollo.

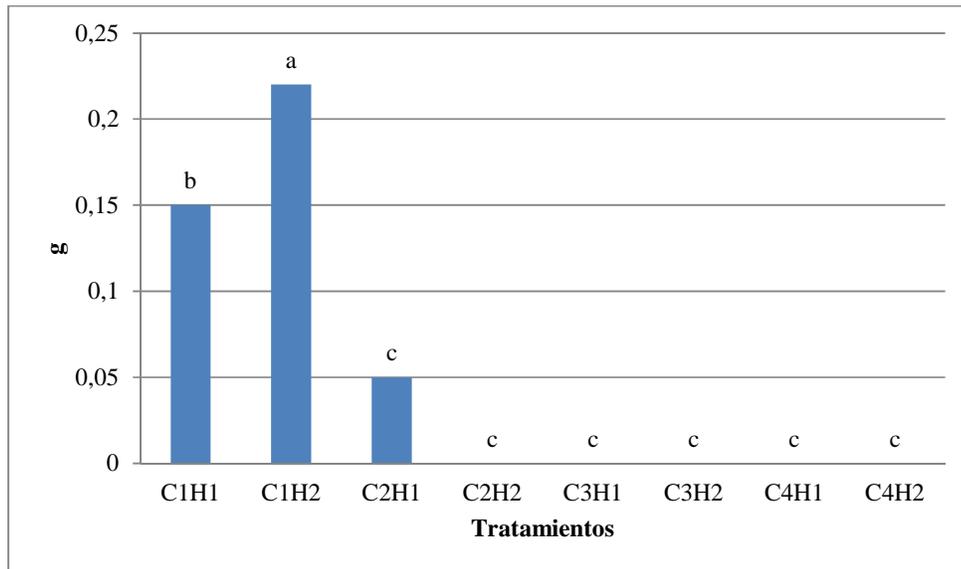


Figura 8. Valores de peso de la biomasa fresca en plántulas de tomate en medio salino a los 14 días.

Estos resultados tienen relación con lo expuesto por CHÁVEZ L. Y GONZÁLEZ L. (2009), quienes señalan que para que una planta se adapte a las condiciones salinas deben activarse múltiples mecanismos, los mismos que se reflejan macroscópicamente como un menor crecimiento, modificación de la relación parte aérea/raíz, limitación de la expansión foliar (biomasa fresca), y son consecuencia de cambios bioquímicos (incremento de la síntesis de ácido abscísico y solutos osmoprotectores) y fisiológicos (alteración de la permeabilidad de las membranas a los iones y al agua, disminución de transpiración y fotosíntesis, entre otros).

4.7. PESO DE LA BIOMASA SECA

En la tabla 12 del ANDEVA de la variable biomasa seca a los 14 días se observa que el factor A (concentraciones) fue estadísticamente significativo al 1% de probabilidades, mientras que el factor B (fotoperiodo) y la interacción de los factores, estadísticamente no fueron significativos.

Tabla 12. Análisis de la Varianza (ANDEVA) de la variable Peso de la biomasa seca en plántulas de tomate en condiciones de salinidad al día 14.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	F. Calculada	F. tabulada	
			5%	1%
A	3	38,18**	4,07	7,59
B	1	0,04NS	5,32	11,26
A x B	3	3,12NS	4,07	7,59
Error	8			
Total	15			

Los resultados experimentales de la biomasa seca se presentan en la figura 9; los valores de la variable se obtuvieron en los tratamientos C1H1, C1H2 y C2H1 con 0,07, 0,10 y 0,03 g respectivamente, el resto de los tratamientos no presentan peso alguno por la inhibición o escasa germinación, lo que indica que el mayor contenido de materia seca se logró en el tratamiento control. En oscuridad el tratamiento germinado en concentraciones salinas tienen menor contenido de materia seca.

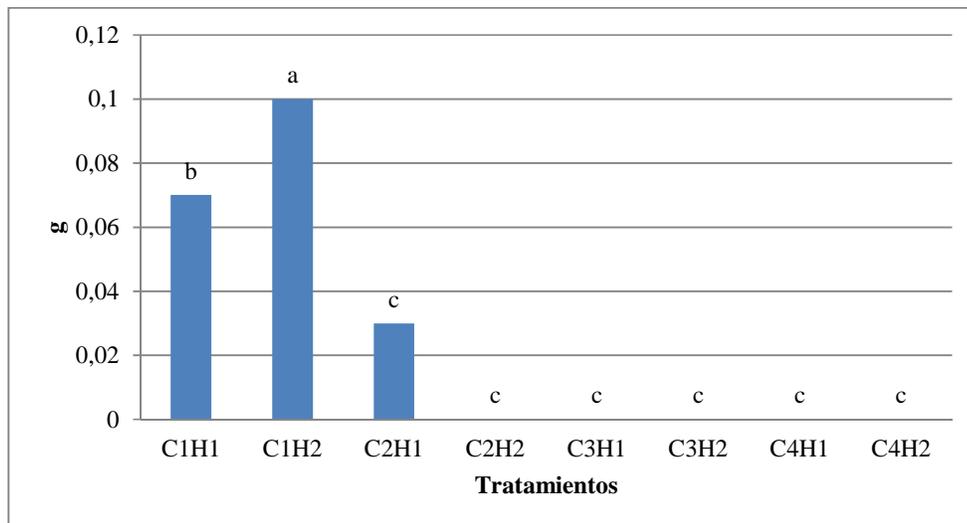


Figura 9. Valores de peso de la biomasa seca en plántulas de tomate en medio salino a los 14 días.

Los datos se relacionan con lo comentado por PARES J. *et al* (2008), en el sentido de que la salinidad retarda el crecimiento de las plantas influyendo en varios procesos fisiológicos como fotosíntesis, ajuste osmótico, absorción de iones; en consecuencia, las variables del crecimiento vegetativo como materia seca, altura de la planta, entre otras, son severamente afectadas por la presencia de sales.

