



**Universidad Nacional Lomas de
Zamora Facultad de Ciencias Agrarias**

Tolerancia a estrés salino en *Amaranthus* spp.

Hernán Javier Barca

**Trabajo final de grado para optar al título de
Ingeniero Agrónomo**

Lomas de Zamora, 2018

Expediente N° 22907

“Las opiniones expresadas por los autores de este trabajo, no representan necesariamente los criterios de la carrera de Ingeniería Agronómica, de la Facultad de Ciencias Agrarias, de la Universidad Nacional de Lomas de Zamora”.

INDICE

1	DENOMINACIÓN DEL PROYECTO	5
2	IDENTIFICACIÓN DEL PROYECTO	5
2.1	UNIDAD EJECUTORA	5
2.2	PALABRAS CLAVE	5
3	DIRECTOR.....	5
3.1	APELLIDO Y NOMBRES	5
3.2	CARGO	5
3.3	DEDICACIÓN	5
3.4	NÚMERO DE PERSONAL A SU CARGO	5
4	FECHA DE INICIACIÓN DEL PROYECTO	5
5	DURACIÓN DEL PLAN DE TRABAJO	5
6	PLAN DE TRABAJO	5
6.1	RESUMEN DEL PLAN DE TRABAJO	6
6.2	INTRODUCCIÓN	9
6.2.1	PLANTEO DEL PROBLEMA Y REVISIÓN DE ANTECEDENTES	9
6.2.2	HISTORIA DEL AMARANTO.....	9
6.2.3	CARACTERÍSTICAS BOTÁNICAS Y CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA	9
6.2.4	CARACTERÍSTICAS FISIOLÓGICAS	11
6.2.5	IMPORTANCIA Y POTENCIAL DEL CULTIVO DE AMARANTO	12
6.2.6	EL CULTIVO DE AMARANTO EN EL MUNDO	14
6.2.7	EL CULTIVO DE AMARANTO EN ARGENTINA	14
6.2.8	EFFECTOS DE LA SALINIDAD EN EL SUELO.....	15
6.2.9	LA SALINIDAD EN ARGENTINA	18

6.2.10	EFFECTOS DE LA SALINIDAD EN LOS CULTIVOS	19
6.2.11	TOLERANCIA A LA SALINIDAD	19
7	OBJETIVOS E HIPÓTESIS DE TRABAJO	20
7.1	HIPÓTESIS DE TRABAJO.....	20
7.2	OBJETIVO GENERAL	20
7.3	OBJETIVO ESPECÍFICO	20
8	MATERIALES Y METODOS	20
8.1	LOCALIZACIÓN	20
8.2	MATERIAL VEGETAL.....	21
8.3	CONDICIONES PARA LA GERMINACIÓN	21
8.4	TRATAMIENTOS APLICADOS	23
8.5	CARACTERES EVALUADOS.....	23
9	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	24
9.1	COMPORTAMIENTO DE LOS GENOTIPOS FRENTE A DIFERENTES CONCENTRACIONES DE SAL	27
9.2	INTERACCIÓN GENOTIPO POR AMBIENTE Y PARAMETRO DE ESTABILIDAD	34
10	CONCLUSIONES.....	39
11	BIBLIOGRAFIA.....	40

1 DENOMINACIÓN DEL PROYECTO

Tolerancia a estrés salino en *Amaranthus* spp.

2 IDENTIFICACIÓN DEL PROYECTO

2.1 UNIDAD EJECUTORA

Hernán Javier Barca.

2.2 PALABRAS CLAVE

Amaranto; salinidad; tolerancia.

3 DIRECTOR

3.1 APELLIDO Y NOMBRES

Dra. Ing. Agr. María del Carmen Molina.

3.2 CARGO

Profesora Titular de Genética.

3.3 DEDICACIÓN

Simple.

3.4 NÚMERO DE PERSONAL A SU CARGO

3 docentes y una ayudante alumna.

4 FECHA DE INICIACIÓN DEL PROYECTO

Agosto de 2017.

5 DURACIÓN DEL PLAN DE TRABAJO

Seis meses.

6 PLAN DE TRABAJO

6.1 RESUMEN DEL PLAN DE TRABAJO

Amaranthus es un género de plantas herbáceas y anuales perteneciente a la familia *Amaranthaceae*, distribuyéndose sus especies por la mayoría de las regiones de clima templado y cálido.

En Argentina, el cultivo de amaranto integra un conjunto de especies de creciente importancia, debido a sus altas cualidades nutricionales.

Es una fuente alimenticia de alto valor nutritivo siendo adecuado para satisfacer las necesidades nutricionales de la población, pudiendo combatir la desnutrición que afecta a las personas de menores recursos.

Se destaca de los otros cultivos por las características nutricionales de sus granos que tienen un alto contenido de proteínas variando entre 12,5% y 17,6%, las cuales son ricas en aminoácidos, muchos de los cuales son deficitarios en otros cultivos (Bejosano y Corke, 1998), como por ejemplo lisina (5%) (Afolabi *et al.*, 1981; Becker *et al.*, 1981; Carlsson 1980; Schmidt 1977; Uzo y Okorie 1983). Tiene además fibra, lípidos ricos en ácidos grasos insaturados, minerales (Hierro, Calcio y Magnesio); vitaminas A, C y un alto contenido de vitamina E (Lehmann *et al.*, 1994), fitoesteroles, escualeno, fagopiritol, saponinas, polifenoles y almidón.

Por su elevado nivel nutritivo, desde 1979 la Academia de Ciencias de los Estados Unidos de Norte América (NAS) y la Organización para la Alimentación y Agricultura de las Naciones Unidas (FAO) consideran al amaranto como uno de los cultivos con un elevado potencial para su explotación económica y nutricional a gran escala a nivel mundial. Asimismo, lo calificaron como el principal alimento de origen vegetal para consumo humano.

La salinidad es uno de los factores abióticos de estrés que mayores pérdidas de productividad y calidad produce en los cultivos. Alrededor de 397 millones de hectáreas cultivables en el mundo están afectadas por la presencia de sales (FAO, 2005). En nuestro país, en la Cuenca del Salado (Provincia de Buenos Aires) y en las zonas de regadío, los problemas de salinidad, alcalinidad, anegamiento y compactación del suelo son características comunes (SAGPYA, 2005). Esta área, que comprende unos 7 millones de hectáreas, ve limitada su capacidad potencial de producción por la incidencia de estos factores sobre la producción primaria.

El estrés salino, afecta varios aspectos del metabolismo de la planta y como consecuencia se ve reducido el crecimiento (Collado *et al.*, 2009a-b-c). La excesiva

concentración de sales en la solución de los suelos afecta el crecimiento de la planta debido al estrés osmótico provocado por la dificultad de absorber agua del suelo (Sheldon *et al.*, 2004) o por efectos específicos de los iones, ya sea por su toxicidad directa o por afectar el balance nutricional de la planta (Singla-Pareek *et al.*, 2003). Estos efectos están asociados con la actividad enzimática, con el desbalance hormonal o con modificaciones morfológicas específicas (Munns, 2002). Diferentes mecanismos están involucrados en la tolerancia a salinidad en las plantas (Barkla *et al.*, 2008, Collado *et al.*, 2009a-b), uno de ellos es el ajuste osmótico, que produce una acumulación activa de solutos en las células, lo cual disminuye el potencial osmótico (e hídrico) y favorece la absorción del agua (Rao & McNeilly, 1999; Iazzi *et al.*, 2005).

Los mecanismos de tolerancia se pueden clasificar en dos categorías: tolerancia al estrés osmótico (asociado con el estrés hídrico) y tolerancia al estrés iónico (estrategias: regulación del transporte del Na⁺ a las hojas, mecanismos de exclusión del Na⁺ y regulación de la absorción del Na⁺ a nivel de las células de las raíces) (Munns, 1993; Munns, 2005).

En general, el control de la tolerancia al estrés no responde a un solo factor, sino que está dado por varios genes o grupos de genes, lo cual ha dificultado el mejoramiento en este sentido (Flowers & Yeo, 1995; Hayat *et al.*, 2007). Por este motivo, la presencia de variabilidad genética es fundamental para iniciar cualquier programa de mejora. Además, los estudios tendientes a identificar las bases genéticas de la tolerancia a salinidad pueden ser una herramienta de gran utilidad, que aportaría información valiosa para iniciar un proceso de mejoramiento genético del amaranto.

El presente estudio tiene como objetivo general analizar el comportamiento genético de genotipos de Amaranto pertenecientes a 4 especies, tratados con distintos niveles de salinidad con el fin de determinar si existe variabilidad genética para la tolerancia a salinidad durante la etapa de germinación.

El objetivo específico de este trabajo es identificar los niveles de tolerancia a la salinidad de 10 genotipos de Amaranto obtenidos en Córdoba y Buenos Aires, pertenecientes a las especies de *A. mantegazzianus*, *A. hypocondriacus*, *A. cruentus* y *A. caudatus*, en la etapa de germinación.

El ensayo se desarrolló en los laboratorios del Instituto Fitotécnico de Santa Catalina, perteneciente a la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la Universidad Nacional de La Plata, ubicados en Llavallol, provincia de Buenos Aires, durante el año 2017.

Se utilizaron semillas de Amarantho (*Amaranthus* sp.) de 10 cultivares pertenecientes a 4 especies: *A. mantegazzianus* (G9); *A. hipocondriacus* (G1 y G4); *A. cruentus* (G2, G5, G6 y G10); *A. caudatus* (G3, G7 y G8) de la colección del I.F.S.C.

La germinación de los 10 genotipos de amaranto se realizó en bandejas plásticas donde se utilizó como sustrato papel tisú. Se colocaron tres genotipos por bandeja y treinta semillas por cada genotipo con tres repeticiones. Las bandejas se colocaron en una cámara de germinación a $25\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$, con un fotoperiodo de 12/12 h luz/oscuridad.

Los tratamientos fueron: CONTROL (H_2O destilada; pH: 6,8), T1: 50 mM (solución de NaCl 50 mM), y T2: 100 mM (solución de NaCl 100 mM).

Los caracteres evaluados fueron: Porcentaje de germinación al tercer día (PG3) y al séptimo día (PG7). Al décimo día de la siembra se midieron largo de raíz (LR), largo de parte aérea (LA) y se evaluó el peso fresco (PF) y peso seco (PS).

El análisis estadístico se realizó empleando un DCA con 3 repeticiones. A todas las variables se les aplicó Análisis de la Varianza de dos factores (Tratamiento y Genotipo), con interacción (Tratamiento \times Genotipo). El factor "Tratamiento (T)" con 3 niveles: control, 50 mM y 100 mM, y el factor "Genotipo (G)" con 10 materiales de diferentes especies de amaranto. Con el objeto de evaluar la estabilidad de cada genotipo se descompuso la suma de cuadrados de la interacción T \times G en la suma de cuadrado de ambiente dentro de cada genotipo (Cruz, 2001).

El ensayo permitió detectar variabilidad genética intra e inter específica en los caracteres utilizados e identificar genotipos con diferentes niveles de tolerancia.

La concentración de 50 mM fue la más efectiva para la identificación de comportamientos diferenciales, siendo la máxima concentración de sal (100 mM) donde se observaron las mayores pérdidas para la mayoría de los genotipos. El genotipo G9 se destacó sobre el resto, resultando ser el más tolerante para los caracteres evaluados. Por otra parte el genotipo G10 fue el más afectado y el resto de los genotipos se ubicaron en niveles intermedios de tolerancia. Esta variabilidad podría ser empleada para iniciar un programa de mejora genética.

6.2 INTRODUCCIÓN

6.2.1 PLANTEO DEL PROBLEMA Y REVISIÓN DE ANTECEDENTES

6.2.2 HISTORIA DEL AMARANTO

El nombre *Amaranthus* proviene del latín *amarantus*, que significa "flor que no se marchita". El amaranto, es uno de los cultivos más antiguos de América, habiéndose hallado la kiwicha o *Amaranthus caudatus*, en tumbas de más de cuatro mil años de antigüedad (Paredes y Sato, 2009), aunque según Stallknecht y Schulz-Schaeffer, (1993), las especies de *Amaranthus* fueron cultivadas para grano por los aztecas hace 5.000 a 7.000 años, antes del descubrimiento de América por parte de los conquistadores españoles. Los sinónimos como "granos místicos de los aztecas", "super grano de los aztecas" o el "grano de oro de los dioses" se utilizaron para describir su nutritivo grano.

El amaranto era un alimento de gran consumo y altamente apreciado por los indígenas quienes le atribuían propiedades vigorizantes, afrodisíacas y hasta esotéricas, considerándolo una semilla sagrada, la cual utilizaban en los rituales de sus ceremonias religiosas. Siendo parte de las ofrendas que se entregaban a los dioses, a los gobernantes y a los muertos en las tumbas.

En ocasiones especiales, el amaranto, molido o tostado, se mezclaba con miel y con la pasta resultante llamada maquey se utilizaba para modelar figuras de animales, guerreros, elementos de la naturaleza o de la vida cotidiana y sobre todo dioses como el de la guerra Huitzilopochtli. Al finalizar la ceremonia de culto, las figuras eran cortadas y repartidas entre los asistentes, quienes las comían.

Por su uso en ritos paganos indígenas fue prohibido y satanizado por los españoles que habían impuesto la religión católica y desde entonces, se ha ignorado su cultivo en América Latina a pesar de su alto valor alimenticio, en cambio en otros continentes es muy utilizado ya sea para la alimentación humana como animal (Cabrera, 1989).

6.2.3 CARACTERÍSTICAS BOTÁNICAS Y CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

El *Amaranthus* fue descrito por primera vez por Carlos Linneo en la revista *Species Plantarum* en 1753. Actualmente se lo clasifica científicamente como perteneciente al **Reino** Vegetal o Plantae, **Subreino** Tracheobionta, **División** Magnoliophyta, **Clase** Magnoliopsida, **Subclase** Caryophyllidae, **Orden** Caryophyllales, **Familia**

Amaranthaceae, **Subfamilia** Amaranthoideae, **Tribu** Amarantheae, **Subtribu** Amaranthinae **Género** *Amaranthus*. Contiene más de 60 géneros y 800 especies (Manso y Pineda, 2009), de las cuales 40 son nativas de América y sólo 15 provienen de Europa, Asia, África y Australia (Robertson, 1981).

La clasificación más reciente del género fue propuesta por Mosyakin y Robertson (1996) e incluye a tres subgéneros: *Acnida*, que agrupa a las especies dioicas, *Amaranthus* y *Albersia*, ambos son especies monoicas, distinguiéndose por el tipo de inflorescencia y la dehiscencia del fruto. Los dos primeros subgéneros fueron establecidos previamente por Robertson (1981) y el último fue separado de la sección *Blitopsis* del subgénero *Amaranthus* (Idárraga-Piedrahita *et al.*, 2011).

Las diferentes especies del género *Amaranthus* se caracterizan por ser plantas anuales, herbáceas, de tallos suculentos al inicio y algo lignificados a la madurez, pudiendo alcanzar una altura de hasta 3 m. Poseen raíces del tipo axonomorfo bien desarrolladas, con numerosas raíces secundarias y terciarias. La planta tiene por lo general un eje central bien diferenciado aunque en algunas especies y variedades tienden a ramificar a media altura o desde la base del tallo. Las hojas pueden ser opuestas o alternas, sin estípulas de forma elíptica a ovada, lisas o poco pubescente con nervaduras pronunciadas.

