CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

INDICADORES FISIOLÓGICOS, BIOQUÍMICOS Y DEL CRECIMIENTO DE VARIEDADES DE ALBAHACA (*Ocimum basilicum* L.) EN RESPUESTA AL ESTRÉS POR NaCl Y SU INTERACCIÓN CON UN BIOESTIMULANTE COMO AGENTE MITIGADOR

T E S I S

Que para obtener el grado de

Doctora en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales
(Orientación en Agricultura Sustentable)

P r e s e n t a

Daulemys Batista Sánchez

La Paz, Baja California Sur, noviembre de 2018

ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las _10:00_ horas del día _01__ del mes de Noviembre del 2018, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

INDICADORES FISIOLÓGICOS, BIOQUÍMICOS Y DEL CRECIMIENTO DE VARIEDADES DE ALBAHACA (*Ocimum basilicum* L.) EN RESPUESTA AL ESTRÉS POR NaCl Y SU INTERACCIÓN CON UN BIOESTIMULANTE COMO AGENTE MITIGADOR

Presentada por la alumna:

Daulemys Batista Sánchez

Aspirante al Grado de DOCTOR EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACIÓN DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACIÓN EN:

AGRICULTURA SUSTENTABLE

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACIÓN DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

Dr. Bernardo Murillo Amador
Director de Tesis

Dra. Alejandra Nieto Garibay
Co-Tutor

Dra. Lilia Alcaraz Meléndez
Co-Tutor

Dr. Enrique Troyo Diéguez
Co-Tutor

Dr. Luis Guillermo Hernández Montiel
Co-Tutor

Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra,
Directora de Estudios de Posgrado y
Formación de Recursos Humanos

COMITÉ TUTORIAL

Director de Tesis
Dr. Bernardo Murillo Amador
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C

Co-Tutor
Dra. Alejandra Nieto Garibay
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C

Co-Tutor
Dra. Lilia Alcaraz Meléndez
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C

Co-Tutor
Dr. Enrique Troyo Diéguez
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C

Co-Tutor
Dr. Luis Guillermo Hernández Montiel
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C

COMITÉ REVISOR

Dr. Bernardo Murillo Amador
Dra. Alejandra Nieto Garibay
Dra. Lilia Alcaraz Meléndez
Dr. Enrique Troyo Diéguez
Dr. Luis Guillermo Hernández Montiel

JURADO DE EXAMEN DE GRADO

Dr. Bernardo Murillo Amador
Dra. Alejandra Nieto Garibay
Dra. Lilia Alcaraz Meléndez
Dr. Enrique Troyo Diéguez
Dr. Luis Guillermo Hernández Montiel

SUPLENTES

Dr. Arnoldo Villegas Espinoza
Dr. Rogelio Ramírez Serrano

Resumen

Lograr establecer cultivos en condiciones adversas es unos de los mayores retos que enfrenta el hombre, entre los métodos más novedosos para conseguirlo se encuentran el uso de bioestimulantes naturales, ya que estos activan funciones fisiológicas en las que permiten mayor eficiencia metabólica, lo que constituye una opción para mitigar los efectos del estrés por salinidad. El presente trabajo de investigación estudió el efecto del biestimulante FitoMas-E® como mitigador del estrés por NaCl en la germinación, emergencia y crecimiento vegetativo de tres variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) con respuesta diferencial al estrés por NaCl. La investigación se realizó en condiciones de laboratorio e invernadero. Para las etapas de germinación y emergencia las semillas de las variedades Napoletano, Nufar y Emily se sometieron a concentraciones de NaCl (0, 50, 100 y 150 mM) y dosis de FitoMas-E® (0, 0.5, 1.0 y 1.5 mL L^{-1}), en un diseño completamente al azar con arreglo factorial de cuatro repeticiones. Las variables evaluadas, porcentaje y tasa de germinación y emergencia, altura de la plántula, longitud de radícula, biomasa fresca y seca de la radícula y de parte aérea, evidenciaron una disminución significativa en condiciones de estrés por NaCl de moderado a severo. La longitud de raíz, altura de la plántula, biomasa seca de raíz y biomasa fresca de parte aérea en 150 mM de NaCl fueron las más afectadas. Se observó que cuando se aplicó FitoMas-E® las plantas incrementaron significativamente longitud de raíz, altura de planta y biomasa seca de raíz, lo que revela el efecto estimulante del FitoMas-E® siendo 0.5 mL L^{-1} la dosis estimulante. Para la etapa de crecimiento vegetativo se determinó el efecto del FitoMas-E® como atenuante del estrés por NaCl en las mismas variedades de albahaca en sistema hidropónico. Se empleó un diseño completamente al azar con arreglo factorial (3A×2B×4C), donde el factor A fueron las variedades, B las dosis de FitoMas-E® (0 y 0.5 mL L^{-1}) y C las concentraciones de NaCl (0, 50, 100 y 150 mM), con cuatro repeticiones. Se evaluó biomasa fresca y seca de la parte aérea y raíz, longitud del tallo y raíz, diámetro del tallo, área foliar, tasa fotosintética, potencial hídrico, contenido relativo de agua, contenido de prolina, proteínas totales, superóxido dismutasa, catalasa, glutatión peroxidasa y contenido de aceites esenciales. Los resultados mostraron que las variables morfométricas, fisiológicas y el contenido de proteínas totales disminuyeron sus valores en las tres variedades al aplicar NaCl, llegando a ocasionar la muerte a la variedad Emily al ser sometidas a una concentración de 150 mM de NaCl y 0 mL L^{-1} de FitoMas-E®. Las plantas tratadas con el bioestimulante, incrementaron todas las variables, aún y cuando se encontraban sometidas a estrés por NaCl. Se concluye que la aplicación de FitoMas-E® estimula la germinación, emergencia y crecimiento vegetal de las variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl, permitiendo mitigar sus efectos negativos, mejorando las variables evaluadas a través de indicadores morfométricos, bioquímicos y fisiológicos.

Palabras claves: Planta aromática, salinidad, bioestimulante.

Vo. Bo. Dr. Bernardo Murillo Amador
Director de tesis

Summary

The establishment of crops in adverse conditions is one of the greatest challenges facing man, among the most novel methods to achieve this are the use of natural biostimulants, since these activate physiological functions in which they allow greater metabolic efficiency, which constitutes an option to mitigate the effects of salinity stress. The present research study evaluated the effect of a biostimulant FitoMas-E® as a stress reliever for NaCl in the germination, emergence and vegetative growth of three varieties of basil (*Ocimum basilicum* L.) with different response to stress by NaCl. The research was conducted under laboratory and greenhouse conditions. For the germination and emergence stages, the seeds of the Napoletano, Nufar and Emily varieties were subjected to NaCl concentrations (0, 50, 100 and 150 mM) and doses of FitoMas-E® (0, 0.5, 1.0 and 1.5 mL L^{-1}), in a completely random design with a factorial arrangement of four repetitions. The variables evaluated were, percentage and rate of germination and emergence, seedling height, radicle length, fresh and dry biomass of the radicle and aerial part, showed a significant decrease in conditions of stress by moderate to severe NaCl. Root length, seedling height, dry root biomass and fresh aerial biomass in 150 mM NaCl were the most affected. It was observed that when FitoMas-E® was applied, the plants significantly increased root length, plant height and dry root biomass, which reveals the stimulating effect of FitoMas-E® with 0.5 mL L^{-1} being the stimulating dose. In the vegetative growth stage, the effect of FitoMas-E® was determined as an attenuator of stress by NaCl in the same varieties of basil in the hydroponic system. A completely randomized design with factorial arrangement (3A × 2B × 4C) was used, where the factor A were the varieties, B the doses of FitoMas-E® (0 and 0.5 mL L^{-1}) and C the NaCl concentrations (0, 50, 100 and 150 mM), with four repetitions. Fresh and dry biomass of the aerial part and root, stem and root length, stem diameter, leaf area, photosynthetic rate, water potential, relative water content, proline content, total proteins, superoxide dismutase, catalase, glutathione, peroxidase and content of essential oils were evaluated. The results showed that the morphometric and physiological variables and the total protein content decreased in the three varieties when NaCl was apply, leading to death in Emily when was subjected to 150 mM NaCl and 0 mL L^{-1} of FitoMas-E®. The plants treated with the biostimulant, increased all the variables, even under stress by NaCl. It is concluded that the application of FitoMas-E® stimulates the germination, emergence and plant growth of the varieties of basil subjected to stress by NaCl, allowing to mitigate their negative effects, improving the variables evaluated through morphometric, biochemical and physiological indicators.

Keywords: Aromatic plant, salinity, biostimulant.

Vo. Bo. Dr. Bernardo Murillo Amador
Director de tesis

Dedicatoria

A Dios, por iluminar mi andar diario.

A mi amigo y esposo Carlos Michel Ojeda Silvera por tanto apoyo, amor y confianza

A mis padres Zaida y Francisco, a mi hermana Dailenys por todo su amor y ternura.

A mi familia, por todo el apoyo y cariño.

Agradecimientos

Quiero aprovechar esta pequeña cuartilla para dejar testimonio de mis más sinceros agradecimientos, a aquellas personas e instituciones que me ayudaron a convertir mis numerosos esfuerzos en resultados.
Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por su apoyo para la realización de los estudios del Doctorado, mediante la Beca Nacional N° 337666.
Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR) por la oportunidad de alcanzar esta meta de superación personal.
A los proyectos AGROT1, AO1 del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR); SAGARPA-CONACYT No. 126183, Ciencia Básica SEP-CONACYT No. 236240 y No. 258282.
A mi director Dr. Bernardo Murillo Amador por brindarme la oportunidad de formar parte de su equipo de trabajo e invitarme a realizar el presente proyecto de investigación, además por sus consejos, excelente dirección, solidaridad y participación en cada momento de mi formación doctoral.
A los miembros de mi Comité Tutorial, Dra. Alejandra Nieto Garibay, Dra Lilia Alcaraz Meléndez, Dr. Luis Guillermo Hernández Montiel y Dr. Enrique Troyo Diéguez, por sus orientaciones oportunas y valiosas en el periodo de realización del doctorado.
Dr. José Manuel Mazón Suástegui por su apoyo y valiosos consejos antes y durante la realización de la investigación.
A la M.C. María del Carmen Mercado Guido, Lic. Lidia Hirales Lucero, Téc. Pedro Luna García, M.C. Manuel Salvador Trasviña Castro, Lic. Mirian Lizzeth Hernández-De Haro M.C. Margarito Rodríguez Álvarez, Raymundo Ceseña, Ing. Saúl Briseño y Adrián Jordán, por su ayuda invaluable durante la ejecución de los experimentos de este proyecto, así como por todas las actividades conjuntamente desarrolladas en el Laboratorio de Fisiotecnia Vegetal y en el Campo Agrícola Experimental.
Al Personal del Programa de Posgrado del CIBNOR, Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra, Lic. Leticia González Rubio Rivera, Lic. Osvelia Ibarra Morales, Tania Núñez Valdez, Lic. Claudia E. Olachea, Ing. Horacio Sandoval Gómez, Alejandra Chavez y Lupita Sánchez, por su gran apoyo incondicional para poder llegar al término del programa de estudios.
A Consuelo, Karín, Gonzalín y Gilberto, por su invaluable ayuda durante estos años, acogiéndome como parte de su familia.
A mis amigas y amigos por el apoyo durante este trabajo, cada palabra de aliento y consejos en los momentos más difíciles: Yalina Montecelos y Yosvanis Batista, Yuneisy Agüero, Silvia Edén, Idael Ruiz, Ferderico Soto, Yarelis Álvarez, Yarelys Férrer, Milagro García, Fernando Abasolo, Gregorio Lucero, Ayenia Rosales, Chávelas, Mirella Romero, Alberto Salgado, Ismal Cabrera y Claudia Morales.
A mi familia, por su cariño.

A todas aquellas personas que de una u otra manera colaboraron para culminar exitosamente el presente trabajo de investigación.

Muchas gracias.

Contenido

Resumen i
Summary ii
Dedicatoria iii
Agradecimientos iv
Contenido v
Lista de figuras viii
Lista de tablas ix
Abreviaturas xii
1. INTRODUCCIÓN 1
2. ANTECEDENTES 3
2.1 La salinidad en la agricultura. Problema general de los suelos salinos 3
2.2 Efectos de la salinidad sobre los cultivos 4
2.3 Mecanismos generales de adaptación de las plantas a la salinidad 5
2.3.1 Mantenimiento de la homeostasis iónica 5
2.3.2 Síntesis de compuestos osmoprotectores 6
2.3.3 Mecanismos de defensa frente al estrés oxidativo 7
2.4 Fisiología de las plantas cultivadas en condiciones de salinidad 7
2.5 Tolerancia a la salinidad en las plantas cultivadas 10
2.6 Absorción foliar de sustancias en las plantas 13
2.7 Caracterización del FitoMas-E® 14
2.7.1 Modo de acción del FitoMas-E® 15
2.7.2 Forma de producción y composición del bioestimulante FitoMas-E® 17
2.7.3 Momento y técnica de aplicación del FitoMas-E® 17
2.7.4 Resultados obtenidos en diferentes cultivos con la aplicación del FitoMas-E® 18
2.8 Cultivo de albahaca 19
2.9 Cultivo hidropónico 20
3. JUSTIFICACIÓN 21
4. HIPÓTESIS 22
5. OBJETIVOS 23
5.1 Objetivo General 23
5.2 Objetivos Específicos 23
6. MATERIAL Y MÉTODOS 24
6.1 Evaluación de la salinidad (NaCl) y su interacción con el FitoMas-E® en tres variedades de albahaca con respuesta diferencial al estrés salino, en la etapa de germinación y emergencia 24
6.1.1 Etapa de germinación 24
6.1.1.1 Variables evaluadas en la germinación 25
6.1.1.1.1 Porcentaje y tasa de germinación 25
6.1.1.1.2 Variables morfométricas 25
6.1.1.2 Análisis estadísticos 25
6.1.2 Etapa de emergencia 26
6.1.2.1 Variables evaluadas en la etapa de emergencia 26
6.1.2.1.1 Porcentaje y tasa de emergencia 26
6.1.2.1.2 Variables morfométricas 27

6.1.2.2 Análisis estadísticos 27
6.2 Evaluación de la salinidad (NaCl) y su interacción con el FitoMas-E® en las características fisiológicas, bioquímicas y del crecimiento en variedades de albahaca con respuesta diferencial al estrés salino en la etapa de crecimiento vegetativo en un sistema hidropónico. 28
6.2.1 Variables evaluadas en la etapa de crecimiento vegetativo 30
6.2.1.1 Variables fisiológicas 30
6.2.1.2 Determinación de pigmentos fotosintéticos 30
6.2.1.3 Relaciones hídricas 30
6.2.1.3.1 Contenido relativo de agua 30
6.2.1.3.2 Potencial hídrico 31
6.2.1.4 Variable bioquímicas 31
6.2.1.4.1 Contenido de prolina 31
6.2.1.4.2 Contenido de proteínas totales 32
6.2.1.4.3 Actividad de superóxido dismutasa 32
6.2.1.4.4 Actividad de catalasa 33
6.2.1.4.5 Actividad de glutatión peroxidasa (GPx) 33
6.2.1.5 Variables morfométricas 34
6.2.1.5.1 Longitud de tallo 34
6.2.1.5.2 Longitud de raíces 34
6.2.1.5.3 Biomasa fresca y seca de parte aérea y raíz 34
6.2.1.5.4 Área foliar 35
6.2.1.5.5 Diámetro del tallo 35
6.2.1.6 Extracción de aceites esenciales 35
6.2.1.7 Análisis estadísticos 35
7. RESULTADOS 37
7.1 Etapa de germinación 37
7.1.1 Porcentaje y tasa de germinación 37
7.1.2 Variables morfométricas 39
7.2 Etapa de emergencia 43
7.2.1 Tasa y porcentaje de emergencia 43
7.2.2 Variables morfométricas 47
7.3.1 Variables fisiológicas 50
7.3.1.1 Tasa fotosintética 50
7.3.1.2 Determinación de pigmentos fotosintéticos 53
7.3.2 Relaciones hídricas 64
7.3.2.1 Contenido relativo de agua 64
7.3.2.2 Potencial hídrico 67
7.3.3 Variables bioquímicas 70
7.3.4 Variables morfométricas 76
7.3.5 Contenido de aceites esenciales 82
8. DISCUSIÓN 84
8.1 Efectos del estrés por NaCl en la germinación, emergencia y crecimiento vegetativo 84
8.1.1 Germinación y emergencia 84
8.1.2 Efecto del estrés salino en las variables morfométricas 85

8.1.3 Efecto del estrés salino en las variables fisiológicas 87
8.1.4 Efecto del estrés salino en las relaciones hídricas 87
8.1.5 Efecto del estrés salino en las variables bioquímicas 88
8.2 Efecto del FitoMas-E® como mitigador del estrés por NaCl en la etapa de germinación, emergencia y crecimiento vegetativo 89
8.2.1 Germinación y emergencia 89
8.2.2 Variables morfometricas..... 89
8.2.3 Variables fisiológicas..... 91
8.2.4 Relaciones hídricas 92
8.2.5 Variables bioquímicas..... 93
8.2.6 Contenido de aceite esencial..... 95
9. CONCLUSIONES 97
10. LITERATURA CITADA 98

Lista de figuras

Figura 1. Efecto de la interacción variedad × FitoMas-E® en la tasa fotosintética de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl a los 60 DDT. 52
Figura 2. Efecto de la interacción variedad × FitoMas-E® en el contenido de clorofila "a" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT). 54
Figura 3. Efecto de la interacción variedad × NaCl en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT). 56
Figura 4. Efecto de la interacción variedad × dosis de FitoMas-E® en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT). 56
Figura 5. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT). 57
Figura 6. Efecto de la interacción variedad × NaCl en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT). 60
Figura 7. Efecto de la interacción variedad × FitoMas-E® en el contenido clorofila "b"en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT). 60
Figura 8. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT). 61
Figura 9. Efecto de la interacción variedades × niveles de NaCl × FitoMas-E® en el contenido relativo de agua a los 40 DDT de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 66
Figura 10. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el contenido de GPx en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 76

Lista de tablas

Tabla I. Solución nutritiva a utilizar en el experimento de desarrollo vegetativo de plantas de albahaca. 29
Tabla II. Efecto de la interacción de variedades × NaCl en el promedio de porcentaje de germinación y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 37
Tabla III. Efecto de la interacción de variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E®, en el promedio de porcentaje de germinación de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 38
Tabla IV. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de porcentaje de germinación y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 40
Tabla V. Efecto de la interacción variedades × niveles salinidad × dosis de FitoMas-E® en el promedio de variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 41
Tabla VI. Efecto de la interacción de variedades × NaCl en el promedio de tasa, porcentaje de emergencia y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 44
Tabla VII. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de tasa, porcentaje de emergencia y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 44
Tabla VIII. Efecto de la interacción de variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E®, en el promedio de tasa y porcentaje de emergencia de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 46
Tabla IX. Efecto de la interacción variedades × niveles salinidad × FitoMas-E®, en el promedio de variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 49
Tabla X. Tasa fotosintética en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la fase de crecimiento vegetativo. 50
Tabla XI. Efecto de la interacción variedades × NaCl en la tasa fotosintética de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 51
Tabla XII. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en la tasa fotosintética de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 51
Tabla XIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en la tasa fotosintética de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 53
Tabla XIV. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT). 54
Tabla XV. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT). 55

Tabla XVI. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de clorofila total en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT)..... 57
Tabla XVII. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT)..... 58
Tabla XVIII. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT)..... 58
Tabla XIX. Efecto de la interacción variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT)..... 59
Tabla XX. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el contenido de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (60 DDT)..... 62
Tabla XXI. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (60 DDT)..... 62
Tabla XXII. Efecto de la interacción variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (60 DDT)..... 64
Tabla XXIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el contenido relativo de agua de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 65
Tabla XXIV. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en el contenido relativo de agua de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 65
Tabla XXV. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el contenido relativo de agua de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 67
Tabla XXVI. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el potencial hídrico de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 68
Tabla XXVII. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en el potencial hídrico de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl..... 68
Tabla XXVIII. Efecto de la interacción variedades × niveles de NaCl × FitoMas-E® en el potencial hídrico de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.. 69
Tabla XXIX. Efecto de la interacción variedad × NaCl en el promedio de variables bioquímicas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo. 71
Tabla XXX. Efecto de la interacción variedad × dosis de FitoMas-E® en el promedio de variables bioquímicas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo. 72
Tabla XXXI. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de variables bioquímicas en hoja de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo..... 74
Tabla XXXII. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de las variables bioquímicas en raíz de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo..... 75

Tabla XXXIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl en las variables morfométricas de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 77
Tabla XXXIV. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en las variables morfométricas de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 78
Tabla XXXV. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en las variables morfométricas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 81
Tabla XXXVI. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el contenido de aceite en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 82
Tabla XXXVII. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en el contenido de aceite esencial en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl. 83
Tabla XXXVIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el contenido de aceite esencial en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés salino. 83

Abreviaturas

Ca	Calcio
CE	Conducctividad eléctrica
CENPALAB	Centro Nacional para la Producción de Animales de Laboratorio
CENSA	Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria
CIBNOR	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste
CO_2	Dióxido de carbono
CRA	Contenido relativo de agua
DDT	Días después del trasplante
ERO	Especies reactivas de oxígeno
H_2O	Agua
ICIDCA	Instituto Cubano de Investigaciones de los Derivados de la Caña de Azúcar
ISTA	International Seed testing Association
K^+	Potasio
mg	Miligramos
mL L^{-1}	Mililitros por litros
mM	Milimolar
MVS	Materia vegetal seca
NaCl	Cloruro de sodio
N	Nitrógeno
P	Fósforo
SIAP	Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera
Ψ_w	Potencial hídrico

1. INTRODUCCIÓN

El estrés salino es uno de los procesos ambientales más importante que detiene el crecimiento, desarrollo y la supervivencia de las especies cultivadas, poniendo en riesgo su productividad (Mazón-Sástegui *et al*., 2018; Ojeda-Silvera *et al*., 2015). A nivel mundial millones de hectáreas presentan alto grado de aridez y presencia de sales (Frahm *et al*., 2004). En México las regiones áridas y semi-áridas constituyen más del 50% del territorio nacional (Fereres y Soriano, 2007), por tal razón resulta importante el estudio de este factor debido al impacto negativo que provocan en el sector agrícola. Además, es uno de los principales problemas de degradación de tierras. La salinidad tiene consecuencias a nivel ambiental, social y económico debido a que en las áreas afectadas disminuye la sostenibilidad y el rendimiento de las especies cultivadas, porque afecta el metabolismo y el crecimiento de las plantas, provocando una disminución en la producción de biomasa (Chen *et al*., 2008; Dai-Yin *et al*., 2013; Ghulam-Abbas *et al.*, 2015; Hessini *et al.*, 2015; Rezende *et al*., 2018). Las pérdidas a nivel mundial por este factor se calculan en 12 mil millones de dólares anuales y afectan una quinta parte de las tierras de cultivo (Finkel, 2009; Khaliq *et al*., 2014). Los efectos principales en las plantas es la disminución de la absorción de agua, absorción de iones que provocan toxicidad, desbalance nutricional y cambios fisiológicos, decremento en el área foliar y la tasa fotosintética (Postnikova y Nemchinov, 2015; Sarwat *et al*., 2016; Tarchoune *et al*., 2013).

En Baja California Sur, las áreas de cultivo tienen alto riesgo de salinidad debido a su clima semiárido. Este Estado es el mayor productor de albahaca de México (SIAP, 2017), que es uno de los cultivos con potencial a nivel mundial para el mercado de exportación, debido a las características de sus aceites esenciales, utilizados principalmente en la industria de cosméticos para la elaboración de perfumes. En la industria farmacéutica se utiliza por sus propiedades diuréticas y estimulantes, en la alimenticia se aplica para aromatizar vinagres, por su agradable olor y sabor, también se emplea como condimento fresco y deshidratado (Heidari y Golpayegani, 2012; Tarchoune *et al*., 2013). Este cultivo es fuente de ingresos para numerosos productores; sin embargo, su producción se limita por los niveles altos de sales en algunas de las áreas donde se cultiva (Batista-Sánchez *et al.*, 2017).

Diversos son los métodos que se utilizan para lograr producciones en condiciones adversas para los cultivos, entre los más comunes se encuentran el mejoramiento genético, métodos fitotécnicos, destacándose en los últimos años el uso de bioestimulantes (Godfray *et al.*, 2010; Tester y Langridge, 2010). Estos productos se utilizan como activadores de mecanismos fisiológicos de las plantas, por lo que su aplicación permite un aprovechamiento mejor de los nutrientes, crecimiento, desarrollo, incremento del rendimiento y activación de mecanismos de resistencia y/o tolerancia de las plantas ante condiciones estresantes del medio (Batista-Sánchez *et al*., 2015, 2017; Ojeda-Silvera *et al.*, 2015). Entre estos productos se encuentra el bioestimulante FitoMas-E®, derivado de la industria azucarera de Cuba, con evidente influencia antiestrés; es una mezcla de sustancias orgánicas de aminoácidos, péptidos de bajo peso molecular e hidratos de carbono bioactivos. Estas sustancias naturales son propias del metabolismo vegetal y al estar disponibles, las plantas reducen el consumo de energía adicional para sintetizarlas, respondiendo más rápido ante condiciones estresantes (Batista-Sánchez *et al*., 2015, 2017; Pulido *et al*., 2013). Vigorizan cualquier cultivo, desde la germinación hasta la fructificación, disminuyendo los daños por salinidad, sequía, exceso de humedad, fitotoxicidad, plagas y trasplantes, no son tóxicas para las plantas ni para los animales (Castillo *et al.*, 2011; Pulido *et al*., 2013) por lo que el uso de este bioestimulante es una alternativa viable para incrementar la producción de albahaca en áreas afectadas por salinidad.