Además, los resultados del presente ensayo se asemejan a los obtenidos por POSADA C., PÉREZ A. Y PORTILLA F. (2006), quienes evaluaron el efecto de diferentes niveles de salinidad en el proceso de la germinación sobre el consumo de agua y la distribución de materia seca en especies locales de fique (*Furcraea sp.* Vent), obteniendo que la salinidad en los sustratos redujo la cantidad de materia seca en las plantas, en el orden de 16,8, 17,0, 29,8 y 41,7%, para los niveles de 20, 40, 60 y 80 mM de NaCl, respectivamente, en comparación con las plantas de control.

4.8. CORRELACIÓN ENTRE LAS VARIABLES EN ESTUDIO

La tabla 13 presenta la correlación lineal entre dos variables, observándose que cuando se compara el porcentaje de germinación con la velocidad de emergencia, se encuentra diferencia estadística significativa al 1% de probabilidades, situación que se repite cuando se correlaciona la misma variable porcentaje de germinación con la longitud de radícula, longitud de hipocótilo, peso de biomasa fresca y peso de la biomasa seca. Mientras que si se correlaciona el porcentaje de germinación con la temperatura no se encuentra diferencia estadística significativa.

Estos resultados demuestran que las variables correlacionadas con el porcentaje de germinación de las semillas fueron la velocidad de emergencia, longitud de radícula, longitud de hipocótilo, peso de biomasa fresca y seca; es decir, que a medida que la germinación aumenta también se incrementa la longitud de radícula; del mismo modo, a mayor germinación, mayor longitud de hipocótilo.

Tabla 13. Análisis de correlación entre las variables en estudio

VARIABLES	VELOCIDAD DE EMERGENCIA	TEMPERATURA	LONGITUD DE RADICULA	LONGITUD DE HIPOCOTILO	PESO DE BIOMASA FRESCA	PESO DE BIOMASA SECA
GERMINACIÓN CON	0,823**	0,145ns	0,686**	0,657 **	0,828 **	0,836 **

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos e hipótesis planteadas, se concluye lo siguiente:

- La semilla de tomate riñón proveniente del agricultor conocida comúnmente como “reciclado”, a pesar de no tener las características de un material certificado, tiene la capacidad de germinar en condiciones de salinidad.
- En condiciones de salinidad, las semillas presentan una baja velocidad de emergencia (0,8), hasta los 14 días en concentraciones de 125 mM de NaCl, lo que sugiere que la semilla presenta alteraciones en el proceso de germinación, principalmente en la etapa de imbibición por la alteración de la presión osmótica, dificultando la entrada de agua y posterior hidratación de enzimas hidrolíticas encargadas de rehidratar las reservas alimenticias.
- Las concentraciones hasta 125 mM NaCl afectan la acumulación de biomasa, mientras que a concentración de 175 mM la semilla no presenta germinación a los 14 días evaluados, lo que posiblemente se debe a que la semilla, por no encontrar condiciones adecuadas para germinar, requiere mayor tiempo para su emergencia.
- La germinación de las semillas se ve favorecida por la ausencia de luz, debiéndose aclarar que la exposición a luz no inhibe la germinación, por lo que se considera que la semilla de tomate es “No fotoblastica”. Los tratamientos de semilla de tomate germinado en oscuridad en todos los casos favorecieron el desarrollo radicular y del hipocótilo, y presentaron mayor desarrollo tanto de la biomasa fresca como seca frente a los tratamientos germinados en fotoperiodo 16 h.

- En el proceso de germinación, la temperatura de la semilla presenta una respuesta descendente variando con 3 o 4 °C desde los días 6 hasta el día 14. La temperatura de la semilla no se ve afectada por las concentraciones de NaCl en el medio, pero si se puede ver un ligero aumento de la temperatura en tratamientos con fotoperiodo 16 h y debido justamente a la diferencia de radiación que recibe dicho tratamiento.
- Se confirma la hipótesis planteada, pues el tomate riñón proveniente del agricultor, es capaz de germinar en condiciones de salinidad (175 mM) en fotoperiodo 16 h y oscuridad.

RECOMENDACIONES

- Replicar la investigación en otros materiales de tomate y que estos estudios lleguen a la etapa fenológica de crecimiento y producción para conocer la respuesta de estos genotipos a estrés salino.
- Investigar el estrés salino en otros cultivos hortícolas de interés en la Península de Santa Elena.

BIBLIOGRAFIA

ÁLVAREZ MARTA, MOYA C., FLORIDO MARILYN. Y PLANA DAGMARA. 2003. Resultados de la mejora genética del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y su incidencia en la producción hortícola de cuba. Instituto nacional de ciencias agrícola. Cultivos tropicales. Vol 24. N. 2. 63-70p.

ALVES, A. Y SETTERT T. 2004. Respuesta de la yuca al déficit hídrico: crecimiento de las hojas y el ácido abscísico. Embrapa Mandioca y de frutas Cultivos, Cruz das Almas, Bahía, Brasil, Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia y el Departamento de Ciencias de Cultivos y Suelos, Universidad de Cornell, Ithaca, NY 14853, EE.UU. CropScience 40: 131-137 p.

AZCÓN-BIETO JOAQUÍN. Y TALÓN MANUEL. 2008. Fundamentos de la fisiología vegetal. Fisiología de las plantas al estrés. Interamericana McGraw Hill. Madrid. 2 ed. 577-597 p.

BARGMANN BASTIAAN, LAXALT ANA, RIET BASTER, SCHOOTEN BAS VAN, MERQUIOL EMMANUELLE, TESTERINK CHISTA, HARING MICHEL, BARTELS DOROTHEA Y MUNNIK TEUN. 2009. Multiple PLDs required for high salinity and water deficit tolerance in plants. Plant Cell Physiol. Vol 50(1). 78-89 p.

BEEKMAN GERTJAN. 2007. Gestión de los recursos hídricos y ambientales. IICA/BID. 1-17 pp.