El color de la planta varía desde verde hasta púrpura con varios colores intermedios como rojo, rosado, café, etc. Las inflorescencias son muy vistosas y se presentan desde totalmente erectas hasta decumbentes variando su coloración desde amarillas, naranjas, cafés, amarillentas, rojas, rosadas o púrpuras.

Las plantas de amaranto son monoicas con flores pequeñas, unisexuales, reunidas en glomérulos formando falsas umbelas con tres a cinco brácteas externas cada una. Las flores masculinas tienen de tres a cinco estambres y las femeninas un ovario súpero en cuyo interior se forma una sola semilla.

Los glomérulos en *Amaranthus*, con excepción de unas pocas especies, tienen ramificación dicásial siendo la primera flor terminal masculina y en la base (pedúnculo) nacen dos flores laterales femeninas las que a su vez de cada una origina otras dos flores laterales femeninas y así sucesivamente. Un glomérulo puede llegar a tener hasta 250 flores femeninas aunque son polinizadas muchas menos. La flor masculina luego de liberar el polen se seca y cae.

El fruto es un pixidio unilocular, es decir, una cápsula, que cuando madura presenta dehiscencia transversal, cayéndose la parte superior llamada opérculo, dejando al descubierto la parte inferior llamada urna, donde se encuentra contenida la semilla.

En el grano se distinguen tres partes, la cubierta que es una capa de células muy delgada conocida como episperma, una segunda capa que está formada por los cotiledones y es la parte más rica en proteína y una capa interna, rica en almidones conocida como perisperma (Cabrera, 1989).

Los granos son muy pequeños, midiendo entre 1 a 1,5 mm de diámetro, variando el número de semillas entre 1.000 a 3.000 por gramo. Son de forma circular y de colores variados, desde blancos, blanco amarillentos, dorados, rosados, rojos y negros. Todas las especies silvestres presentan granos de color negro y de cubiertas muy duras.

6.2.4 CARACTERISTICAS FISIOLÓGICAS

Es una de las pocas dicotiledóneas que posee el ciclo fotosintético C₄, de alta eficiencia, crece vigorosamente, siendo resistente a sequías, alta radiación, calor y plagas, adaptándose fácilmente a nuevas tierras y ambientes (Manso y Pineda, 2009).

La ruta metabólica C₄ es una modificación del proceso fotosintético normal (C₃) que hace un uso eficiente del CO₂ disponible en el aire al concentrarlo en los cloroplastos de células especializadas que rodean los haces vasculares foliares.

En las especies C₃ la enzima primaria de fijación de carbono es ribulosa-1,5-bisfosfato carboxilasa / oxigenasa (Rubisco) y el primer producto de carboxilación es una molécula de tres carbonos, ácido 3-fosfoglicérico (3-PGA), de ahí el nombre C₃.

En las plantas C₄, la fijación inicial del dióxido de carbono atmosférico, catalizada por la enzima fosfoenolpiruvato carboxilasa (PEP carboxilasa), produce un ácido de cuatro carbonos (oxaloacetato que se usa para formar otros compuestos de cuatro carbonos, malato o aspartato), de ahí el nombre C₄ (Howliger, 2012). Las pérdidas de carbono por fotorespiración son nulas, ya que la PEP carboxilasa no tiene afinidad por el oxígeno. Las tasas de conversión de carbono atmosférico en azúcares son altas, aunque los estomas estén semicerrados, como ocurre en ambientes secos o con altas temperaturas (Cabrera, 1989).

El *Amaranthus* es un cultivo sensible al fotoperiodo, y de día corto, con respuestas cualitativas y cuantitativas (Cabrera, 1986). Posee adaptaciones anatómicas y

fisiológicas especiales, como la presencia de tricomas que actúan como estructuras de secreción externa para eliminar las sales que se presentan en exceso en el suelo (Castrillón Arbeláez y Délano Frier, 2012).

Se cultiva tradicionalmente en jardines y pequeños lotes en los Andes hasta 3.600 m.s.n.m. Pudiendo alcanzar hasta los 2,5 m. de altura a su madurez. Tiene limitadas exigencias climáticas, es resistente a la sequía (crece aún sólo con 200 mm de lluvia), al calor y al frío, siendo su temperatura óptima 21 - 28°C (Paredes y Sato, 2009). *A. caudatus* es una especie con requerimientos ecológicos un poco diferentes al resto de los Amarantos, debido a que es originaria de zonas altas está mejor adaptada a condiciones de baja temperatura y por consiguiente es más resistente a heladas que las otras especies (Mapes Sánchez y Espitia Rangel, 2010).

6.2.5 IMPORTANCIA Y POTENCIAL DEL CULTIVO DE AMARANTO

El Amaranto es un pseudocereal, ya que puede ser aprovechado tanto para forraje como grano, existiendo también algunas variedades aptas para el consumo en fresco de las hojas, utilizándose las como hortalizas.

Estudios realizados en varios genotipos de *Amaranthus* sp. han demostrado que son ricos en proteínas, minerales y vitamina C (Mnkeni *et al.*, 2007). Como verdura de hoja, el amaranto es nutricionalmente más valioso que la mayoría de las verduras de primavera y verano. De acuerdo a Allemann *et al.*, (1996), la porción de 100 g de amaranto proporciona la misma cantidad de vitaminas que 600 g de acelga o 280 g de repollo. El contenido de proteína de amaranto es del 13 % al 18 %, teniendo un buen balance de aminoácidos con altos niveles de lisina y adecuados valores de triptófano y aminoácidos azufrados. Así, su calidad proteínica es comparable con la caseína y es el más alto entre las proteínas vegetales conocidas (Paredes-López y Valverde, 2006).

Las proteínas también difieren de las de otros granos de cereales por el hecho de que el 65 % se encuentra en el germen y 35 % en el endosperma, en comparación con un promedio para otros cereales de 15 % en el germen y 85 % en el endosperma (Stallknecht y Schulz-Schaeffer, 1993). Comparado con los cereales comúnmente consumidos en el mundo (González-Ayala, 2016), el Amaranto los supera en contenido de proteínas, cenizas, aceites y grasas, siendo similar en contenido de fibras y menor en hidratos de carbono (Tabla 1).

Tabla 1: Cuadro comparativo de las características fisiológicas de amaranto, maíz, arroz y trigo.
Fuente: (González-Ayala, 2016).

Características fisiológicas	Especie			
	Amaranto	Maíz	Arroz	Trigo
Humedad	11,1	13,8	11,7	12,5
Proteína cruda	17,9	10,3	8,5	14,0
Hidratos de carbono	57,0	67,7	75,4	66,9
Aceites / Grasas	7,7	4,5	2,1	2,1
Fibra	2,2	2,3	0,9	2,6
Cenizas	4,1	1,4	1,4	1,9

En cuanto a su uso como forrajera, las hojas y tallos del amaranto tienen un alto contenido de hemicelulosa, cenizas y contenido de proteína, inclusive superior al de la alfalfa, siendo bajo en FDA (García-Pereyra *et al.*, 2009).

El amaranto es una planta que se considera tolerante a la herbivoría, por ejemplo en *A. cruentus* y *A. hypochondriacus* se ha observado que defoliaciones del 50 % en la etapa de floración no disminuye el rendimiento e incluso en algunas variedades lo mejora (Vargas-Ortiz *et al.*, 2012).

A. hybridus es una especie que se considera en muchos países como maleza de diferentes cultivos (Christoffoleti *et al.*, 2016), siendo consumida en países como México y Perú. Se hibrida fácilmente con otras especies de amarantos y presenta tolerancia a 2,4-D, dicamba, y glifosato. Diversos autores confirman dicha resistencia y le atribuyen además tolerancia a otros herbicidas como la Atrazina. Un comportamiento similar, aunque más agresivo, tiene *Amaranthus palmieri* que ha sido recientemente hallado en campos de Córdoba y Entre Ríos de nuestro país (Metzler y Papa, 2015)

En lo que respecta al cuidado de la salud, Ocampo *et al.*, (2012) describen a las semillas de Amaranto como fuente de péptidos bioactivos, dado que éstos podrían tener actividades anti-hipertensas, anti-trombóticas, anti-oxidantes, entre otras. También estos péptidos podrían inhibir la Angiotensina (ECA), que es una hidrolasa de péptidos que tiene un importante papel en la función cardiovascular y en la regulación de la presión arterial. Otras atribuciones del consumo de semillas de Amaranto se relacionan con propiedades antidiabéticas e hipocolesterolemiantes, antioxidantes y antitumorales.

6.2.6 EL CULTIVO DE AMARANTO EN EL MUNDO

Del comercio mundial de amaranto, no existen datos oficiales de exportaciones, de derechos de importación ni de preferencias arancelarias, debido a que este grano carece de posición arancelaria propia.

Si bien no existen registros suficientes sobre la producción mundial de amaranto, los datos relevados por algunos países pueden ser utilizados para tener una noción de la misma. El pseudocereal con mayor demanda a nivel mundial es la quínoa, de la cual se tienen suficientes registros, sin embargo el amaranto parece seguir el mismo comportamiento en cuanto a la demanda mundial, donde la demanda supera a la oferta.

El principal productor de amaranto es China, abasteciendo gran parte del mercado internacional, siendo los principales países compradores en el 2010 Japón (31 %), Estados Unidos (15 %) y Holanda (9 %), seguido por India, Kenya, México, Nepal, Perú, EE.UU., y Rusia. (Ayala Garay *et al.*, 2012), cultivándose también en Bolivia y Ecuador. China tiene unas 150 mil has cultivadas, India y Perú 1.800 has, México 900 has y EUA 500 has.

En relación a la forma de consumo, en Europa y Estados Unidos se consumen en forma de granos integrales, copos, harinas generales o integrales. Granos de amaranto tostado, reventado al estilo rosetas, polvos pregel, aceites, barras de cereal, panes, galletitas y tortillas de amaranto y maíz, entre otros (COEFECYT, 2014).

6.2.7 EL CULTIVO DE AMARANTO EN ARGENTINA

En Argentina, el cultivo de amaranto integra un conjunto de especies de creciente importancia, debido a sus ya mencionadas altas cualidades nutricionales.

Entre las especies cultivadas en Argentina, se encuentra *Amaranthus mantegazzianus* syn; *A. caudatus* var. *Mantegazzianus* (Pass) Hanelt, nativa del sur de Bolivia y del noroeste de Argentina, con aprovechamiento hortícola, granífero y forrajero; *A. hypocondriacus* utilizada como planta ornamental y medicinal e importante fuente de alimentación; *A. cruentus* conocida vulgarmente como huauhtli o alegría es una importante fuente de grano y *A. caudatus* conocida vulgarmente como Kiwicha tiene enorme demanda como producto de exportación, especialmente si se las cultiva de manera orgánica.

Existen aproximadamente 50 has relevadas cultivadas a nivel nacional. El área potencial de cultivo en nuestro país comprende las provincias de Jujuy, Santiago del Estero, Córdoba, este de La Pampa y oeste de Buenos Aires. Una de las principales condiciones a tener en cuenta es que las zonas de cultivos sean libres de heladas (COEFECYT, 2014). Sin embargo el área potencial de cultivo se ve notoriamente ampliada si se incorporan a estas las zonas con suelos salinos, presentándose como una alternativa más que prometedora.

El amaranto carece de un sistema de comercialización desarrollado destacándose la falta de consumo masivo como así también la ausencia de un mercado referencial. En general se vende en negocios de dietéticas, envasado en bolsas plásticas de medio kilo, siendo baja la vinculación con los diferentes eslabones de la cadena alimenticia (COEFECYT, 2014).

Existen diferentes programas y proyectos a nivel nacional que tienen como objetivo difundir la producción, uso y consumo del Amaranto. El Proyecto Kiwicha en Argentina, “Agricultura autóctona para el desarrollo humano y social como única alternativa para la lucha contra el hambre en la región”, desarrollado para la provincia de Salta, comenzó en 2009 a cargo de la F.C.A – U.N.J. y el C.I.P.S.I.; el proyecto de ley “Fomento, promoción y desarrollo de cultivos andinos subexplotados de valor nutricional en el noroeste argentino” del 2005; proyecto de extensión “Promoción del cultivo de amaranto y su aplicación en la alimentación”, desde la U.N.L. buscan fomentar el consumo y el cultivo de este pseudocereal en el norte santafesino, durante el 2006; fondos para fomentar la producción de amaranto y sus canales de comercialización a disposición de cooperativas del Valle de Lerma y Valles Calchaquies, provincia de Salta, en el 2013, entre otros proyectos y programas. En la actualidad Argentina está atravesando las primeras etapas como productor de este cultivo.

6.2.8 EFECTOS DE LA SALINIDAD EN EL SUELO

La salinidad es uno de los factores abióticos de estrés que mayores pérdidas de productividad y calidad producen en los cultivos. Alrededor de 397 millones de hectáreas cultivables en el mundo están afectadas por la presencia de sales (FAO, 2000).

Los suelos afectados por sales están distribuidos en todo el mundo. Son característicos de las zonas áridas, en las cuales las sales solubles están presentes

en el perfil del suelo simplemente porque no se lavan por falta de lluvias. Existen también suelos de zonas húmedas y sub-húmedas afectados por sales, esta particularidad obedece a que el relieve posee escasa pendiente y escaso desarrollo de red de drenaje.

Las sales pueden ingresar a los suelos por diferentes vías: desde la superficie y desde el fondo de los perfiles. La salinización por la superficie puede ser importante en casos de campos que se encuentren próximos a la costa marina, o a ríos, arroyos o lagunas con aguas cargadas en sales, pero no constituye un fenómeno que alcanza gran difusión geográfica. Lo mismo puede decirse de la salinización profunda de origen biológico, típica de algunos suelos tropicales (suelos sulfato-ácidos). En cambio, sin lugar a dudas, el agua subterránea es la principal vía de entrada de sales al perfil del suelo (Taboada y Lavado, 2008; Taboada *et al.*, 2009).

Las causas de la salinización de origen natural se denominan causas primarias. Pessarakli y Szabilcs (1999) describen las causas secundarias como resultado de la acción de factores antropogénicos. Uno de los principales factores causantes de salinización secundaria es el uso inapropiado del riego. Se estima que en el mundo unas 10 millones de hectáreas de tierras bajo regadío se abandonan anualmente debido a los efectos adversos de la salinidad debido a la irrigación. Existen también otros efectos humanos que cada vez más desencadenan procesos de salinización secundaria tanto en áreas áridas como húmedas. Algunos de estos procesos antropogénicos incluyen, entre otros, los siguientes: Sobrepastoreo, deforestación en áreas semihúmedas y semiáridas, salinización causada por la contaminación con productos químicos, acumulación de sales en el aire o en el agua.

La definición más ampliamente aceptada de un suelo salino ha sido adoptada por FAO (1997) como todo suelo que tiene una conductividad eléctrica en el extracto de saturación (CEe) de 4 dS m^{-1} o más, y los suelos con CEe que exceden 15 dS m^{-1} son considerado fuertemente salinos.

En el caso de los suelos sódicos se trata de suelos con bajo contenido de sales, pero que contienen una cantidad de sodio intercambiable (PSI) suficiente para afectar adversamente a la estructura del suelo en la mayor parte de las condiciones ambientales, y consecuentemente afectan la producción de cultivos. El límite entre suelo sódico y no sódico se estableció en un 15 % de PSI, aunque actualmente se redujo el umbral a un 8 o 6 % (Lavado y Taboada, 2017).