2. ANTECEDENTES

2.1 La salinidad en la agricultura. Problema general de los suelos salinos

En muchas áreas del mundo dedicadas a la agricultura, la obtención de rendimientos altos, así como el cultivo de una variedad amplia de especies, cada vez presentan más restricciones debido a la salinización de los suelos. Se estima que más de 800 millones de hectáreas en el planeta están afectadas por diversos factores abióticos; de estas, 397 millones por problemas de salinidad (Mert *et al*., 2008).

Según Chen *et al*. (2008) la salinidad de los suelos es un problema grave que afecta el rendimiento de los cultivos y la sostenibilidad de la agricultura. Aproximadamente el 43% de la superficie terrestre que se utiliza para cultivos, está afectado por niveles de salinidad que, en la mayoría, superan la tolerancia de las especies de cultivos tradicionales y 943 millones de hectáreas se abandonan debido a los problemas de encharcamiento, sodificación y salinización. Este porcentaje va en aumento a una tasa anual de 0.5%, debido fundamentalmente a precipitaciones bajas, evaporación alta, irrigación con aguas salinas y por las prácticas tradicionales de cultivo que favorecen el incremento de la concentración de sales en el suelo (Nasim *et al*., 2007; Shahba *et al*., 2010).

El factor antrópico ha desencadenado estos procesos de forma más dinámica y extrema en aquellas áreas cuyas condiciones climáticas propician la aparición de tales fenómenos. La acción del hombre tiene una incidencia alta en factores degradativos tales como la deforestación, la sobreexplotación y cambio en el uso de las tierras, el sobrepastoreo, el mal manejo del agua, de las tecnologías de riego y de cultivo, entre otras. En la actualidad, más del 20% de los suelos cultivados y aproximadamente el 50% de las tierras irrigadas, están catalogados como potencialmente salinos y los modelos matemáticos evidencian que la velocidad de salinización de los suelos aumenta cada año y en menos tiempo (Morales *et al*., 2010).

2.2 Efectos de la salinidad sobre los cultivos

La salinidad del medio inhibe el crecimiento vegetal, mediante perturbaciones en el balance de agua, reducción de la turgencia, así como el agotamiento de la energía requerida para el metabolismo. Estas afectaciones se generan por dificultad en la captación o transporte de agua dentro de la planta, como por efectos tóxicos ocasionados por un exceso de iones minerales en los tejidos. El daño causado al vegetal puede ser osmótico, tóxico o nutricional (Morales *et al*., 2010). La salinidad afecta a las enzimas de las cadenas respiratorias y dependiendo de la especie vegetal, puede aumentar o disminuir el consumo de oxígeno por parte de la planta, el contenido de compuestos fosforilados también desciende. La fosforilación se afecta a nivel de la actividad ATPasa o en cualquier otro punto de dicha ruta metabólica (Amini *et al*., 2007).

Los efectos directos de las sales en el crecimiento de las plantas se dividen en tres categorías principales (Lamz-Piedra y González-Cepero, 2013; Parida y Das, 2005):

- -Reducción del potencial osmótico de la disolución del suelo, que disminuye la cantidad de agua disponible para la planta.
- -Deterioro de la estructura física del suelo, que disminuye la permeabilidad del mismo, al agua y los gases.
- -Toxicidad específica de algunos iones.

La salinidad del suelo afecta el desarrollo vegetal de manera indirecta, a través de la inhibición de procesos biológicos del suelo, como la mineralización y nitrificación (Mata-Fernández *et al*., 2014).

Estudios de campo realizados por Shahba *et al*. (2010) muestran los efectos de la salinidad sobre las plantas, los cuales constataron descensos del 10% en el rendimiento del cultivo de tomate, por cada 1.5 dS m^{-1} de incremento de la conductividad eléctrica del agua de riego, a partir de 2.0 dS m^{-1} que añaden, además del descenso de producción, disminución del contenido de proteínas solubles en fruto o aumentos de la acidez de los mismos.

2.3 Mecanismos generales de adaptación de las plantas a la salinidad

2.3.1 Mantenimiento de la homeostasis iónica

Entre los mecanismos que explican la capacidad de las especies vegetales para tolerar el estrés salino está el ajuste osmótico. Este proceso consiste en la acumulación activa de solutos en los tejidos de las plantas en respuesta a la disminución en la disponibilidad de agua. El aumento del agua transpirada resulta de la manutención del área de la hoja, de la apertura estomática y de una absorción mayor de agua desde el suelo (Bargmann *et al*., 2009). La regulación del flujo iónico es necesaria para que las células mantengan una concentración adecuada de iones esenciales y una concentración baja de iones tóxicos (Senadheera *et al.*, 2009). En estrés salino, el mantenimiento de la homeostasis de K^+ y Na^+ es de vital importancia en células vegetales. Estas necesitan mantener concentraciones altas de K^+, entre 100 y 200 mM, para realizar de forma adecuada las reacciones metabólicas (Rodríguez *et al*., 2005); por lo que se plantea que la tolerancia a la salinidad requiere no solo la adaptación a la toxicidad provocada por el Na^+, sino también, a la absorción de K^+, cuya toma por la planta se afecta debido a la semejanza química entre ambos iones (Wang *et al*., 2007). 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 (Senthilkulmar *et al*., 2005).

Los transportadores, canales, simportes y antiportes, son los principales involucrados en el fenómeno de transporte a nivel de planta. Por otro lado, los niveles de Na^+, deben ser menores de 1 mM en el citoplasma, cualquier exceso tiene que ser excluido fuera de la célula o almacenado dentro de la vacuola (Vera-Estrella *et al.*, 2005). El mantenimiento de concentraciones altas de K^+ y concentraciones bajas de Na^+ en el citosol se logra a través de una regulación coordinada de los transportadores para H^+, K^+, Ca^+, Na^+. Las H^+-ATPasas de la membrana plasmática, sirven como bombas primarias, que generan un gradiente protónico, que facilita el transporte de otros solutos, incluyendo el Na^+ y K^+ (Zhao *et al.*, 2008). Este sistema es un componente de la respuesta de la planta a la salinidad. Las células vegetales emplean, además del transporte activo primario, mediado por H^+-ATPasas, el

transporte activo secundario, mediado por canales y cotransportadores, para mantener en el citosol concentraciones altas de K^+ y bajas de Na^+ (Bartels y Ramanjulu, 2005).

El ajuste osmótico es un mecanismo que minimiza los daños por estrés ambiental a través de mantener la turgencia, la fotosíntesis y la respiración (Munns y Tester, 2008). Cuando se mantiene la turgencia en aquellos genotipos que se ajustan osmóticamente en comparación con aquellos que no lo hacen, continúa la elongación celular y teóricamente se obtiene una mayor área foliar, crecimiento mayor de raíces y resistencia estomática menor (Murillo-Amador *et al.*, 2001). Algunos estudios señalan que el ajuste osmótico se relaciona positivamente con el rendimiento en condiciones de estrés salino e hídrico, por lo que mejora el rendimiento de los cultivos en condiciones de estrés. Además de extraer más agua del suelo, los genotipos con ajuste osmótico alto, incrementan la biomasa de raíces, densidad y longitud de raíces, para lograr aumentar la transpiración (Heidari, 2012).

2.3.2 Síntesis de compuestos osmoprotectores

El ajuste osmótico mantiene el contenido celular de agua cuando se presenta una reducción en el potencial osmótico, como consecuencia de la acumulación de solutos orgánicos en el citoplasma y en la vacuola en situaciones de estrés por salinidad en el suelo (Serraj y Sinclair, 2002). Los solutos compatibles (osmolitos, citosolutos) son metabolitos hidrofílicos, entre los que destacan azúcares (sacarosa y fructosa), aminoácidos (prolina y betaína), glicerol, manitol y otros metabolitos de peso molecular bajo (Chen y Murata, 2002; Pommerrenig *et al.*, 2007). Los solutos compatibles no interfieren con el metabolismo normal de las células; se acumulan en el citoplasma y en la vacuola en concentraciones altas en condiciones de estrés osmótico, participan en el mantenimiento de la disminución del potencial osmótico en el citosol y están involucrados en la estabilidad de proteínas y estructuras celulares (Bartels y Ramanjalu, 2005; Zhu, 2003). En general, son varios los efectos de los solutos compatibles en las plantas: los azúcares, por ejemplo, interactúan con las cabezas polares de los fosfolípidos para prevenir la fusión de la membrana (Chen y Murata, 2002), los aminoácidos, por su parte, pueden actuar como osmolitos en la regulación del transporte de iones, tienen efecto en la síntesis y la actividad enzimática (Ray, 2002).

2.3.3 Mecanismos de defensa frente al estrés oxidativo

Un efecto secundario de la salinidad es la formación de especies reactivas del oxígeno o radicales libres (Koprivova *et al.,* 2008). Las especies reactivas del oxígeno en ausencia de mecanismos protectores pueden causar daños serios en diferentes estructuras y funciones celulares (Del Río, 2006). El radical hidroxilo es un radical libre altamente tóxico, capaz de iniciar la peroxidación lipídica y dañar el ADN, las proteínas y otras moléculas pequeñas (Liu *et al.,* 2008). Las plantas por tanto deben estar protegidas adecuadamente por un número de mecanismos antioxidantes para eliminar los radicales libres. Las vías de la planta para enfrentar el estrés oxidativo comprenden dos componentes, los enzimáticos y los no enzimáticos (Mittler, 2002). Los componentes no enzimáticos son antioxidantes tales como el tocoferol (Liu *et al.,* 2008), carotenoides, ascorbato y glutatión, que son moléculas scavengers o desactivadores de radicales libres (Shu-Hsien *et al.,* 2005). Los componentes enzimáticos comprenden enzimas tales como superóxido dismutasa (SOD), catalasa, ascorbato peroxidasa (APX), monohidroascorbato reductasa (MHAR) y glutatión reductasa (GR) (Gulen *et al.,* 2008).

2.4 Fisiología de las plantas cultivadas en condiciones de salinidad

En general, las sales influyen sobre la germinación de las semillas al disminuir la imbibición y afectar algunos procesos bioquímicos que durante esta etapa tiene lugar. Quizás el efecto más perjudicial de la salinidad se debe a la aparición de un estado de sequía fisiológica en las plantas que no están bien adaptadas a esas condiciones. La sequía fisiológica no se presenta por la falta de agua en el suelo, sino a que la planta no puede absorberla porque el suelo posee una concentración alta de sales y por tanto posee valores de potencial hídrico que son inferiores al potencial de la célula en la planta. Este fenómeno en los sustratos salinizados disminuye la velocidad de imbibición de las semillas, como primer paso del proceso de germinación (Chávez *et al.,* 2012). La segunda etapa de la germinación conocida como "etapa de rompimiento de las glumelas"**,** donde el papel fundamental lo juegan los procesos físico-químicos, entre otros, se afecta a concentraciones altas de sales e incluso puede no ocurrir el proceso a pesar de que las semillas alcanzan el grado de humedad suficiente para que se efectúe (Chávez *et al.,* 2012).

Durante el periodo de la germinación intervienen algunos mecanismos fisiológicos (a veces llamados mecanismos de arranques), probablemente relacionados con los primeros períodos de división celular en el embrión, los cuales parecen ser más resistentes al estrés salino, que los procesos fisiológicos y bioquímicos que ocurren durante el crecimiento de las plántulas. Luego de la fase de rompimiento de las glumelas comienza el crecimiento de las plántulas; proceso más afectado por el estrés salino y a concentraciones menores de sales en el sustrato que los dos anteriores (González y Ramírez, 1999; Murillo-Amador *et al.,* 2001). De acuerdo con estos resultados, la inhibición en la intensidad del crecimiento de las plántulas, se observa durante la germinación de las semillas en soluciones salinas, así como en el caso que las semillas germinen en condiciones normales y luego se transfieran a un medio salino (González *et al*., 2011). Al mismo tiempo, en las semillas que germinaron en condiciones salinas se incrementa significativamente la acumulación de iones y especialmente la acumulación mayor se produce en las plántulas. Una confirmación de este fenómeno se obtiene utilizando trazadores radiactivos tales como Na^{23} y Cl^{36} (González, 2001).

La acumulación de iones salinos en el embrión de la semilla en germinación y luego en la plántula, constituye una de las causas fundamentales de las afectaciones del crecimiento. Por eso, la separación de las sales, mediante el lavado de las semillas con agua, permite recuperar el nivel normal de los procesos de crecimiento (Tuteja, 2008). El crecimiento de las plántulas en condiciones salinas no se limita por los productos de la hidrólisis de las sustancias de reservas de la semilla; independientemente de que en estas condiciones se observan disminuciones significativas en la actividad de las enzimas hidrolíticas (Flowers *et al.,* 2010; Kaymakanova, 2009); no obstante, debido a una alta inhibición de los procesos de crecimiento, el embrión y la plántula en condiciones salinas, se saturan de estos hidrolizados, lo que permite deducir que la causa de las afectaciones del crecimiento de las plántulas, debe ser la disminución de los procesos de síntesis. Al respecto, diferentes autores han informado, que bajo condiciones salinas en las plántulas disminuye la concentración de los productos de la síntesis de las proteínas, el ARN y el ADN (Goykovic y Saavedra del Real, 2007; Hessini *et al.,* 2015).

El crecimiento lineal y la acumulación de biomasa de los órganos vegetativos depende al igual que el crecimiento de las plántulas, de la intensidad de los procesos de división y diferenciación celular; por lo que, en condiciones de estrés salino, el crecimiento de las estructuras vegetativas disminuye significativamente y mucho más fuerte, a medida que aumenta la concentración de sales en el sustrato. La causa fundamental de las afectaciones del crecimiento de las plántulas en condiciones salinas, lo constituye la inhibición marcada de los procesos de síntesis que se producen en las plantas, por la acumulación en las células, de cantidades altas de iones salinos (Biondi *et al.*, 2014.).

Diversos autores (Lamz-Piedra *et al.*, 2013; Shelden *et al.*, 2013) plantean que, entre los efectos más frecuentes de la salinidad en las plantas, se destaca la supresión del crecimiento y la aparición de distintos tipos de daño en las hojas. Los daños en el crecimiento se relacionan con la cantidad de sales solubles y con el potencial osmótico del medio radical; mientras que las afectaciones en las hojas, suculencia, epinastia, clorosis y necrosis, se relacionan con la acumulación de iones tóxicos.

Las afectaciones en el crecimiento y la acumulación de biomasa en las plantas en condiciones salinas se mantienen a través de todo su ciclo vegetativo. Esto se ha abordado ampliamente en diversos estudios (Hossain *et al*., 2011; Moradi e Ismail, 2007); sin embargo, atención especial requiere el período inicial de crecimiento, luego de aplicar el estrés, el cual se caracteriza por las variaciones que ocurren en muchos procesos del metabolismo de las plantas (Ghulam-Abbas *et al.*, 2015; González y Ramírez, 1999; Saeedipour, 2011). En este período ocurren en las plantas mecanismos adaptativos de defensa en el intercambio de sustancias, que conllevan a que se detenga temporalmente el crecimiento por la falta de materiales de constitución o de reserva, que, al normalizarse, se restablece el funcionamiento del organismo (incluyendo los procesos de crecimiento), pero a un nivel menos intenso.

En condiciones de estrés, en las plantas disminuye la concentración de las sustancias estimuladoras y aumentan las inhibidoras, como consecuencia de esto, la relación estimuladoras/inhibidoras disminuye bruscamente. Las sustancias estimuladoras del tipo de

las auxinas, actúan sobre los mecanismos de la división celular y las del tipo giberélico, sobre el alargamiento o diferenciación, por lo que las variaciones en una u otra sustancia reguladora del crecimiento conllevan a que se afecten ambas fases del crecimiento (división y diferenciación celular) (González y Ramírez, 1999). En estrés salino, el rendimiento y sus componentes en las plantas disminuyen y de forma más evidente con el aumento de los niveles de salinidad y en dependencia del grado de tolerancia de la variedad (González, 2001; Rivero *et al.*, 2014).

2.5 Tolerancia a la salinidad en las plantas cultivadas

La tolerancia es una propiedad desarrollada por las plantas durante el proceso evolutivo, para perpetuar la especie en condiciones donde se produce estrés climático o edáfico constantes, o que se repiten periódicamente. Los especímenes que no se adaptan a esas condiciones adversas se eliminan de la población, mientras que se conservan y proveen descendencia los que logran sobrevivir, hasta que aparecen organismos adaptados a la situación de estrés. Esa adaptación se fija genéticamente y se trasmite de generación en generación, asegurando la supervivencia de la especie que conforma una población más tolerante (González *et al*., 2002).

Desde el punto de vista agronómico, la tolerancia a la salinidad en determinada especie o variedad se define como la habilidad de las plantas de sobrevivir y producir rendimientos económicos en condiciones de estrés y se expresa como la relación entre el rendimiento de una variedad en condiciones salinas con respecto a su rendimiento en condiciones normales. Con diferentes niveles de sales en el suelo esta relación puede variar, por lo que al caracterizar el grado de tolerancia de las variedades se debe indicar el nivel de salinidad del sustrato (Tadeo, 2000).

En referencia a estos aspectos, es de destacar que muchas veces, al someter un grupo de especies o variedades de plantas en condiciones salinas, se establecen como más tolerantes aquellas que presentan un rendimiento mayor; sin embargo, en este caso en particular, solo se presentan los resultados sobre su productividad en condiciones adversas, y aunque este indicador es de gran importancia para la práctica agrícola, no constituye un criterio de tolerancia del organismo a la salinidad, porque no se conoce su productividad en

condiciones óptimas, por lo que no se puede determinar en qué medida estas se afectan en condiciones adversas. La tolerancia alta a la salinidad, es característica propia de las plantas halófitas. Sin embargo, las glicófitas, pertenecientes a diferentes familias botánicas y géneros, se diferencian significativamente por su nivel de tolerancia e incluso entre géneros y especies de una misma familia (Munns, 2002; Munns y Tester, 2008; Vinocur y Altman, 2005).

La tolerancia a la salinidad es un fenómeno complejo que involucra cambios morfológicos y de desarrollo, en estrecha relación con los procesos fisiológicos principales y bioquímicos que se presentan en las plantas (Greenway y Munns, 1980; Royo y Aragüés, 2002). Entre los mecanismos que explican la capacidad de las especies vegetales para tolerar el estrés por sales se encuentran:

a) El ajuste osmótico, donde las plantas al crecer en condiciones de salinidad pueden disminuir su potencial osmótico interno para compensar el potencial osmótico externo y mantener la actividad enzimática y el transporte del floema, de esta manera evitar la deshidratación y la muerte. El ajuste osmótico está generalmente ligado a la síntesis de solutos orgánicos, como la betaína, cholina, glicina–betaína, prolina y sacarosa y/o a la acumulación de iones inorgánicos y en condiciones de salinidad se ha encontrado que las especies tolerantes acumulan más que las no tolerantes (Bargmann *et al*., 2009)

b) La exclusión de iones a nivel radicular y la retención de iones en las vacuolas de las raíces en crecimiento y en los diferentes órganos, que permiten que las plantas toleren concentraciones celulares o extracelulares muy elevadas. Muchas plantas responden al estrés salino mediante la exclusión del Na^+ y/o Cl^- de las hojas. En tal sentido, se encuentran correlaciones positivas entre la exclusión del Na^+ y el Cl^- (De Boer y Volkov, 2003). Algunas glicófitas tolerantes restringen el movimiento de iones a los brotes mediante la limitación de la entrada de iones dentro de la raíz, evitando así el riesgo de toxicidad de iones, las halófitas fácilmente absorben, translocan y acumulan los iones en las partes aéreas (Flowers y Colmer, 2008). La capacidad de exclusión de Na^+ se presenta por el control del flujo neto de

absorción de Na^+, que resulta del balance entre el flujo unidireccional de entrada y el eflujo de salida al medio, así como del control de su translocación a la parte aérea, resultado de su deposición en las vacuolas de las raíces o en las células proximales del tallo evitando su acumulación en las hojas (Apse y Blumwald, 2007). A nivel radicular, los mecanismos que controlan la absorción selectiva de iones y su compartimentación intracelular inciden en la tolerancia relativa a la salinidad (Niu *et al.,* 1995; Tester y Davenport, 2003). La absorción por las raíces de cantidades grandes de iones Na^+ y Cl^- provoca la alteración de la absorción y por tanto, del contenido de otros iones, particularmente K^+ y Ca^+ (Royo y Abió, 2003; Tester y Davenport, 2003) resultando de especial importancia en la tolerancia a la salinidad, el mantenimiento de la selectividad entre el K^+ y el Na^+ en el citoplasma. El control de la selectividad K/Na se establece a nivel del plasmalema y del tonoplasto de las células epidérmicas y corticales de la raíz, que son las que controlan la absorción selectiva de iones y su compartimentación celular (Munns, 2002). Otro punto de control de la selectividad K/Na se establece a nivel del plasmalema de las células parenquimáticas del xilema, responsables de la carga activa de iones en el xilema, y por tanto, de la concentración relativa de iones que llega a la parte aérea por la corriente xilemática (Munns, 2002). En algunas especies glicófitas, con índices altos de K/Na en la parte aérea, la liberación preferente de K^+ en el xilema o la reabsorción de Na^+ de la savia xilemática, conduce a una mejora en la selectividad K/Na. Concretamente, en legumbres, existe un mecanismo de exclusión de Na^+ de la parte aérea basado en el intercambio Na/K en las células parenquimáticas del xilema, con apariencia de células de transferencia, a nivel de las partes proximales del tallo y de la raíz (Demidchik *et al.,* 2010; Läuchli y Epstein, 1990). Este mecanismo de exclusión de Na^+ de las hojas confiere tolerancia a una salinidad de intensidad y duración moderada, ya que las capacidades de almacenamiento de estas células son rápidamente saturadas. Para evitar la acumulación excesiva de sales en tejidos fotosintéticos, algunas plantas acumulan diferencialmente el NaCl en determinadas zonas de la hoja o en hojas maduras o lo recirculan en dirección a las raíces

(Alcázar *et al.*, 2010; Tester y Davenport, 2003).

c) Otras plantas a través de la suculencia desarrollan habilidades para incrementar los compartimentos celulares de las hojas y retener concentraciones altas de sales en las vacuolas. Las plantas tolerantes a la salinidad son usualmente más capaces de regular la toma y translocación de iones, previendo de esta forma la acumulación alta de Na^+ y Cl^- en las hojas (Ahmed *et al.*, 2013).

d) La eliminación del exceso de sales, directamente a través de glándulas o estructuras especializadas como los cabellos vesiculares. Algunas especies de plantas desarrollan estructuras especiales como glándulas y cabellos vesiculares que permiten la eliminación del exceso de sales y mantener el equilibrio iónico-osmótico del citoplasma y un buen funcionamiento en la permeabilidad de las membranas (Ahmed *et al*., 2013). Las plantas son capaces de tolerar el estrés salino a través de la eliminación de sales, mediante la regulación de la caída de sus hojas y en casos extremos de sus frutos. De hecho, en la evolución de los mecanismos de tolerancia en las plantas al estrés, se observa la existencia de grados de tolerancia muy diferentes, tanto desde el punto de vista de los mecanismos como de la amplitud y distribución entre las diversas especies e incluso variedades o ecotipos dentro de una misma especie.

e) La capacidad de reparación del daño de secuestrar ROS y de proteger estructuras celulares sensibles mediante el incremento de la síntesis de proteínas con función antioxidante y chaperona. En general, la complejidad en el grado de tolerancia y en el modelo de respuesta de las plantas al estrés salino, evidencian la diversidad de estrategias que desarrollan las plantas a través de su curso evolutivo (Tarchoune *et al.*, 2013).

2.6 Absorción foliar de sustancias en las plantas

La absorción foliar se realiza en varias etapas; en la primera de ellas, la sustancia que se aplica en la superficie de las hojas penetra a la cutícula y la pared por difusión libre, posteriormente, la sustancia se introduce vía apoplasto y se absorbe en la membrana plasmática; finalmente las sustancias llegan al citoplasma. En el paso al interior de la hoja,

la cutícula es la que opone más resistencia, la cual forma una barrera de 0.5 µm de grosor, está compuesta de pectina, cutina, ceras y celulosa; conforme avanza la diferenciación de las estructuras vegetales se engrosa la cutícula. La diferencia en la velocidad de absorción de iones que existe entre los cultivos se explica al menos parcialmente, en base a las cantidades de ceras epicuticulares, ceras embebidas y humectabilidad de la cutícula (Acosta, 1991; Alexander, 1986).

En la absorción nutrimental a través de las hojas no es única la participación de la cutícula. La planta cuenta con otras estructuras como los estomas, alrededor de los cuales existen espacios intercelulares por los que en forma natural y mediante agentes humectantes, es posible el paso de nutrimentos según Wolfgang (1986).

En la penetración por los estomas participa la tensión superficial, la humectabilidad, la morfología del poro y la pared celular (Greene y Bukovac, 1974). Los ectodermos son prolongaciones del citoplasma que se dirigen hacia la epidermis y a través, en parte, de la pared celular. A estas estructuras también se les atribuye la participación en la absorción de iones, se localizan en sitios estratégicos de la hoja como células basales de los tricomas, encima y debajo de las nervaduras.