BOHNERT, H. J. Y JENSEN R. G. 1996 Estrategias para la ingeniería de la tolerancia de estrés hídrico en las plantas. Tendencias Biotechnol. 89-96p.

BRAY E.A, BAILEY-SERRES J. Y WERETILNYK E. 2000. Las respuestas al estrés abiótico. En: Gruissen W., Buchannan B., Jones R. (ed.) American Society of Plant biólogos Bioquímica y Biología Molecular de Plantas, Rockville MD, 1158-1249 p.

BRUGNOLI, E. Y LAUTERI, M. 1991. Efectos de la salinidad sobre la conductancia estomática, capacidad fotosintética, y la discriminación de carbono isótopo del tolerante a la sal (*Gossypium hirsutum* L.) y sensibles a la sal (*Phaseolus vulgaris* L.) C3 no halófilas. Instituto per L Agroselvicultura. Italia. 628-635 p.

BUCKALEW JAMES O., JAMES MAURICE, SCOTT LISA y REED PAUL. 1998. Evaluación de recursos de agua del Ecuador. Cuerpo de ingenieros de los Estados Unidos de América.

CAMEJO DAYMI Y TORRES W. 2000. La salinidad y su efecto en lo estadios iniciales del desarrollo de dos cultivares de tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). Instituto nacional de ciencias agrícolas de Cuba. Cultivos tropicales. 21Vol. 2Num. 23-26p. Biblioteca virtual de la Universidad Estatal Península de Santa Elena. Consultado el 26 de Noviembre del 2014.

CASTELÁN FENTALES. 2009. Plantas mexicanas adaptadas a la sequía; dos nuevos modelos para el estudio de la tolerancia al estrés hídrico. Instituto politécnico nacional. Tlaxcala. ME. 10-12 p.

CENTRO DE EXPORTACION E INVERSION DE LA REPUBLICA DOMINICANA. 2012. Perfil económico del tomate. Gerencia de investigación y mercados Dominicana exporta.

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA Y FORESTAL CENTA. 2002. Guía técnica del cultivo de tomate. El Salvador. 8-14p.

CHÁVEZ L., Y GONZÁLEZ L.M. 2009. Mecanismos moleculares involucrados en la tolerancia de las plantas a la salinidad. Instituto de investigaciones agropecuarias. Granma. CU.231-256 p. Vol. 105.

CHICO RUIZ J., VALDERRAMA ALFARO S., TEJADA CASTILLO P., SANCHEZ MARIN R., PARIMANGO QUISPE S., SANTA MARIA REYES A. Y VEGA ANHUAMAN A. 2009. Efecto de luz y salinidad en la germinación de semillas y crecimiento del hipocótilo de *Solanum pimpinifolium* tomatillo silvestre. Universidad Nacional de Trujillo. Vol 29. Num 1. Perú. 1-8 p.

CHINNUSAMY VISWANATHAN, JAGENDORF ANDRE Y JIAN-KANG ZHU. 2005. Understanding and improving salt tolerance in plants. Crop Science. EEUU. Vol.45. 437-448 p.

COMISIÓN ECONÓMICA PARA AMÉRICA LATINA Y EL CARIBE CEPAL. 1954. El desarrollo económico del Ecuador. 2 ed. 2013. Quito-Ecuador. Editogran S.A. 83-137 p.

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

DAIE JALEH Y CAMPELL WILLIAM F. 1981. Response of tomato plants to stressful temperatures. Plants science department, Universidad del Estado de Utah, Logan, Utah 84322. Plantas fisiología 67: 26-29 p.

EL COMERCIO. 2011. Consultado el 10 de febrero del 2014. Disponible en: <http://www.elcomercio.ec/actualidad/negocios/ocho-variedades-de-tomate-rinon.html>.

ESCASO SANTOS FERNANDO, MARTÍNEZ GUITARTE JOSÉ LUIS Y PLANELLÓ CARRO MA DEL ROSARIO. 2010. Fundamentos básicos de fisiología vegetal y animal. Pearson Educación, S. A. Madrid. 61-68 p.

FLAÑOIPINZA ANDREA. 2013. Situación del tomate para consumo fresco. ODEPA. Oficina de estudios y políticas agrarias. Ministerio de agricultura. Chile.

GARCIA M. Y MEDINA E. 2003. Crecimiento y acumulación de prolina en dos genotipos de caña de azúcar sometidos a salinización con cloruro de sodio. Instituto de botánica agrícola. Universidad central de Venezuela. 20 vol. 168-179 p.

GIACOMELLI JORGE IGNACIO, JULIETA VIRGINIA CABELLO, AGUSTÍN LUCAS ARCE, CARLOS ALBERTO DEZAR, FEDERICO DAMIÁN ARIEL Y RAQUEL LÍA CHAN. 2013. Mecanismos moleculares de respuesta a distintos tipos de estrés abiótico en las plantas. Instituto de Agrobiotecnología del Litoral. Ciudad Universitaria-Paraje El Pozo. Santa Fe. Argentina.

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

GOYKOVIC CORTES V. Y SAAVEDRA DEL REAL G. 2007. Algunos efectos de la salinidad en el cultivo del tomate y prácticas agronómicas de su manejo. IDESIA. Chile. Vol 25. 47-58 p

GUR AMIT y ZAMIR DANI. 2004. Sin usar Variación Natural puede levantar barreras de rendimiento en Fito mejoramiento. Instituto de Ciencias Vegetales y Genética en la Agricultura, Facultad de Agronomía, Universidad Hebrea de Jerusalén. Plos Biology. Vol 2. 1610-1615 p.

HASEGAWA P.M., BRESSAN R.A., ZHU J.K. y BOHNERT H.J. 2000. Células de las Plantas y respuestas moleculares a la alta salinidad. Revisión Anual de Fisiología Vegetal y Biología Molecular de Plantas 51, página 463-499 p.