La categoría de suelos salino sódico no es utilizada en la actualidad, dado que todos los suelos con sales tienen altos niveles de sodio intercambiable (Lavado y Taboada, 2017).

Los cationes asociados con la salinidad son el Na^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} , y los aniones son Cl^- , SO_4^{2-} y HCO_3^- . Sin embargo, los iones Na^+ y Cl^- se consideran más importantes, ya que el Na^+ en particular causa un deterioro de la estructura física del suelo y tanto Na^+ como Cl^- son tóxicos para las plantas (Howliger, 2012). Según Howliger (2012), el 20 % del total de tierras agrícolas se ven afectadas por la sal, lo cual representa más del 6 % de la superficie total del mundo y el NaCl es la sal predominante que causa la salinización.

La clasificación de este tipo de suelos fue desarrollada en un principio por científicos rusos, quienes estudiaron la génesis de los suelos halomórficos (figura 1). Estas clasificaciones fueron evolucionando, pero se mantuvieron en los niveles más altos de la clasificación. El actual "Soil Taxonomy" de los Estados Unidos posee equivalencias con las clasificaciones Rusas, por lo menos en estos niveles altos de la clasificación.

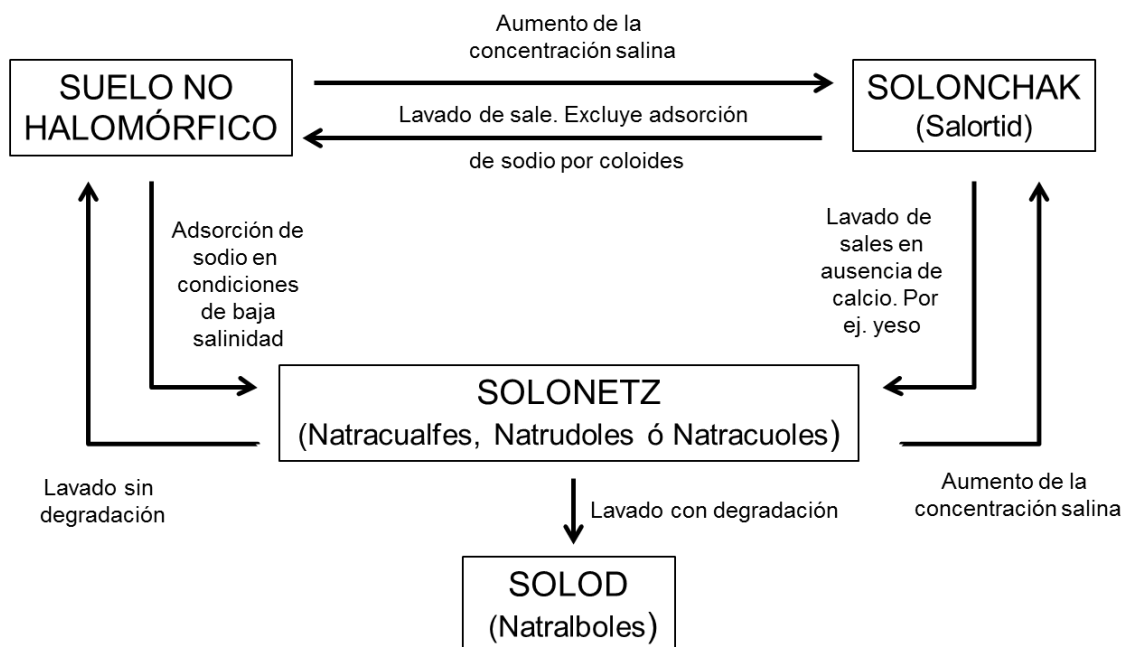


Figura 1: La génesis de los suelos halomórficos, según un esquema evolutivo. Clasificación Rusa y su equivalente en términos de la Soil Taxonomy. (Adaptado Lavado y Taboada, 2017).

6.2.9 LA SALINIDAD EN ARGENTINA

La Argentina es, según FAO y UNESCO 2014, uno de los países con mayor superficie de suelos afectados por halomorfismo en el mundo (tabla 2), aproximadamente el 11 % del territorio se encuentra afectado por la salinización, concentrándose la mayor cantidad de tierras afectadas en la Cuenca del Salado (Provincia de Buenos Aires) y zonas de regadío. En estas áreas los problemas de salinidad, alcalinidad, anegamiento y compactación del suelo son características comunes (SAGPYA, 2005), abarcan unos 7 millones de hectáreas, viendo limitada su capacidad potencial de producción por la incidencia de estos factores sobre la producción primaria.

Tabla 2: Superficie ocupada por suelos salinos y alcalinos en distintas regiones del mundo. Fuente: (Lavado y Taboada, 2017).

Región	Superficie (miles de km ²)		
	Suelos salinos	Suelos alcalinos	Total
Australia	173	3400	3573
Asia del norte y central	916	1201	2117
América del sur	694	596	1290
Asia del sur	833	18	851
África	535	270	805
Europa	78	229	307
Asia sudoriental	200	-	200
América del norte	62	96	158
América central	20	-	20

Los problemas de salinidad del suelo también afectan otras áreas de nuestro país, como ser las áreas salinizadas de las provincias centrales y los bajos Sub meridionales (Lavado y Taboada, 2017).

Según Taboada *et al.* (2017) los problemas de salinidad y sodicidad de nuestro país se presentan asociados con una alta napa freática y ocurrencia de excesos hídricos en las regiones semiáridas, subhúmedas y húmedas, dando lugar en las zonas pampeanas a suelos conocidos como halo-hidromorficos. Según el sistema de información geográfica (SIG) del instituto de suelos, CIRN, INTA, la Argentina posee un 25 % de su superficie territorial continental ocupada por suelos que revisten diversos grados de hidromorfismo, los suelos hidromorficos originados por fluctuaciones de la napa freática en la mayoría de los casos presentan problemas de salinidad.

6.2.10 EFECTOS DE LA SALINIDAD EN LOS CULTIVOS

La salinidad es uno de los estreses abióticos que más severamente afecta a los cultivos. Las plantas, de acuerdo a su capacidad de crecer en un medio salino, se clasifican en halófitas, las que toleran altas concentraciones de ClNa, y glicófilas, que incluye a la mayoría de las plantas cultivadas, a las cuales la salinidad les produce estrés iónico, osmótico y oxidativo (Zhu *et al.*, 1998; Zhu, 2002 y 2003).

El estrés por sal influye negativamente en todas las etapas de crecimiento de una planta, sin embargo se sabe que la germinación de las semillas y las etapas de crecimiento de las plántulas son más sensibles para la mayoría de las especies vegetales (Bybordi, 2010).

El estrés salino afecta varios aspectos del metabolismo de la planta y como consecuencia se ve reducido el crecimiento (Collado *et al.*, 2009a-b-c). La excesiva concentración de sales en la solución de los suelos afecta el crecimiento de la planta debido al estrés osmótico provocado por la dificultad de absorber agua del suelo (Sheldon *et al.*, 2004) o por efectos específicos de los iones ya sea por su toxicidad directa o por afectar el balance nutricional de la planta (Singla-Pareek *et al.*, 2003). Estos efectos están asociados con la actividad enzimática, con el desbalance hormonal o con modificaciones morfológicas específicas (Munns, 2002).

La salinidad induce estrés oxidativo celular, con aumento en las concentraciones de especies reactivas del oxígeno (ROS): oxígeno singulete, anión radical superóxido, radical hidroxilo y peróxido de hidrógeno. Las plantas mitigan el daño causado por estas ROS, con un complejo sistema de defensa antioxidante (Lavado, 2017).

6.2.11 TOLERANCIA A LA SALINIDAD

La tolerancia a salinidad en las plantas puede estar determinada de diferentes maneras (Barkla *et al.*, 2008; Collado *et al.*, 2009a,b), por ejemplo, contar con un sistema que ajuste las condiciones osmóticas internas facilita la absorción de agua (Rao & McNeilly, 1999; Iazzi *et al.*, 2005).

Los mecanismos de tolerancia se pueden clasificar en dos categorías: tolerancia al estrés osmótico (asociado con el estrés hídrico) y tolerancia al estrés iónico (estrategias: regulación del transporte del Na⁺ a las hojas, mecanismos de exclusión del Na⁺ y regulación de la absorción del Na⁺ a nivel de las células de las raíces) (Munns, 1993; Munns, 2005).

En general, el control de la tolerancia a estrés no responde a un solo factor, sino que está dado por varios genes o grupos de genes, lo cual ha dificultado el mejoramiento en este sentido (Flowers y Yeo, 1995; Hayat *et al.*, 2007). Por este motivo, la presencia de variabilidad genética es fundamental para iniciar cualquier programa de mejora. Además, los estudios tendientes a identificar las bases genéticas de la tolerancia a salinidad pueden ser una herramienta de gran utilidad, que aportaría información valiosa para iniciar un proceso de mejoramiento genético del amaranto

7 OBJETIVOS E HIPÓTESIS DE TRABAJO

7.1 HIPÓTESIS DE TRABAJO

- En las distintas especies de *Amaranthus* existe variabilidad genética intra e inter específica para salinidad.
- Existen distintos niveles de tolerancia a salinidad en *Amaranthus* spp.

7.2 OBJETIVO GENERAL

El presente estudio tiene como objetivo general analizar el comportamiento genético de genotipos de Amaranto pertenecientes a 4 especies, tratados con distinto niveles de salinidad con el fin de determinar si existe variabilidad genética para la tolerancia a salinidad durante la etapa de germinación.

7.3 OBJETIVO ESPECÍFICO

El objetivo específico de este trabajo es identificar los niveles de tolerancia a la salinidad de 10 genotipos de Amaranto obtenidos en Córdoba y Buenos Aires, pertenecientes a las especies de *A. mantegazzianus*, *A. hipocondriacus*, *A. cruentus* y *A. caudatus*, en la etapa de germinación.

8 MATERIALES Y METODOS

8.1 LOCALIZACIÓN

El ensayo se desarrolló en los laboratorios del Instituto Fitotécnico de Santa Catalina, perteneciente a la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la Universidad Nacional de La Plata, ubicados en Llavallol, provincia de Buenos Aires (34° 47' 25,58" S; 58° 26' 53,13" O), durante el año 2017.

8.2 MATERIAL VEGETAL

Se utilizaron semillas de Amarantho (*Amaranthus* sp.) de 10 cultivares pertenecientes a 4 especies (Fig. 2): *A. mantegazzianus* (G9); *A. hipocondriacus* (G1 y G4); *A. cruentus* (G2, G5, G6 y G10); *A. caudatus* (G3, G7 y G8) de la colección del I.F.S.C. (Tabla 3).

Tabla 3: Denominación y origen de los germoplasmas de amaranto utilizados para el ensayo. Fuente: (Propia, 2017).

Numeración actual	Genero y especie	Denominación original	Origen
G1	<i>A. hipocondriacus</i>	G7 / 1b / 1	Córdoba
G2	<i>A. cruentus</i>	G10 / 13l	Córdoba
G3	<i>A. caudatus</i>	DC	Córdoba
G4	<i>A. hipocondriacus</i>	G4 / 4a / 1	Córdoba
G5	<i>A. cruentus</i>	25 / 1	Córdoba
G6	<i>A. cruentus</i>	G2 / 10 / 6	Córdoba
G7	<i>A. caudatus</i>	G10 / 3 / 7	Córdoba
G8	<i>A. caudatus</i>	G4 / 10b / 6	Córdoba
G9	<i>A. mantegazzianus</i>	AZ R1G Co. 2015 IFSC	Buenos Aires
G10	<i>A. cruentus</i>	Luis Guillon	Buenos Aires

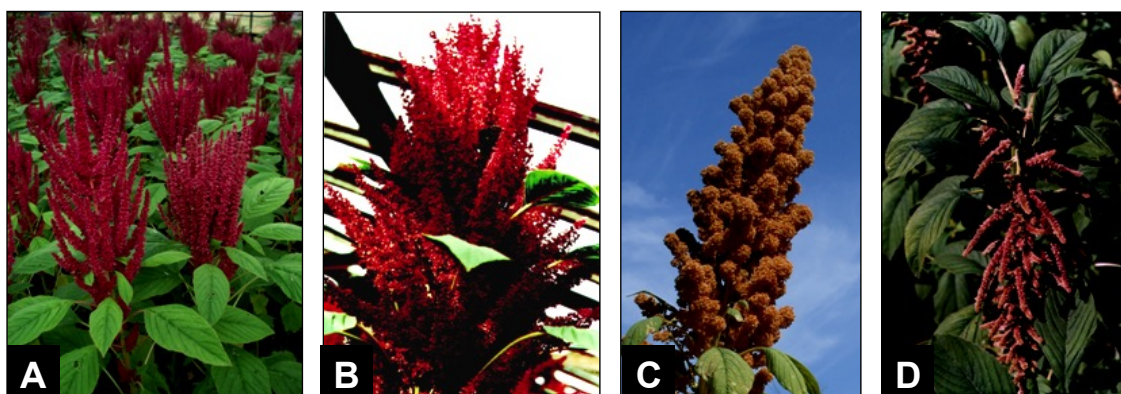


Figura 2: Fotos ilustrativas de las especies de Amarantho utilizadas en el ensayo en etapa de floración. **A**, *Amaranthus hypochondriacus*; **B**, *A. cruentus*; **C**, *A. mantegazzianus*; **D**, *A. caudatus*. Fuente: (Propia, 2017).

8.3 CONDICIONES PARA LA GERMINACIÓN

La germinación de los 10 genotipos de amaranto se realizó de la siguiente manera: las semillas se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 5 % durante 10 minutos y se enjuagaron con agua destilada estéril, se clasificaron por tamaño y se pusieron a germinar en bandejas plásticas transparentes de 18 cm largo por 14 cm ancho por 6 cm de alto previamente desinfectadas con alcohol 70 %, para reducir la carga de

posibles patógenos. Como sustrato se utilizaron tres capas de papel tisú marca Eco Toalla de 53 g/m².

Se colocaron tres genotipos por bandeja y treinta semillas por cada genotipo con tres repeticiones. Las bandejas se dividieron en tres compartimientos con tabiques plásticos desinfectados para evitar el contacto entre las semillas de cada genotipo (Fig. 3A y 3B).

Las bandejas se colocaron en una cámara de germinación a 25 °C ± 1 °C, con un fotoperiodo de 12/12 h luz/oscuridad (Fig. 3C). Las bandejas se mantuvieron las primeras 24 h en absoluta oscuridad, dado que algunos genotipos son sensibles a la luz durante la germinación, siendo necesario mantenerlas en oscuridad para romper con su dormición.