2.7 Caracterización del FitoMas-E®

Existe un incremento significativo en la producción y comercialización de insumos agrícolas, elaborados y desarrollados por diversas empresas, con el fin de obtener incrementos en las cosechas, con riesgo mínimo de contaminación ambiental. El FitoMas-E® es un bioestimulante derivado de la industria azucarera de la República de Cuba, el cual se obtuvo y se desarrolló en el ICIDCA (Instituto Cubano de Investigaciones de los Derivados de la Caña de Azúcar), que ejerce una gran influencia en el desarrollo de las plantas de cultivo. Es una mezcla natural de sustancias orgánicas intermediarias complejas de alta energía, entre las que se encuentran aminoácidos, péptidos de peso molecular bajo, bases nitrogenadas e hidratos de carbono bioactivos (ICIDCA, 2000). Estas sustancias sirven de soporte al metabolismo secundario de las plantas cuando se ponen oportunamente a disposición del vegetal.

El FitoMas-E® es un formulado acuoso, estable, que contiene “fotosintatos”, estructuras bioquímicas (aminoácidos, oligosacáridos, bases nitrogenadas y otras), normalmente sintetizadas por las especies botánicas a las que pertenecen las plantas de cultivo, estos fotosintatos a través de la intensidad lumínica se fijan en las hojas y se translocan por el tallo hacia las raíces, favoreciendo el enraizamiento, crecimiento, floración y fructificación (Montano, 2008; Viñals *et al.*, 2011).

Las propiedades que le atribuye el fabricante (ICIDCA, 2000) al FitoMas-E® son entre otras, es un producto antiestrés con sustancias naturales propias del metabolismo vegetal, que estimula y vigoriza prácticamente cualquier cultivo. Aumenta y acelera la germinación de las semillas ya sean botánicas o agámicas. Mejora la nutrición, la floración y cuajado de los frutos. Reduce el ciclo del cultivo, potencia la acción de los fertilizantes, agroquímicos y bioproductos propios de la agricultura ecológica lo que a menudo permite reducir entre el 30 y el 50% de las dosis recomendadas de estos. Acelera el compostaje y la degradación de los residuos de cosecha disminuyendo el tiempo necesario para su incorporación al suelo. Posee una acción antiestrés significativa en casos de salinidad, sequía, exceso de humedad, fitotoxicidad, desequilibrios nutricionales, plagas, enfermedades y daños mecánicos (vientos fuertes, podas, trasplantes y otros).

2.7.1 Modo de acción del FitoMas-E®

En el reino vegetal, las vías más utilizadas para promover la defensa y la adaptación al entorno involucran la síntesis bioquímica de diversas sustancias que contienen miles de estructuras químicas diferentes. Esto constituye una real aunque no evidente defensa química, cuyo despliegue se revela actualmente debido al empleo de técnicas analíticas modernas. Estas sustancias las elaboran las plantas como respuesta a presiones estresantes resultado de alteraciones bióticas y abióticas, como ocurre cuando las plantas deben adaptarse a situaciones estresantes de su entorno, tales como salinidad, sequía o exceso de humedad, temperaturas extremas, daños mecánicos por trasplantes o vientos fuertes y suelos contaminados con sustancias químicas o metales pesados (Montano, 2008; Villar *et al.*, 2005).

Las plantas movilizan recursos en gran cantidad los cuales desvían de su metabolismo principal. El costo de tal actividad, medido en términos de CO_2 fotosintético, es lo suficientemente elevado como para repercutir en el rendimiento en la mayoría de los cultivos. Por ejemplo, para sintetizar un gramo de un terpenoide, alcaloide o compuesto fenólico, tres de las estructuras químicas de defensa más frecuentes en las plantas superiores, es necesario invertir como promedio, seis gramos de CO_2 fotosintético, cantidad esta que resulta onerosa para el desempeño de la mayor parte de los cultivos. En este proceso, las plantas de cultivo llevan las de perder si se comparan con sus parientes "rústicos", pues se encuentran fuertemente limitadas para expresar su potencial defensivo debido a la ausencia en calidad, oportunidad o cantidad de los elementos bioquímicos estructurales básicos que esta actividad demanda.

Los aminoácidos, péptidos, bases nitrogenadas y oligosacáridos, son estructuras básicas que sirven, a manera de bloques o ladrillos, como unidades para construir, desde el ARN celular, otras sustancias más complejas tales como vitaminas, enzimas y otras estructuras químicas esenciales en la adaptación y la defensa antiestrés. Es por tanto razonable suponer, como hipótesis, que la diferencia entre las plantas rústicas y las domesticadas puede compensarse, hasta cierto punto, si se suministran las sustancias intermediarias deficitarias. Este es el aporte principal asociado al producto FitoMas-E®, una forma novedosa de afrontar el problema que permite que las plantas de cultivo recuperen, por lo menos parcialmente, la rusticidad de la que la selección antrópica las despojó. Este bioestimulante no contiene hormonas de crecimiento, ni sustancias estimuladoras ajenas a la planta, ni microorganismos fijadores o solubilizadores de nutrientes, simbióticas o asociados, de ninguna clase. Contiene sólo sustancias propias del metabolismo vegetal que, como es de esperar, propician una mejoría apreciable del intercambio suelo-planta, ya que el vegetal tratado mejora la cantidad y calidad de los nutrientes que traslada al suelo mediante sus raíces, lo cual beneficia a los microorganismos propios de su rizosfera los que en esas condiciones incrementan a su vez, el intercambio de productos de su metabolismo, útiles al vegetal. Son estos microorganismos, estimulados a la acción por el propio vegetal, provisto ahora de gran parte de su arsenal bioquímico, los que elaboran las hormonas, ácidos orgánicos solubilizadores de nutrientes y agentes quelantes, que hacen crecer a la

planta y mejoran su respuesta. Con esta respuesta las ventajas son obvias. Las plantas recuperan su capacidad de autodefensa con lo que la reducción de insumos y gastos, así como la mejora ambiental, son sostenibles (Montano, 2008).

2.7.2 Forma de producción y composición del bioestimulante FitoMas-E®

El proceso de producción del FitoMas-E® se basa en la utilización de biomasa vegetal que procede de materias primas derivadas de la caña de azúcar y sales minerales que se transforman mediante un proceso de termólisis catalítica y operaciones de separación, en una suspensión líquida estable con duración de hasta 12 meses.

Caracterización del producto: es un bioestimulante del crecimiento vegetal, se identifica como un formulado acuoso, mezcla de 20% p/p de materia orgánica, con 6.94% de aminoácidos totales, 2.5% de sacáridos, 3% de polisacáridos biológicamente activos y bases nitrogenadas y sales de K y P. (Castillo *et al.*, 2011). Toxicología: los estudios toxicológicos en mamíferos y de impacto ambiental se realizaron por instituciones acreditadas de la República de Cuba, como el Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria (CENSA), Centro Nacional para la Producción de Animales de Laboratorio (CENPALAB) y el Centro de Investigación y Desarrollo de Medicamentos (CIDEM)] sin encontrarse referencias negativas del producto (Curbelo *et al.*, 2007).

2.7.3 Momento y técnica de aplicación del FitoMas-E®

Este producto se aplica en cualquier fase fenológica del cultivo; típicamente se remoja la semilla, tanto botánica como agámica durante dos o tres horas antes de llevarla al semillero, se realiza una aplicación después del trasplante y durante la etapa de crecimiento vegetativo. También se aplica antes de la floración y después de esta y/o al comenzar la fructificación. La aplicación se realiza foliarmente al suelo mediante riego por inundación o en soluciones de remojo, siempre disuelto en agua. Para estas aplicaciones se utiliza cualquier procedimiento convencional. Después de tres horas de aplicado se considera que ha penetrado a la planta por lo que ante una lluvia ocasional posterior no es necesario repetir el tratamiento. FitoMas-E® no es fitotóxico y se puede mezclar con la mayoría de

los agroquímicos de uso corriente, aunque se debe probar previamente si no se tiene experiencia (Castillo *et al.,* 201; Montano, 2008; Viñals *et al.,* 2011).

2.7.4 Resultados obtenidos en diferentes cultivos con la aplicación del FitoMas-E®

Se reporta una influencia directa de este bioestimulante en diferentes cultivos como tomate, donde se encontró un aumento en el número de flores por plantas, diámetros de tallos y frutos, número de frutos por planta, peso de los frutos, calidad del fruto y del rendimiento (Alarcón *et al.,* 2012; Álvarez-Rodríguez *et al.,* 2015; Pulido *et al.,* 2013; Ruisánchez *et al*., 2013). El cultivo del tabaco tiene una importancia económica fundamental en las exportaciones de la República de Cuba, se comprobó que la planta incrementa significativamente su rendimiento agrícola, al asperjarse con 1.0 L ha^{-1} de FitoMas-E® en correspondencia con la mayor longitud y anchura de la hoja, biomasa acumulada en la hoja y tallo (Mariña *et al.,* 2010).

El bioestimulante FitoMas-E® se utilizó como una alternativa para el manejo nutricional de guayaba enana roja basada en el empleo de hongos micorrízicos arbusculares (HMA), *Azotobacter chroococcum*, *Bacillus megatherium* y el bioestimulante FitoMas-E®, como vía factible para la reducción de la fertilización mineral en el cultivo. Los resultados experimentales demostraron que la combinación del 75% de la fertilización mineral con los biofertilizantes y el FitoMas-E®, fue superior al resto de los tratamientos, así posibilitó la reducción del 25% de la fertilización mineral y un mayor rendimiento (Ramos-Hernández *et al.,* 2013). Según Villar-Delgado *et al.* (2011) en un estudio realizado en caña de azúcar, maíz y cebolla, el FitoMas-E® consigue compensar los desniveles nutricionales de forma tal que se obtienen rendimientos altos e incluso mayores sin fertilizantes. En caña de azúcar, las variantes tratadas con el bioestimulante equivalen a la sustitución de media norma de la establecida para este cultivo y el efecto parece ser independiente de la variedad. En el maíz se constata una tendencia muy positiva a favorecer la producción de las brácteas que envuelven la mazorca, con lo cual aumenta la fijación de CO_2 fotosintético en los granos a la vez que se incrementa la protección de la mazorca contra plagas y enfermedades. En este cultivo, los rendimientos obtenidos con FitoMas-E®, superan ampliamente los alcanzados con la variante fertilizada con fórmula completa. En el caso de la cebolla se comprobó que

FitoMas-E® con una dosis de 2 L ha^{-1} produce resultados superiores a los que se logran con fertilizantes químicos. Esta respuesta es más notable cuando se considera la materia seca. La planta de cebolla tratada con FitoMas-E®, incrementa la acumulación de fotosintatos en las raíces y el bulbo, lo cual indica una eficiencia fotosintética mayor.

En el Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria (CENSA) de la República de Cuba, Peteira *et al.* (2008) estudiaron el efecto del FitoMas-E® en la inducción de diferentes sistemas enzimáticos relacionados con los mecanismos de defensa en plantas de arroz infestadas con *Steneotarsonemus spinki* y se comparó con el efecto provocado por el BION (*Benzothiadiazol*) en idénticas condiciones. Los resultados indican que la aplicación del FitoMas-E® fue tan efectiva en la disminución de las poblaciones del ácaro como la aplicación del BION y provocó la activación de enzimas como las peroxidasas, polifenoloxidasas, fenilalanil amonio liasas y quitinasas, enzimas relacionadas con los mecanismos de defensa.

2.8 Cultivo de albahaca

La albahaca (*Ocimum bacilicum* L.) es una de las especies aromáticas más cultivadas y esto se debe a la composición (metil chavicol, eugenol y linalol) y cantidad de aceites esenciales que se encuentran en las hojas y otras partes de la planta (Bown, 2001; Tucker y De Baggio, 2000), lo que le confiere propiedades especiales para utilizarse en la industria farmacéutica, ya que actúa como lenitivo del sistema nervioso, expectorante, antiespasmódico entre otros; también su esencia se utiliza en las industrias de cosméticos y alimenticia (Batista-Sánchez *et al*., 2017; Mazón-Sástegui *et al*., 2018). En la actualidad se producen alrededor de 42.5 t $año^{-1}$ de aceites esenciales en el mundo. Los países donde se producen los volúmenes mayores de este cultivo son, Francia, España, Italia, Egipto y México, en este último constituye gran importancia para la economía (Fenech, 2008), con una producción anual de 1723.61 toneladas y un rendimiento de 7.25 t ha^{-1}, distribuidos en los Estados de Nayarit, Morelos, Puebla, Guerrero, Baja California y Baja California Sur (BCS), este último reporta producciones mayores en México, con 684.28 toneladas con un rendimiento de 7.98 t ha^{-1} al cierre de 2017 (SIAP, 2018). Es necesario destacar que debido a las condiciones de suelo y clima en BCS, la producción ha disminuido con respecto al

cierre del 2016, donde Baja Californa Sur reportó 1763.50 toneladas y un rendimiento de 8.44 t ha^{-1}.

2.9 Cultivo hidropónico

La hidroponía es un término acuñado en 1929 por William F. Gericke, aunque se han descubierto documentos que describen técnicas desde finales del siglo XVII (Conn *et al*., 2013). La hidroponía se deriva del griego hydro (agua) y ponos (labor de trabajo), lo cual significa trabajo en agua. Es una tecnología que permite el cultivo de plantas directamente en solución acuosa de sales y minerales, con o sin el uso de un sustrato inerte como soporte mecánico (Baixauli y Aguilar, 2002; Lara, 1999). El hecho que se utilicen sustratos inertes como soporte de las plantas ha permitido la redefinición de hidroponía como "el cultivo de plantas sin suelo" (Sorenson y Relf, 2009).

En hidroponía, los nutrientes que necesitan las plantas están presentes en la solución nutritiva y se evalúa su concentración a través de la conductividad eléctrica. La proporción de cada nutriente depende de la especie, la variedad, la etapa fenológica y las condiciones ambientales (Sorenson y Relf, 2009). Los sistemas de crecimiento hidropónico son una plataforma conveniente para estudiar la fisiología de la planta entera en laboratorio, además de permitir el cultivo comercial de plantas. Las ventajas que brinda para la investigación son el potencial para la accesibilidad a todos los tejidos de la planta y la manipulación fácil del perfil de nutrientes en la solución de crecimiento a comparación del suelo, dada la compleja interacción de iones con las partículas del suelo (Conn *et al*., 2013). Se puede combinar el uso de los sistemas hidropónicos con el de invernaderos a fin de controlar la temperatura, reducir la pérdida de agua por evaporación, controlar la presencia de plagas y enfermedades de las plantas y proteger a los cultivos de factores ambientales como el viento, la lluvia y el contacto de los cultivos con animales y otras plantas (Sorenson y Relf, 2009). Por tales razones el empleo de sistema hidropónico para estudiar el efecto de la salinidad en las plantas y su interacción con la aplicación de sustancias bioestimuladoras del crecimiento vegetal puede ser una alternativa viable.

3. JUSTIFICACIÓN

La salinidad de los suelos limita la productividad del cultivo de albahaca, por lo que es de gran importancia buscar alternativas para incrementar la producción en estas condiciones. Con el uso de un bioestimulante de origen natural, es posible mejorar mecanismos fisiológicos, bioquímicos y de crecimiento de las plantas, para mitigar el estrés ocasionado por el NaCl, por lo que constituye una alternativa viable.

4. HIPÓTESIS

Si la combinación de sustancias orgánicas, aminoácidos, polisacáridos y minerales favorecen el crecimiento y desarrollo de plantas. Se espera que la aplicación de un bioestimulante natural producto de mezclas de estos compuestos, actúe como amortiguador del estrés por NaCl con aumento significativo en la producción de sustancias osmorreguladoras que ejerzan un efecto benéfico en diferentes etapas fenológicas, con respuesta diferencial en la fisiología, bioquímica y crecimiento de variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

5. OBJETIVOS

5.1 Objetivo General

Evaluar la respuesta fisiológica, bioquímica y del crecimiento de tres variedades de albahaca en condiciones salinas (NaCl) y su interacción con la aplicación de un bioestimulante que actúa como agente mitigador del estrés por NaCl.

5.2 Objetivos Específicos

1. Determinar el efecto de la salinidad (NaCl) y su interacción con un bioestimulante (FitoMas-E®) en variedades de albahaca con respuesta diferencial al estrés por NaCl en las etapas de germinación y emergencia.
2. Determinar el efecto de la salinidad (NaCl) y su interacción con un bioestimulante (FitoMas-E®) en las características fisiológicas, bioquímicas y del crecimiento en variedades de albahaca con respuesta diferencial al estrés por NaCl en las etapas de crecimiento vegetativo.

6. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1 Evaluación de la salinidad (NaCl) y su interacción con el FitoMas-E® en tres variedades de albahaca con respuesta diferencial al estrés salino, en la etapa de germinación y emergencia

6.1.1 Etapa de germinación

El experimento de germinación se realizó en condiciones controladas en el laboratorio de fisiotecnia vegetal en el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR). Se utilizaron semillas de las variedades Napoletano, Emily y Nufar (Seed Company®, USA), con respuesta diferencial al estrés por NaCl de acuerdo con Reyes-Pérez *et al*. (2014). Previo al experimento y con el fin de evaluar la calidad de las semillas de las variedades en estudio, se realizó una prueba de germinación, utilizando la metodología propuesta por ISTA (2010). Para este experimento se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo trifactorial de 3A×4B×4C (48 tratamientos), donde las variedades de albahaca (Napoletano, Emily y Nufar) fueron el factor A, el factor B fueron cuatro concentraciones de NaCl (0, 50, 100 y 150 mM) y el factor C cuatro dosis del bioestimulante FitoMas-E® (0, 0.5, 1.0 y 1.5 mL L^{-1}) con cuatro repeticiones por tratamiento de 30 semillas cada una. Las semillas de albahaca se desinfectaron previamente mediante la inmersión por 5 min en una solución de hipoclorito de calcio, conteniendo 5% de cloro activo y posteriormente se lavaron con agua destilada esterilizada y puestas a germinar en cajas Petri (150 × 15 mm) esterilizadas previamente en autoclave, cubiertas con una lámina de papel de filtro que se utilizó como sustrato. Las cajas se humedecieron con las combinaciones de soluciones del bioestimulante natural (FitoMas-E®) y las concentraciones salinas (NaCl) según correspondió. Posteriormente se incubaron en una cámara de germinación (Lumistell, modelo IES-OS, serie 1408-88-01) a una temperatura de 25 ± 1 °C, 80% de humedad y 12 h luz continua durante 14 días.

6.1.1.1 Variables evaluadas en la germinación

6.1.1.1.1 Porcentaje y tasa de germinación

La germinación se registró diariamente hasta que no hubo más germinación, considerando como semilla germinada cuando la radícula presentó alrededor de 2 mm de longitud. El porcentaje de germinación se determinó a los 7 días. La tasa de germinación se calculó usando la ecuación de Maguire (1962):

$$M = n1/t1 + n2/t2 + \ldots n30/t7 \qquad (1)$$

Donde n1, n2,…n30 son el número de semillas germinadas en los tiempos t1, t2,… t7 (hasta los 7 días).

6.1.1.1.2 Variables morfométricas

Para determinar la longitud de la radícula y parte aérea (cm) a los 14 días se seleccionaron 10 plántulas al azar por cada repetición en cada tratamiento y se utilizó un equipo analizador de imágenes (WinRhizo® Regent Instruments Inc.). El peso fresco y seco de radícula y de parte aérea, se determinó utilizando una balanza analítica (Mettler Toledo, modelo AG204). Los tejidos vegetales divididos en parte aérea y radícula se colocaron en bolsas de papel y se introdujeron en una estufa de secado (Shel-Lab, modelo FX-5, serie-1000203) a una temperatura de 70°C durante 72 h hasta que se obtuvo la deshidratación completa y se pesó nuevamente para determinar el peso seco de materia vegetal.

6.1.1.2 Análisis estadísticos

Los análisis estadísticos se realizaron con el programa Statistica v. 10.0 para Windows (StatSoft®, Inc., 2011). Las diferencias entre las medias de tratamientos se compararon con la prueba de rango múltiple de Tukey HSD, a una p=0.05 de nivel de confianza. La tasa de germinación, la cual es la suma del promedio de semillas germinadas por día, no se transformó antes del análisis de varianza; sin embargo, el porcentaje final de germinación se transformó utilizando la transformación de arcoseno de acuerdo con Sokal y Rohlf (1994).

6.1.2 Etapa de emergencia

El experimento se realizó en una estructura de malla sombra en el campo experimental del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR), localizado al norte de la ciudad de La Paz, Baja California Sur, México, a los 24°08´10.03” LN y 110°25´35.31” LO, a 7 metros sobre el nivel del mar. La temperatura media, máxima y mínima dentro de la casa de malla fueron 21.4, 31.8 y 8.9 °C, con 70% de humedad relativa. Las observaciones de las variables meteorológicas registradas durante el periodo de estudio, se obtuvieron de una estación climatológica portátil (Vantage Pro2® Davis Instruments, USA) que se colocó dentro de la estructura de casa de malla. Se utilizaron las mismas variedades de albahaca que en la etapa de germinación, a las que previamente se les realizó una prueba de germinación de semilla, utilizando la metodología propuesta por el ISTA (2010). El experimento se estableció en un diseño completamente al azar con arreglo trifactorial de 3A×4B×4C (48 tratamientos), considerando las variedades (Napoletano, Emily y Nufar) como factor A, el factor B fueron cuatro concentraciones de NaCl (0, 50, 100 y 150 mM) y el factor C fueron cuatro dosis del bioestimulante FitoMas-E® (0, 0.5, 1.0 y 1.5 mL L^{-1}) con cuatro repeticiones de 30 semillas cada una. Las semillas se desinfectaron mediante inmersión por 5 min en una solución de hipoclorito de calcio, conteniendo 5% de cloro activo. Posteriormente se sembraron en charolas de poliestireno de 200 cavidades, el sustrato fue Sogemix PM® (sustrato comercial inerte), el cual contiene turba de *Sphagnum canadiense* (65-75% vol^{-1}), vermiculita, cal dolomítica y calcítica y un agente humectante. El riego se aplicó diariamente con las diferentes soluciones salinas y las correspondientes dosis del bioestimulante, así como el control (agua destilada).

6.1.2.1 Variables evaluadas en la etapa de emergencia

6.1.2.1.1 Porcentaje y tasa de emergencia

La tasa de emergencia se registró diariamente, conciderandose emergidas cuando la plántula rompió y surgió a través de la superficie del sustrato y el porcentaje final se determinó a los 14 días. La tasa de emergencia se calculó utilizando la ecuación de

Maguire (1962):

$$M= n_1/t_1 + n_2/t_2 +\ldots n_{30}/t_{14} \qquad (2)$$

Donde n_1, n_2,… n_{30} son el número de semillas germinadas en los tiempos t_1, t_2,… t_{14} (hasta los 14 días).

6.1.2.1.2 Variables morfométricas

Para determinar la longitud de la radícula y parte aérea (cm) se seleccionaron 10 plántulas al azar por repetición en cada tratamiento y se utilizó un equipo analizador de imágenes (WinRhizo® Regent Instruments Inc.). Las variables peso fresco y seco de raíz y de parte aérea (tallo + hoja), se determinaron al dividir cada plántula mediante un corte en raíz y parte aérea (tallo + hoja) se obtuvo el peso por separado de cada una, utilizando para ello una balanza analítica (Mettler Toledo, AG204). Después de obtener el peso fresco de raíces y parte aérea (tallos + hojas), estas se colocaron en bolsas de papel y se introdujeron en una estufa de secado (Shel-Lab, FX-5, serie-1000203) a una temperatura de 70°C hasta obtener deshidratación completa (aproximadamente 72 h). Luego se pesaron nuevamente en la balanza analítica (Mettler Toledo, AG204) y se determinó el peso seco expresado en miligramos (mg).

6.1.2.2 Análisis estadísticos

En todas las variables, los valores promedio se consideraron diferentes significativamente cuando $p \leq 0.05$. Las diferencias entre las medias de tratamientos se compararon con la prueba de rango múltiple de Tukey HSD, a una p=0.05 de nivel de confianza. Los datos de porcentaje de emergencia se transformaron mediante arcoseno (Little y Hills, 1989; Steel y Torrie, 1995). Los análisis estadísticos se realizaron con el programa Statistica v. 10.0 para Windows (StatSoft®, Inc., 2011).

6.2 Evaluación de la salinidad (NaCl) y su interacción con el FitoMas-E® en las características fisiológicas, bioquímicas y del crecimiento en variedades de albahaca con respuesta diferencial al estrés salino en la etapa de crecimiento vegetativo en un sistema hidropónico.

El experimento se realizó en una estructura construida con tubos de acero galvanizado, la cual se encontraba cubierta con una malla de 1610 PME CR, lo que significa que constaba de hilos de 16×10 cm^{-2} con orificios de 0.4×0.8 mm, color cristal 40% de sombra, ubicada en el campo experimental del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, localizado al norte de la ciudad de La Paz, Baja California Sur, México, a los 24°08´10.03" LN y 110°25´35.31" LO, a 7 metros de altura sobre el nivel del mar.

La temperatura media, máxima y mínima dentro de la malla sombra durante el periodo de experimentación fueron, 26.84±5.21, 44.17±4.92, 13.40±5.83 ^{0}C, respectivamente, con 52.8±14.95% de humedad relativa. Los datos de las variables climatológicas que se registraron durante el estudio se obtuvieron de una estación climatológica portátil (Vantage Pro2® Davis Instruments, USA) que se colocó dentro de la estructura de casa de malla.