HERMAN SILVA. JUAN P. MARTINEZ. CECILIA BAGINSKY Y MANUEL PINTO. 1999. Efecto del déficit hídrico en la anatomía foliar de seis cultivares de poroto *Phaseolus vulgaris*. Departamento de producción agrícola, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Chile. Chile. Vol 72. 215-239 p.

HUNZIKER, A.T. 1979. Sudamericana solanácea. Sinóptica Una Surrey. Es: Hawkes, J. G.; Lester, R. N; Skelding, A. D. (Eds.). La Biología y taxonomía, Tenerife solanáceas. Academic Press, Nueva York y Londres: 435-444 p.

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS INIA. 2011. Desarrollo y valoración de recursos genéticos de *Lycopersicon* Spp. Para su utilización en mejoramiento genético de solanáceas frente a estrés biótico y abiótico (solsil). Cochabamba. Chile. 1-39 p.

INSTITUTO NACIONAL DE ESTADÍSTICAS Y CENSOS. 2012. Encuesta de superficie y producción agropecuaria continúa Espac del 2012.

JACOBSEN SVEN-ERIK, MUJICA ANGEL Y STLEN OLAV. 1997. Tolerancia de la quinua a la sal durante la germinación. Centro de investigación de la papa (CIP). Universidad nacional de Altiplano – Puno. Pe. 48Vol. 359-366 p.

LALLANA VICTOR H., ELIZALDE JOSÉ H. Y GARCÍA LUZ FABIOLA. 2005. Unidad Temática 11: Germinación y Latencia de semillas y yemas. Cátedra de fisiología vegetal. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Entre Ríos. Argentina.

LAMBERS, H., STUART CHAPIN-III, F. Y PONS, T. L. 1998 Ecología Fisiológica de Plantas. Springer-Verlag, Nueva York.

LAYNEZ-GARSABALL JOSÉ A., MÉNDEZ NATERA JESÚS RAFAEL Y FIGUEROA JULIANA MAYZ. 2007. Crecimiento de plántulas a partir de tres tamaños de semilla de dos cultivares de maíz (*Zea Mays L.*), sembrados en arena y regados con tres soluciones osmóticas de sacarosa. Escuela de Ingeniería Agronómica. Núcleo Monagas. Universidad de Oriente. Avenida Universidad. Campus Los Guaritos. Maturín, 6201. Monagas, Venezuela. Volumen 25, N° 1, Páginas 21-36 p.

LEGARÍA SOLANO J., PONCE ROMERO G., MUÑOZ OROZCO A. 2000. Efecto del estrés osmótico sobre la germinación de las semillas y el crecimiento de plántulas de trigo (*Triticum aestivum L.*) y amaranto (*Amaranthus hypochondri*). Revista Fitotecnia Mexicana, vol. 23, núm 1. 153-165 p.

LEVCHENKO VÍCTOR, KONRAD KAI R., DIETRICH PETRA, ROELFSEMA M. ROB G., y HEDRICH RAINER. 2005. Ácido abscísico citosólica activa anión guardar canales de aniones celular sin precedente Ca^{2+} señales. Academia Nacional de Ciencias de EE.UU. 102: 4203-4208 p.

MADRIGAL JORGE ROJAS Y CASTILLO MALAQUÍAS D. 2007. Planteamiento de la agro-cadena del tomate en la región central sur de costa rica. Ministerio de agricultura y ganadería. Dirección región central sur. Programa regional de hortalizas.

MARÍN SÁNCHEZ J. MEJÍA CONTRERAS. J, A. HERNÁNDEZ LIVERA. A. PEÑA LOMELÍ. A. y CARBALLO A. 2007. Acondicionamiento osmótico de semillas de tomate de cáscara. Universidad Autónoma Chapingo. México. Vol. 33 Núm. 2. 115-123p.

MARTÍNEZ SOLIS JUAN, VIRGEN VARGAS JUAN, PEÑA ORTEGA MARGARITA GISELA Y ROMERO SANTIAGO ALEJANDRO. 2010. Índice de velocidad de emergencia en líneas de maíz. Universidad autónoma de Chapingo. Revista mexicana de ciencias agrícolas. Vol. 1. Núm. 3. 289-304 p.

MARTÍNEZ VILLAVICENCIO NALLELY, LÓPEZ ALONZO CARLOS V, BASURTO SOTELO MOISÉS Y PÉREZ LEAL RAMONA. 2011. Efecto por salinidad en el desarrollo vegetativo. Universidad Autónoma de Chihuahua. México. Vol.3. No. 3. 156- 161 p.

MARTÍNEZ Y MORENO. 1992. Expresiones fisiológicas de resistencia a la sequía en dos variedades de papa sometidas a estrés hídrico en condiciones de campo. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima. R. Bras. Fisiol. Veg. 4(1):33-38 p.

MEDINA GARCIA. 2010. Respuesta del tomate (*Solanum Lycopersicum* L.) bajo condiciones de estrés salino a inoculación con hongos micorrízicos arbusculares adaptados a esta condición. Instituto nacional de ciencias agrícolas. La Habana. CU. 90 p.

MESA DIANELIS. 2003. Obtención de plantas resistentes a la salinidad para los suelos salinos cubanos. Instituto de Ciencia Animal. Revista Cubana de Ciencia Agrícola. Vol 37. Num 3. 217-226 p. Biblioteca virtual de la Universidad Estatal Península de Santa Elena. Consultado el 24 de Noviembre del 2014.

MEZA N, ARIZALETA M. Y BAUTISTA D. 2006. Efecto de la salinidad en la germinación y emergencia de semillas de parchita (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). Rev. Fac. Agron. (Luz). Ve. 24Vol. 69-80 p.

MINISTERIO DE COORDINACIÓN DE LA PRODUCCIÓN, EMPLEO Y COMPETITIVIDAD. 2011. Agendas para la transformación productiva y territorial: Provincia de Santa Elena.