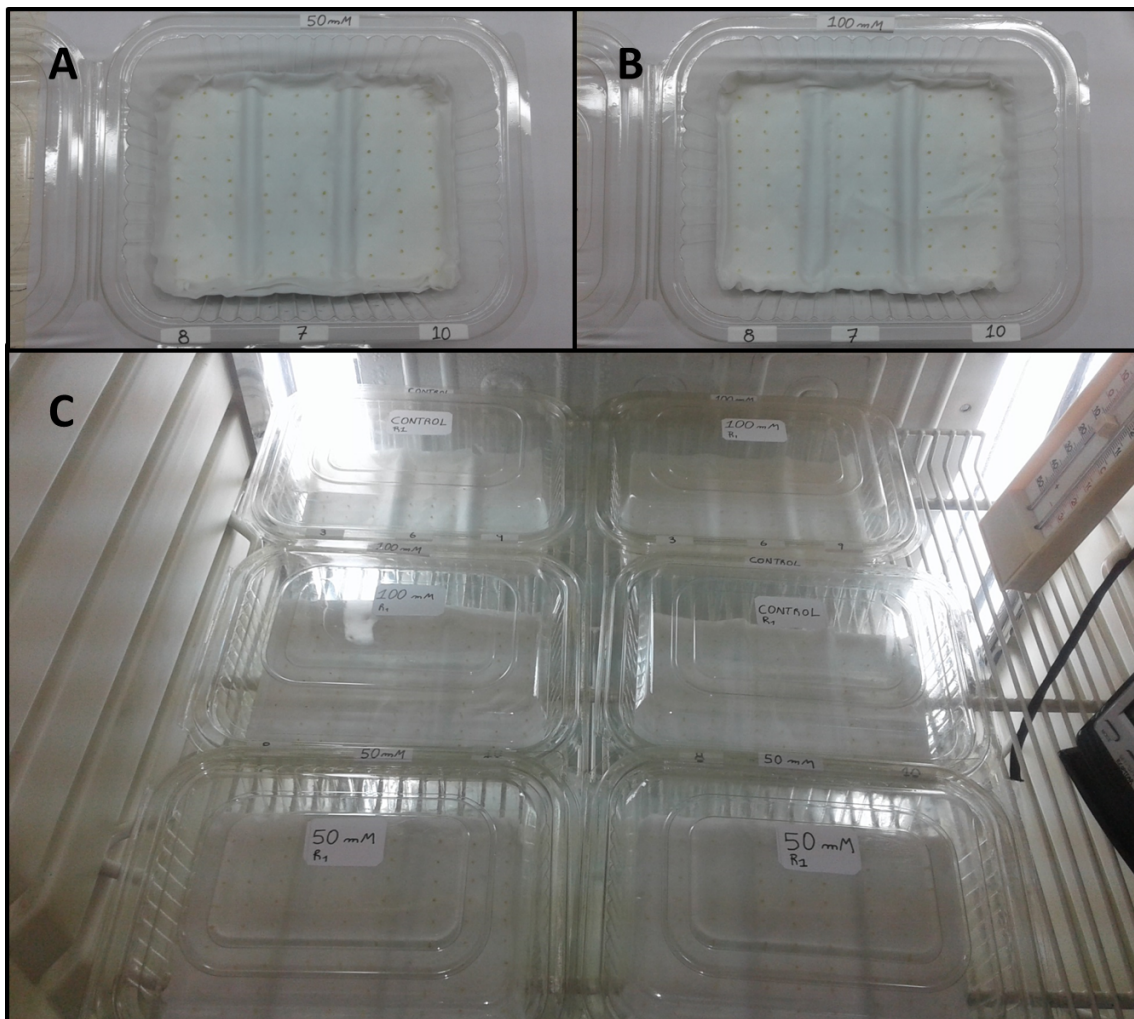


Figura 3: **A** y **B**, bandejas para germinación con tres genotipos por bandeja sembrados. **C**, Parte del ensayo en cámara de germinación. Fuente: (Propia, 2017).

8.4 TRATAMIENTOS APLICADOS

Los tratamientos fueron: CONTROL (H₂O destilada; pH: 6,8), T1 (solución de NaCl 50 mM), y T2 (solución de NaCl 100 mM). En cada caso, se regó de manera homogénea aplicándole a cada bandeja, una pipeta con un volumen de 15 ml de solución.

8.5 CARACTERES EVALUADOS

Los caracteres evaluados fueron: Porcentaje de germinación al tercer día (PG3) y al séptimo día (PG7). Al décimo día de la siembra se midieron Largo de raíz (LR) (Fig. 4A, 4C y 4D), Largo de parte aérea (LA) y se evaluó el peso fresco (PF) y peso seco (PS) (Fig. 4B).

Se consideró como semilla germinada, tanto en PG3 como en PG7, aquella que mostraba la radícula emergida. Para evaluar las anomalías de las plantas germinadas se tuvieron en cuenta las indicadas por las normas ISTA.

Para la determinación de peso fresco se procedió a extraer las plántulas de las cajas y se pesaron inmediatamente para evitar la deshidratación. Para dicha medición se utilizó una balanza de precisión (mg). Se colocaron en sobres previamente pesados e identificados 5 plántulas. Las plántulas no fueron pesadas individualmente debido al bajo peso de las mismas. Finalmente se expresaron los resultados de peso por plántula individual dividiendo por 5 el peso medido (Fig. 4B).

Para determinar el peso seco se colocaron los sobres en estufa a 60 °C hasta peso constante. Luego se estabilizaron hasta temperatura ambiente para finalmente pesarlos.

El análisis estadístico se realizó empleando un DCA con 3 repeticiones. A todas las variables se les aplicó Análisis de la Varianza de dos factores (Tratamiento y Genotipo), con interacción (Tratamiento × Genotipo). El factor "Tratamiento (T)" con 3 niveles: control, 50 mM y 100 mM, y el factor "Genotipo (G)" con 10 materiales de diferentes especies de amaranto. Se realizaron contrastes para los efectos aditivos de "Genotipo" y "Tratamiento" y para los efectos de interacción "Tratamiento × Genotipo". Se utilizó la prueba DGC para dichas comparaciones. (Di Rienzo *et al.*, 2002).

Con el objeto de evaluar la estabilidad de cada genotipo se descompuso la suma de cuadrados de la interacción T×G en la suma de cuadrado de ambiente dentro de cada genotipo. Se calculó con la siguiente fórmula:

$$\frac{\sum_j (Y_{ij} - \bar{y}_{.j})^2}{e-1}$$

Dónde: Y_{ij} : media del genotipo j-ésimo en el i-ésimo ambiente; $\bar{y}_{.j}$: Media del genotipo j-ésimo corriendo sobre i ambientes; e: número de ambientes

Se efectuaron los gráficos bidimensionales que demuestran el comportamiento o respuesta media de cada genotipo al cambio de salinidad. Esto explicaría la “norma de reacción” definida como una función que relaciona la respuesta fenotípica media de un genotipo a un cambio en el ambiente.

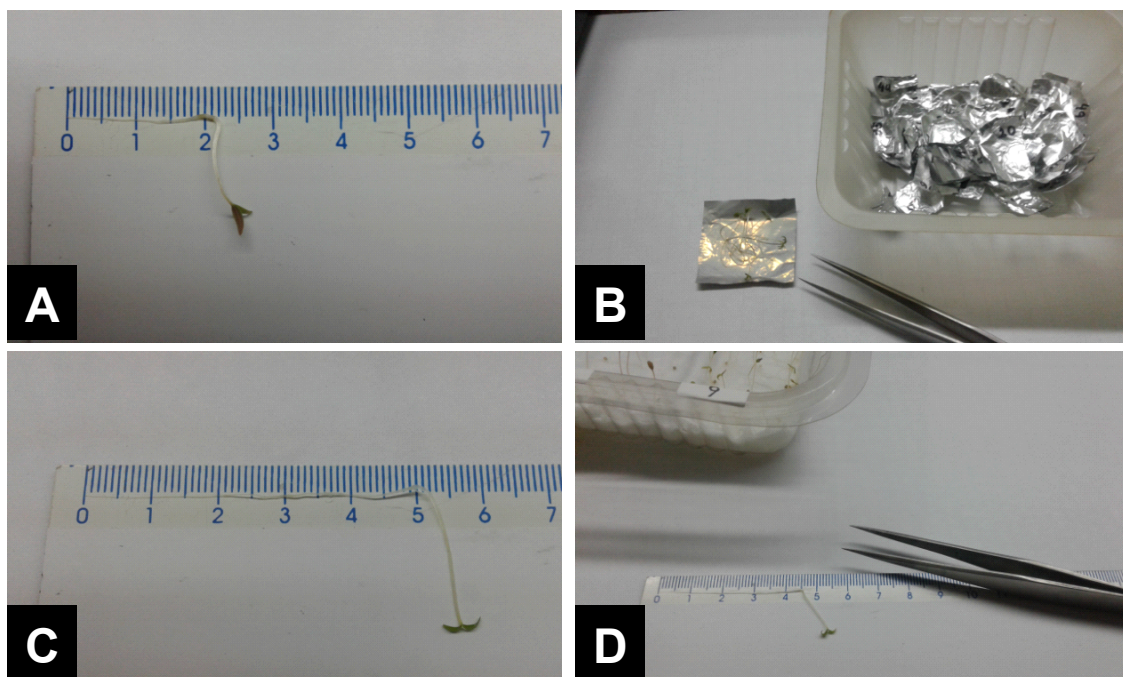


Figura 4: **A, C y D**, medición de largos de raíz (LR). **B**, acondicionamiento de las plántulas para la medición de peso fresco (PF) y peso seco (PS). Fuente: (Propia, 2017).

9 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El ANOVA efectuado al DCA con 3 repeticiones, del cual participaron todas las variables, demostró la presencia de diferencias altamente significativas entre los genotipos probados, los tratamientos empleados y la interacción Tratamiento X Genotipo (Tabla 3).

Tabla 3: Análisis de la varianza. Grados de libertad (GL), Cuadrado medio, P-Valor, Alfa = 0.05. Variables: Poder germinativo al tercer día (PG3); poder germinativo al séptimo día (PG7); largo de raíz (LR); altura de plántula (AP); peso fresco (PF); peso seco (PS).

Fuente de variación	GL	PG3	PG7	LR	AP	PF	PS
Tratamiento	2	1,62 ***	1,67 ***	22,73 ***	6,23 ***	23,34 ***	0,21 **
Genotipo	9	0,44 ***	0,35 ***	9,43 ***	0,43 ***	105,19 ***	0,05 ns
Trat. x Gen.	18	0,09 ***	0,09 ***	1,74 ***	0,18 ***	5,79 ***	0,05 ns
Rep.	2	0,02 ns	0,01 ns	0,08 ns	3,7 E-04 ns	0,17 ns	0,06 ns
Error	58	0,01	0,01	0,28	0,03	1,51	0,03
CV %		17,62	17,71	18,01	12,15	18,45	27,11

ns: no significativo; significativo al: $p < 0.05$ *, $p < 0.01$ **, $p < 0.001$ ***.

En todos los caracteres estudiados las mayores medias fueron alcanzadas por el control (Tabla 4). Los tres tratamientos se diferenciaron significativamente entre sí ($p < 0.01$ %), con la excepción del PS, donde no se hallaron diferencias significativas entre 50 mM de salinidad *versus* Control (Tabla 4). Los coeficientes de variación porcentual (CV %), crecieron en relación a la concentración de sal utilizada (Tabla 4), lo que indicaría una respuesta diferencial de las plantas a mayor estrés salino.

Tabla 4: Medias y coeficiente de variación porcentual (CV%) de los tratamientos: control (sin sal), T1 (50 mM) y T2 (100 mM). Variables: Poder germinativo al tercer día (PG3); poder germinativo al séptimo día (PG7); largo de raíz (LR); altura de plántula (AP); peso fresco (PF); peso seco (PS).

		MEDIA	CV%
PG3	Control	77,00 a	25,77
	50mM	66,58b	38,79
	100Mm	32,49c	100,21
PG7	Control	81,62 a	16,21
	50mM	67,98 b	38,07
	100Mm	35,62 c	89,85
LR	Control	3,69 a	38,42
	50mM	3,08 b	39,90
	100Mm	1,97 c	51,66
AP	Control	1,81 a	10,82
	50mM	1,40 b	21,37
	100Mm	0,90 c	46,30
PF	Control	7,55 a	33,18
	50mM	6,61 b	45,35
	100Mm	5,79 c	84,63
PS	Control	0,66 a	15,08
	50mM	0,69 a	28,21
	100Mm	0,53 b	45,89

En la Fig. 5 se observa que existen diferencias significativas entre los genotipos, aunque mantienen la misma tendencia, tanto para Poder germinativo al tercer día (PG3) como al séptimo día (PG7). Con la diferencia que en PG7, el genotipo G3 se diferenció significativamente del resto. Esto podría estar indicando una menor velocidad de germinación de este genotipo con respecto al resto. En cambio, el genotipo G9 tuvo el mejor porcentaje de germinación a los 3 y a los 7 días, siendo sus raíces más largas diferenciándose del resto, marcando un mayor vigor germinativo con respecto al resto. Por otro lado, G9, conjuntamente con G6, tuvieron un mayor desarrollo de su parte aérea, presentando G6 el mayor valor de materia seca y G1 de materia verde, indicando mayor biomasa para G6 y mayor concentración de agua para G1. En contraposición G2 presento los menores valores para longitud de raíz y parte aérea.

Los contrastes demostraron que existe un comportamiento diferencial entre genotipos de una misma especie.

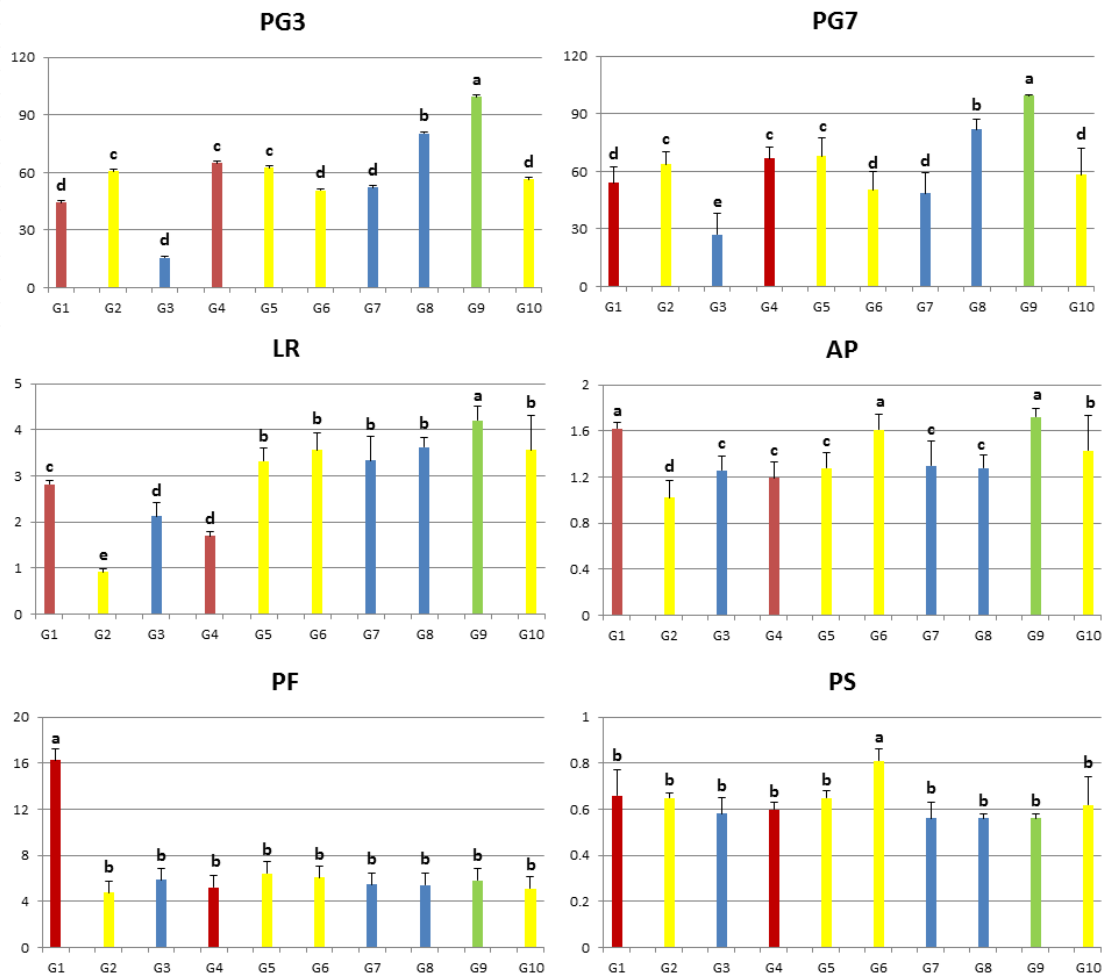


Figura 5: Efecto genotípico aditivo. Comparación entre medias genotípicas calculadas sobre los tratamientos (5 % de probabilidad). Barras de error estándar, para las variables: Poder germinativo al tercer día (PG3); poder germinativo al séptimo día (PG7); largo de raíz (LR); altura de plántula (AP); peso fresco (PF); peso seco (PS). *A. hypochondriacus* (rojo), *A. cruentus* (amarillo), *A. mantegazzianus* (verde) y *A. caudatus* (azul). Letras distintas pertenecen a grupos diferentes.