Material genético: Las plántulas se obtuvieron a partir de semillas certificadas de tres variedades de albahaca (Napoletano, Nufar y Emily), provenientes de la Empresa Seed Vis® Company (Estados Unidos de América), con respuesta diferencial al estrés por NaCl.
El experimento se estableció en un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial (3A×2B×4C), considerando a las variedades de albahaca (Napoletano, Nufar y Emily) como el factor A, como factor B las dosis de FitoMas-E® (0 y 0.5 mL L^{-1}) y las concentraciones de NaCl (0, 50, 100 y 150 mM) como factor C, sumando un total de 24 tratamientos con cuatro repeticiones cada uno. Las semillas se sembraron en charolas de poliestireno de 200 cavidades con Sogemix PM® como sustrato comercial inerte. Para mantener la humedad y lograr una emergencia homogénea, se aplicaron riegos diarios hasta lograr la saturación del sustrato. Cuando las plántulas alcanzaron una altura promedio de 10 cm se trasplantaron en canastillas para hidroponia de 150 mL, utilizando como soporte vermiculita y una fracción de fibra absorbente de algodón para garantizar el contacto de las raíces con el agua, durante los primeros días post-transplante, en un sistema hidropónico.

El sistema hidropónico se acondicionó con cajas de poliuretano expandido, de 69×38.5×25 cm y 38 L de capacidad, aforadas con agua proveniente de la planta potabilizadora del CIBNOR, a la cual se le midió conductividad eléctrica (CE=0.22 dS m^{-1}). Las canastillas para hidroponia (seis por caja) se fijaron en las cajas mediante orificios de una pulgada, abiertos en la parte superior con broca y taladro. La nutrición de las plantas se efectuó con la solución nutritiva (Tabla I) según Samperio (1997) adaptada para albahaca, ajustada a razón de 1 L por cada 100 L de agua a la cual se le midió pH para garantizar que se encontrara en el rango óptimo (6.5±0.1) y no interfiriera en la nutrición correcta de las plantas.

La aplicación de los tratamientos con el bioestimulante FitoMas-E® se inició luego de un periodo de aclimatación de siete días después del trasplante (DDT), asperjando la parte aérea de las plantas con dosis de 0.5 mL L^{-1} y agua destilada para el tratamiento control (0 mL L^{-1}). Cuando se encontraban plenamente establecidas (15 días), se inició de manera gradual la aplicación de los diferentes tratamientos salinos, para evitar un shock osmótico (Murillo-Amador *et al.*, 2007), iniciando con una concentración de 25 mM de NaCl en todos los tratamientos salinos, hasta llegar a la concentración máxima deseada en cada tratamiento (50, 100 y150 mM).

Tabla I. Solución nutritiva a utilizar en el experimento de desarrollo vegetativo de plantas de albahaca.

Sustancias	**Cantidad (g L^{-1})**
Nitrato de Potasio	160
Nitrato de Amonio	30.6
Fosfato Mono amónico	44.4
Nitrato de Calcio	180.6
Sulfato de Magnesio	126
Sulfato Ferroso	6
Sulfato de Manganeso	1.5
Sulfato de Zinc	0.3
Sulfato de Cobre	0.3
Ácido Bórico	0.3

Fuente: Samperio (1997)

6.2.1 Variables evaluadas en la etapa de crecimiento vegetativo

6.2.1.1 Variables fisiológicas

La tasa fotosintética (A) se determinó por medio del medidor de fotosíntesis LI-COR, modelo 6400XT (Li-cor®, Lincoln, Nebraska, USA) que además registra la conductividad estomática (GS), transpiración (*E*), temperatura de la hoja (*T-leaf*), CO_2 intercelular (*Ci*) y radiación fotosintéticamente activa (*Q-leaf*). Las mediciones se realizaron en hojas completamente expandidas, en el horario crítico del día (12:00 horas), las mediciones fueron a los 14, 21,45 y 60 días después del transplante (DDT).

6.2.1.2 Determinación de pigmentos fotosintéticos

Se utilizó una planta por repetición para la determinación de clorofila a, b y total a los 20, 40 y 60 días después del trasplante (DDT). Antes de la extracción, las muestras de hojas frescas se limpiaron con agua desionizada para remover cualquier contaminación de la superficie. La extracción de clorofila se realizó en hojas completamente expandidas, utilizando 1 g de material fresco, el cual se trituró en acetona al 90% usando un mortero. La absorbancia se midió con un espectrofotómetro con UV/Visible spectrophotometer (Pye Unicam SP6-550, UK) y las concentraciones de clorofila se calcularán usando la ecuación propuesta por Strain y Svec (1966):

$$\text{Chl a (mg ml}^{-1}) = 11.64 \times (A663) - 2.16X\ (A645) \qquad (3)$$

$$\text{Chl b (mg ml}^{-1}) = 20.97 \times (A645) - 3.94X\ (A663) \qquad (4)$$

(A663) y (A645) representan los valores de la absorbancia leídos a 663 y 645 nm de longitud de onda, respectivamente.

6.2.1.3 Relaciones hídricas

6.2.1.3.1 Contenido relativo de agua

El contenido relativo de agua (CRA) se midió usando el método de Yamasaki y Dillenburg (1999) a los 40 y 60 DDT. Las hojas se colectaron de la sección media de la planta con el fin de minimizar el efecto de la edad en la variabilidad de los resultados. Hojas individuales

fueron removidas y posteriormente pesadas para obtener el peso fresco (FM). Con el fin de determinar el peso turgente (TM), las hojas completas fueron puestas en agua destilada dentro de una caja Petri cerrada. Durante el proceso de imbibición, las hojas se pesaron periódicamente, después de eliminar el agua de la superficie de la hoja con papel. Al final del periodo de imbibición, las muestras de hojas se colocaron en un horno a 70°C por 48 h, con el fin de obtener el peso seco (DM). Todos los pesos del material vegetal se obtuvieron mediante una báscula analítica con precisión de 0.0001 g (Mettler Toledo, AG204). Los valores de FM, TM y DM se utilizaron para calcular el LRWC, mediante la ecuación siguiente:

$$CRA\ (\%) = [(FM-DM)/(TM-DM)] \times 100 \qquad (5)$$

6.2.1.3.2 Potencial hídrico

Las mediciones de potencial hídrico a los 40 y 60 DDT se realizaron a la hora crítica (considerando el intervalo en el cual se presentaron las temperaturas más altas del día) y se realizó con el medidor de potencial hídrico (Dewpoint PotentiaMeter modelo WP4-T, Decagon®).

6.2.1.4 Variable bioquímicas

6.2.1.4.1 Contenido de prolina

La prolina se determinó acorde al método descrito por Bates *et al.* (1973). Se tomaron muestras de 100 mg de tejido vegetal de cada tratamiento, se depositaron en tubos eppendorf de 2 mL y se homogenizaron en 2 mL de ácido sulfosalicilico al 3%. Posteriormente se centrifugó a 3500 rpm durante 10 min para evitar interferencia por sólidos. Luego se pipetearon en tubos de boro silicato de 5 mL, limpios y etiquetados, 0,5 mL de muestra del sobrenadante y se le agregó a cada tubo 0.5 mL de reactivo de ninhidrina (1.25g ninhidrina + 30 mL ácido acético + 20 mL ácido fosfórico 6M). Posteriormente los tubos se calentaron en baño maría a ebullición durante 1 h. Enseguida se enfrió en baño de agua, se agregó 1 mL de tolueno a cada tubo y se mezcló con vórtex. Se separó la fase de tolueno midiéndose la absorbancia a 520 nm utilizando un

espectrofotómetro (Termo Helios Omega, Vantaa-Finlandia) con celdas de cuarzo de 1 cm de paso de luz, se utilizó como blanco tolueno.

Para la curva de calibración se utilizó una solución de prolina a partir de 0.5 mg/mL, la cual se diluyó en proporción 1:2 en agua destilada hasta tener concentraciones, de 0.5, 0.25, 0.125, 0.0625, 0.03125 y 0.015625 mg/mL de prolina y solución de ácido sulfosalicilico al 3% como blanco. Cada muestra se analizó por triplicado, los resultados se expresaron en mg/g.

6.2.1.4.2 Contenido de proteínas totales

El contenido de proteínas totales se determinó en muestras de tejidos vegetales de cada tratamiento mediante la técnica del Ácido Bicinconínico o BCA (Fujimoto *et al*., 1985) que se basa en el principio que las proteínas reducen los iones cúpricos a iones cuprosos bajo condiciones alcalinas. Los iones cuprosos reaccionan con el ácido bicinconínico, sal sódica (verdoso) para formar un color morado. El color formado es proporcional al contenido proteico de la muestra. Se utilizó una solución reactiva comercial de Sigma (solución de ácido bicinconínico B9643 y solución de sulfato de cobre II C2284).

Una alícuota de 25µL del homogeneizado se puso a digerir en 500µL de NaOH 0.1N durante 120 minutos, posteriormente se tomaron 25µL del digerido o muestra diluida, se colocó en el fondo de una microplaca y se le agregó el reactivo preparado de BCA. Luego se incubó a 60°C durante 15 minutos y se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro de placas (Termo, Multiskan spectrum, Vantaa-Finlandia) a 562 nm. Se utilizó una solución estándar con una concentración de 1mg/mL de albúmina bovina, la cual se diluyó en proporción 1:2 en solución salina hasta tener concentraciones, de 1, 0.5, 0.25, 0.125, .0625 y 0.03125 mg/ml de proteína y solución salina como blanco. Cada muestra se analizó por triplicado, los resultados se expresaron en mg/g.

6.2.1.4.3 Actividad de superóxido dismutasa

La actividad de superóxido dismutasa (SOD) se determinó de acuerdo al método descrito por Suzuki (2000). Se utilizó el sistema xantina/xantina oxidasa como generador constante de radical superóxido (O^{2-}), el cual al entrar en contacto con el nitroazul de tetrazolio

(NBT) lo reduce y forma un producto llamado formazán, cuyo cambio puede ser detectado por espectrofotometría cuando la SOD inhibe la reducción del NBT. Se registró el cambio en la absorbancia a 560 nm cada 30 segundos durante 5 minutos (ΔA_{560}) en un espectrofotómetro de placas (Termo, Multiskan spectrum, Vantaa-Finlandia). Una unidad de SOD se define como la cantidad de enzima que causa el 50% de la inhibición del radical supróxido con NBT. Cada muestra se analizó por triplicado, los resultados se expresaron como unidades de SOD en mg de proteína.

6.2.1.4.4 Actividad de catalasa

La actividad de la catalasa (CAT) se determinó de acuerdo al método descrito por Johansson y Borg (1988). Se pipetearon 100 µL de buffer de fosfatos (100mM pH 7.0), 30µL de metanol y 20µL de muestra, se incuban 6 minutos en una microplaca. Luego se añadieron 20µL de H_2O_2 (35.2 µM), lo más rápido posible y se cubrió la placa, se incubó durante 20 minutos a temperatura ambiente. Posteriormente se agregaron 30µL de KOH (10M) y 30µL de Purlpad (23.5 Men sol 5% de HCl) y se incubó 10 minutos. Finalmente se añadieron 10 µL de periodato de potasio 0.5M (en KOH 0.5M), la placa se incubó 5 minutos y se leyó la absorbancia a 540 nM en un espectrofotómetro de placas (Termo, Multiskan spectrum, Vantaa-Finlandia). Cada muestra se analizó por triplicado, los resultados se expresaron como unidades de CAT en mg de proteína.

6.2.1.4.5 Actividad de glutatión peroxidasa (GPx)

La actividad de glutatión peroxidasa se determinó de acuerdo al método descrito por Folhé y Günzler (1984). Esta enzima cataliza la reacción del peróxido de hidrógeno con glutatión reducido. El principio consiste en monitorear el decremento continuo de NADPH al mantener constantes los niveles de glutatión reducido. La mezcla de ensayo se compuso por 100 µL de solución amortiguadora de fosfatos 500 mM, 10 µL de EDTA 60 mM, 100 µL de azida de sodio 20 mM, 100 µL de glutatión reductasa 15 U mL^{-1}, 100 µL de NADPH 1.5 mM, 500 µL de agua desionizada, 20 µL de glutatión reducido 250 mM, 50 µL de muestra y 20 µL de H_2O_2. Se midió el cambio de absorbancia a 340 nm (Beckman Coutler DU 800) cada 3 s durante 40 s. Una unidad de GPx se define como la cantidad de enzima que oxida

1 µmol de NADPH por minuto. Cada muestra se analizó por triplicado. Los resultados se expresan como unidades de GPx en mg de proteína.

6.2.1.5 Variables morfométricas

Las variables que se describen a continuación, se midieron por el método destructivo después que las plantas se cosecharon al cumplirse el período de 60 DDT de aplicación de los tratamientos salinos. Las plantas se llevaron al laboratorio de fisiotecnia vegetal del CIBNOR donde se procedió a separar la raíz, tallo y hojas.

6.2.1.5.1 Longitud de tallo

Consistió en medirlo desde la base del tallo hasta la parte apical, utilizando para ello una regla convencional metálica, graduada en milímetros, expresando esta variable en centímetros (cm).

6.2.1.5.2 Longitud de raíces

Las raíces se lavaron con agua potable y posteriormente con agua destilada. Una vez que se eliminó el exceso de agua, se colocaron en papel estraza y se midió la longitud de las raíces, utilizando para ello una regla graduada. Las medidas se tomaron desde la base del tallo donde inician los pelos radicales hasta donde termina la raíz principal, expresando la longitud en centímetros (cm).

6.2.1.5.3 Biomasa fresca y seca de parte aérea y raíz

Esta variable se determinó al dividir cada planta en raíz, tallo, hoja y pesar cada una por separado, utilizando para ello una balanza analítica (Mettler Toledo®, modelo AG204). Posteriormente se sumaron los pesos correspondientes a cada variable, mismos que se expresaron en gramos de materia vegetal fresca. Una vez que se obtuvo el peso fresco de raíces, tallos y hojas, éstas se colocaron en bolsas de papel y se introdujeron en una estufa de secado (Shel-Lab®, modelo FX-5, serie-1000203) a una temperatura de 50°C hasta obtener su deshidratación completa. Posteriormente se pesaron en balanza analítica (Mettler Toledo®, modelo AG204), expresando el peso en gramos (g) de materia vegetal seca.

6.2.1.5.4 Área foliar

Se determinó después de separar las hojas de los tallos, utilizando un integrador de área foliar (Li-Cor®, modelo-LI-3000A, serie PAM 1701), expresando los valores en centímetros cuadrados (cm^2).

6.2.1.5.5 Diámetro del tallo

Se determinó midiendo la base del tallo con un vernier digital (Truper®, modelo Caldi – 6mp; México).

6.2.1.6 Extracción de aceites esenciales

Se realizó mediante hidrodestilación con el equipo D-18 Clevenger que está compuesto por un matraz redondo con capacidad de 1.5 L, donde se depositaron 60 g de materia prima triturada (hojas de albahaca deshidratada), se le agregaron 600 mL de agua destilada y se calentó constantemente con la ayuda de una mantilla de base redonda. Un condensador va acoplado al matraz y una conexión en forma de D, el vapor circundante, es “arrastrado”, corriente arriba hacia el tope del hidrodestilador. La mezcla, vapor saturado y aceite esencial, fluye hacia el condensador, mediante un “cuello de cisne” o prolongación curvada del conducto de salida del hidrodestilador. En el condensador, la mezcla se condensa y enfría, hasta la temperatura ambiental. A la salida del condensador, se obtiene una emulsión líquida inestable. La cual se separa en un decantador dinámico. Este equipo está lleno de agua fría al inicio de la operación y el aceite esencial se va acumulando, debido a su casi inmiscibilidad en el agua y a la diferencia de densidad y viscosidad con el agua. Posee un ramal lateral, por el cual, el agua es desplazada para favorecer la acumulación del aceite. Se colectó la muestra de aceite esencial de cada tratamiento y se registró el volumen (mL), se vertieron en viales ámbar con tapón de rosca y se agregó una porción de BHT (1:10 v/v) posteriormente se resguardó en refrigeración a 5 °C, evitando la exposición prolongada de luz.

6.2.1.7 Análisis estadísticos

En todas las variables, los valores promedio se consideraron diferentes significativamente cuando $p \leq 0.05$. Las diferencias entre las medias de tratamientos se compararon con la

prueba de rango múltiple de Tukey HSD, a una p=0.05 de nivel de confianza. Los análisis estadísticos se realizaron con el programa Statistica v. 10.0 para Windows (StatSoft®, Inc., 2011).

7. RESULTADOS

7.1 Etapa de germinación

7.1.1 Porcentaje y tasa de germinación

El porcentaje de germinación (PG) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=9.4, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{3,144}$=151.8, $p \leq 0.00001$), FitoMas-E® ($F_{3,144}$=183.4, $p \leq 0.00001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{6,144}$=3.4, $p \leq 0.0039$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{18,144}$=3.0, $p \leq 0.00011$). El análisis de la interacción variedades × NaCl, mostró que las tres variedades lograron el mayor valor de PG en 0 mM de NaCl (Tabla II) y conforme aumentó el nivel de NaCl de moderado a severo, disminuyó el PG, siendo más notable en concentraciones de 100 y 150 mM.

Tabla II. Efecto de la interacción de variedades × NaCl en el promedio de porcentaje de germinación y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	NaCl (mM)	PG %	LR (cm)	AP (cm)	BFPA (mg)	BSR (mg)
Napoletano	0	99.79^{a}	5.21^{a}	1.41^{a}	328.27^{a}	7.52^{a}
Napoletano	50	98.12^{a}	3.02^{e}	1.21^{b}	285.06^{b}	7.44^{a}
Napoletano	100	92.28^{cd}	1.93^{f}	0.79^{d}	220.26^{efg}	5.26^{c}
Napoletano	150	90.41^{d}	1.16^{g}	0.45^{ef}	190.76^{h}	2.92^{e}
Emily	0	100.00^{a}	4.18^{c}	1.13^{b}	277.48^{bc}	6.512^{b}
Emily	50	95.00^{b}	3.09^{e}	0.89^{c}	227.69^{def}	6.13^{b}
Emily	100	91.25^{cd}	1.60^{f}	0.50^{e}	245.80^{def}	4.65^{cd}
Emily	150	91.04^{cd}	0.73^{h}	0.24^{g}	191.23^{gh}	1.63^{f}
Nufar	0	100.00^{a}	5.68^{a}	1.18^{b}	248.88^{cde}	6.612^{b}
Nufar	50	97.91^{a}	3.55^{d}	0.92^{c}	256.22^{c}	6.10^{b}
Nufar	100	92.91^{bcd}	1.85^{f}	0.51^{e}	242.44^{def}	3.99^{d}
Nufar	150	93.33^{bc}	0.80^{h}	0.35^{f}	175.49^{h}	2.92^{e}

PG: porcentaje de germinación; LR: longitud de radícula; AP: altura de la plántula; BFPA: biomasa fresca de parte aérea; BSR: biomasa seca de raíz. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

En la triple interacción, los resultados mostraron que las tres variedades en estudio incrementaron el PG cuando se aplicó bioestimulante FitoMas-E®, aún con los efectos de concentraciones salinas de moderadas a severas el incremento registrado fue significativo (Tabla III). Para la interacción variedades × FitoMas-E® no se encontró diferencia significativa; sin embargo, el análisis realizado reveló una tendencia al incremento del PG

Tabla III. Efecto de la interacción de variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E®, en el promedio de porcentaje de germinación de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	PG (%)
Napoletano	0	0	99.16a
Napoletano	0	0.5	100.00[a]
Napoletano	0	1.0	100.00[a]
Napoletano	0	1.5	100.00[a]
Napoletano	50	0	92.50[cdef]
Napoletano	50	0.5	100.00[a]
Napoletano	50	1.0	100.00[a]
Napoletano	50	1.5	100.00[a]
Napoletano	100	0	81.65[ij]
Napoletano	100	0.5	96.66[abcde]
Napoletano	100	1.0	94.16[abcdef]
Napoletano	100	1.5	96.66[abcde]
Napoletano	150	0	81.66[ij]
Napoletano	150	0.5	95.83[abcde]
Napoletano	150	1.0	91.66[def]
Napoletano	150	1.5	92.50[cdef]
Emily	0	0	100.00[a]
Emily	0	0.5	100.00[a]
Emily	0	1.0	100.00[a]
Emily	0	1.5	100.00[a]
Emily	50	0	85.00[ghi]
Emily	50	0.5	96.66[abcde]
Emily	50	1.0	99.16[ab]
Emily	50	1.5	99.16[ab]
Emily	100	0	84.[16hij]
Emily	100	0.5	94.16[abcdef]
Emily	100	1.0	93.33[bcdef]
Emily	100	1.5	93.33[bcdef]
Emily	150	0	78.33[j]
Emily	150	0.5	95.83[abcde]
Emily	150	1.0	94.16[abcdef]
Emily	150	1.5	95.83[abcde]
Nufar	0	0	100.00[a]
Nufar	0	0.5	100.00[a]
Nufar	0	1.0	100.00[a]
Nufar	0	1.5	100.00[a]
Nufar	50	0	92.50[cdef]
Nufar	50	0.5	99.16[ab]
Nufar	50	1.0	100.00[a]
Nufar	50	1.5	100.00[a]
Nufar	100	0	88.33[fgh]
Nufar	100	0.5	95.00[abcde]
Nufar	100	1.0	90.83[efg]
Nufar	100	1.5	97.50[abcd]
Nufar	150	0	80.00[ij]
Nufar	150	0.5	97.50[abcd]
Nufar	150	1.0	98.33[abc]
Nufar	150	1.5	97.50[abcd]

PG: Porcentaje de germinación. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

cuando se aplicó bioestimulante FitoMas-E® en dosis de 0.5 mL L^{-1}, 1.0 mL L^{-1} y 1.5 mL L^{-1} (Tabla IV).

Para la tasa de germinación (TG) se encontraron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=36.80, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{3,144}$=485.86, $p \leq 0.000001$) y FitoMas-E® ($F_{3,144}$=464.85, $p \leq 0.00001$). Al analizar las interacciones variedades × NaCl, variedades × FitoMas-E® y variedades × NaCl × FitoMas-E®, no se observaron diferencias significativas.

7.1.2 Variables morfométricas

Para longitud de radícula (LR) se observaron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=49.85, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{3,144}$=137.45, $p \leq 0.000001$), FitoMas-E® ($F_{3,144}$=159.7, $p \leq 0.000001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{6,144}$=18.73, $p \leq 0.00001$), variedades × FitoMas-E® ($F_{6,144}$=5.40, $p \leq 0.00004$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{18,144}$=2.77, $p \leq 0.00004$).

El análisis de la interacción variedades × NaCl mostró que Napoletano y Nufar presentaron LR mayor en 0 mM de NaCl y conforme las concentraciones de NaCl se incrementaron, la LR disminuyó significativamente para las tres variedades, siendo más acentuado en Emily y Nufar en 150 mM de NaCl (Tabla II). Para la interacción variedades × FitoMas-E®, el análisis mostró que las tres variedades incrementaron la LR cuando se aplicó FitoMas-E®, siendo Napoletano con dosis de 1.0 mL L^{-1} y Nufar con dosis de 0.5 mL L^{-1} las que alcanzaron mayor LR (Tabla IV).

La interacción variedades × NaCl × FitoMas-E®, mostró que Napoletano en 0 mM de NaCl, con dosis de FitoMas-E® de 1.0 mL L^{-1} y Nufar en 0 mM de NaCl con las tres dosis de FitoMas-E® fueron las que lograron incrementar la LR. Los resultados revelaron que las tres variedades incrementaron la LR cuando se aplicó FitoMas-E®, aún y cuando estas se encontraban sometidas al estrés por NaCl, siendo 0.5 mL L^{-1} la dosis más efectiva (Tabla V).

Tabla IV. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de porcentaje de germinación y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	FitoMas-E® (mL L^{-1})	PG (%)	LR (cm)	BFR (mg)	BFPA (mg)	BSR (mg)
Napoletano	0	88.7^{a}	2.19^{e}	83.41^{de}	214.53^{cd}	4.45^{ef}
Napoletano	0.5	98.1^{a}	3.20^{b}	120.36^{a}	321.28^{a}	7.55^{a}
Napoletano	1.0	96.4^{a}	3.29^{a}	105.73^{ab}	257.11^{b}	6.10^{b}
Napoletano	1.5	97.2^{a}	2.62^{d}	81.42^{de}	211.43^{d}	5.04^{cde}
Emily	0	86.8^{a}	1.65^{f}	58.65^{f}	167.18^{e}	3.92^{f}
Emily	0.5	96.6^{a}	3.07^{bc}	104.66^{ab}	306.68^{a}	5.55^{bcd}
Emily	1.0	96.6^{a}	2.69^{cd}	91.96^{bcd}	244.68^{bc}	4.92^{de}
Emily	1.5	97.0^{a}	2.19^{e}	73.26^{ef}	223.65^{cd}	4.54^{ef}
Nufar	0	90.2^{a}	1.90^{ef}	59.65^{f}	145.20^{e}	2.79^{g}
Nufar	0.5	97.9^{a}	3.65^{a}	100.36^{bc}	312.51^{a}	6.23^{b}
Nufar	1.0	97.2^{a}	3.28^{ab}	92.16^{bcd}	265.14^{b}	5.77^{bc}
Nufar	1.5	98.7^{a}	3.05^{bc}	84.25^{cde}	240.18^{bcd}	4.83^{de}

LR: largo de raíz; AP: altura de la planta; BSR: biomasa seca de raíz; BSPA: biomasa seca parte aérea. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Para altura de la plántula (AP) se encontraron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=162.66, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{3,144}$=941.25, $p \leq 0.00001$), FitoMas-E® ($F_{3,144}$=108.21, $p \leq 0.000001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{6,144}$=3.59, $p \leq 0.0024$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{18,144}$=4.06, $p \leq 0.00001$), la interacción variedades × FitoMas-E® no mostró diferencia significativa. Al analizar las interacciones se encontró que para variedades × NaCl, Napoletano en 0 mM mostró altura mayor y conforme las concentraciones de NaCl fueron de moderadas a severas, disminuyó la AP en las tres variedades, siendo Emily en 150 mM la más afectada (Tabla II). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® se observó AP mayor en Napoletano con 0 mM de NaCl y 1.0 mL L^{-1} de FitoMas-E®, para las tres variedades en estudio la AP fue mayor en las plántulas tratadas con el bioestimulante, aún y cuando estas se encontraban en estrés por NaCl de moderado a severo (Tabla V).