MINISTERIO DE FOMENTO, INDUSTRIA Y COMERCIO MIFIC. 2007. Ficha de tomate. Nicaragua. 1-13 pp.

MORALES D. P. RODRÍGUEZ, MARÍA DE J. SÁNCHEZ BLANCO Y TORRECILLAS A. 2002. Respuesta a la salinidad de tres variedades de tomate (*Lycopersicon Esculentum Mill.*). Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. Cultivos Tropicales. Cuba. Vol. 23, núm. 3. 71-76 p.

MUNCHARAZ RODRÍGUEZ, L. 2011. Efecto de la luz, temperatura, tipo de sustrato y desarrollo de la inflorescencia sobre la germinación de rama negra (*Conyza bonariensis L. Conquist*). Trabajo Final de Ingeniería en Producción Agropecuaria. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Católica Argentina. 1-67p.

NOLTE KURT D. y HANSON ANDREW D. 1997. Proline accumulation and methylation to proline betaine in citrus: Implications for genetic engineering of stress resistance. University of Florida. Horticultural sciences department. 122Vol. 1 ed. 8-13 p.

ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN, FAO. 2013. Producción anual de cultivos a nivel mundial.

ORGANIZACIÓN PARA LA ALIMENTACIÓN Y AGRICULTURA FAO (s.f). Consultado el 27 de Febrero del 2014. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/004/W4745S/w4745s11.html>.

PARÉS JORGE, ARIZALETA MIGUEL, SANABRIA MARÍA ELENA y GARCÍA GRISALY. 2008. Efectos de los niveles de salinidad sobre la densidad estomática, índice estomático y el grosor foliar en plantas de *Carica papaya* L. Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado Fundación. Instituto botánico de Venezuela (FIBV). Acta Botánica Venezuelica. Vol, 31. No, 1. 27-34 p. Biblioteca virtual de la Universidad Estatal Península de Santa Elena. Consultado el 24 de Noviembre del 2014.

PÉREZ FELIX. 2005. Germinación y dormición de semillas. Material vegetal de reproducción, manejo, conservación y tratamiento.

PIEDRAHITA E. 1997. Germinación de semillas de Jacaranda copaia bajo condiciones contrastantes de luz. Crónica forestal y del medio ambiente. Colombia.

POSADA CASIERRA FÁNOR, PÉREZ A WILSON. y PORTILLA FERNANDO. 2006. Relaciones hídricas y distribución de materia seca en especies de fique (*Furcraea* sp. Vent.) cultivadas bajo estrés por NaCl. Universidad pedagógica y tecnológica de Colombia (UPTC). Agronomía Colombia. Tomo 24. 2 Vol. 280 – 289 p.

RATHCKE, B. y LACEY, E. 1985. Patrones fenológicos de las plantas terrestres. Ecología y Sistemática Annual Review, 16: 179-214 p.

REYES, Y., MAZORRA, L.M. y NÚÑEZ, M. 2008. Aspectos fisiológicos y bioquímicos de la tolerancia del arroz al estrés salino y su relación con los brasinoesteroides. Instituto Nacional de Ciencia Agrícolas. Cuba. *Cultivos Tropicales*. Vol 29. num.4. pág. 67-75 p.

RODRÍGUEZ G. R., PEREIRA DA COSTA J.H, PRATTA G.R., ZORZOLI R. y PICARDI L.A. 2013. Recursos Genéticos y Genómicos para Mejorar la Calidad

del Fruto en Tomate. Universidad Nacional de Rosario. Argentina. Buenos Aires. 25 p.

SENADHEERA PRASAD, SINGH RK Y MAATHUIS F.M. 2009. Differentially expressed membrane transporters in rice roots may contribute to cultivar dependent salt tolerance. *Journal of Experimental Botany*. EEUU. Vol 60. No, 9. 2553-2563 pp.

SHANNON, M. C Y GRIEVE, C. M. 1999. Tolerance of vegetable crops to salinity. U.S salinity laboratory, Department of agriculture. CA. *Scientia Horticulturae*. Vol 78. 5-38p.

SOSEBEE, R. E. Y WAN, C. 1987. Ecofisiología vegetal: un estudio de caso de mezquite. Contribución No T-9-502. Lubbock: Colegio de Ciencias Agrícolas, Universidad Tecnológica de Texas. P. 103-117 p.

SRIVASTAVA LALIT M. 2002. Plant growth and development. Hormones and environment. Academic Press, London. UK. 217-228 p.

TIALLING HOLWERDA HARMEN. 2006. Guía de manejo nutrición vegetal especialidad tomate. The worldwide business formula. Australia. 1-24 p.

UTRIA E., REYNALDO INÉS., CABRERA A., MORALES. D Y LORES A. 2005. Crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon Esculentum* Mill) cultivadas en diferentes sustratos y niveles de abastecimiento Hídrico. Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal. *Cultivos Tropicales*.Cuba. Vol. 26, núm. 3. 31-38 p.

VALARDE BUENDIA A. 2009. Modulación del transporte iónico por poliamidas y especies reactivas de oxígeno y su posible impacto en la respuesta de plantas al estrés salino. Universidad de colima. Colombia. 87p.

VARÉS L., IGLESIAS C., DÍAZ M., PALMERO D. Y MIJARES A. 2010. Respuesta a condiciones de sequia simuladas durante la germinación de diversas especies cespitosas. Escuela Universitaria de Ingeniería Técnica Agrícola de Madrid. España. Vol 37.

VELÁSQUEZ PEZO MARÍA ELOÍSA. 2012. Plan de desarrollo y ordenamiento territorial 2012-2016. Fundación Santiago de Guayaquil. 1-73p.

WANG SUO-MIN, ZHANG JIN-LIN Y FLOWERS TIMOTHY J. 2007. Low-affinity Na⁺ uptake in the halophyte Suaeda maritima. Plant Physiology. Lanzhou university. China. Vol 145, 559-571pp.