9.1 COMPORTAMIENTO DE LOS GENOTIPOS FRENTE A DIFERENTES CONCENTRACIONES DE SAL

El análisis de los gráficos sugiere la presencia de un comportamiento diferencial frente a la salinidad de los distintos genotipos de amaranto. En términos generales para la variable poder germinativo al tercer día (PG3) (Fig. 6), los genotipos no mostraron comportamientos diferentes a los hallados en PG7 (Fig. 7), sin embargo esta variable permitió diferenciar genotipos con mayor vigor en la germinación dentro del Control. A los 3 días de la siembra G9, G4, G8, G7, G5, y G6, evidenciaron un PG

significativamente mayor al de G2, G1, y G4, siendo el G3 el que mostró un PG menor en Control.

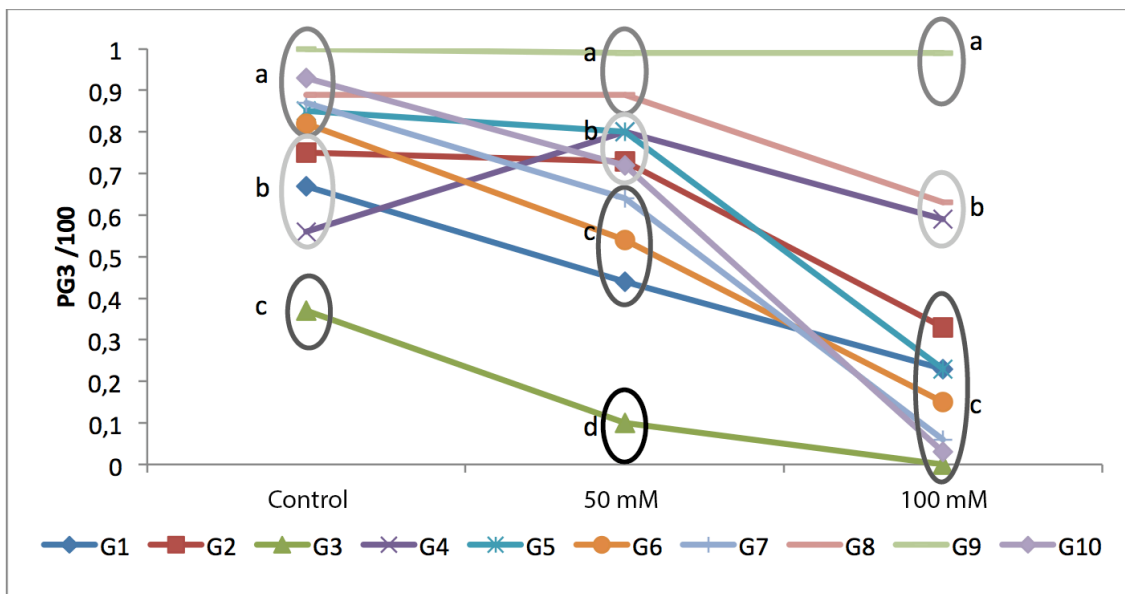


Figura 6: valores medios obtenidos para los genotipos del G1 al G10 evaluados en el control y los dos tratamientos en PG3. (Medias comparadas dentro de los tratamientos. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)). Variable: Poder germinativo al tercer día (PG3).

En los tratamientos 50mM y 100mM el comportamiento de los genotipos en PG3 (Fig. 6), fue similar al evaluado en PG7 (Fig. 7).

Para la variable Poder germinativo al séptimo día (PG7) los Controles se diferenciaron en tres grupos con un PG significativamente diferente (Fig. 7), estos fueron aceptables en cuanto a parámetros de calidad de semillas y semejantes a los hallados por Hawlider (2012) al evaluar en condiciones normales (Control) en *A. cruentus* y *A. caudatus*. Dentro del tratamiento 50 mM (Fig.7), los genotipos G9, G8, G5, G4, G10 y G2 mostraron un PG superior al 75 %, siendo este significativamente mayor al de los genotipos G7, G6, y G1 (entre 52 % y 54 % de PG). El genotipo G3 mostró el menor PG para este tratamiento (11 % de PG). En el tratamiento 100 mM (Fig. 7), el genotipo G9 se diferenció significativamente del resto de los genotipos con un PG del 98 %, mientras que los genotipos G8 y G4 mostraron un PG intermedio (PG del 68 % y 58 % respectivamente). Para el caso de los demás genotipos el PG fue inferior al 39 % (Fig. 7). Legaria Solano *et al.* (2000), a partir de un trabajo en Trigo y Amaranto sugieren que el NaCl podría incrementar los niveles de ABA en las semillas, restringiendo esta la disponibilidad de energía y nutrientes, al evitar la movilización de proteínas de reserva, cambiando el metabolismo de su utilización a almacenamiento, regulando indirectamente la germinación.

Nuestros resultados indican comportamientos significativamente diferentes en germinación para genotipos dentro de la misma especie o entre especies diferentes, tanto en condiciones normales, como bajo condiciones de estrés salino. Por lo tanto se manifiesta variabilidad genética intra e inter específica para la etapa de germinación, coincidiendo con lo hallado por Montes-Hernández (2010).

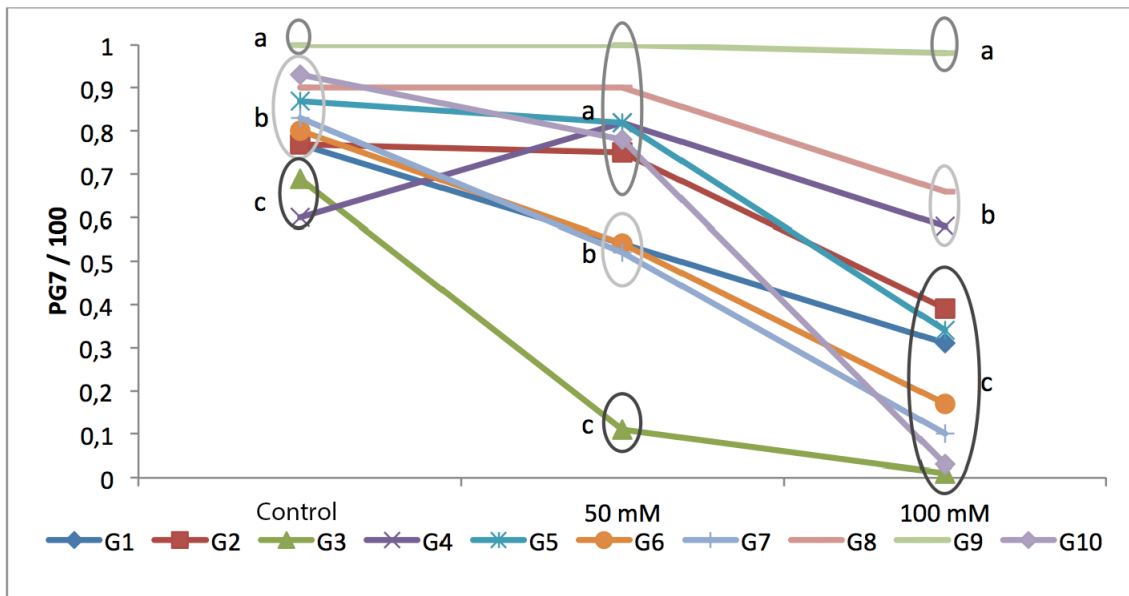


Figura 7: valores medios obtenidos para los genotipos G1 a G10 evaluados en el control y los dos tratamientos en PG7. (Medias comparadas dentro de los tratamientos. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)). Variable: Poder germinativo al séptimo día (PG7).

En la variable Largo de raíz (LR) dentro del Control se observaron tres grupos con largos de raíz significativamente diferentes (Fig. 8). En el grupo con raíces más largas se ubicaron los genotipos G10, G9, G6, G7, G5 y G8, con valores que van desde los 5,14 cm hasta los 4,23 cm. En largos intermedios los genotipos G3 y G1 con 3,29 cm y 2,86 cm respectivamente. Los genotipos de menor longitud fueron G4 y G2, con 1,71 cm y 1,07 cm de largo de raíz. Para el tratamiento 50 mM se diferenciaron cinco grupos significativamente diferentes (Fig. 8), G10 y G9 se ubicaron en el primer grupo con largos de 4,78 cm y 4,42 cm respectivamente, seguidos por G6, G7, y G8 con largos de raíz que iban desde 3,83 cm a 3,63 cm. El tercer grupo formado por G1 y G5 los largos de raíces fueron 3,01 cm y 2,89 cm respectivamente. El cuarto grupo en el que se encuentran G4 y G3 con largos de 1,96 cm y 1,74 cm. Finalmente el genotipo G2 con el menor largo de raíz para este tratamiento, alcanzando los 0,87 cm. En el tratamiento 100 mM se identificaron dos grupos significativamente diferentes en largo de raíz (Fig. 8). Los genotipos G9, G8, G5, G1, y G6 formaron el primer grupo con

largo de raíz que variaba entre los 3,13 cm hasta los 2,28 cm y en el segundo grupo el resto de los genotipos que tenían largos de raíces que variaban entre 1,74 cm a 0,77 cm (Fig. 8).

El tratamiento de 50 mM resultó ser el mejor para identificar genotipos con diferentes comportamientos frente a la salinidad para esta variable, ya que a dicha concentración, las comparaciones entre medias diferenciaron un número mayor de grupos que en control y a 100 mM (Fig. 8). Para la mayoría de los genotipos, las concentraciones moderadas de sal no afectaron el crecimiento de la raíz, ya que mantuvieron los largos alcanzados en control. Esto podría asociarse a un control osmótico de la sal en la planta. Algunos autores como Amukali *et al.* (2014), registraron un incremento en el crecimiento de raíz y parte aérea con niveles de salinidad hasta de 50 mM en *Amaranthus hybridus* y *Celosia argentea*, sin embargo ambas especies se vieron afectadas en su desarrollo por concentraciones de NaCl superiores a 50 mM afectándose el crecimiento tanto de la raíz como la parte aérea. En este caso, a concentraciones de 100 mM las raíces se acortan y solamente dos grupos de genotipos pudieron ser diferenciados (Fig. 8). Shannon y Grieve (1999) demostraron la existencia de desequilibrios iónicos responsables de una excesiva absorción de sodio y cloruros hacia el interior celular produciendo problemas de toxicidad que reducen el crecimiento. Por lo tanto, para el germoplasma argentino evaluado, la concentración de 100 mM de sal, posiblemente produce intoxicación celular lo que dificultaría la identificación y selección de los materiales tolerantes a salinidad. Razón por lo cual es recomendable utilizar un nivel de estrés salino más bajo e intermedio entre los 50 mM y 100 mM.

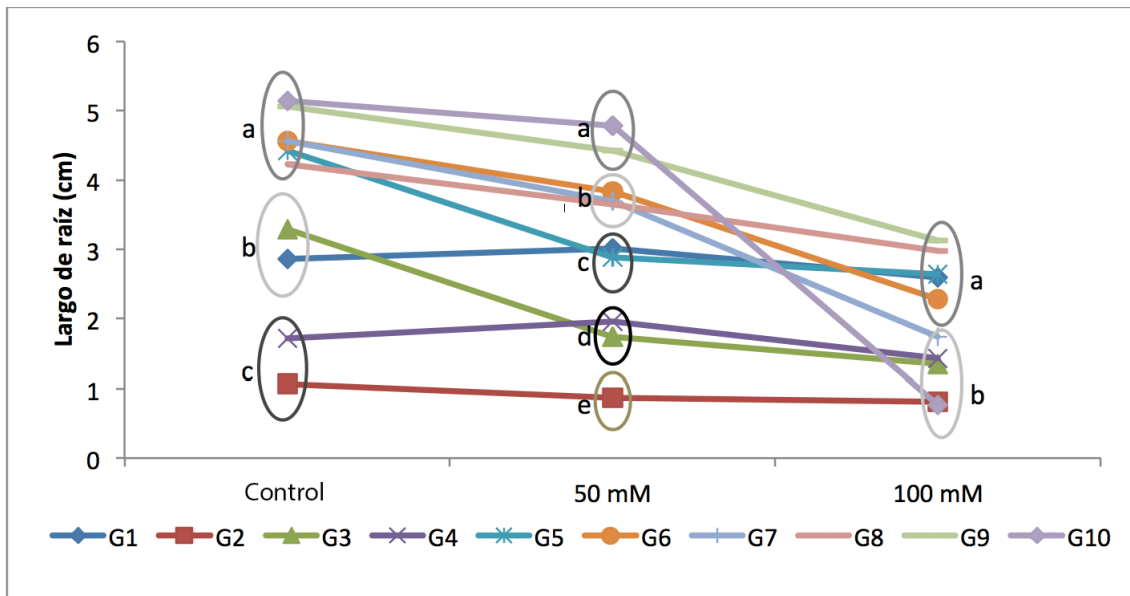


Figura 8: valores medios obtenidos para los genotipos G1 a G10 evaluados en los 3 tratamientos para Largo de Raíz. (Medias comparadas dentro de los tratamientos. Medias con la misma letra no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)).

En Altura de plántula (AP), dentro del Control, se identificaron cuatro grupos significativamente diferentes (Fig. 9). El genotipo G10 y G6 conformaron el primer grupo con alturas de 2,19 cm y 2,05 cm respectivamente, G9 y G7 en el segundo grupo con 1,90 cm y 1,84 cm, G1, G5, G4, G3 y G8 en el tercer grupo con un desarrollo de sus partes aéreas que variaron entre los 1,77 cm y 1,65 cm, y finalmente G2 con el menor tamaño de 1,57 cm. En el tratamiento de 50 mM al igual que en Control se diferenciaron cuatro grupos (Fig. 9). Para los genotipos G10, G7, G5, G8, G3, G4, Y G2 mantuvieron el orden de magnitud dentro de los grupos coincidiendo con el Control, por otro lado G9, G6, y G1 modificaron su comportamiento en relación al resto de los genotipos frente a este tratamiento, mejorando su posición, en el caso de G9 y G1, y empeorando en el caso de G6. Dentro del tratamiento 100 mM (Fig. 9) al igual que en la variable LR (Fig. 8), solo se diferenciaron dos grupos significativamente diferentes, los genotipos G9, G1, y G6 con alturas que variaron entre 1,47 cm a 1,17 cm en el primer grupo y el resto de los genotipos en el segundo grupo con alturas de plántulas dentro del rango de 0,58 a 0,33 cm (Fig. 9). El hecho de que se agrupen los distintos genotipos reduce la posibilidad de diferenciar materiales tolerantes de los no tolerantes. Coincidentemente, Pittaro (2014) demostró que una elevada concentración de NaCl no permitiría identificar la variabilidad genética entre los clones de *Panicum coloratum* y sí podía hacerse a concentraciones más bajas.