Tabla V. Efecto de la interacción variedades × niveles salinidad × dosis de FitoMas-E® en el promedio de variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	NaCl (mM)	FitoMas® (mL L^{-1})	LR (cm)	AP (cm)	BFPA (mg)	BFR (mg)	BSR (mg)
Napoletano	0	0	4.63^{cde}	1.365^{abc}	362.50^{ab}	106.87^{defghi}	$6.40^{cdefghijk}$
Napoletano	0	0.5	5.17^{b}	1.332^{abc}	423.15^{a}	110.77^{cdefgh}	9.67^{a}
Napoletano	0	1.0	6.04^{a}	1.422^{abc}	270.65^{defghi}j	116.30^{bcdef}	7.25^{cdefg}
Napoletano	0	1.5	5.00^{c}	1.545^{a}	$256.80^{efghijk}$	116.72^{bcdef}	$6.77^{cdefghi}$
Napoletano	50	0	2.13^{jklmn}	0.905^{h}	230.80^{hijkl}	105.25^{defghi}	7.40^{bcdef}
Napoletano	50	0.5	3.89^{efg}	1.267^{bcde}	355.47^{abc}	126.00^{bcde}	9.32^{a}
Napoletano	50	1.0	3.56^{gh}	1.480^{ab}	315.82^{bcde}	154.95^{a}	7.47^{bcde}
Napoletano	50	1.5	2.48^{ijk}	1.210^{cdef}	$238.15f^{ghijk}$	178.25^{a}	$5.57^{efghijklm}$
Napoletano	100	0	$1.35^{mnñop}$	$0.460^{klmnño}$	$158.47^{lmnñ}$	72.15^{hijklm}	3.20^{qrstu}
Napoletano	100	0.5	2.35^{jkl}	0.915^{h}	$287.10^{cdefghi}$	72.45^{hijklm}	$6.67^{cdefghi}$
Napoletano	100	1.0	2.07^{jklmn}	0.897^{h}	236.05^{ghijk}	$99.12^{defghij}$	$6.12^{defghijk}$
Napoletano	100	1.5	$1.94^{jklmnñ}$	0.890^{hi}	199.42^{klmn}	111.40^{cdefgh}	$5.07^{ijklmnñopq}$
Napoletano	150	0	0.67^{pqr}	$0.302^{nñopq}$	$106.35^{ñ}$	$24.72^{ño}$	0.82^{w}
Napoletano	150	0.5	$1.40^{mnñop}$	$0.447^{klmnñop}$	219.42^{jklm}	$41.12^{lmnño}$	$4.55^{klmnñopq}$
Napoletano	150	1.0	$1.49^{lmnñop}$	0.550^{klmn}	205.92^{klmn}	$52.57^{klmnño}$	$3.57^{ñopqrstu}$
Napoletano	150	1.5	$1.07^{ñopqr}$	$0.502^{klmnñop}$	$151.37^{mnñ}$	$75.07^{ghijklm}$	2.75^{rstuvw}
Emily	0	0	3.36^{gh}i	0.875^{hij}	236.75^{fghijk}	$78.50^{fghijkl}$	$6.00^{efghijkl}$
Emily	0	0.5	4.98^{cd}	1.195^{cdef}	358.80^{abc}	126.55^{bcde}	$6.50^{cdefghijk}$
Emily	0	1.0	4.56^{cdef}	1.302^{abcd}	$268.50^{defghijk}$	109.22^{cdefgh}	$6.77^{cdefghi}$
Emily	0	1.5	3.84^{efg}	1.185^{cdefg}	$245.90^{efghijk}$	$103.35^{defghij}$	$6.77^{cdefghi}$
Emily	50	0	$1.99^{jklmnñ}$	0.587^{klm}	$101.42^{ñ}$	$97.20^{defghij}$	$5.35^{ghijklmnñ}$
Emily	50	0.5	4.16^{defg}	0.972^{fgh}	306.12^{bcdefg}	149.42^{ab}	$6.87^{cdefghi}$
Emily	50	1.0	3.37^{ghi}	0.980^{fgh}	232.95^{hijk}	131.35^{bcd}	$6.52^{cdefghij}$
Emily	50	1.5	2.84^{hij}	1.055^{defgh}	$270.27^{defghijk}$	$102.52^{defghij}$	$5.80^{efghijkl}$
Emily	100	0	0.83^{pqr}	$0.282^{ñopq}$	236.55^{fghijk}	$40.87^{lmnño}$	3.37^{pqrstu}
Emily	100	0.5	2.20^{jklm}	$0.530^{klmnño}$	$288.47^{bcdefghi}$	$103.02^{defghij}$	$6.50^{cdefghij}$
Emily	100	1.0	$1.88^{klmnño}$	0.605^{kl}	227.92^{ijkl}	$80.62^{fghijkl}$	$4.12^{lmnñopqr}$
Emily	100	1.5	$1.48^{lmnñop}$	0.582^{klm}	230.27^{hijkl}	$63.12^{jklmnñ}$	$4.62^{jklmnñop}$
Emily	150	0	0.43^{qr}	0.230^{q}	$94.02^{ñ}$	18.02^{o}	0.97^{vw}
Emily	150	0.5	0.93^{pqr}	0.277^{opq}	$273.35^{defghijk}$	$39.65^{mnño}$	2.32^{stuvw}
Emily	150	1.0	0.96^{opqr}	0.250^{pq}	$249.37^{efghijk}$	$46.67^{lmnño}$	2.27^{stuvw}
Emily	150	1.5	0.59^{pqr}	0.220^{q}	$148.17^{mnñ}$	$24.07^{ño}$	0.97^{vw}
Nufar	0	0	4.06^{defg}	0.950^{gh}	218.00^{jklm}	$75.10^{ghijklm}$	$3.57^{ñopqrstu}$
Nufar	0	0.5	6.18^{a}	1.172^{cdfg}	338.85^{bcd}	113.92^{cdefg}	8.35^{ab}
Nufar	0	1.0	6.28^{a}	1.275^{bcde}	200.32^{klmn}	104.52^{defghi}	7.05^{cdefgh}
Nufar	0	1.5	6.20^{a}	1.345^{abc}	238.35^{fghijk}	123.85^{bcde}	7.47^{bcde}
Nufar	50	0	2.21^{jklm}	0.637^{ijk}	$139.10^{nñ}$	$87.40^{efghijk}$	$3.60^{nñopqrs}$
Nufar	50	0.5	4.59^{cde}	1.042^{efgh}	338.22^{bcd}	135.20^{bc}	7.37^{bcdef}
Nufar	50	1.0	$3.62f^{gh}$	1.010^{fgh}	310.52^{bcdef}	133.15^{bcd}	7.87^{abcd}
Nufar	50	1.5	3.77^{efgh}	1.020^{efgh}	237.05^{fghijk}	118.60^{bcdef}	$5.55^{efghijklm}$
Nufar	100	0	0.97^{opqr}	$0.312^{nñop}$	$119.39^{ñ}$	$49.10^{klmnño}$	1.85^{uvw}
Nufar	100	0.5	2.57^{ijk}	0.582^{klmn}	$303.27^{bcdefgh}$	$101.87^{defghij}$	$5.25^{hijklmnñop}$
Nufar	100	1.0	2.36^{jkl}	0.632^{jk}	$300.17^{bcdefgh}$	$100.07^{defghij}$	$5.47^{fghijklmnñ}$
Nufar	100	1.5	$1.49^{lmnñop}$	0.537^{klmn}	$246.95^{efghijk}$	67.42^{ijklmn}	$3.40^{opqrstu}$
Nufar	150	0	0.38r	0.277^{opq}	$104.31^{ñ}$	$27.00^{nño}$	2.15^{tuvw}
Nufar	150	0.5	$1.24^{nñopqr}$	$0.410^{klmño}$	$269.70^{defghijk}$	$50.45^{klmnño}$	$3.95^{mnñopqrs}$
Nufar	150	1.0	0.88^{pqr}	$0.367^{lmnñopq}$	$249.55^{efghijk}$	$30.92^{nño}$	2.70^{rstuvw}
Nufar	150	1.5	0.72^{pqr}	$0.347^{mlñopq}$	238.40^{fghijk}	$27.12^{nño}$	2.90^{rstuv}

LR: largo de radícula; AP: altura de la plántula; BFPA: biomasa fresca parte aérea; BFR: biomasa fresca de radícula; BSR: biomasa seca de radícula. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

La biomasa fresca de radícula (BFR) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=22.11, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{3,144}$=337.83, $p \leq 0.000001$), FitoMas-E® ($F_{3,144}$=76.18, $p \leq 0.000001$), las interacciones variedades × FitoMas-E® ($F_{6,144}$=2.9, $p \leq 0.010$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{18,144}$=1.9, $p \leq 0.014$). Para la interacción variedades × NaCl no se encontró diferencia significativa. En el análisis de las interacciones, los resultados revelaron que para variedades × FitoMas-E®, la mayor BFR correspondió a las plántulas que se trataron con dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® en las tres variedades (Tabla IV), por lo que se considera una dosis estimulante para el desarrollo de esta variable. En la triple interacción, los resultados revelaron que las tres variedades en estudio incrementaron la BFR cuando se trataron con bioestimulante FitoMas-E®, aún con los efectos del estrés por NaCl de moderado a severo (Tabla V).

En la biomasa fresca de parte aérea (BFPA) los resultados revelaron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=5.73, $p \leq 0.0040$), NaCl ($F_{3,144}$=103.73, $p \leq 0.00001$), FitoMas-E® ($F_{3,144}$=228.79, $p \leq 0.00001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{6,144}$=22.02, $p \leq 0.00001$), variedades × FitoMas-E® ($F_{6,144}$=10.49, $p \leq 0.00001$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{18,144}$=5.94, $p \leq 0.00001$). Al analizar las interacciones variedades × NaCl se observó que la variedad Napoletano en 0 mM de NaCl fue la de mayor BFPA, conforme las concentraciones de NaCl incrementaron se apreció una disminución significativa de esta variable siendo Nufar en 150 mM la más afectada (Tabla II). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E®, el análisis mostró que Napoletano en 0 mM de NaCl con 0.5 mL L^{-1}de FitoMas-E® obtuvo BFPA mayor (Tabla V) y para las tres variedades se observó un incremento de esta variable aún NaCl.

La biomasa seca de radícula (BSR) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=41.84, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{3,144}$=401.7, $p \leq 0.000001$), FitoMas-E® ($F_{3,144}$=131.7, $p \leq 0.000001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{6,144}$=6.26, $p \leq 0.00007$), variedades × FitoMas-E® ($F_{6,144}$=9.97, $p \leq 0.00001$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{18,144}$=5.75, $p \leq 0.00001$). El análisis de las interacciones variedades × NaCl, mostró que la BSR fue mayor en Napoletano en 0 y 50 mM; sin embargo, al incrementar la concentración de NaCl, la BSR disminuyó significativamente hasta llegar a su valor menor en Emily en 150 mM de NaCl (Tabla II); para la interacción variedades × FitoMas-E®, los resultados mostraron un

incremento significativo en las plántulas tratadas con el bioestimulante, siendo 0.5 mL L^{-1} la dosis mejor en las tres variedades (Tabla IV). Al analizar la triple interacción, se observó que las plántulas tratadas con FitoMas-E® experimentaron un incremento de BSR aún con el estrés por NaCl, siendo Napoletano con dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® en 0 y 50 mM de NaCl la que incrementó la BSR (Tabla V).

La biomasa seca de parte aérea (BSPA) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,144}$=4.32, $p \leq 0.00001$) y NaCl ($F_{3,144}$=4.10, $p \leq 0.0078$). Sin embargo, las diferencias no fueron significativas entre dosis de FitoMas-E® y las interacciones variedades × NaCl, variedades × FitoMas-E® y variedades × NaCl × FitoMas-E®.

7.2 Etapa de emergencia

7.2.1 Tasa y porcentaje de emergencia

Para la tasa de emergencia (TE) se encontraron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,18}$=3.5, $p \leq 0.004$), NaCl ($F_{2,18}$=1190, $p \leq 0.000001$), FitoMas-E® ($F_{2,18}$=834.9, $p \leq 0.000001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{2,18}$=18.09, $p \leq 0.00001$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=18.41, $p \leq 0.00001$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=9.13, $p \leq 0.00001$). El análisis de la interacción variedades × NaCl, mostró que Napoletano y Emily incrementaron la TE en 0 mM de NaCl. Los resultados expresaron una disminución significativa de TE en las tres variedades conforme se incrementaron las concentraciones de NaCl (Tabla VI). Para la interacción variedades × FitoMas-E®, la TE fue mayor cuando se aplicó FitoMas-E® con la dosis de 0.5 mL L^{-1}, siendo Napoletano superior en un 71% y Nufar con 60%, seguidas de Emily con un aumento de 57%, con respecto a las plantas donde no se aplicó FitoMas-E® (Tabla VII).

Tabla VI. Efecto de la interacción de variedades × NaCl en el promedio de tasa, porcentaje de emergencia y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	NaCl (mM)	TE	PE %	LR (cm)	AP (cm)	BSR (mg)
Napoletano	0	4.93^{a}	94.79^{a}	9.0^{a}	2.6^{a}	0.07^{b}
Napoletano	50	3.43^{c}	78.95^{c}	6.4^{c}	2.0^{c}	0.04^{bc}
Napoletano	100	2.39^{e}	74.37^{de}	4.4^{e}	1.3^{f}	0.01^{bc}
Napoletano	150	0.13^{gh}	5.41^{g}	0.8^{g}	0.3^{i}	0.02^{c}
Emily	0	5.02^{a}	95.62^{a}	7.3^{b}	2.4^{b}	0.18^{a}
Emily	50	3.34^{c}	76.66^{cd}	6.6^{c}	1.8^{d}	0.04^{bc}
Emily	100	2.38^{e}	71.04^{ef}	4.1^{e}	1.0^{h}	0.02^{bc}
Emily	150	0.01^{h}	0.41^{h}	0.0^{h}	0.0^{j}	0.0^{c}
Nufar	0	4.74^{b}	90.00^{b}	6.3^{c}	2.4^{b}	0.06^{bc}
Nufar	50	3.54^{c}	79.37^{c}	5.1^{d}	1.6^{e}	0.02^{bc}
Nufar	100	2.15^{f}	69.58^{f}	3.0^{f}	1.2^{g}	0.01^{bc}
Nufar	150	0.24^{g}	8.75^{g}	0.0^{h}	0.0^{j}	0.0^{c}

TE: tasa de emergencia; PE: porcentaje de emergencia; LR: longitud de raíz; AP: altura de la plántula; BSR: biomasa seca de raíz. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Tabla VII. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de tasa, porcentaje de emergencia y variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	FitoMas-E® (mL L^{-1})	TE	PE %	LR (cm)	AP (cm)	BSR (mg)	BSPA (mg)
Napoletano	0	2.01^{g}	55.62^{f}	4.66^{bc}	1.31^{g}	0.034^{b}	0.121^{a}
Napoletano	0.5	3.44^{a}	73.95^{a}	6.16^{a}	1.86^{a}	0.039^{b}	0.122^{a}
Napoletano	1.0	2.87^{c}	64.37^{c}	5.11^{b}	1.55^{bc}	0.035^{b}	0.136^{a}
Napoletano	1.5	2.57^{e}	59.58^{de}	4.73^{bc}	1.65^{b}	0.032^{b}	0.112^{ab}
Emily	0	2.07^{g}	54.16^{f}	3.93^{ef}	1.13^{h}	0.03^{b}	0.071^{b}
Emily	0.5	3.25^{b}	68.54^{b}	4.47^{cd}	1.45^{cdef}	0.039^{b}	0.088^{ab}
Emily	1.0	2.77^{cd}	61.04^{cd}	4.45^{cde}	1.33^{fg}	0.038^{b}	0.096^{ab}
Emily	1.5	2.67^{de}	60.00^{de}	5.17^{b}	1.52^{cd}	0.14^{a}	0.123^{a}
Nufar	0	2.15^{fg}	56.25^{f}	3.09^{g}	1.06^{h}	0.022^{b}	0.069^{b}
Nufar	0.5	3.46^{a}	77.08^{a}	4.03^{def}	1.47^{cde}	0.031^{b}	0.115^{ab}
Nufar	1.0	2.76^{cd}	61.45^{cd}	3.91^{ef}	1.42^{defg}	0.026^{b}	0.094^{ab}
Nufar	1.5	2.28^{f}	52.91^{f}	3.57^{fg}	1.35^{efg}	0.027^{b}	0.098^{ab}

TE: tasa de emergencia; PE: porcentaje de emergencia; LR: longitud de raíz; AP: altura de la planta; BSR: biomasa seca de raíz; BSPA: biomasa seca parte aérea. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

En la triple interacción, los resultados revelaron que las tres variedades incrementaron la TE cuando se aplicó FitoMas-E®, siendo la dosis más efectiva 0.5 mL L^{-1}, aún y cuando fueron sometidas a niveles de estrés por NaCl de 50 y 100 mM (Tabla VIII). Napoletano

superó la TE en un 77% (en 50 mM) y 47% (en 100 mM) respectivamente en comparación con las plántulas que no se les aplicó el bioestimulante. Sin embargo, cuando la concentración de NaCl alcanzó los 150 mM, la TE fue de cero para las tres variedades.

El porcentaje de emergencia (PE) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,18}$=8.98, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{2,18}$=683.6, $p \leq 0.00001$), FitoMas-E® ($F_{2,18}$=281.24, $p \leq 0.00001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{2,18}$=14.27, $p \leq 0.00001$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=16.22, $p \leq 0.00001$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=8.37, $p \leq 0.00001$). El análisis de la interacción variedades × NaCl, mostró que las tres variedades en 0 mM de NaCl presentaron mayor PE y cuando se aplicó el estrés por NaCl de moderado a severo, el PE disminuyó significativamente llegando hasta cero en Emily en 150 mM de NaCl (Tabla VI).

Para la interacción variedades × FitoMas-E®, se observó un incremento del PE cuando se aplicó FitoMas-E® en las tres variedades, alcanzando un 33% en Napoletano y 37% en Nufar con respecto a las plantas donde no se aplicó FitoMas-E®, con dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® se alcanzó el mayor PE (Tabla VII). En la triple interacción, los resultados mostraron que las tres variedades incrementaron el PE cuando se aplicó FitoMas-E®, aún y cuando se sometieron a niveles de estrés de 50 y 100 mM (Tabla VIII); siendo 0.5 mL L^{-1} la dosis más efectiva, aumentando entre 14 y 43% con respecto a las plantas que no se le aplicó FitoMas-E®sin embargo, cuando la concentración de NaCl alcanzó los 150 mM, el PE disminuyó para las tres variedades.

Tabla VIII. Efecto de la interacción de variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E®, en el promedio de tasa y porcentaje de emergencia de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	TE	PE (%)
Napoletano	0	0	3.50^{ij}	87.5^{cdefg}
Napoletano	0	0.5	5.89^{a}	100^{a}
Napoletano	0	1.0	5.38^{b}	100^{a}
Napoletano	0	1.5	4.96^{c}	91.66^{abcde}
Napoletano	50	0	2.51^{nñ}	70.00^{lmnño}
Napoletano	50	0.5	4.46^{d}	92.50^{abcd}
Napoletano	50	1.0	3.68^{hi}	79.16^{ghijklm}
Napoletano	50	1.5	3.08^{kl}	74.16^{ijklmnño}
Napoletano	100	0	2.02^{pq}	65.00^{op}
Napoletano	100	0.5	2.98^{l}	85.83^{cdefg}
Napoletano	100	1.0	2.33^{nñop}	74.16^{ijklmnño}
Napoletano	100	1.5	2.23^{ñop}	72.50^{jklmnño}
Napoletano	150	0	0.00^{t}	0.00^{s}
Napoletano	150	0.5	0.43^{s}	17.50^{r}
Napoletano	150	1.0	0.10st	4.16^{s}
Napoletano	150	1.5	0.00^{t}	0.00^{s}
Emily	0	0	3.91^{fgh}	90.00^{bcedf}
Emily	0	0.5	5.85^{a}	99.16^{ab}
Emily	0	1.0	5.24^{bc}	99.16^{ab}
Emily	0	1.5	4.96^{c}	94.16^{abc}
Emily	50	0	2.60^{mn}	69.16^{mnño}
Emily	50	0.5	4.16^{def}	90.83^{abcde}
Emily	50	1.0	3.24^{jkl}	71.66^{jklmnño}
Emily	50	1.5	3.37^{ijk}	75.00^{hijklmnñ}
Emily	100	0	1.78^{q}	57.50^{p}
Emily	100	0.5	2.94^{lm}	82.50^{efghi}
Emily	100	1.0	2.47^{nño}	73.33^{ijklmnño}
Emily	100	1.5	2.34^{nñop}	70.83^{klmnño}
Emily	150	0	0.00^{t}	0.00^{s}
Emily	150	0.5	0.06^{t}	1.66^{s}
Emily	150	1.0	0.00^{t}	0.00^{s}
Emily	150	1.5	0.00^{t}	0.00^{s}
Nufar	0	0	3.73^{ghi}	84.16^{defgh}
Nufar	0	0.5	5.91^{a}	100^{a}
Nufar	0	1.0	5.35^{b}	97.50^{ab}
Nufar	0	1.5	4.06^{efg}	78.33^{ghijklm}
Nufar	50	0	3.02^{kl}	75.83^{hilklmn}
Nufar	50	0.5	4.38^{de}	93.33^{abcd}
Nufar	50	1.0	3.70^{ghi}	80.83^{fghij}
Nufar	50	1.5	3.04^{kl}	67.50^{nño}
Nufar	100	0	1.85^{q}	65.00^{op}
Nufar	100	0.5	2.59^{mnñ}	80.00^{ghijk}
Nufar	100	1.0	2.12^{opq}	67.50^{nño}
Nufar	100	1.5	2.02^{pq}	65.83^{ñop}
Nufar	150	0	0.00^{t}	0.00^{s}
Nufar	150	0.5	0.96^{r}	35.00^{q}
Nufar	150	1.0	0.00^{t}	0.00^{s}
Nufar	150	1.5	0.00^{t}	0.00^{s}

TE: Tasa de emergencia; PE: Porcentaje de emergencia. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

7.2.2 Variables morfométricas

Para longitud de raíz (LR) se observaron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,18}$=167.4, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{2,18}$=2184, $p \leq 0.00001$), FitoMas-E® ($F_{2,18}$=36.3, $p \leq 0.000001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{2,18}$=18.96, $p \leq 0.00001$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=14.94, $p \leq 0.00001$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=14.13, $p \leq 0.00001$). El análisis de la interacción variedades × NaCl, mostró que Napoletano fue la de mayor LR para 0 mM (Tabla VI). Los resultados revelaron una disminución significativa de LR en las tres variedades conforme se incrementó la concentración de NaCl. Para la interacción variedades × FitoMas-E®, el análisis mostró que las tres variedades incrementaron la LR cuando se aplicó FitoMas-E®, siendo Napoletano con dosis de 0.5 mL L^{-1} la que alcanzó mayor LR (Tabla VII) con un aumento de un 32% con respecto a las plantas que no fueron tratadas con FitoMas-E®. La interacción variedades × NaCl × FitoMas-E®, mostró que Napoletano con dosis de 0.5 mL L^{-1} en 0 mM de NaCl fue la de mayor LR. Para esta misma variedad, cuando el nivel de estrés fue moderado (50 mM de NaCl), la dosis de 1.0 mL L^{-1} de FitoMas-E® estimuló la longitud de la raíz en un 41% con respecto a las plántulas que no recibieron FitoMas-E® pero si se encontraban bajo el efecto del NaCl. En la variedad Emily, la dosis estimulante de FitoMas-E® fue de 1.5 mL L^{-1} en las plantas que se encontraban sometidas a 50 mM de NaCl. De manera general, las tres variedades experimentaron un incremento de LR cuando a las plántulas se les aplicó FitoMas-E®, aún y cuando se encontraban sometidas a estrés por NaCl de moderado a severo, exceptuando la concentración de 150 mM de NaCl, donde solo Napoletano con dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® logró desarrollarse (Tabla IX).

Para altura de la plántula (AP) se encontraron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,18}$=122.6, $p \leq 0.00001$), NaCl ($F_{2,18}$=459, $p \leq 0.00001$), FitoMas-E® ($F_{2,18}$=143.6, $p \leq 0.00001$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{2,18}$=6.91, $p \leq 0.00002$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=9.55, $p \leq 0.00001$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=19.50, $p \leq 0.00001$). Al analizar las interacciones se encontró que para variedades × NaCl, Napoletano en 0 mM de NaCl fue la de mayor altura y las tres variedades en estudio disminuyeron significativamente la AP a medida que la concentración de NaCl se

incrementó (Tabla VI). En la interacción variedades × FitoMas-E®, los resultados mostraron que Napoletano incrementó 41% la AP cuando se aplicó 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E®, de manera general las tres variedades incrementaron su altura cuando recibieron tratamiento con FitoMas-E®. Al analizar la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E®, se observó que Napoletano en 0 mM de NaCl y con dosis de 1.5 mL L^{-1} de FitoMas-E®, incrementó la AP. Cuando las plántulas se sometieron a estrés por NaCl, la AP disminuyó para las tres variedades en 100 mM de NaCl; sin embargo, cuando recibieron tratamiento con FitoMas-E®, la AP se incrementó con respecto a las plantas que no recibieron tratamiento con FitoMas-E® (Tabla IX).