WILKINSON S. Y DAVIES W. J. 2002. Señalización química basada en ABA: la coordinación de respuestas al estrés en plantas. El Centro Lancaster Medio Ambiente, Universidad de Lancaster. *Plant, Cell and Environment* 25. 195–210 P.

YOKIO SHUJI, BRESSAN RAY A. Y HASEGAWA MIKE P. 2002. Salt stress tolerance of plants. Center for environmental stress physiology. Purdue University. EEUU. JIRCAS Japon Working report. 25-33 p.

ZHOU SUPING, WEI SHU, BOONE BRADEN Y LEVY SHAWN. 2007. Microarray analysis of genes affected by salt stress in tomato. African Journal of Environmental Science and Technology. Vol. 1 (2): 014-026 pp.

ANEXOS

Cuadro. 1 A. Temperatura de semillas de tomate reciclados a los 6, 10, 12 y 14 días.

TRATAMIENTOS	DÍA 6	DÍA 10	DÍA 12	DÍA 14
C1H1R1	25,82	26,9	25,28	24,86
C1H1R2	25,88	25,68	25,2	25,54
C1H2R1	24,24	24,42	23,62	23,64
C1H2R2	24,18	25,22	23,9	23,68
C2H1R1	26,66	25,04	25,74	25,12
C2H1R2	27,94	24,94	25,78	24,76
C2H2R1	24,4	24,84	24,2	23,3
C2H2R2	24,64	24,72	24,24	23,44
C3H1R1	27,82	26,4	26,48	25,78
C3H1R2	26,52	25,3	26,06	25,4
C3H2R1	24,72	25,48	24,38	23,18
C3H2R2	25	24,74	24,48	23,52
C4H1R1	27,7	24,72	26,34	26,68
C4H1R2	26,12	25,12	26	25,18
C4H2R1	24,74	24,64	24,5	23,14
C4H2R2	24,88	25,02	24,56	23,18

Cuadro. 2 A. Emergencia de semillas (numero de semillas) de tomate recicladas a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.

TRATAMIENTOS	DÍA 3	DÍA 6	DÍA 10	DÍA 12	DÍA 14
C1H1R1	6	17	19	19	19
C1H1R2	2	17	18	18	19
C1H2R1	0	7	9	9	11
C1H2R2	2	8	10	13	13
C2H1R1	0	2	10	10	12
C2H1R2	0	0	3	3	3
C2H2R1	0	2	5	5	6
C2H2R2	0	0	3	3	4
C3H1R1	0	0	0	0	0
C3H1R2	0	0	0	0	0
C3H2R1	0	0	1	1	2
C3H2R2	0	1	1	1	1
C4H1R1	0	0	0	0	0
C4H1R2	0	0	0	0	0
C4H2R1	0	0	0	0	0
C4H2R2	0	0	0	0	0

Cuadro. 3 A. Porcentaje (%) de semillas de tomate a los 10, 12 y 14 días.

TRATAMIENTOS	DÍA 10	DÍA 12	DÍA 14
C1H1R1	95	95	95
C1H1R2	90	90	95
C1H2R1	45	45	55
C1H2R2	50	65	65
C2H1R1	50	50	60
C2H1R2	15	15	15
C2H2R1	25	25	30
C2H2R2	15	15	20
C3H1R1	0	0	0
C3H1R2	0	0	0
C3H2R1	5	5	10
C3H2R2	5	5	5
C4H1R1	0	0	0
C4H1R2	0	0	0
C4H2R1	0	0	0
C4H2R2	0	0	0

Cuadro. 4 A. Longitud de radícula (cm) a los 3, 6, 10, 12 y 14 días.

TRATAMIENTOS	DÍA 3	DÍA 6	DÍA 10	DÍA 12	DÍA 14
C1H1R1	1,5	30,98	49,32	58,66	60,76
C1H1R2	2,1	31,71	37,73	36,77	32,09
C1H2R1	0	23	43,3	57,45	49,81
C1H2R2	4,6	18,43	22,76	43,43	38,21
C2H1R1	0	3	12,25	43,43	27,20
C2H1R2	0	0	7,166	22,166	38,86
C2H2R1	0	25,55	22	45,5	48,41
C2H2R2	0	0	29,7	44,66	39,25
C3H1R1	0	0	0	0	0
C3H1R2	0	0	0	0	0
C3H2R1	0	0	15,5	35,6	29,25
C3H2R2	0	0	35,5	55,5	65,50
C4H1R1	0	0	0	0	0
C4H1R2	0	0	0	0	0
C4H2R1	0	0	0	0	0
C4H2R2	0	0	0	0	0

Cuadro. 5 A. Longitud de hipocótilo (cm) a los 14 días.

TRATAMIENTOS	PROMEDIO
C1H1R1	40,57
C1H1R2	35,94
C1H2R1	49
C1H2R2	38,7
C2H1R1	15,18
C2H1R2	39,33
C2H2R1	55,6
C2H2R2	27,25
C3H1R1	0
C3H1R2	0
C3H2R1	32
C3H2R2	53
C4H1R1	0
C4H1R2	0
C4H2R1	0
C4H2R2	0

Cuadro. 6 A. Peso de biomasa (g) en semillas recicladas de tomate a los 14 días.

TRATAMIENTOS	BIOMASA FRESCA	BIOMASA SECA
C1H1R1	0,153	0,072
C1H1R2	0,148	0,068
C1H2R1	0,222	0,096
C1H2R2	0,221	0,107
C2H1R1	0,101	0,052
C2H1R2	0	0
C2H2R1	0	0
C2H2R2	0	0
C3H1R1	0	0
C3H1R2	0	0
C3H2R1	0	0
C3H2R2	0	0
C4H1R1	0	0
C4H1R2	0	0
C4H2R1	0	0
C4H2R2	0	0



Fig. 1 A. Preparación y siembra del experimento.



Fig. 2 A. Tratamiento con fotoperiodo de 16 h de luz en cámara de germinación.