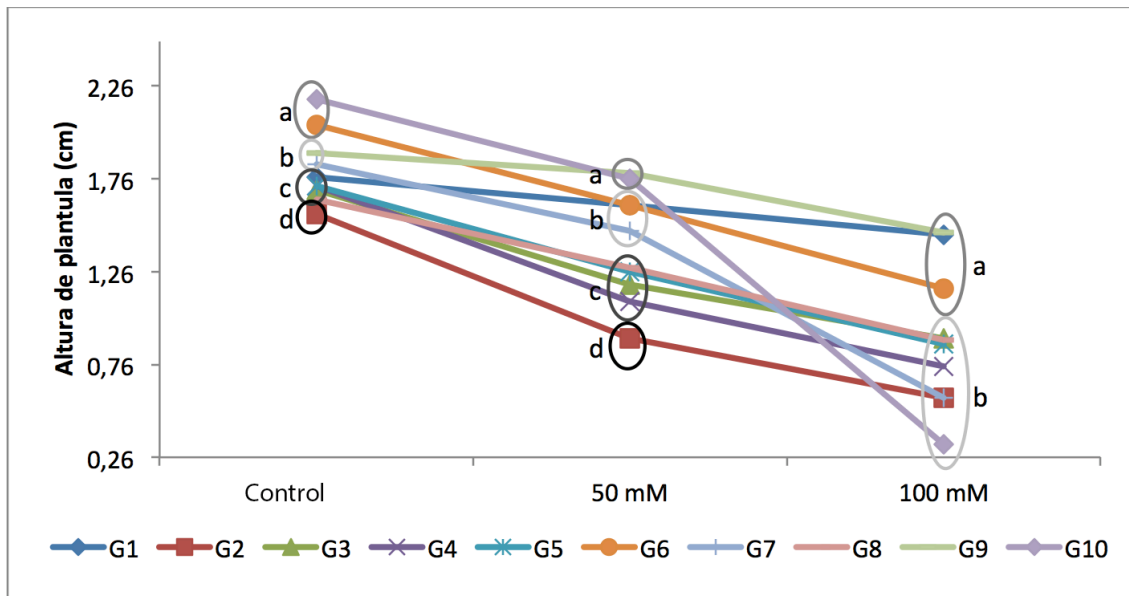


Figura 9: valores medios obtenidos para los genotipos de G1 a G10 evaluados en los 3 tratamientos para Altura de Plántula. (Medias comparadas dentro de los tratamientos. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)).

Para la variable Peso fresco (PF), se encontró variabilidad genética en el tratamiento Control (Fig. 10), diferenciándose en tres grupos. En el primer grupo y con un peso fresco notablemente superior al resto (14,7 mg), se ubicó el genotipo G1. El segundo grupo compuesto por los genotipos G5 y G4 registraron pesos de 7,54 mg y 7,35 mg respectivamente, y el resto de los genotipos en el último grupo con pesos comprendidos entre 6,78 mg y 5,96 mg. En el tratamiento con 50 mM (Fig. 10), el genotipo G1 se diferenció significativamente del resto, con un peso de 15,13 mg. Los genotipos G4, G9, G6, y G7 se diferenciaron significativamente del resto con pesos frescos comprendidos entre los 6,79 mg y 6,10 mg. Por último el resto de los genotipos tuvieron un peso que variaba entre los 5,54 mg y 4,51 mg. Dentro del tratamiento 100 mM (Fig. 10), el genotipo G1 se diferenció significativamente del resto, obteniendo nuevamente un peso fresco notablemente mayor al resto de los genotipos. Sin embargo los genotipos restantes no se diferenciaron para este tratamiento. Debido a que no se registraron diferencias significativas en la variable PS, la tendencia positiva de crecimiento del PF frente al aumento de la concentración de sal en el G1 sería explicado por un incremento del contenido hídrico celular como respuesta al estrés salino. Resultados similares fueron descritos para *A. caudatus* Hawliler (2012) y posteriormente en *A. cruentus*.

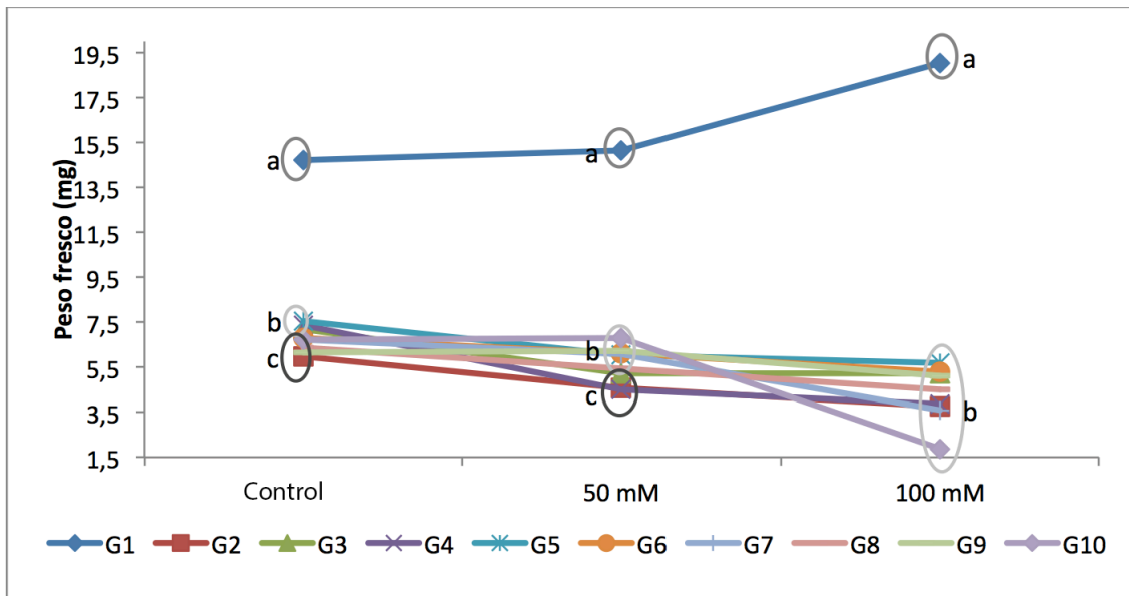


Figura 10: valores medios obtenidos para los genotipos G1 a G10, evaluados en los 3 tratamientos para Peso Fresco. (Medias comparadas dentro de los tratamientos. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)).

Para el caso de la variable Peso seco (PS) los resultados arrojados no fueron significativamente diferentes para los genotipos evaluados (Fig. 11). Como se mencionó anteriormente, esto coincide con lo expuesto por Hawlider (2012) en *A. cruentus* y *A. caudatus*. Sin embargo Omamt *et al.* (2006) halló diferencias significativas para la variable peso seco en raíz y hojas. La proporción de masa seca del tallo no se vio afectada por la salinidad en *A. tricolor*, Accession '83, *A. hypochondriacus*, y *A. cruentus*. Las diferencias en los resultados podrían estar dadas por el hecho de que Omamt midió el peso seco luego de ocho semanas, al comenzar el panojamiento, y no en germinación.

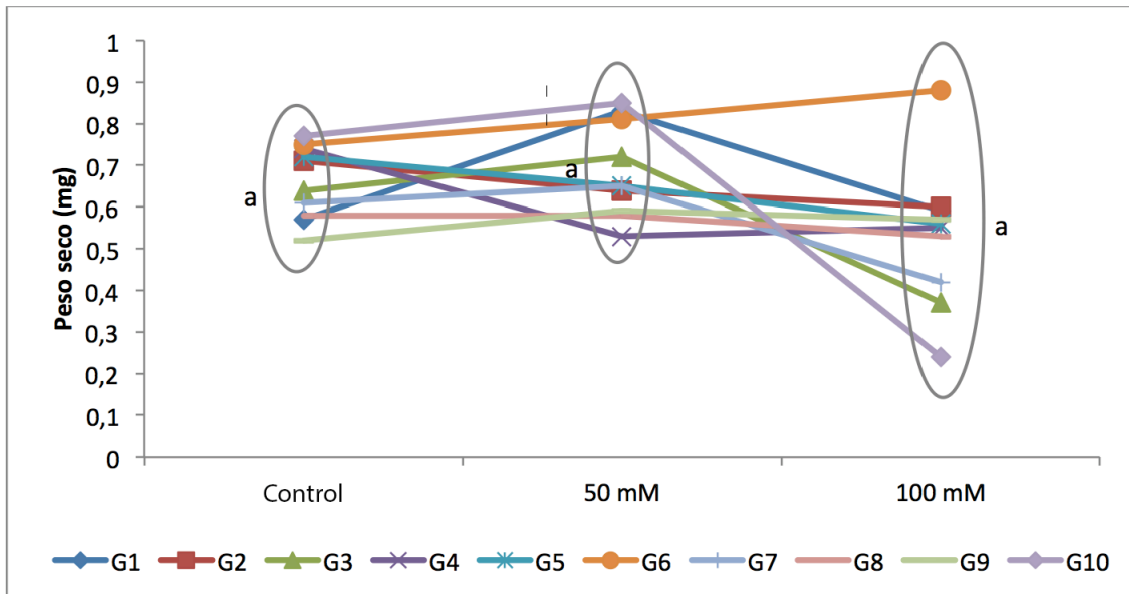


Figura 11: valores medios obtenidos para los genotipos G1 a G10 evaluados en los 3 tratamientos para Peso Seco. (Medias comparadas dentro de los tratamientos. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)).

9.2 INTERACCIÓN GENOTIPO POR AMBIENTE Y PARAMETRO DE ESTABILIDAD

Los parámetros de estabilidad basados en el análisis univariado se utilizaron para cuantificar la interacción Genotipo \times Tratamiento de cada genotipo. Los valores de interacción calculados para la variable Poder germinativo al tercer día (PG3) fueron similares a los calculados para Poder germinativo al séptimo día (PG7). El genotipo más estable en cuanto a germinación resultó ser G9, el cual no modificó significativamente su poder germinativo en ninguno de los tratamientos y mantuvo una media alta. Esto demuestra que tendría tolerancia para el estrés salino en la etapa de germinación. Wouyou *et al.* (2016), evaluando seis genotipos de amaranto de diferentes especies, obtuvieron resultados similares para un genotipo de *A. cruentus* y uno de *A. graecizans*. En nuestros ensayos, los genotipos G4 y G8 resultaron ser moderadamente estables, manteniendo valores medios mayores a 60 % de germinación en condiciones de estrés salino. Particularmente G4 presentó un incremento de la germinación (80 %) modificando su posición relativa y orden de jerarquía a 50 mM con respecto al control (Fig. 7, 12 y 13).

Los genotipos G2, G5 y G8 respondieron al tratamiento Control y 50 mM de sal de una manera similar. G2 y G5 tuvieron una caída significativa para germinación a 100 mM de sal. G1, G6, y G7 redujeron su PG de manera lineal al incrementar la concentración

de sal, coincidiendo con los resultados obtenidos por Hawliger (2012) en *A. cruentus* y *A. caudatus*.

El genotipo G3 fue el más sensible a la salinidad, reduciendo su PG al séptimo día (PG7) en un 84 % entre el Control y el tratamiento a 50 mM y un 98,5 % en el tratamiento de 100 mM. Hawliger (2012) y Omami (2005) no identificaron genotipos de *A. caudatus* con medias de germinación que cambien de escala tan abruptamente frente a condiciones de estrés salino. Esto podría indicar que para este carácter existiría variabilidad genética intraespecífica.

El genotipo G10 fue el más inestable frente a salinidad para las variables de PG3 y PG7, con una diferencia de PG al séptimo día (PG7) de un 96,8 % entre el Control y 100 mM (Fig.13).

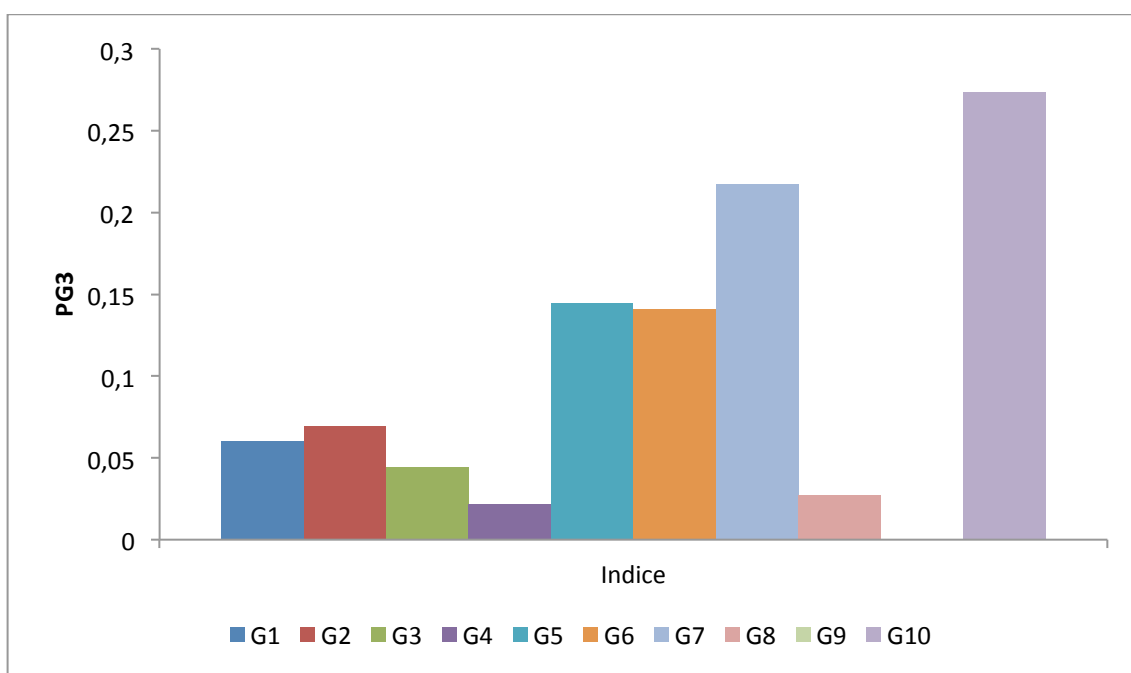


Figura 12: Índices de estabilidad basados en el método tradicional obtenidos para los genotipos G1 a G10 evaluados en el control y los 2 tratamientos para: PG3. Variable: Poder germinativo al tercer día (PG3).