La biomasa seca de raíz (BSR) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,18}$=5.17, $p \leq 0.006$), NaCl ($F_{2,18}$=26.55, $p \leq 0.00001$), FitoMas-E® ($F_{2,18}$=2.29, $p \leq 0.002$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{2,18}$=3.73, $p \leq 0.001$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=3.60, $p \leq 0.002$) y variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=3.10, $p \leq 0.00008$). La interacción variedades × NaCl mostró a Napoletano y Emily en 0 mM de NaCl, con mayor BSR y conforme las concentraciones de NaCl se incrementaron, la BSR disminuyó significativamente en las tres variedades (Tabla VI). En la interacción variedades × FitoMas-E®, Napoletano y Nufar no mostraron diferencias entre dosis de FitoMas-E®; sin embargo, Emily alcanzó la BSR mayor cuando se aplicó la dosis de 1.5 mL L^{-1} (Tabla VII). La triple interacción mostró que Emily en 0 mM de NaCl con 1.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® fue la de mayor BSR. Para las concentraciones de 50 y 100 mM de NaCl no se observaron diferencias significativas en las dosis de FitoMas-E®, pero se notó que las plántulas tratadas con FitoMas-E® tuvieron mayor BSR. Esta variable disminuyó significativamente cuando la concentración de NaCl fue de 150 mM, llegando a 0 mg de BSR (Tabla VIII).

Para biomasa seca de parte aérea (BSPA) se encontraron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,18}$=9.66, $p \leq 0.0001$), NaCl ($F_{2,18}$=244.8, $p \leq 0.000001$), FitoMas-E® ($F_{2,18}$=3.36, $p \leq 0.02$) y para la interacción variedades × FitoMas-E® ($F_{2,18}$=2.66, $p \leq 0.006$). Las interacciones variedades × NaCl y variedades × NaCl × FitoMas-E®, no mostraron diferencias significativas. La interacción variedades × FitoMas-E® mostró un aumento en Emily y Nufar superior a 50 % en la BSPA cuando se aplicó FitoMas-E® (Tabla VII).

Tabla IX. Efecto de la interacción variedades × niveles salinidad × FitoMas-E®, en el promedio de variables morfométricas de plántulas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedades	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	LR (cm)	AP (cm)	BSR (mg)
Napoletano	0	0	8.55^{b}	2.07^{cd}	0.090^{b}
Napoletano	0	0.5	10.97^{a}	2.63^{b}	0.091^{b}
Napoletano	0	1.0	7.60^{bcd}	2.73^{b}	0.052^{b}
Napoletano	0	1.5	8.87^{b}	3.24^{a}	0.073^{b}
Napoletano	50	0	5.91^{efgh}	2.08^{cd}	0.040^{b}
Napoletano	50	0.5	5.79^{efghi}	2.01^{cd}	0.040^{b}
Napoletano	50	1.0	8.34^{b}	2.13^{c}	0.073^{b}
Napoletano	50	1.5	5.69^{efghij}	1.96^{cdef}	0.042^{b}
Napoletano	100	0	4.19^{klmn}	1.11^{klm}	0.009^{b}
Napoletano	100	0.5	4.57^{ijklm}	1.66^{fghi}	0.016^{b}
Napoletano	100	1.0	4.51^{ijklm}	1.34^{jk}	0.015^{b}
Napoletano	100	1.5	4.39^{jklm}	1.42^{hij}	0.012^{b}
Napoletano	150	0	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Napoletano	150	0.5	3.03^{mnñ}	1.16^{jklm}	0.008^{c}
Napoletano	150	1.0	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Napoletano	150	1.5	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Emily	0	0	6.92^{cde}	2.05^{cd}	0.080^{b}
Emily	0	0.5	7.76^{bc}	2.65^{b}	0.078^{b}
Emily	0	1.0	7.8^{bc}	2.65^{b}	0.095^{b}
Emily	0	1.5	6.82^{cdef}	2.63^{b}	0.490^{a}
Emily	50	0	5.20^{hijkl}	1.69^{efgh}	0.036^{b}
Emily	50	0.5	6.20^{efgh}	1.96^{cde}	0.043^{b}
Emily	50	1.0	6.30^{defgh}	1.71^{efgh}	0.045^{b}
Emily	50	1.5	8.53^{b}	2.03^{cd}	0.057^{b}
Emily	100	0	3.59^{mnñ}	0.78^{n}	0.004^{b}
Emily	100	0.5	3.93^{lmn}	1.19^{jklm}	0.0382^{b}
Emily	100	1.0	3.71^{mnñ}	0.98^{lmn}	0.012^{b}
Emily	100	1.5	5.35^{hijk}	1.42^{hij}	0.021^{b}
Emily	150	0	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Emily	150	0.5	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Emily	150	1.0	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Emily	150	1.5	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Nufar	0	0	5.59^{fghij}	1.97^{cde}	0.065^{b}
Nufar	0	0.5	6.85^{cdef}	2.66^{b}	0.070^{b}
Nufar	0	1.0	6.72^{cdefg}	2.55^{b}	0.067
Nufar	0	1.5	6.30^{defgh}	2.52^{b}	0.074^{b}
Nufar	50	0	4.39^{jklm}	1.36^{jk}	0.020^{b}
Nufar	50	0.5	5.82^{efghi}	1.84^{cdefg}	0.039^{b}
Nufar	50	1.0	5.50^{ghijk}	1.81^{defg}	0.027^{b}
Nufar	50	1.5	5.05^{hijkl}	1.66^{ghi}	0.024^{b}
Nufar	100	0	2.40^{ñ}	0.93^{mn}	0.004^{b}
Nufar	100	0.5	3.45^{mnñ}	1.39^{ijk}	0.016^{b}
Nufar	100	1.0	3.44^{mnñ}	1.34^{jk}	0.011^{b}
Nufar	100	1.5	2.94^{nñ}	1.23^{jkl}	0.009^{b}
Nufar	150	0	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Nufar	150	0.5	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Nufar	150	1.0	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}
Nufar	150	1.5	0.00^{o}	0.00^{ñ}	0.00^{c}

LR: largo de radícula; AP: altura de la plántula; BSR: biomasa seca de raíz. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

7.3 Efecto del FitoMas-E® como atenuante del estrés por NaCl en tres variedades de albahaca en la etapa de crecimiento vegetativo en sistema hidropónico

7.3.1 Variables fisiológicas

7.3.1.1 Tasa fotosintética

En la tasa fotosintética se encontraron diferencias significativas a los 14, 21, 45 y 60 DDT entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). Se observó que Napoletano incrementó la tasa fotosintética en las cuatro mediciones realizadas y el valor menor de esta variable fue de Emily a los 60 DDT con 9.59 µmol m^{-2} s^{-1} (Tabla X).

Tabla X. Tasa fotosintética en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la fase de crecimiento vegetativo.

Variedades	**Tasa fotosintética (µmol m^{-2} s^{-1})**			
	14 DDT	21 DDT	45 DDT	60 DDT
Naploletano	18.26[a]	18.01[a]	17.49[a]	15.86[a]
Nufar	15.46[b]	16.29[b]	15.69[b]	13.14[b]
Emily	14.24[c]	14.97[c]	14.06[c]	9.59[c]

DDT: días después del trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

En el análisis de la interacción variedades × NaCl se encontró diferencia significativa a los 14 DDT ($p \leq 0.000$); 21 DDT ($p \leq 0.014$); 45 DDT ($p \leq 0.001$) y 60 DDT ($p \leq 0.000$). Se observó que Napoletano cuando recibió el tratamiento con 0 mM de NaCl, logró tasa fotosintética mayor en todas las mediciones realizadas, seguida de Nufar para igual 0 mM de NaCl. Para las tres variedades, la tasa fotosintética disminuyó cuando la concentración de NaCl se incrementó, siendo más notable en Emily y llegando a un valor mínimo de 1.35 µmol m^{-2} s^{-1} a los 60 DDT (Tabla XI).

Tabla XI. Efecto de la interacción variedades × NaCl en la tasa fotosintética de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	NaCl (mM)	Tasa fotosintética (µmol m^{-2} s^{-1})			
		14 DDT	21 DDT	45 DDT	60 DDT
Napoletano	0	21.62^{a}	22.31^{a}	20.61^{a}	20.45^{a}
	50	19.50^{b}	19.00^{b}	18.79^{b}	18.26^{bc}
	100	19.24^{b}	16.54^{d}	17.06^{c}	14.18^{d}
	150	12.69^{c}	14.18^{ef}	13.50^{f}	10.56^{e}
Nufar	0	20.37^{ab}	19.42^{b}	19.54^{ab}	18.81^{b}
	50	18.86^{b}	17.81^{c}	16.81^{cd}	13.58^{d}
	100	14.18^{c}	15.08^{e}	15.32^{e}	11.20^{e}
	150	8.44^{e}	12.84^{g}	11.08^{g}	8.98^{f}
Emily	0	20.11^{ab}	18.76^{bc}	18.85^{b}	16.85^{c}
	50	18.90^{b}	16.27^{d}	15.45^{de}	11.22^{e}
	100	10.25^{d}	13.89^{fg}	12.75^{f}	8.94^{f}
	150	7.69^{e}	10.97^{h}	9.00^{h}	1.35^{g}

DDT: días después del trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Para la interacción variedades × FitoMas-E® se encontró diferencias significativas a los 14 DDT ($p \leq 0.024$), 21 DDT ($p \leq 0.003$) y 45 DDT ($p \leq 0.037$) con un aumento de la tasa fotosintética en las tres variedades cuando se trataron con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E®, alcanzando los valores mayores Napoletano, seguida por Nufar y Emily (Tabla XII). Para esta interacción, a los 60 DDT no se observó diferencia significativa; sin embargo los resultados revelaron un incremento numérico en las tres variedades cuando se trataron con FitoMas-E® (Fig. 1).

Tabla XII. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en la tasa fotosintética de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Tasa fotosintética (µmol m^{-2} s^{-1})		
		14 DDT	21 DDT	45 DDT
Napoletano	0	16.27^{c}	16.40^{c}	16.33^{bc}
	0.5	20.25^{a}	19.61^{a}	18.65^{a}
Nufar	0	12.79^{d}	15.27^{d}	14.30^{d}
	0.5	18.14^{b}	17.31^{b}	17.07^{b}
Emily	0	11.67^{e}	13.79^{e}	12.28^{e}
	0.5	16.81^{c}	16.15^{c}	15.75^{c}

DDT: días después del trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

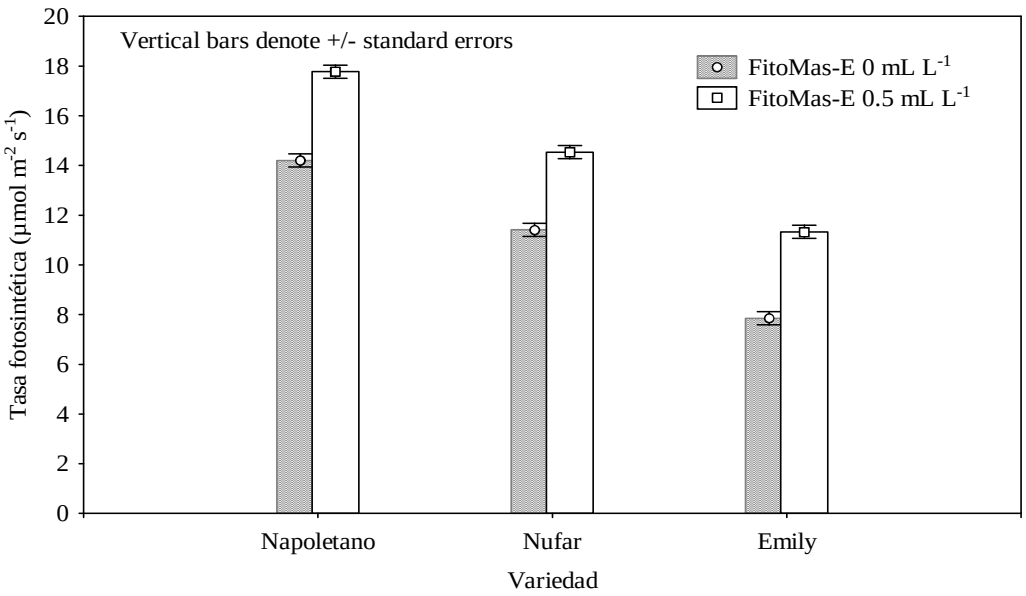

Figura 1. Efecto de la interacción variedad × FitoMas-E® en la tasa fotosintética de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl a los 60 DDT.

Para la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® se encontró diferencias significativas a los 14 DDT ($p \leq 0.000$), 21 DDT ($p \leq 0.031$), 45 DDT ($p \leq 0.0032$) y 60 DDT ($p \leq 0.033$) observándose tasa fotosintética mayor en Napoletano en 0 mM y con aplicación del FitoMas-E® (0.5 mL L^{-1}). Emily con estrés salino y sin aplicación del bioestimulante, disminuyó hasta cero. De forma general, para las tres variedades se observó que aún y cuando se encontraban en estrés por NaCl, los valores más altos en la tasa fotosintética lo mostraron cuando se aplicó FitoMas-E® (Tabla XIII).

Tabla XIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en la tasa fotosintética de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Tasa fotosintética (µmol m^{-2} s^{-1})			
			14 DDT	21 DDT	45 DDT	60 DDT
Napoletano	0	0	19.91^{bcde}	20.09^{bc}	19.24^{bc}	18.07^{bcd}
		0.5	23.32^{a}	24.53^{a}	21.99^{a}	22.84^{a}
	50	0	18.11^{cdef}	17.47^{def}	17.40^{cdef}	16.82^{def}
		0.5	20.90^{abc}	20.53^{b}	20.19^{ab}	19.70^{bc}
	100	0	17.92^{def}	15.32^{ghi}	16.31^{efg}	13.08^{gh}
		0.5	20.56^{abcd}	17.76^{de}	17.82^{cde}	15.28^{efg}
	150	0	9.15^{ijk}	12.71^{jk}	12.38^{ijk}	8.85^{lmn}
		0.5	16.23^{fg}	15.65^{fgh}	14.63^{ghi}	12.28^{hij}
Nufar	0	0	19.26^{bcde}	18.59^{cd}	18.74^{bcd}	17.60^{cde}
		0.5	21.49^{ab}	20.24^{bc}	20.34^{ab}	20.02^{b}
	50	0	17.38^{ef}	16.67^{efg}	15.24^{fgh}	11.86^{hijk}
		0.5	20.34^{bcd}	18.94^{bcd}	18.39^{bcde}	15.30^{efg}
	100	0	8.63^{jkl}	14.51^{hij}	14.24^{ghij}	9.97^{jklm}
		0.5	19.73^{bcde}	15.66^{fgh}	16.40^{defg}	12.43^{hi}
	150	0	5.89^{lm}	11.32^{k}	8.97^{l}	7.55^{mn}
		0.5	10.99^{ij}	14.38^{hij}	13.18^{hijk}	10.40^{ijkl}
Emily	0	0	19.25^{bcde}	17.57^{de}	18.39^{bcde}	14.97^{fg}
		0.5	20.96^{ab}	19.95^{bc}	19.31^{bc}	18.72^{bcd}
	50	0	17.22^{ef}	15.13^{ghi}	13.49^{hijk}	9.49^{klm}
		0.5	20.59^{abcd}	17.42^{def}	17.41^{cdef}	12.94^{gh}
	100	0	6.42^{klm}	13.48^{ij}	11.38^{k}	6.93^{n}
		0.5	14.08^{gh}	14.30^{hij}	14.12^{ghij}	10.95^{hijkl}
	150	0	3.77^{m}	8.99^{l}	5.86^{m}	0.00^{o}
		0.5	11.61^{hi}	12.95^{jk}	12.15^{jk}	2.71^{ñ}

DDT: días después del trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

7.3.1.2 Determinación de pigmentos fotosintéticos

Se encontraron diferencias significativas para la clorofila “a”, a los 20 DDT entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). En la interacción variedades × NaCl ($p \leq 0.0017$), se observó que las concentraciones mayores de clorofila “a”, estaban en los tratamientos donde no se aplicó FitoMas-E® y el valor menor se observó en Emily cuando la concentración salina fue de 150 mM de NaCl (Tabla XIV). Para la interacción variedades × FitoMas-E® no se encontró diferencia significativa.en esta variable; sin embargo se observó un incremento numérico de clorofila “a” cuando las plantas se trataron con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Fig. 2).

Tabla XIV. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT).

Variedad	NaCl (mM)	Clorofila a ($\mu g/cm^2$)	Clorofila total ($\mu g/cm^2$)
Napoletano	0	31.37^{a}	40.57^{a}
	50	28.34^{b}	36.41^{b}
	100	27.78^{b}	36.05^{b}
	150	24.99^{cd}	32.05^{cd}
Nufar	0	30.84^{a}	39.87^{a}
	50	28.17^{b}	36.08^{b}
	100	25.71^{c}	33.20^{c}
	150	23.63^{d}	30.48^{de}
Emily	0	30.07^{a}	38.69^{a}
	50	27.49^{b}	36.05^{b}
	100	24.73^{cd}	32.17^{cd}
	150	21.88^{e}	28.33^{e}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey, p=0.05)

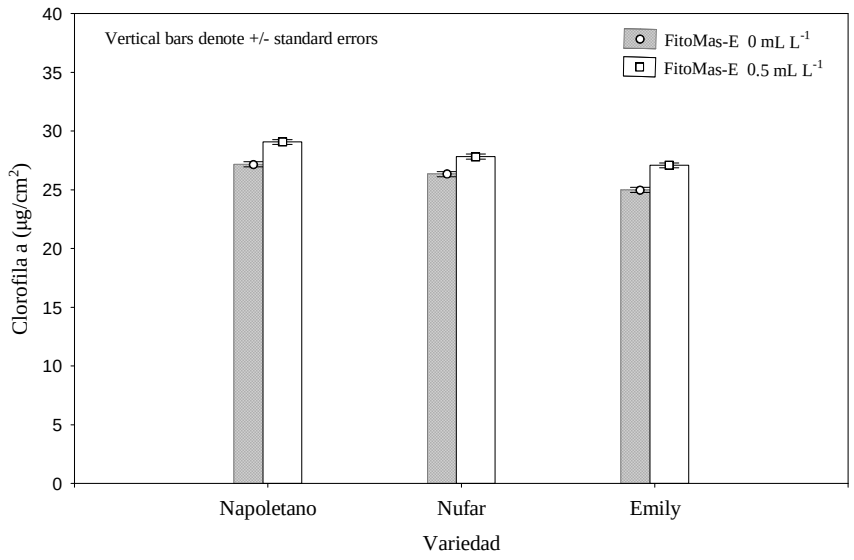

Figura 2. Efecto de la interacción variedad × FitoMas-E® en el contenido de clorofila "a" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT).

En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.057$), siendo Napoletano la de mayor clorofila "a", con 0.5 mL L^{-1} FitoMas-E® y 0 mM de NaCl. Emily mostró menor

concentración de clorofila “a” cuando el nivel salino alcanzó los 150 mM de NaCl y no se le aplicó FitoMas-E® (Tabla XV).

Tabla XV. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT).

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Clorofila a (µg/cm^2)	Clorofila total (µg/cm^2)
Napoletano	0	0	30.36^{abcd}	39.24^{abc}
		0.5	32.38^{a}	41.91^{a}
	50	0	27.07^{ghij}	$34.51^{efghijk}$
		0.5	29.60^{bcde}	38.31^{bcd}
	100	0	27.21^{fghij}	$36.04^{cdefghi}$
		0.5	28.35^{cdefgh}	36.06^{cdefgh}
	150	0	24.03^{lm}	30.66^{lm}
		0.5	25.96^{ijkl}	33.44^{ghijkl}
Nufar	0	0	29.86^{bcd}	39.44^{abc}
		0.5	31.82^{ab}	40.30^{ab}
	50	0	27.39^{efghij}	35.30^{defghi}
		0.5	28.96^{cdefg}	36.86^{bcdefg}
	100	0	25.38^{jkl}	32.59^{ijkml}
		0.5	26.04^{hijkl}	$33.82^{fghijkl}$
	150	0	22.76^{m}	29.20^{m}
		0.5	24.50^{klm}	31.76^{jklm}
Emily	0	0	29.52^{bcdef}	37.81^{bcde}
		0.5	30.62^{abc}	39.56^{ab}
	50	0	26.78^{ghijk}	$35.08^{defghij}$
		0.5	28.20^{defghi}	37.02^{bcdef}
	100	0	23.94^{lm}	31.12^{klm}
		0.5	25.52^{jkl}	33.21^{hijkl}
	150	0	19.74^{n}	24.94^{n}
		0.5	24.02^{lm}	31.71^{jklm}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

En la clorofila “b” a los 20 DDT se encontró diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.039$), NaCl ($p \leq 0.000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). En el análisis de las interacciones, variedades × NaCl no se encontró diferencia significativa; sin embargo, cuando las concentraciones fueron de 100 y 150 mM, ocurrió un decremento de esta variable en las tres variedades (Fig. 3). Para variedades × FitoMas-E® y variedades × NaCl × FitoMas-E®,

los resultados no mostraron diferencia significativa aunque la tendencia fue al incremento de clorofila “b” cuando se aplicó 0.5 mL L^{-1} FitoMas-E® (Figs. 4 y 5).

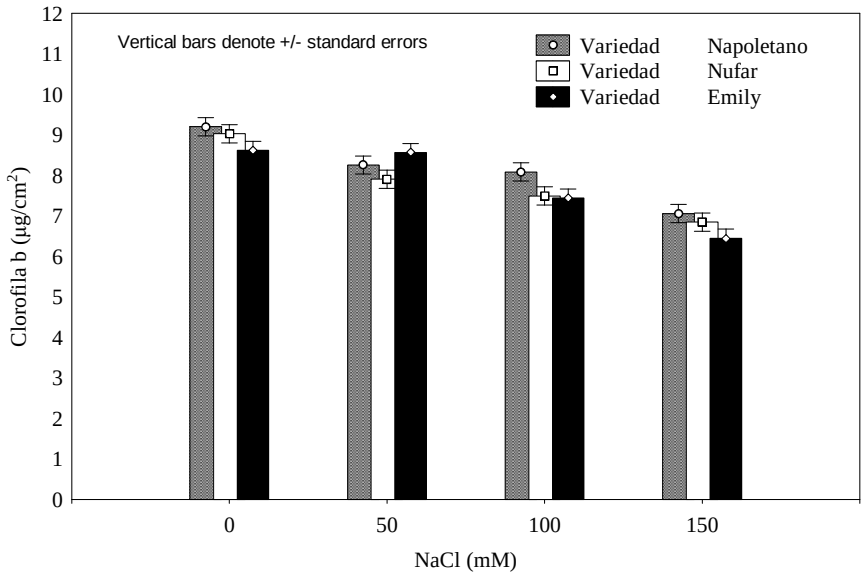

Figura 3. Efecto de la interacción variedad × NaCl en el contenido clorofila “b” en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT).

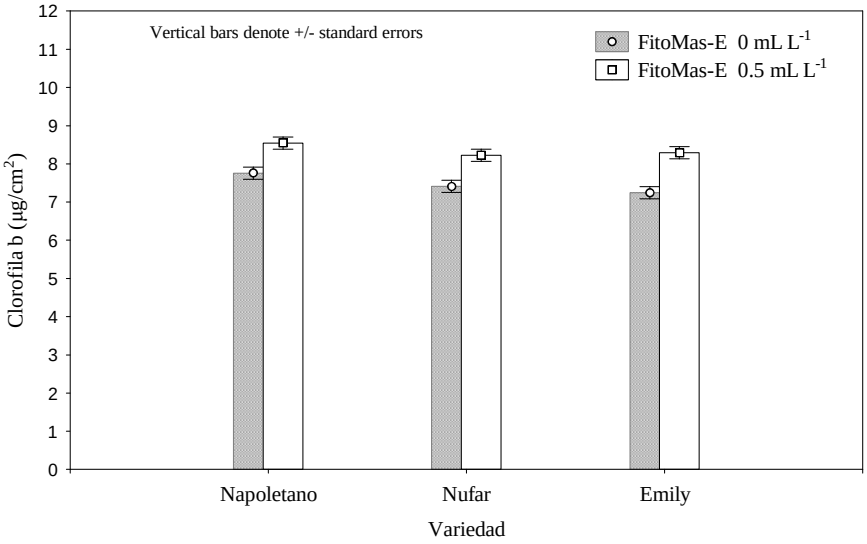

Figura 4. Efecto de la interacción variedad × dosis de FitoMas-E® en el contenido clorofila “b” en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT).

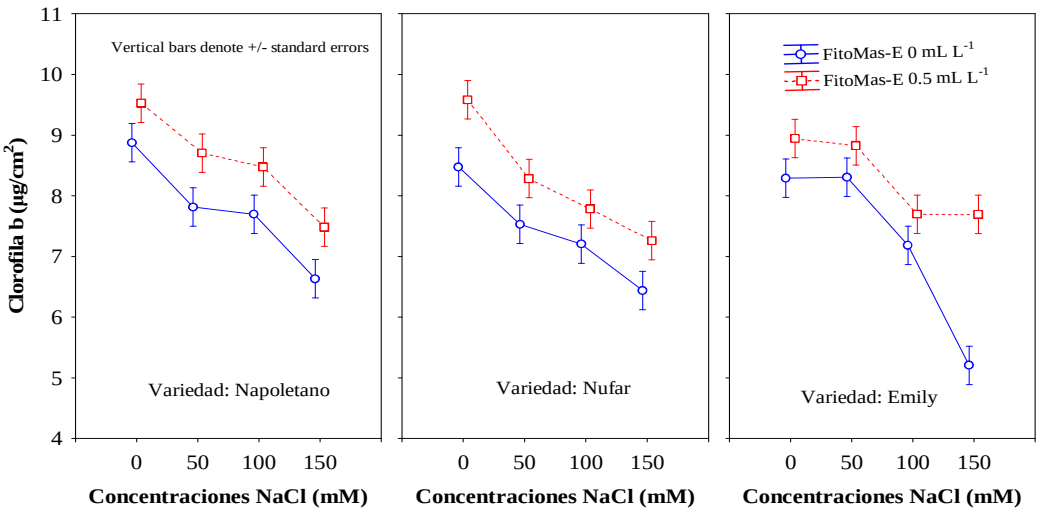

Figura 5. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT).