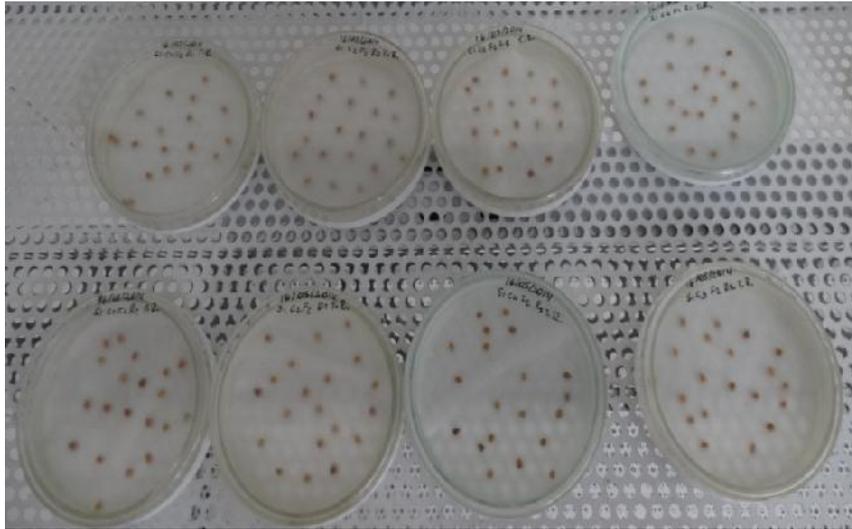


Fig. 3 A. Tratamiento germinado en oscuridad manejado en cámara de germinación.



Fig. 4 A. Germinación de semillas reciclada (testigo) en medio salino germinada en oscuridad a los 3 días.



Fig. 5 A. Medición de la longitud de radícula a los 3 días con Calibrador Vernier.

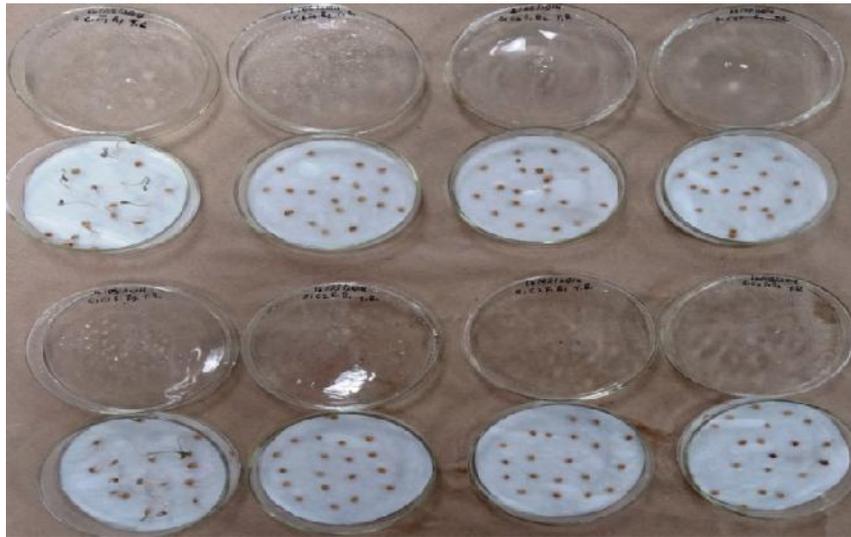


Fig. 6 A. Plántulas de tomate reciclado al 6to día germinado en fotoperiodo 16 horas en solución de NaCl.

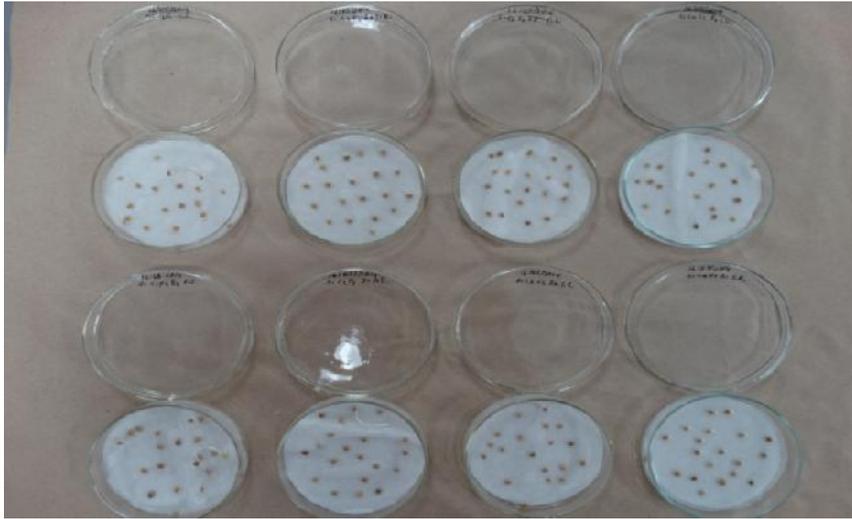


Fig. 7 A. Plántulas de tomate reciclado al 6to día germinado en oscuridad en solución de NaCl.



Fig. 8 A. Plántulas de tomate reciclado al 10mo día germinado en fotoperiodo de 16 horas luz en solución de NaCl

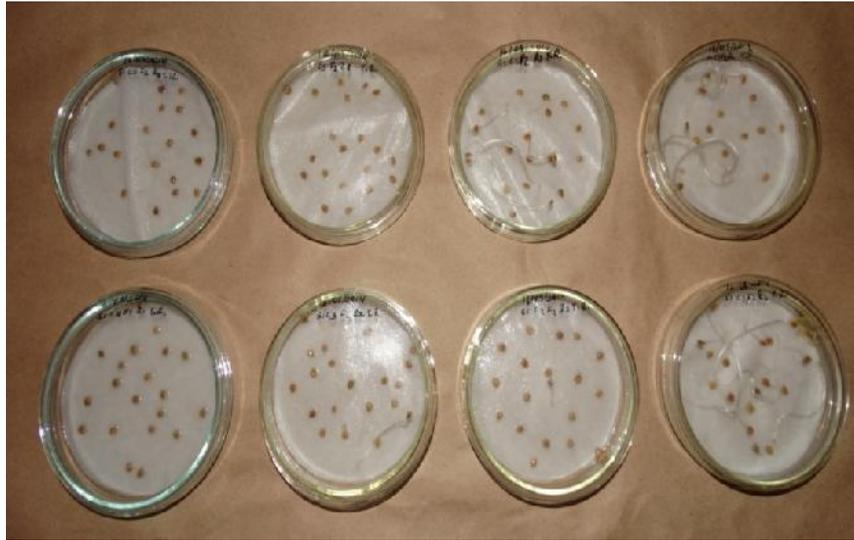


Fig. 9 A. Plántulas de tomate reciclado al 10mo día germinado en oscuridad en solución de NaCl.