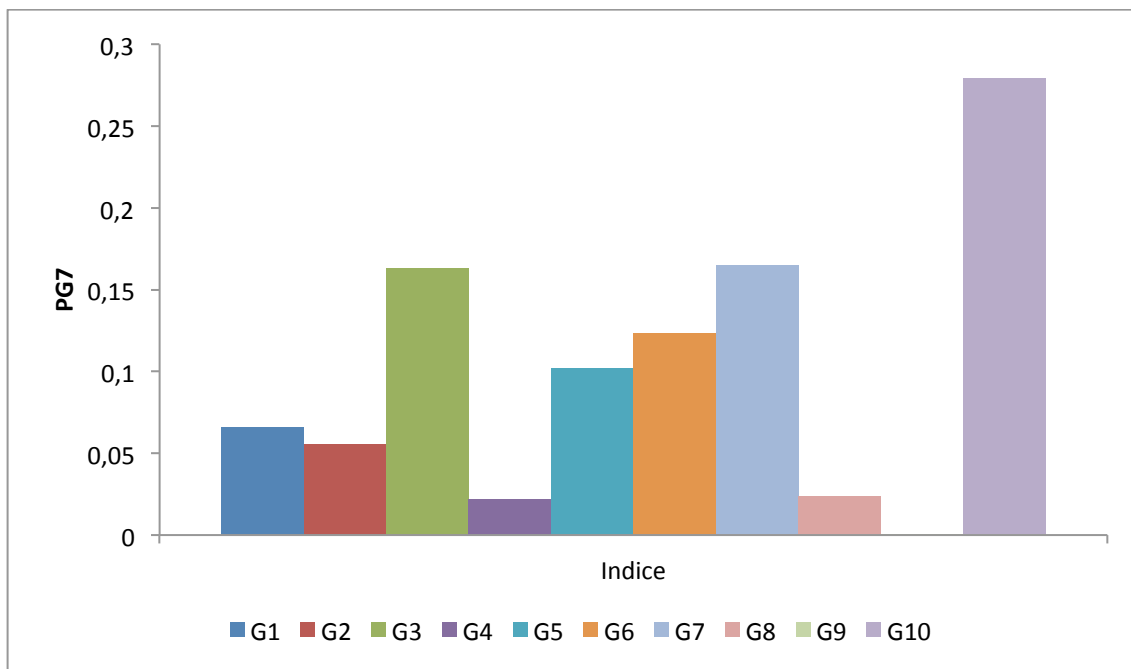


Figura 13: Índices de estabilidad basados en el método tradicional obtenidos para los genotipos G1 a G10 en el control y los 2 tratamientos para: PG7. Variable: Poder germinativo al séptimo día (PG7).

Para la variable Largo de raíz (LR) los genotipos G1, G2 y G4 resultaron ser estables para los dos tratamientos. Este comportamiento demuestra insensibilidad al estrés salino para estas concentraciones. Los genotipos G8, G9, G6 y G7 redujeron su largo de raíz de manera lineal al incrementar la concentración salina, resultados similares a los obtenidos por Hawlider (2012) en *A. cruentus*. Sin embargo para el caso de los genotipos G8 y G9 su disminución del largo de raíz respecto del Control no fue muy marcada (13,7 % y 12,6 % en 50 mM y 29,6 % y 38,1 % en 100 mM respectivamente), mostrándose moderadamente estables. Para el caso de G6 y G7 la caída en el largo de raíz fue más abrupta (16 % y 14,2 % en 50 mM y 50 % y 57 % en 100 mM respectivamente) resultando ser más inestables frente al cambio de nivel de sal. Los genotipos G3 y G5 redujeron su largo de raíz en gran medida desde Control a 50 mM (47,1 % y 34,6 % respectivamente), sin embargo la reducción en largo entre 50 mM y 100 mM fue de una magnitud mucho menor (22,4 % y 8,65 % respectivamente). Finalmente el genotipo G10 fue el más inestable. Su inestabilidad se dio principalmente por la reducción en largo de raíz en el tratamiento 100 mM (85 % de reducción respecto del Control), ya que en el tratamiento 50 mM el largo de raíz de este genotipo solo se redujo un 7 % respecto del control (figuras 8 y 14). Wouyou *et al.* (2017), registraron resultados similares en el comportamiento de cinco cultivares de *Amaranthus cruentus* para este carácter.

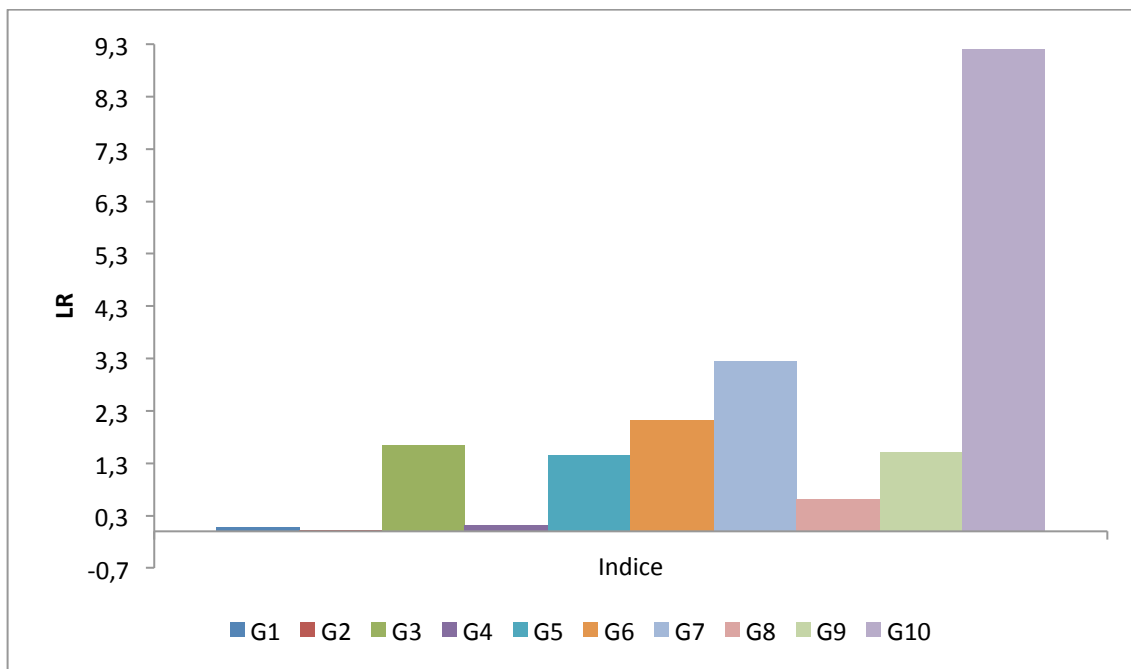


Figura 14: Índices de estabilidad basados en el método tradicional obtenidos para los genotipos G1 A G10 evaluados en el control y los 2 tratamientos para Largo de Raíz. Variable: largo de raíz (LR).

Para la variable altura de plántula (AP) los genotipos más estables fueron G9 y G1, con reducciones en altura de 5,8 % y 8,5 % respectivamente en el tratamiento 50 mM respecto del Control, y un 22,6 % y 17,5 % respectivamente para el tratamiento 100 mM. Los genotipos G6, G8, G5, G3, G4, y G2 redujeron su altura de manera lineal, pero manteniéndose moderadamente estables ante el incremento de la concentración de salinidad. Los genotipos G7 y G10 se vieron severamente afectados por el tratamiento de 100 mM con una disminución en el largo de la parte aérea de 68,8 % y 85 % respectivamente frente al Control, modificando su escala y orden de jerarquía respecto de los otros genotipos. Ambos genotipos se comportaron de manera inestable ante el incremento de la concentración salina, siendo el más inestable el genotipo G10 (Fig. 9 y 15). En general los genotipos mostraron una estabilidad moderada, en contraste con lo registrado en la variable Largo de raíz (LR) donde la inestabilidad fue mayor, esto coincide con lo expuesto por Bybordi (2010) en Canola, donde la longitud de la raíz se ve más afectada por la salinidad que la longitud del tallo.

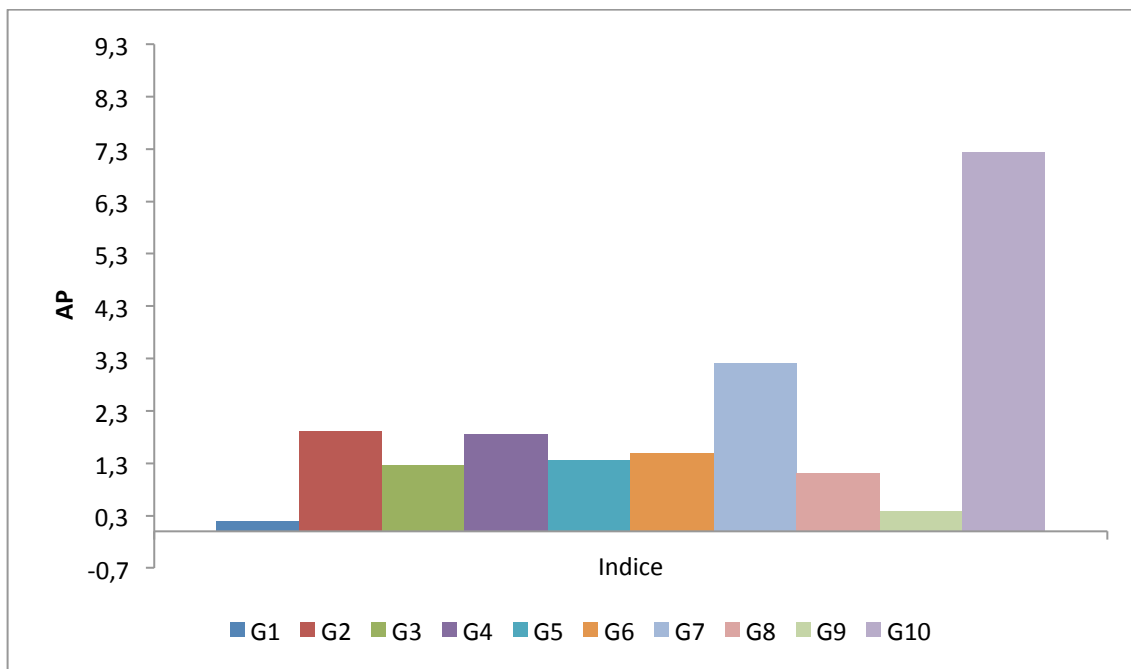


Figura 15: Índices de estabilidad basados en el método tradicional obtenidos para los genotipos G1 hasta G10 evaluados en el control y los 2 tratamientos para Altura de plántula (AP). Variable: altura de plántula (AP).

Para la variable Peso fresco (PF) los genotipos G9 y G6 se mostraron relativamente insensibles al aumento de salinidad manteniéndose estables. El genotipo G9 solo varió en un 1,1 % su peso fresco entre Control y el tratamiento 50 mM y un 17 % entre control y 100 mM. El genotipo G6 varió un 10 % y un 22 % respectivamente. Estos resultados coinciden con los registrados por Wouyou *et al.* (2017), en dos de los cinco cultivares de *Amaranthus cruentus* evaluados para este carácter. Los genotipos G5, G8, G3 y G2 fueron moderadamente estables, sin variar significativamente su orden de jerarquía, con reducciones en el peso fresco entre 14,3 % y 27 % dentro del tratamiento 50 mM y de 29 % a 37 % en el tratamiento 100 mM. G7 y G10 modificaron su orden de jerarquía de manera significativa entre los tratamientos, con la particularidad de que mejoraron su posición respecto al Control en el tratamiento 50 mM, pero redujeron su peso fresco abruptamente en el tratamiento 100 mM, resultando ser los genotipos más inestables frente a la variación de la concentración de NaCl. Ambos genotipos fueron mayormente afectados por el tratamiento 100 mM, con reducciones respecto del Control en el peso fresco de 46,6 % y 72 % respectivamente Ruiz Espinoza *et al* (2014) obtuvo resultados similares en ocho genotipos de Tomate para el peso fresco de la parte aérea. Nuevamente el genotipo G10 resultó ser el más inestable. El genotipo G4 modificó su orden de jerarquía, pero reduciendo su peso fresco en ambos tratamientos salinos respecto del Control. Fue el

genotipo más afectado en el tratamiento 50 mM con una reducción en el peso fresco de 38.6 % y 47.5 % en el tratamiento 100 mM. El genotipo G1 mostró un comportamiento particular, aumentando su peso fresco al incrementarse la concentración de NaCl. Además, sus medias fueron significativamente mayores al resto de los genotipos. Este resultado puede deberse a una mayor acumulación de agua frente al aumento del estrés (Fig. 10 y 16).

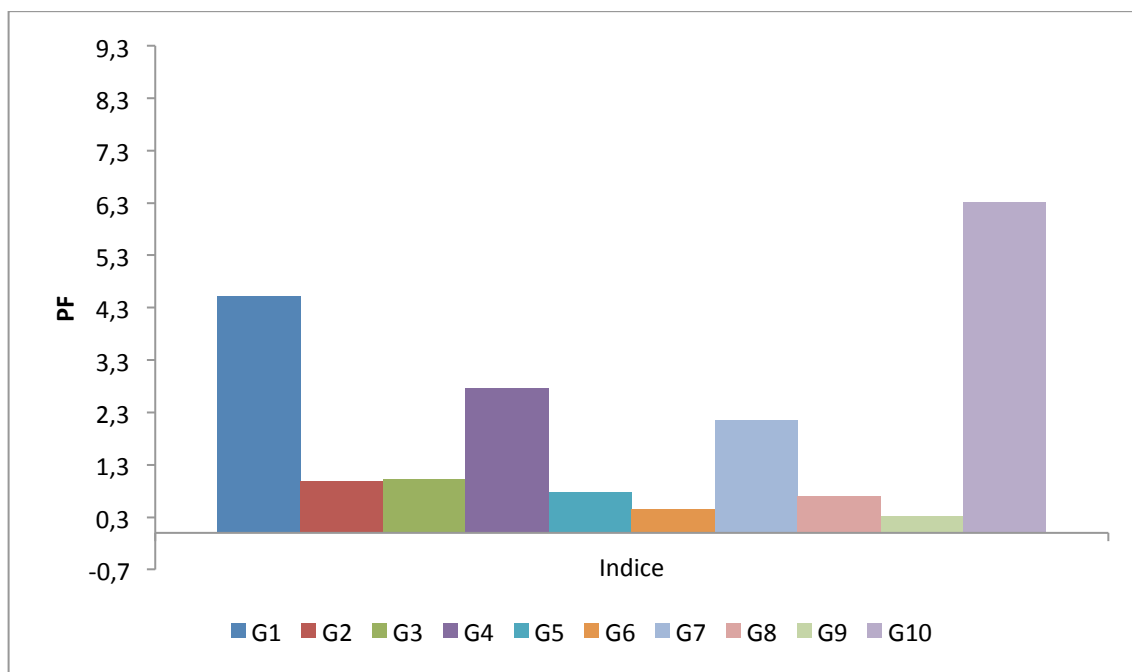


Figura 16: Índices de estabilidad basados en el método tradicional obtenidos para los genotipos G1 a G10 evaluados en los 3 tratamientos para Peso Fresco. Variable: peso fresco (PF).

10 CONCLUSIONES

El ensayo permitió detectar variabilidad genética intra e inter específica en los caracteres utilizados, para la etapa de germinación y en condiciones controladas. Además se identificaron genotipos con diferentes niveles de tolerancia.