Para clorofila total a los 20 DDT se encontraron diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). Para el análisis de las interacciones, variedades × NaCl ($p \leq 0.000$), donde se observó un contenido menor de este pigmento cuando las concentraciones de NaCl incrementaron (Tabla XIV). Para la interacción variedades × FitoMas-E®, mostró los valores mayores Napoletano al aplicar 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XVI). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® se encontró diferencia significativa ($p \leq 0.026$), observándose que los valores mayores de clorofila total, correspondieron a 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® bioestimulante con 0 mM de NaCl en las tres variedades (Tabla XV).

Tabla XVI. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de clorofila total en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (20 DDT).

Variedad	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Clorofila total (µg/cm^2)
Napoletano	0	35.12^{bc}
	0.5	37.43^{a}
Nufar	0	34.13^{c}
	0.5	35.69^{b}
Emily	0	32.24^{d}
	0.5	35.38^{bc}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Con respecto a clorofila “a” a los 40 DDT, los resultados revelaron diferencias significativas para variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). En la interacción variedades × NaCl ($p \leq 0.0194$), se observó un contenido menor de este pigmento en las tres variedades cuando se incrementó la concentración de NaCl (Tabla XVII).

Tabla XVII. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT).

Variedad	NaCl (mM)	Clorofila a ($\mu g/cm^2$)	Clorofila total ($\mu g/cm^2$)
Napoletano	0	31.47^{a}	41.52^{a}
	50	28.80^{cd}	37.56^{bc}
	100	27.78^{cd}	35.86^{cde}
	150	24.75^{ef}	31.89^{fg}
Nufar	0	30.18^{ab}	39.22^{b}
	50	27.88^{cd}	36.16^{cd}
	100	26.00^{de}	33.64^{ef}
	150	23.57^{f}	30.69^{g}
Emily	0	30.17^{bc}	38.50^{b}
	50	27.19^{de}	34.89^{de}
	100	24.43^{fg}	31.73^{fg}
	150	20.94^{h}	27.11^{h}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Para variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.0006$), mostrando la variedad Napoletano con mayor contenido de clorofila “a” al aplicar dosis de 0.5 mL L^{-1} del bioestimulante (Tabla XVIII).

Tabla XVIII. Efecto de la interacción variedades × dosis de FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT).

Variedad	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Clorofila a ($\mu g/cm^2$)	Clorofila total ($\mu g/cm^2$)
Napoletano	0	26.96^{bc}	35.21^{bc}
	0.5	29.44^{a}	38.21^{a}
Nufar	0	26.27^{c}	33.92^{c}
	0.5	27.55^{b}	35.94^{b}
Emily	0	24.27^{d}	31.25^{d}
	0.5	27.10^{bc}	34.87^{bc}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

En la triple interacción (clorofila “a” 40 DDT) variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.05$), los valores mayores se encontraron en Napoletano al aplicar FitoMas-E® y 0 mM de NaCl, aunque se observó una respuesta positiva en las tres variedades con esta combinación (Tabla XIX).

Tabla XIX. Efecto de la interacción variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT).

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Clorofila a (µg/cm^2)	Clorofila total (µg/cm^2)
Napoletano	0	0	30.55^{ab}	39.80^{ab}
		0.5	32.38^{a}	43.24^{a}
	50	0	27.06^{cdefgh}	35.70^{defgh}
		0.5	30.54^{ab}	39.42^{bc}
	100	0	27.21^{cdefg}	35.68^{defgh}
		0.5	28.35^{bcdef}	36.04^{cdefg}
	150	0	23.03^{i}	29.66^{k}
		0.5	26.47^{defgh}	34.13e^{fghij}
Nufar	0	0	29.86^{abc}	39.00^{bcd}
		0.5	30.49^{ab}	39.44^{bc}
	50	0	27.06^{cdefgh}	34.88^{efghi}
		0.5	28.71^{bcde}	37.44^{bcde}
	100	0	25.38^{fghi}	32.59^{ghijk}
		0.5	26.63^{defgh}	34.69^{efghij}
	150	0	22.76^{i}	29.20^{k}
		0.5	24.37^{ghi}	32.19^{hijk}
Emily	0	0	29.45^{abcd}	37.61^{bcde}
		0.5	30.88^{ab}	39.40^{bc}
	50	0	25.93^{efghi}	33.34^{fghij}
		0.5	28.45^{bcdef}	36.45^{bcdef}
	100	0	23.94^{hi}	31.12^{jk}
		0.5	24.93^{ghi}	32.34^{hijk}
	150	0	17.74^{j}	22.94^{l}
		0.5	24.15^{ghi}	31.29^{ijk}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Con respecto a la clorofila “b”, a los 40 DDT se encontraron diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.00001$), NaCl ($p \leq 0.0000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.0000$). Al analizar la interacción, variedades × NaCl, no se encontró diferencia significativa, pero se observó un decremento de esta variable cuando aumento la concentración de NaCl (Fig. 6).

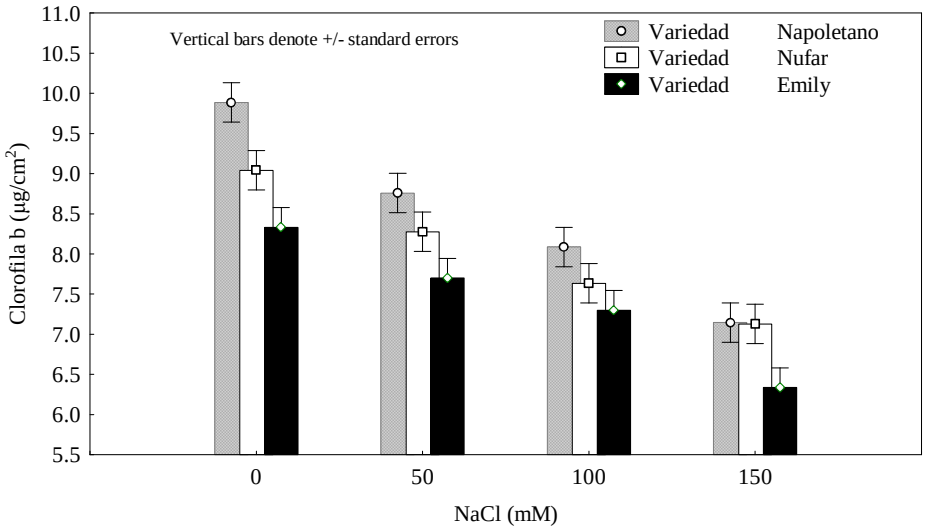

Figura 6. Efecto de la interacción variedad × NaCl en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT).

En la interacción variedades × FitoMas-E® y variedades × NaCl × FitoMas-E® los resultados no mostraron diferencia significativa, aunque se observó una tendencia al incremento de la clorofila "b" en las tres variedades cuando se aplicó 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Figs. 7 y 8).

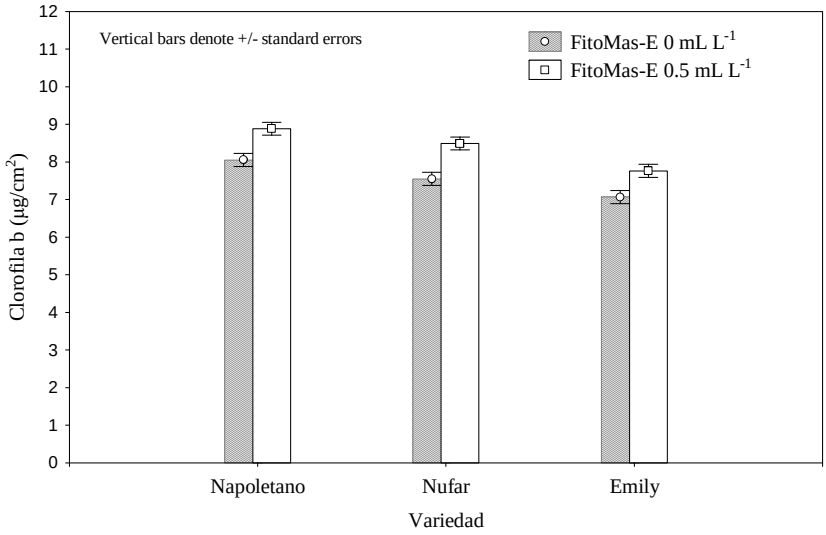

Figura 7. Efecto de la interacción variedad × FitoMas-E® en el contenido clorofila "b"en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT).

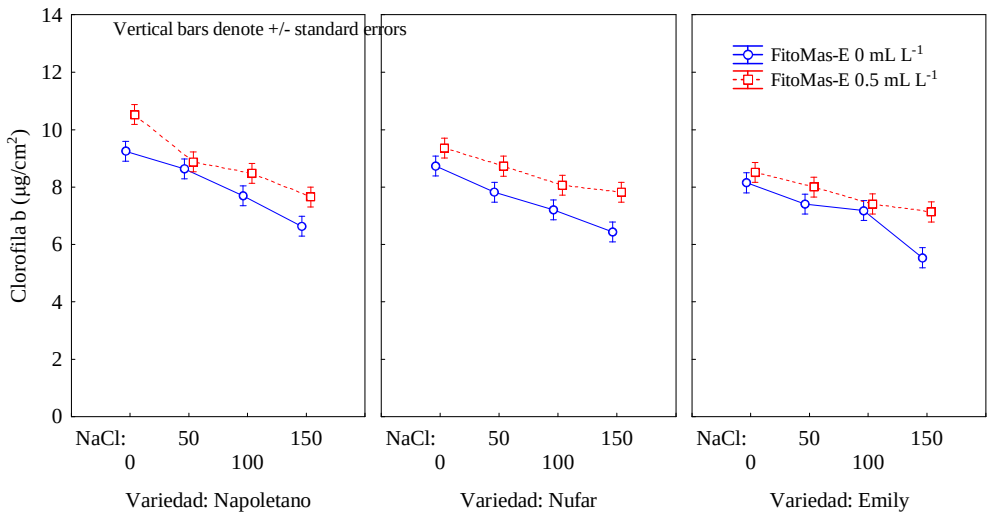

Figura 8. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el contenido clorofila "b" en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (40 DDT).

Para la clorofila total (40 DDT) se encontraron diferencias significativas en las interacciones, variedades × NaCl ($p \leq 0.069$), donde se experimentó una disminución en la concentración de esta variable cuando los niveles de NaCl fueron de 100 y 150 mM, para las tres variedades (Tabla XVII). Para variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.069$), se observó una respuesta positiva cuando se aplicó el bioestimulante (Tabla XVIII) y en la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.010$), siendo Napoletano la de mayor clorofila total, cuando se aplicó dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® y Emily la de menor cuando no se aplicó el bioestimulante (Tabla XIX).

Para la clorofila "a", (60 DDT), se encontraron diferencias significativas para, variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). En el análisis de las interacciones, variedades × NaCl ($p \leq 0.0000$), los valores mayores se observaron en los tratamientos con 0 mM de NaCl en las tres variedades (Tabla XX).

Tabla XX. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el contenido de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (60 DDT).

Variedad	NaCl (mM)	Clorofila a ($\mu g/cm^2$)	Clorofila b ($\mu g/cm^2$)	Clorofila total ($\mu g/cm^2$)
Napoletano	0	25.08^{a}	7.46^{a}	32.54^{a}
	50	23.21^{ab}	7.07^{ab}	30.28^{ab}
	100	22.42^{bc}	6.61^{abc}	29.03^{bc}
	150	20.29^{de}	6.20^{bc}	26.49^{cde}
Nufar	0	23.58^{ab}	7.10^{ab}	30.68^{ab}
	50	20.98^{cd}	6.28^{bc}	27.25^{cd}
	100	20.16^{de}	6.06^{c}	26.22^{de}
	150	17.73^{f}	5.75^{c}	23.48^{f}
Emily	0	23.34^{ab}	6.67^{abc}	30.02^{ab}
	50	19.84^{de}	6.01^{c}	25.85^{def}
	100	18.53^{ef}	6.06^{c}	24.59^{ef}
	150	6.94^{g}	2.32^{d}	9.26^{g}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Para la interacción variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.0000$), donde la variedad Napoletano alcanzó el contenido mayor de clorofila "a" cuando se aplicó el FitoMas-E® (Tabla XXI). En la triple interacción, variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.0570$), los resultados mostraron una respuesta positiva en las tres variedades cuando las plantas fueron tratadas con FitoMas-E®, aún y cuando se encontraron sometidas a estrés por NaCl de moderado a severo (Tabla XXII).

Tabla XXI. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (60 DDT).

Variedad	FitoMas-E® ($mL\ L^{-1}$)	Clorofila a ($\mu g/cm^2$)	Clorofila b ($\mu g/cm^2$)	Clorofila total ($\mu g/cm^2$)
Napoletano	0	22.16^{ab}	6.44^{b}	28.62^{b}
	0.5	23.34^{a}	7.24^{a}	30.55^{a}
Nufar	0	19.40^{c}	6.05^{b}	25.45^{c}
	0.5	21.82^{b}	6.55^{b}	28.37^{b}
Emily	0	14.50^{d}	4.42^{c}	18.91^{d}
	0.5	19.83^{c}	6.11^{b}	25.95^{c}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Se presentaron diferencias significativas para la clorofila “b” a los 60 DDT entre variedades ($p \leq 0.0000$), NaCl ($p \leq 0.0000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.0000$). En el análisis de las interacciones, variedades × NaCl ($p \leq 0.0000$), con un marcado decremento cuando la presencia de NaCl fue mayor (Tabla XX). Para variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.00052$), se observó una respuesta positiva al aplicar 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XXI). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.0000$), se observaron valores mayores de esta variable cuando se trataron las plantas con el FitoMas-E® y no se sometieron a estrés por NaCl y el menor valor para la variedad Emily con 0 mL L^{-1} de FitoMas-E® y 150 mM de NaCl (Tabla XXII).

Para la clorofila total a los 60 DDT, se encontraron diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). En las interacciones variedades × NaCl ($p \leq 0.0000$), con una disminución en el contenido de pigmento cuando la concentración salina fue mayor (Tabla XX). Para variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.0052$), se observó una respuesta positiva cuando las plantas fueron tratadas con FitoMas-E® (Tabla XXI). En la triple interacción, variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), el contenido mayor de clorofila total se observó en Napoletano, seguido por Nufar, sin estrés por NaCl y con aplicación de FitoMas-E®, el contenido menor de clorofila total 0 $\mu g/cm^2$ en la variedad Emily con 150 mM de NaCl y sin la aplicación FitoMas-E®. De forma general, en las tres variedades se observó un incremento de esta variable cuando se aplicó el FitoMas-E®, aún y cuando se encontraban sometidas a estrés por NaCl (Tabla XXII).

Tabla XXII. Efecto de la interacción variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E® en el promedio de pigmentos fotosintéticos de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl (60 DDT).

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Clorofila a (µg/cm^2)	Clorofila b (µg/cm^2)	Clorofila total (µg/cm^2)
Napoletano	0	0	23.88^{abc}	6.76^{abcd}	30.64^{abc}
		0.5	26.29^{a}	8.15^{a}	34.44^{a}
	50	0	21.96^{bcdef}	6.53^{bcd}	28.49^{bcde}
		0.5	24.46^{ab}	7.62^{ab}	32.07^{ab}
	100	0	22.33^{bcdef}	6.39^{bcd}	29.00^{bcde}
		0.5	22.50^{bcdef}	6.84^{abcd}	29.06^{bcde}
	150	0	20.28^{efg}	6.06^{bcde}	26.36^{defg}
		0.5	20.31^{efg}	6.34^{bcd}	26.62^{cdefg}
Nufar	0	0	22.61^{bcdef}	6.89^{abcd}	29.50^{bcde}
		0.5	24.56^{ab}	7.31^{abc}	31.87^{ab}
	50	0	19.50^{fgh}	5.88^{cde}	25.38^{efgh}
		0.5	22.45^{bcdef}	6.67^{abcd}	29.13^{bcde}
	100	0	18.50^{gh}	5.79^{cde}	24.29^{fgh}
		0.5	21.82^{bcdef}	6.33^{bcd}	28.15^{bcdef}
	150	0	17.00^{hi}	5.63^{de}	22.63^{ghi}
		0.5	18.45^{gh}	5.88^{cde}	24.33^{fgh}
Emily	0	0	22.95^{bcde}	6.56^{abcd}	29.51^{bcd}
		0.5	23.74^{abcd}	6.78^{abcd}	30.52^{abc}
	50	0	18.61^{gh}	5.67^{de}	24.27^{fgh}
		0.5	21.08^{cdefg}	6.34^{bcd}	27.43^{cdef}
	100	0	16.43^{hi}	5.43^{de}	21.87^{hi}
		0.5	20.63^{defg}	6.68^{abcd}	27.31^{cdef}
	150	0	0.00^{j}	0.00^{f}	0.00^{j}
		0.5	13.88^{i}	4.64^{e}	18.52^{i}

Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

7.3.2 Relaciones hídricas

7.3.2.1 Contenido relativo de agua

Para el contenido relativo de agua (CRA) se encontraron diferencias significativas entre variedades a los 40 y 60 DDT ($p \leq 0.000$), NaCl a los 40 y 60 DDT ($p \leq 0.000$), FitoMas-E® a los 40 y 60 DDT ($p \leq 0.000$), las interacciones variedades × NaCl a los 40 DDT ($p \leq 0.00019$) y 60 DDT ($p \leq 0.000$), variedades × FitoMas-E® a los 60 DDT ($p \leq 0.000$) variedades × NaCl × FitoMas-E® a los 60 DDT ($p \leq 0.000$). Al analizar las interacciones se observó para

variedades × NaCl, que en la medida que las concentraciones de NaCl aumentaron, el CRA se redujo para las tres variedades tanto a los 40 como a los 60 DDT (Tabla XXIII).

Tabla XXIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el contenido relativo de agua de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	**NaCl (mM)**	**CRA (%)**	
		40 DDT	60 DDT
Napoletano	0	93.63[a]	94.7[a]
	50	88.13[b]	89.2[b]
	100	80.83[cd]	81.9[cd]
	150	77.94[de]	78.8[de]
Nufar	0	93.38[a]	94.4[a]
	50	83.4[c]	84.49[c]
	100	74.86[ef]	75.9[ef]
	150	70.8[fg]	71.9[g]
Emily	0	94.4[a]	95.5[a]
	50	81.2[cd]	82.37[cd]
	100	72.6[f]	73.7[fg]
	150	68.11[g]	32.04[h]

CRA: Contenido Relativo de Agua, DDT: Días Después del Trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, *p*=0.05).

Cuando se analizó la interacción variedades × FitoMas-E® se pudo confirmó el efecto mitigador del estrés por NaCl del FitoMas-E®, ya que el CRA fue mayor cuando se aplicó dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® en las tres variedades y Napoletano mostró el CRA mayor tanto a los 40 como 60 DDT (Tabla XXIV).

Tabla XXIV. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en el contenido relativo de agua de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	**FitoMas-E® (mL L^{-1})**	**CRA (%)**	
		40 DDT	60 DDT
Napoletano	0	81.6[a]	82.69[bc]
	0.5	88.5[a]	89.65[a]
Nufar	0	78.5[a]	79.6[d]
	0.5	82.7[a]	83.8[a]
Emily	0	76.38[a]	60.9[e]
	0.5	81.8[a]	80.8[cd]

CRA: Contenido Relativo de Agua, DDT: Días Después del Trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, *p*=0.05).

A los 40 DDT, el CRA en la triple interacción no mostró diferencias significativas; sin embargo, se observaron valores mayores de CRA cuando se aplicó el FitoMas-E® en las tres variedades, siendo más notables en Napoletano (Fig. 9).

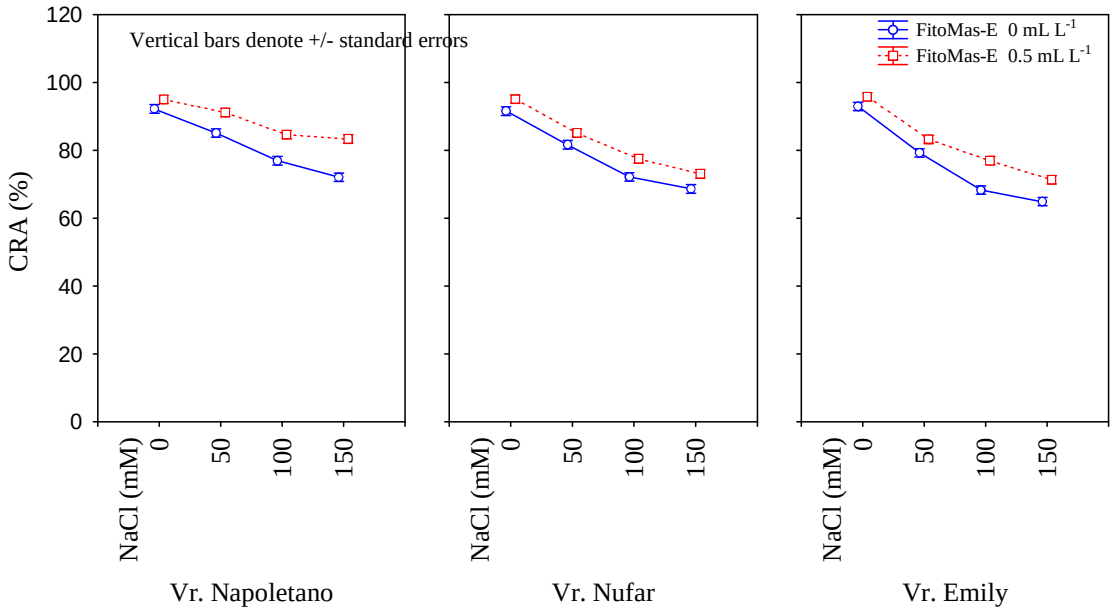

Figura 9. Efecto de la interacción variedades × niveles de NaCl × FitoMas-E® en el contenido relativo de agua a los 40 DDT de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Al analizar la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el CRA a los 60 DDT, se observó una respuesta favorable al aplicar FitoMas-E® en todas las concentraciones de NaCl. En 0 mM de NaCl con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® el CRA se incrementó en las tres variedades. También se observó que Emily (sensible) en 150 mM de NaCl y sin FitoMas-E® no logro sobrevivir al estrés por NaCl (Tabla XXV).

Tabla XXV. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el contenido relativo de agua de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	CRA (%)
			60 DDT
Napoletano	0	0	93.3^{a}
		0.5	96.1^{a}
	50	0	86.1^{b}
		0.5	92.2^{a}
	100	0	78^{de}
		0.5	85.7^{b}
	150	0	73.1^{ef}
		0.5	84.4^{b}
Nufar	0	0	92.7^{a}
		0.5	96.2^{a}
	50	0	82.7^{bcd}
		0.5	86.1^{b}
	100	0	73.2^{ef}
		0.5	78.6^{cde}
	150	0	69.7^{fg}
		0.5	74.1^{ef}
Emily	0	0	94.0^{a}
		0.5	96.9^{a}
	50	0	80.3^{bcd}
		0.5	84.3^{bc}
	100	0	69.4^{fg}
		0.5	78.0^{de}
	150	0	§
		0.5	64^{g}

CRA: Contenido Relativo de Agua, DDT: Días Después del Trasplante. §: No hubo datos (Muerte de las plantas). Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

7.3.2.2 Potencial hídrico

Para el potencial hídrico (Ψw) se encontraron diferencias significativas entre variedades a los 40 y 60 DDT ($p \leq 0.000$), NaCl a los 40 y 60 DDT ($p \leq 0.000$), FitoMas-E® a los 40 DDT ($p \leq 0.000$), las interacciones variedades × NaCl a los 40 y 60 DDT ($p \leq 0.000$), variedades × FitoMas-E® a los 40 DDT ($p \leq 0.045$) y 60 DDT ($p \leq 0.000$) variedades × NaCl × FitoMas-E® a los 40 DDT ($p \leq 0.019$) y 60 DDT ($p \leq 0.000$). El análisis de las interacciones revela para

variedades × NaCl que en la medida que las concentraciones de NaCl aumentaron, el Ψw fue más negativo para las tres variedades tanto a los 40 como a los 60 DDT. Napoletado que aún en 150 mM de NaCl tuvo Ψw menos negativos que Nufar y Emily a los 60 DDT (Tabla XXVI).

Tabla XXVI. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el potencial hídrico de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	**NaCl (mM)**	**Ψw (MPa)**	
		40 DDT	60 DDT
Napoletano	0	-0.24[a]	-0.24[a]
	50	-0.62[b]	-0.60[b]
	100	-1.38[d]	-1.28[c]
	150	-2.16[f]	-1.36[c]
Nufar	0	-0.29[a]	-0.27[a]
	50	-0.71[bc]	-0.67[b]
	100	-1.52[e]	-1.41[c]
	150	-2.52f	-2.23[d]
Emily	0	-0.30[a]	-0.25[a]
	50	-0.81[c]	-0.[67b]
	100	-1.60[e]	-1.43[c]
	150	-3.12[h]	-2.40[d]

Ψw: Potencial hídrico, DDT: Días Después del Trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, *p*=0.05).