Fig. 10 A. Plántulas de tomate reciclado al 12vo día del fotoperiodo de 16 horas luz en la solución de NaCl.

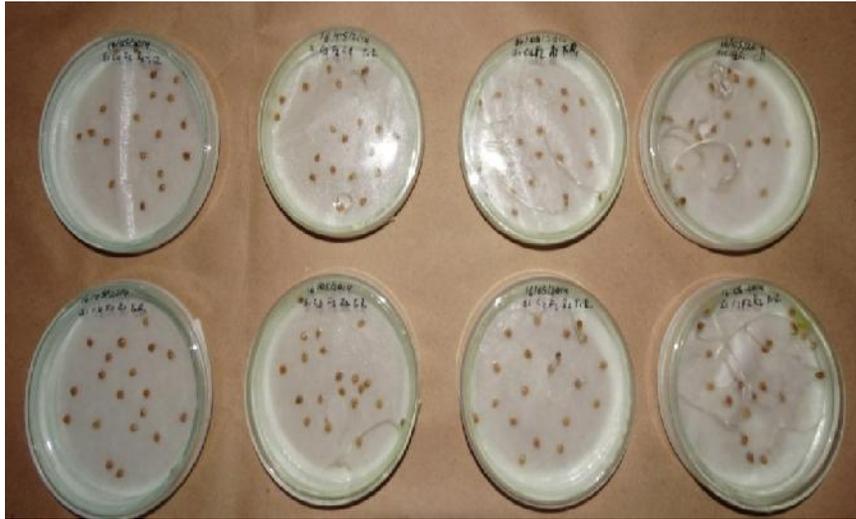


Fig. 11 A. Plántulas de tomate reciclado al 12vo día germinado en oscuridad en solución de NaCl.

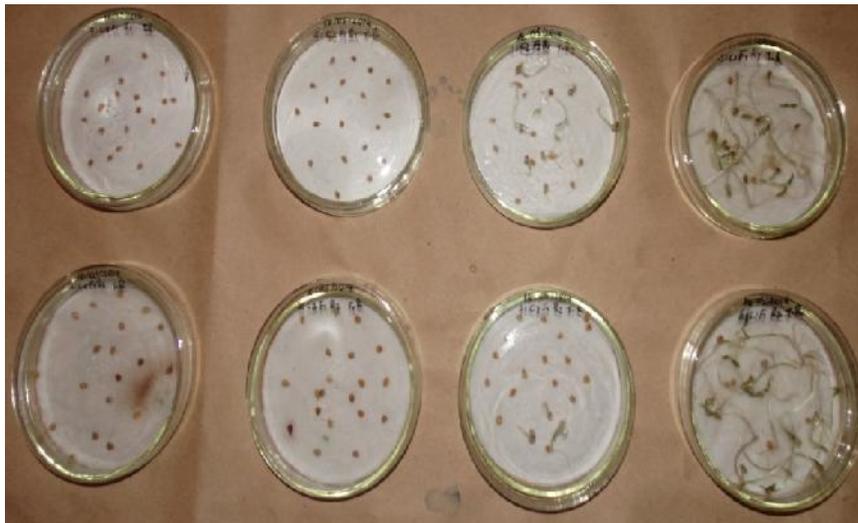


Fig. 12 A. Plántulas de tomate reciclado al 14vo día germinado en fotoperiodo de 16 horas luz en solución de NaCl.

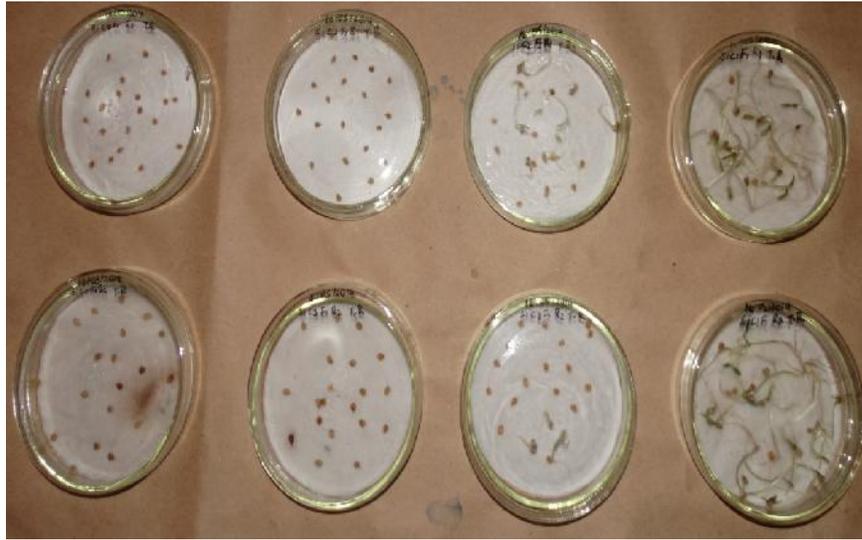


Fig. 13 A. Plántulas de tomate reciclado al 14vo día del fotoperiodo en oscuridad en solución de NaCl