La concentración de 50 mM fue la más efectiva para la identificación de comportamientos diferenciales, lo que nos sugiere que para futuros ensayos sería conveniente utilizar niveles intermedios de concentraciones salinas entre 50 mM y 100 mM para una mayor diferenciación de genotipos a concentraciones altas de salinidad.

A la máxima concentración de sal (100 mM) se observaron las mayores pérdidas para la mayoría de los genotipos, sin embargo el genotipo G9 sobresalió sobre el resto,

resultando ser el más tolerante para la mayoría de los caracteres evaluados. Por otra parte el genotipo G10 fue el más afectado y el resto de los genotipos se ubicaron en niveles intermedios de tolerancia. Esta variabilidad podría ser empleada para iniciar un programa de mejora genética.

11 BIBLIOGRAFIA

- Afolabi A.O., Oke O.L., Umoh B. 1981. Preliminary studies on the nutritive value of some cereal-like grains. *Nutrition Reports International* 24: 389-394.
- Allemann, J., Heever E. V. D and Viljoen J. 1996. Evaluation of *Amaranthus* as a possible vegetable crop. *Appl. Plant Sci*, 10: 1-4.
- Amukali, O., Obadoni, B. O. and Mensah, J. K. 2014. Effects of different NaCl concentrations on germination and seedling growth of *Amaranthus hybridus* and *Celosia argentea*. *African Journal of Environmental Science and Technology*. Vol. 9(4): 301-306.
- Ayala Garay A. V., Escobedo López D., Cortés Espinosa L. y Espitia Rangel E. 2012 El cultivo de amaranto en México, descripción de la cadena, implicaciones y retos. In: Espitia Rangel E. (ed). *Amaranto: Ciencia y Tecnología*. Libro Científico. 2: 315-330. INIFAP/SINAREFI. México.
- Barkla Bronwyn J., Kendal D., Hirschi Jon K. Pittman 2008. Functional interplay between proton pumps and proton-coupled Ca^{2+} . *Plant Signaling & Behavior* 3:5 354-356
- Becker R., Wheeler L., Lorenz K., Stafford A.E., Grosjean O. K., Betschart A. A., Saunders R. M. 1981. A compositional study of amaranth grain. *Journal of Food Science* 46(4): 1175-1180
- Bejosano F. P., Corke H. 1998. Protein quality evaluation of *Amaranthus* whole meal flours and protein concentrates. *J. Sci. Food Agric*. 76: 100-106
- Bybordy A., 2010. The Influence of Salt Stress on Seed Germination, Growth and Yield of Canola Cultivars. *Not. Bot. Hort. Agrobot. Cluj* 38(1): 128-133. Azerbaijan.
- Cabrera C. N. 1986. Análisis del crecimiento y respuesta al fotoperiodo de seis especies de *Amaranthus*. Tesis magister scientiae. Costa Rica.

- Cabrera C. N. 1989. El cultivo de Amarantho (*amaranthus* spp), una alternativa agronómica para Ecuador. Publicación Miscelánea No. 52, Estación Experimental "Santa Catalina".
- Carlsson R. 1980. Quantity and quality Amaranths grain from plants in temperate, cold and hot and subtropical climates. A review. In «Proceedings of the Second Amaranth Conference», Rodale Press, Emmaus, PA.48
- Castrillón Arbeláez P. A. y Délano Frier J. P. 2012 .Respuestas moleculares y bioquímicas inducidas en *Amaranthus cruentus* L. en respuesta a la defoliación por insectos herbívoros. Espitia Rangel E. (ed). Amarantho: Ciencia y Tecnología. Libro Científico. 2: 85-97. INIFAP/SINAREFI, México
- Christoffoleti P.J., Ovejero R.F.L., Carvalho J.C. 2016. Aspectos de resistência de plantas daninhas a herbicidas. Associação Brasileira de Ação à Resistência de Plantas aos Herbicidas, Londrina, PR (Brazil). 266.
- Collado M. B., Aulicino M. B., Molina M.M., Arturi M. 2009a. Permeabilidad de membrana: su utilidad en la identificación de tolerancia a salinidad en el maíz. VII Simposio Nacional de biotecnología REDBIO – Argentina. Sección EA-7.
- Collado M. B., Aulicino M. B., Molina M.M., Arturi M. 2009b. Evaluation of salinity tolerance at seedling stage in maize (*Zea mays* L.). Maize. Genet. Coop. News Letter Vol. 83. Idioma Inglés. St. Louis, Missouri, USA
- Collado M. B., Aulicino M. B., Molina M.M., Arturi M. 2009c. The time scale: importance in the evaluation of salinity tolerance at seedling stage in maize (*Zea mays* L.). Maize. Genet. Coop. Newsletter Vol. 83. St. Louis, Missouri, USA.
- Debilidades y desafíos tecnológicos del sector productivo. Quinoa y Amarantho, Jujuy. CONFECYT, 2014. quinua.pe/wp-content/uploads/2014/01/Quinoa_y_Amaranto.pdf
- Di Rienzo J.A., Guzmán A.W., Casanoves F. 2002. A Multiple Comparisons Method based on the Distribution of the Root Node Distance of a Binary Tree. Journal of Agricultural, Biological, and Environment Statistics, 7(2): 1-14.
- FAO 1997. Small-scale irrigation for arid zones. <http://www.fao.org/docrep/W3094E/w3094e00.htm#TopOfPage>
- FAO. 2000. Global network on integrated soil management for sustainable use of salt-affected soils. Rome, Italy: FAO Land and Plant Nutrition Management.

Flowers T. J. And Yeo A. R. 1995. Breeding for salinity resistance in crop plants: where next? Aust J Plant Physiol. 22: 875-884.

García-Pereyra J., Valdés Lozano C. G. S., Olivares Saenz E., Alvarado Gómez O., Alejandro Iturbide G., Salazar-Sosa E. y Medrano-Roldán H. 2009. Rendimiento de grano y calidad del forraje de amaranto (*Amaranthus* spp.) cultivado a diferentes densidades en el noreste de México. Revista internacional de botánica experimental. 78: 53-60. ISSN 0031 9457.

González Ayala F. R., Vera González A. y Lizette Lerma Alonso D. 2016. Estrategia de comercialización competitiva del amaranto en San Luis Potosí. Revista de Análisis de economía, comercio y negocios internacionales. 10(1): 71-93. ISSN 2007-2104.

Hayat S., Ali B., Hasan S., Ahmad A., 2007. Effect of 28-homobrassinolide on salinity-induced changes in *Brassica juncea*. Turk J. Biol. 31:141-146.

Iazzi M., Carpone P., Deza C., 2005. Efecto de la salinidad sobre el crecimiento de plantas de *Atriplex cordobensis* Gandoger et Stuckert originadas de semillas de distinta procedencia. Multiquina 14: 39-46.

Howlider H. R. 2012. Effects of different salt concentrations on germination of different varieties of red and stem amaranth. Roll No. 11 Agr. Hort. JD 03M, registration No. 38292 Session: 2011-12.

Huerta Ocampo J. Á., Maldonado Cervantes E. y De la Rosa A. P. B. 2012 Amaranto: propiedades benéficas para la salud. In: Espitia Rangel E. (ed). Amaranto: Ciencia y Tecnología. Libro Científico. 2: 303-312. INIFAP/SINAREFI. México.

Idárraga-Piedrahita, A., R. Ortiz, D. C. Callejas Posada R., Merello M. 2011. Flora de Antioquia. Catálogo de las Plantas Vasculares. Listado de las Plantas Vasculares del Departamento de Antioquia. 2: 1-939.

Lavado R. S. 2017. Avances en manejo y recuperación de suelos salinos-sódicos. 25 congreso de AAPRESID 2017.

Lavado R.S. y Taboada M. A. 2017. Génesis y propiedades de los suelos halomórficos. Taleisnik y Lavado R. S. (eds). Libro Ambientes salinos y alcalinos de la Argentina, recursos y aprovechamiento productivo. 2: 9-28. Argentina.

- Legaria Solano J., Ponce Romero G., Muñoz Orozco A. 2000. Efecto del estrés osmótico sobre la germinación de las semillas y el crecimiento de las plántulas de trigo (*Triticum aestivum* L) y amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L). Rev. Fitot. Mex. 153-166.
- Lehmann J., Putnam D., Qureshi A. 1994 Vitamin E isomers in grain amaranths (*Amaranthus* spp.). Lipids, 29: 177-181, <http://dx.doi.org/10.1007/BF02536726>
- Linneo, C. 1753. Species Plantarum. 2: 989-991
- Manso L. y Pineda F. 2009. Evaluación preliminar de 20 variedades de amaranto en Panamá. RIDTEC. 6:(1 y 2).
- Mapes Sánchez E. C. y Epitia Rangel E. 2010. Recopilación y análisis de la información existente de las especies del genero *Amaranthus* cultivadas y de sus posibles parientes silvestres en México (final report). Proyecto: Centro de origen y diversidad genética, Mexico: DGSPNR – SEMARNAT/CONABIO.
- Metzler M.J. Papa J.C. 2015. ALERTA: *Amaranthus palmeri* S. Watson en el sur de Entre Ríos. https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta-alerta_amaranthus_palmeri_s_watson_sur_e_r.pdf. (2018).
- Mnkeni A.P., Masika P. and Maphaha M. 2007. Nutritional quality of vegetable and seed from different accessions of *Amaranthus* in South Africa. Water SA. 33(3): (Special Edition). 377-380.
- Montes-Hernández, 2010. Informe final del proyecto “Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género *Amaranthus* cultivadas y de sus posibles parientes silvestres en México”. CONABIO. México.
- Mosyakin S. L. and Robertson K. R. 1996. New infrageneric taxa and combinations in *Amaranthus* (Amaranthaceae). Ann. Bot. Fennici 33. 275-281.
- Munns R. 1993. Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. Plant, Cell & Environment 16: 15-24.
- Munns R. 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together. New Phytologist 167: 645-663.
- Munns R., 2002. Comparative physiology of salt and water stress. Plant, Cell & Environment. 25: 239-250.

- Omami E. N. 2005. Response of Amaranth to salinity stress. Ph. D Thesis, University of Pretoria, South Africa. 235.
- Omamt E. N., Hammes P. S. and Robbertse P. J. 2006. Differences in salinity tolerance for growth and water-use efficiency in some amaranth (*Amaranthus* spp.) genotypes, New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science, 34:1, 11-22, DOI: 10.1080/01140671.2006.9514382
- Paredes López O. y Valverde M. E. 2006. Los recursos nutraceuticos y medicinales que mesoamérica le há dado al mundo. Revista Cinvestav. 25(3): 65-73. México.
- Paredes C. M. y Sato V. 2009. Proyecto Kiwicha en Argentina (Amaranto) – “Agricultura Autóctona para el desarrollo humano y social como única alternativa para la lucha contra el hambre en la región - Salta – Argentina” (AID N° 8961/CIPSI/ARG).
- Pessaraki M. and Szabolcs I. 1999. Soil Salinity and Sodicity as Particular Plant/Crop Stress Factors. Mohammad Pessaraki (ed). Handbook of plant and crop stress Second Edition, Revised and Expanded. 1–15.
- Pittaro, M. G. 2014. Caracterización fenotípica y genotípica de germoplasma de *Panicum coloratum* L. var. *Coloratum* para tolerancia a la salinidad. Córdoba, Argentina.
- Rao Sajjad Ali and McNeilly Thomas 1999. Genetic basis of variation for salt tolerance in maize (*Zea mays* L). Euphytica 108: 145-150
- Robertson K.R. 1981. The genera of the *Amaranthaceae* of the Southeastern United States. J. Arnold Arbor. 62(3): 267-313.
- SAGPYA. Indicadores del sector Agropecuario 2005/06. Dirección de Agricultura.
- Schmidt D. 1977. Grain amaranth: A look at some potentials. In: «the Proceedings of the First Amaranth Conference». Rodale Press, Emmaus, PA. 121.
- Shannon M. C. and Grieve C. M. 1999. Tolerance of vegetable crops to salinity. Scientia Horticulturae. 78: 5-38.
- Sheldon A., Neal M., Hwat-Bing S. and Ram D. 2004. The effect of salinity on plant available water. SuperSoil: 3rd Australian New Zealand Soils Conference, University of Sydney, Australia.

- Singla Pareek S. L., Reddy M. K., and Sopory S. K. 2003. Genetic engineering of the glyoxalase pathway in tobacco leads to enhanced salinity tolerance. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 100(25): 14672-14677.
- Sistema de información Geográfica (SIG) del Instituto de Suelos, INTA. 2018. <https://inta.gov.ar/portada.../teledeteccion-y-sistemas-de-informacion-geografico-sig>
- Stallknecht G.F. and Schulz-Schaeffer J.R. 1993. Amaranth rediscovered. In: J. Janick and J.E. Simon (eds.), *New Crops*. 211-218. Wiley, New York.
- Taboada M. A., Damiano F. y Lavado R. S. 2009. Inundaciones en la Región Pampeana. Consecuencias sobre los suelos. Alteraciones de la fertilidad de los suelos: el halomorfismo, la acidez, el hidromorfismo y las inundaciones. Buenos Aires. 103-127.
- Taboada M. A., Damiano F., y Lavado R.S. 2017. Suelos afectados por sales e inundaciones en la Pampa Deprimida y Oeste Bonaerense. Taleisnik y Lavado R. S. (eds). *Libro Ambientes salinos y alcalinos de la Argentina, recursos y aprovechamiento productivo*. 2: 55-88. Argentina.
- Taboada M.A. y R.S. Lavado. 2008. Funcionamiento de los suelos salinos y sódicos. *Actas XVI. Congreso AAPRESID*, 339-348.
- Uzo J.O, Okorie AU. 1983. *Amaranthus hybridus*. A potential grain crop for West Africa. *Nutr. Rep. Intl.* 27: 519.
- Vargas Ortiz E., Tiessen A. y Délano Frier J. 2012. La defoliación por daño mecánico y herbivoría en *Amaranthus cruentus* L. induce simultáneamente respuestas de tolerancia y resistencia. In: Espitia Rangel E. (ed). *Amaranto: Ciencia y Tecnología*. Libro Científico No. 2. INIFAP/SINAREFI. 99-111. México.
- Wouyou A., Gandonou C., Komlan F., Montcho D., Zanklan A., Lutts S. & Gnancadja S. 2017. Salinity Resistance of Five Amaranth (*Amaranthus cruentus*) Cultivars at Young Plants Stage. *International Journal of Plant & Soil Science*. 14: 1-11.
- Wouyou A., Gandonou C. B., Montcho D., Kpinkoun J., Kinsou E., Komlan F. A. & Gnancadja S. L. 2016. Salinity Resistance of Six Amaranth (*Amaranthus* sp.) Cultivars Cultivated in Benin at Germination Stage. *Scd Victoria Anatolyivna Tsygankova (ed) International Journal of Plant & Soil Science* 11(3): 1-10, 2016; Article no.IJPSS.25892.

- Zhu J. K., Liu J. & Xiong L. 1998. Genetic analysis of salt tolerance in *Arabidopsis thaliana*: evidence of a critical role for potassium nutrition. *Plant Cell*. 81-92
- Zhu J.K. 2002. Salt and drought stress signal transduction in plants. *Annual Review of Plant Biology*. 53: 247-273.
- Zhu J.K. 2003. Regulation of ion homeostasis under salt stress. *Curr. Opin. Plant Biology*. 6: 441-445.