Cuando se analizó variedades × FitoMas-E® se confirmó el efecto mitigador del FitoMas-E® al estrés por NaCl, porque el Ψw fue menos negativo con dosis de 0.5 mL L^{-1} en las tres variedades, siendo Napoletano la de mejor respuesta tanto a los 40 como 60 DDT (Tabla XXVII).

Tabla XXVII. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en el potencial hídrico de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	**FitoMas-E® (mL L^{-1})**	**Ψw (MPa)**	
		40 DDT	60 DDT
Napoletano	0	-1.24[c]	-1.20[c]
	0.5	-0.94[a]	-0.65[a]
Nufar	0	-1.41[d]	-1.34[d]
	0.5	-1.10[b]	-1.03[b]
Emily	0	-1.64[e]	-1.22[c]
	0.5	-1.26[c]	-0.95[b]

Ψw: Potencial hídrico, DDT: Días Después del Trasplante. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, *p*=0.05).

Para la triple interacción a los 40 y 60 DDT, se observó una respuesta favorable en todas las concentraciones de NaCl al aplicar FitoMas-E®, siendo menos negativos. Napoletano en 0 mM de NaCl con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® fue la de mejor respuesta a los 40 y 60 DDT, al mostrar los valores de Ψw menos negativos. Emily (variedad sensible) en 150 mM de NaCl y sin tratamiento de FitoMas-E®, no logró sobrevivir al estrés por NaCl; sin embargo, cuando se aplicó FitoMas-E® con dosis de 0.5 mL L^{-1}, lograron tolerar este nivel salino, aunque con Ψw=-2.72^{h} (Tabla XXVIII).

Tabla XXVIII. Efecto de la interacción variedades × niveles de NaCl × FitoMas-E® en el potencial hídrico de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Ψw (MPa)	
			40 DDT	60 DDT
Napoletano	0	0	-0.27^{a}	-0.25^{a}
		0.5	-0.22^{a}	-0.22^{a}
	50	0	-0.72^{d}	-0.68^{c}
		0.5	-0.52^{bc}	-0.51^{bc}
	100	0	-1.63^{h}	-1.52^{e}
		0.5	-1.12^{f}	-1.05^{d}
	150	0	-2.38^{j}	-2.45^{g}
		0.5	-1.94^{i}	-2.02^{f}
Nufar	0	0	-0.34^{ab}	-0.30^{ab}
		0.5	-0.25^{a}	-0.24^{a}
	50	0	-0.79^{de}	-0.75^{c}
		0.5	-0.63^{cd}	-0.60^{c}
	100	0	-1.75^{hi}	-1.62^{e}
		0.5	-1.28^{fg}	-1.21^{d}
	150	0	-2.79^{k}	-2.72^{h}
		0.5	-2.25^{j}	-2.09^{f}
Emily	0	0	-0.33^{a}	-0.29^{ab}
		0.5	-0.27^{a}	-0.23^{a}
	50	0	-0.91^{e}	-0.71^{c}
		0.5	-0.71^{cd}	-0.64^{c}
	100	0	-1.85^{i}	-1.62^{e}
		0.5	-1.34^{g}	-1.24^{d}
	150	0	-3.50^{l}	§
		0.5	-2.73^{k}	-2.72^{h}

Ψw: Potencial hídrico, DDT: Días Después del Trasplante, §: No hubo datos (Muerte de las plantas). Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, *p*=0.05).

7.3.3 Variables bioquímicas

En la determinación del contenido de prolina en hojas y raíz se encontró diferencia significativa entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.00$), FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), para la interacción, variedades × NaCl ($p \leq 0.000$), el valor mayor de prolina se observó en Napoletano en 150 mM de NaCl para hoja y raíz (Tabla XXIX). Para variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), se mostró el contenido mayor en Napoletano, tanto en hoja como en raíz cuando se trataron con FitoMas-E® (Tabla XXX). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). Los resultados revelaron que conforme aumentaron las concentraciones de NaCl, aumentó el contenido de prolina para las tres variedades tanto en hoja como en raíz a excepción de Emily en 150 mM de NaCl y sin FitoMas-E® bioestimulante que no logro sobrevivir. De forma general cuando se aplicó 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® el contenido de prolina fue superior (Tablas XXXI y XXXII).

El contenido de proteínas totales (PT) en hojas y raíz reveló diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$), FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). Para la interacción variedades × NaCl ($p \leq 0.000$), se observó un contenido menor de PT en hoja y raíz cuando se sometieron las plantas a estrés por NaCl de moderado a severo, siendo más sensible Emily con un contenido menor de PT en 150 mM de NaCl (Tabla XIX). Para variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), se encontró un incremento en hoja y raíz cuando las plantas se tratadas trataron con FitoMas-E® (Tabla XXX). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.00054$). Las tres variedades disminuyeron las PT en hoja y raíz conforme aumentaron las concentraciones de NaCl, se observó que las plantas tratadas con FitoMas-E® mantuvieron valores más elevados que las que no se les aplicó FitoMas-E®, aún y cuando se encontraban en estrés por NaCl (Tablas XXXI y XXXII).

Tabla XXIX. Efecto de la interacción variedad × NaCl en el promedio de variables bioquímicas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo.

Variedad	NaCl (mM)	Prolina (mg/g)	PT (mg/g)	SOD (U/mg de Prot)	CAT (U/mg de Prot)	GPx (U/mg de Prot)
				Hoja		
Napoletano	0	0.329^{j}	10.419^{a}	91.52^{f}	7.76^{e}	0.292^{g}
	50	0.639^{c}	8.880^{b}	115.31^{c}	12.55^{c}	0.385^{f}
	100	0.703^{b}	8.447^{b}	140.64^{b}	14.45^{b}	0.991^{c}
	150	0.720^{a}	8.170^{bc}	163.23^{a}	17.34^{a}	1.727^{a}
Nufar	0	0.325^{k}	7.972^{bc}	67.97^{j}	6.17^{f}	0.105^{hi}
	50	0.570^{f}	6.856^{d}	78.53^{h}	8.42^{e}	0.127^{h}
	100	0.588^{e}	5.814^{e}	99.37^{d}	10.70^{d}	0.463^{e}
	150	0.599^{d}	4.932^{ef}	139.32^{b}	16.66^{a}	1.541^{b}
Emily	0	0.349^{i}	7.456^{cd}	69.60^{i}	3.32^{g}	0.067^{i}
	50	0.408^{h}	4.999^{ef}	89.99^{g}	5.03^{f}	0.104^{hi}
	100	0.509^{g}	4.612^{f}	94.33^{e}	7.72^{e}	0.726^{d}
	150	0.322^{l}	1.982^{g}	66.17^{k}	12.26^{c}	0.751^{d}
Variedad	**NaCl (mM)**	**Prolina (mg/g)**	**PT (mg/g)**	**SOD (U/mg de Prot)**	**CAT (U/mg de Prot)**	**GPx (U/mg de Prot)**
				Raíz		
Napoletano	0	0.171^{k}	27.529^{a}	44.81^{f}	4.51^{de}	0.24^{c}
	50	0.279^{d}	22.485^{b}	65.07^{c}	7.44^{c}	0.78^{abc}
	100	0.289^{c}	22.814^{b}	67.69^{b}	8.78^{ab}	0.80^{abc}
	150	0.344^{a}	21.285^{c}	73.38^{a}	9.80^{a}	1.39^{a}
Nufar	0	0.185^{i}	23.014^{b}	40.01^{g}	5.70^{d}	0.61cb
	50	0.259^{f}	19.968^{d}	48.23^{e}	7.62^{bc}	0.74^{abc}
	100	0.273^{e}	16.378^{e}	58.49^{d}	7.95^{bc}	0.79^{abc}
	150	0.294^{b}	14.452^{fg}	64.85^{c}	8.33^{bc}	1.24^{ab}
Emily	0	0.174^{j}	21.222^{c}	33.77^{h}	2.72^{f}	0.42^{c}
	50	0.242^{h}	14.782^{f}	40.66^{g}	5.02^{de}	0.73^{abc}
	100	0.250^{g}	13.497^{g}	40.44^{g}	5.27^{de}	0.74^{abc}
	150	0.120^{l}	5.031^{h}	22.2^{1i}	3.95^{ef}	0.43^{c}

PT: proteína total, SOD: superóxido dismutasa, CAT: catalasa, GPx: glutatión peroxidasa. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Para superóxido dismutasa (SOD) se observó diferencias significativas para hoja y raíz, entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$), FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). En la interacción variedades × NaCl ($p \leq 0.000$), se mostró un incremento de SOD en hoja y raíz cuando se aumentó la concentración de NaCl, con excepción de Emily en 150 mM de NaCl que exhibió una disminución tanto en hoja como en raíz (Tabla XXIX). Para la interacción variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), se encontró un incremento de SOD para hoja y raíz,

cuando las plantas se trataron con el FitoMas-E® (Tabla XXX). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), los resultados revelaron un incremento de SOD en hoja y raíz cuando las plantas se trataron con 0.5 mL L^{-1}de FitoMas-E® aún y cuando se encontraban en estrés por NaClde moderado a severo (Tablas XXXI y XXXII).

Tabla XXX. Efecto de la interacción variedad × dosis de FitoMas-E® en el promedio de variables bioquímicas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo.

Variedad	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Prolina (mg/g)	PT (mg/g)	SOD (U/mg de Prot)	CAT (U/mg de Prot)	GPx (U/mg de Prot)
				Hoja		
Napoletano	0	0.450^{d}	8.266^{b}	120.84^{b}	12.34^{b}	0.750^{b}
	0.5	0.745^{a}	9.693^{a}	134.52^{a}	13.71^{a}	0.948^{a}
Nufar	0	0.428^{e}	6.176^{c}	91.57^{e}	9.73^{d}	0.483^{e}
	0.5	0.613^{b}	6.611^{c}	101.02^{d}	11.24^{c}	0.635^{d}
Emily	0	0.270^{f}	4.056^{e}	57.48^{f}	3.83^{e}	0.124^{f}
	0.5	0.524^{c}	5.468^{d}	102.56^{c}	10.33^{d}	0.700^{c}
Variedad	**FitoMas-E® (mL L^{-1})**	**Prolina (mg/g)**	**PT (mg/g)**	**SOD (U/mg de Prot)**	**CAT (U/mg de Prot)**	**GPx (U/mg de Prot)**
				Raíz		
Napoletano	0	0.223^{d}	17.781^{d}	54.62^{c}	6.538^{b}	0.67^{a}
	0.5	0.318^{a}	19.126^{c}	70.86^{a}	8.727^{a}	0.94^{a}
Nufar	0	0.221^{e}	22.327^{b}	50.47^{d}	6.847^{b}	0.77^{a}
	0.5	0.284^{b}	24.729^{a}	55.32^{b}	7.956^{a}	0.91^{a}
Emily	0	0.153^{f}	11.676^{f}	27.64^{f}	3.069^{d}	0.43^{a}
	0.5	0.240^{c}	15.590^{e}	40.90^{e}	5.408^{c}	0.74^{a}

PT: proteína total, SOD: superóxido dismutasa, CAT: catalasa, GPx: glutatión peroxidasa. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

La actividad de catalasa (CAT) mostró diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.00$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). Al analizar la interacción variedades × NaCl ($p \leq 0.000$), se observó un incremento de CAT en hoja y raíz para las tres variedades a medida que las concentraciones de NaCl incrementaron, excepto Emily en 150 mM de NaCl que disminuyó la CAT (Tabla XXIX). Para variedades × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), se observó un aumento de CAT para hoja y raíz cuando a las plantas se les aplicó FitoMas-E® (Tabla XXX). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), se encontró un incremento de CAT, en hoja y raíz cuando las plantas se trataron con FitoMas-

E® aún y cuando se encontraban en estrés por NaCl. Emily en 150 mM y sin la aplicación de FitoMas-E® no logró sobrevivir (Tablas XXXI y XXXII).

El contenido de glutatión peroxidasa (GPx) mostró diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.00$) y FitoMas-E® ($p \leq 0.000$). Para la interacción variedades × NaCl ($p \leq 0.000$), se encontró un incremento de GPx en hoja y raíz para las tres variedades cuando el estrés por NaCl fue de moderado a severo, a excepción de Emily que mostró una disminución de esta enzima cuando se sometió a estrés por NaCl de 150 mM (Tabla XXIX). En la interacción variedades × FitoMas-E® en hoja ($p \leq 0.000$), se observó una respuesta positiva al incrementar GPx cuando se aplicó FitoMas-E®; aunque no se encontró diferencia significativa en raíz, se observó un incremento numérico al aplicar el FitoMas-E® (Tabla XXX). Al analizar la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® para hoja ($p \leq 0.000$), los resultados mostraron un incremento de GPx cuando las plantas fueron tratadas con FitoMas-E®, aún y cuando se encontraban en estrés por NaCl de moderado a severo, exceptuando a Emily que en 150 mM de NaCl y sin la aplicación de FitoMas-E® no logró sobrevivir (Tabla XXXI). Para la triple interacción, variedades × NaCl × FitoMas-E® en raíz no se encontró diferencia significativa; sin embargo, cuando las plantas se trataron con FitoMas-E®se observó un incremento en las tres variedades (Fig. 10).

Tabla XXXI. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de variables bioquímicas en hoja de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo.

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Prolina (mg/g)	PT (mg/g)	SOD (U/mg de Prot)	CAT (U/mg de Prot)	GPx (U/mg de Prot)
Napoletano	0	0	0.261^{t}	9.779^{ab}	82.24^{m}	6.08^{i}	0.204^{ij}
		0.5	0.397^{o}	11.059^{a}	100.81^{j}	2.85^{k}	0.380^{h}
	50	0	0.475^{k}	8.192^{cdef}	107.88^{i}	2.98^{k}	0.235^{i}
		0.5	0.803^{c}	9.568^{abc}	122.74^{h}	3.79^{jk}	0.536^{g}
	100	0	0.520^{j}	7.664^{efg}	135.63^{e}	5.59^{ij}	0.912^{e}
		0.5	0.885^{b}	9.231^{bcd}	145.65^{d}	6.08^{i}	1.071^{d}
	150	0	0.546^{i}	7.428^{efgh}	157.60^{b}	6.75^{i}	1.648^{b}
		0.5	0.895^{a}	8.913^{bcde}	168.87^{a}	7.08^{i}	1.806^{a}
Nufar	0	0	0.295^{r}	7.920^{defg}	64.03^{p}	7.39^{i}	0.094^{klm}
		0.5	0.355^{q}	8.025^{def}	71.92^{o}	9.44^{h}	0.115^{kl}
	50	0	0.469^{m}	6.457^{ghij}	76.22^{ñ}	9.45^{h}	0.109^{kl}
		0.5	0.670^{f}	7.254^{fgh}	80.84^{mn}	9.51^{h}	0.144^{jk}
	100	0	0.472^{l}	5.602^{ijkl}	97.19^{k}	9.90^{gh}	0.242^{i}
		0.5	0.704^{e}	6.025^{hijk}	101.55^{j}	11.50^{fg}	0.684^{f}
	150	0	0.475^{kl}	4.723^{klm}	128.84^{g}	11.96^{f}	1.486^{c}
		0.5	0.723^{d}	5.140^{jklm}	149.79^{c}	13.14^{ef}	1.597^{b}
Emily	0	0	0.289^{s}	7.033^{fghi}	64.26^{p}	2.85^{k}	0.040^{mn}
		0.5	0.409^{ñ}	7.878^{defg}	74.94^{ñ}	3.79^{jk}	0.094^{klm}
	50	0	0.381^{p}	4.850^{klm}	78.95^{n}	2.98^{k}	0.081^{lm}
		0.5	0.435^{n}	5.149^{jklm}	101.02^{j}	7.08^{i}	0.127^{kl}
	100	0	0.409^{ñ}	4.342^{lm}	86.72^{l}	9.51^{h}	0.374^{h}
		0.5	0.610^{h}	4.882^{klm}	101.93^{j}	15.00^{cd}	1.128^{d}
	150	0	0^{u}	0.000^{n}	0^{q}	0^{l}	0^{n}
		0.5	0.644^{g}	3.964^{m}	132.34^{f}	15.44^{bcd}	1.452^{c}

PT: proteína total, SOD: superóxido dismutasa, CAT: catalasa, GPx: glutatión peroxidasa. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

Tabla XXXII. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el promedio de las variables bioquímicas en raíz de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl en la etapa de crecimiento vegetativo.

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	Prolina (mg/g)	PT (mg/g)	SOD (U/mg de Prot)	CAT (U/mg de Prot)
Napoletano	0	0	0.151^{t}	26.913^{a}	41.32^{l}	4.37^{ijk}
		0.5	0.190^{q}	28.144^{a}	48.29^{i}	4.64^{hij}
	50	0	$0.220^{ñ}$	20.465^{ef}	60.13^{f}	5.55^{fghi}
		0.5	0.338^{c}	24.506^{b}	70.01^{b}	9.33^{abc}
	100	0	0.236^{l}	22.241^{cde}	66.69^{d}	7.51^{cdef}
		0.5	0.341^{b}	23.387^{bc}	68.68^{c}	10.05^{ab}
	150	0	0.287^{g}	19.689^{fg}	50.33^{h}	8.72^{bcd}
		0.5	0.402^{a}	22.880^{bcd}	96.44^{a}	10.89^{a}
Nufar	0	0	0.181^{s}	22.594^{cd}	38.35^{mn}	5.58^{fghi}
		0.5	0.189^{r}	23.435^{bc}	41.68^{l}	5.82^{efghi}
	50	0	0.215^{o}	18.483^{gh}	45.46^{j}	6.68^{defgh}
		0.5	0.303^{f}	21.453^{def}	51.01^{h}	8.57^{bcd}
	100	0	0.231^{n}	15.885^{ij}	55.90^{g}	7.23^{cdefg}
		0.5	0.315^{e}	16.871^{hi}	61.07^{ef}	8.67^{bcd}
	150	0	0.258^{i}	14.160^{jk}	62.19^{e}	7.90^{cde}
		0.5	0.329^{d}	14.743^{j}	67.50^{cd}	8.76^{abcd}
Emily	0	0	0.148^{u}	20.169^{fg}	$33.40^{ñ}$	2.46^{k}
		0.5	0.201^{p}	22.275^{cde}	$34.14^{ñ}$	2.98^{jk}
	50	0	0.232^{mn}	14.100^{jk}	37.17^{n}	4.79^{hij}
		0.5	0.251^{j}	15.464^{ij}	44.15^{k}	5.26^{ghi}
	100	0	0.233^{m}	12.434^{k}	39.25^{m}	5.03^{hij}
		0.5	0.266^{h}	14.559^{j}	41.63^{l}	5.50^{fghi}
	150	0	0^{v}	0^{m}	0°	0^{l}
		0.5	0.241^{k}	10.062^{l}	44.43^{jk}	7.89^{cde}

PT: proteína total, SOD: superóxido dismutasa, CAT: catalasa, GPx: glutatión peroxidasa. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

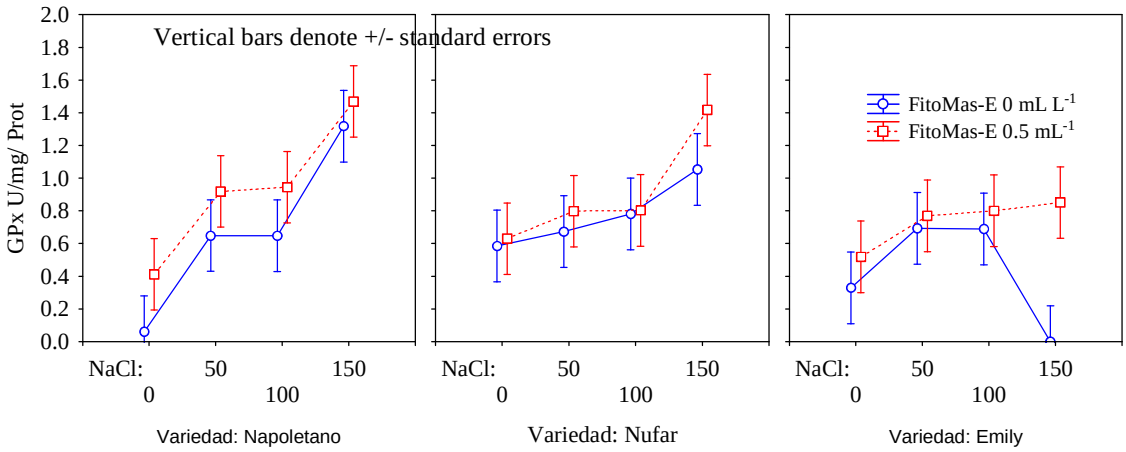

Figura 10. Efecto de la interacción variedad × NaCl × FitoMas-E® en el contenido de GPx en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

7.3.4 Variables morfométricas

El análisis interactivo de la biomasa fresca de parte aérea (BFPA) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=298.27; $p \leq 0.00$), NaCl ($F_{3,72}$=69.06; $p \leq 0.00$), FitoMas-E® ($F_{1,72}$=393.8; $p \leq 0.00$), interacción de variedades × NaCl ($F_{6,72}$=9.41; $p \leq 0.00$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,72}$=5.63; $p \leq 0.005$) y en la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{6,72}$=12.64; $p \leq 0.000$). Se determinó que los tratamientos con NaCl disminuyeron BFPA, siendo Emily la más afectada, cuando la concentración de NaCl fue de 150 mM. La BFPA fue mayor cuando la concentración de NaCl fue 0 mM para las tres variedades, siendo Napoletano la que alcanzó valor superior. Conforme aumentó la concentración de NaCl de moderado (50 mM) a severo (150 mM), disminuyó la BFPA, siendo más notable en 100 y 150 mM de NaCl (Tabla XXXIII). En la interacción, variedades × FitoMas-E® p los valores mayores se presentaron en las plantas tratadas con dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® para las tres variedades de albahaca (Tabla XXXIV), destacando Napoletano con valores mayores, seguida por Nufar y Emily.

La BFPA en la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® se incrementó en la combinación de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® y 0 mM de NaCl para las tres variedades y conforme la concentración de NaCl incrementó, se apreció una disminución significativa de la BFPA, donde Emily en 150 mM de NaCl y 0 mL L^{-1} FitoMas-E® fue la más afectada,

llegando a ocasionar la muerte de las plantas (Tabla XXXV). Napoletano destacó con valores superiores al aplicar FitoMas-E® aún y cuando las concentraciones de NaCl fueron de moderado a severo.

Tabla XXXIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl en las variables morfométricas de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	NaCl (mM)	BFPA (g)	BFR (g)	BSPA (g)	BSR (g)	LT (cm)	LR (cm)	DT (mm)	AF (cm^2)
Napoletano	0	206.12^{a}	197.63^{a}	17.46^{a}	24.14^{a}	42.97^{a}	88.79^{a}	16.50^{b}	3042.401^{a}
	50	154.95^{c}	131.95^{c}	13.76^{b}	15.79^{b}	42.00^{ab}	66.96^{b}	13.18^{cd}	1838.353^{cd}
	100	103.78^{f}	97.24^{def}	9.59^{c}	10.26^{cde}	34.99^{cd}	46.05^{d}	8.95^{fg}	1151.659^{e}
	150	78.36^{gh}	78.64^{fg}	7.73^{c}	7.79^{def}	30.77^{de}	19.34^{g}	7.59^{g}	923.392^{ef}
Nufar	0	171.43^{b}	161.82^{b}	17.70^{a}	15.51^{b}	38.02^{bc}	69.19^{b}	20.07^{a}	2599.753^{b}
	50	124.11^{e}	105.47^{de}	12.75^{b}	12.87^{bc}	34.56^{cd}	60.80^{c}	15.28^{bc}	1520.786^{d}
	100	91.04^{fg}	84.41^{efg}	9.12^{c}	8.33^{def}	26.72^{ef}	27.29^{f}	11.14^{def}	989.630^{ef}
	150	62.33^{i}	53.77^{h}	4.44^{de}	5.04^{fg}	20.31^{g}	18.64^{g}	9.04^{fg}	744.798^{fg}
Emily	0	129.40^{de}	164.74^{b}	12.91^{b}	15.58^{b}	37.91^{bc}	49.18^{d}	16.52^{b}	2108.066^{c}
	50	94.10^{f}	112.41^{cd}	8.90^{c}	10.89^{cd}	31.11^{de}	33.57^{e}	11.59^{de}	1540.387^{d}
	100	71.80^{hi}	64.46^{gh}	7.22^{cd}	6.94^{ef}	25.94^{f}	26.69^{f}	9.79^{efg}	973.105^{ef}
	150	30.29^{j}	23.78^{i}	3.55^{e}	2.28^{g}	9.58^{h}	7.54^{h}	4.26^{h}	467.993^{g}

BFPA: biomasa fresca de parte aérea, BFR: biomasa fresca de raíz, BSPA: biomasa seca parte aérea, BSR: biomasa seca raíz, LT: longitud de tallo, LR: longitud de raíz, DT: diámetro del tallo, AF: área foliar. Valores promedios con literales diferentes en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, P=0.05).

Para biomasa fresca de raíz (BFR), los resultados mostraron diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=55.58; $p \leq 0.000$), NaCl ($F_{3,72}$=355.4; $p \leq 0.000$), FitoMas-E®, ($F_{1,72}$=193.706; $p \leq 0.000$), las interacciones variedades × NaCl ($F_{6,72}$=4.42; $p \leq 0.00$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,72}$=5.89; $p \leq 0.004$) y en interacción variedades × NaCl × FitoMas-E®, ($F_{6,72}$=10.21; $p \leq 0.00$). El análisis de la interacción variedades × NaCl mostró BFR mayor en Napoletano en 0 mM y conforme la concentración de NaCl incrementó, se observó una disminución significativa para las tres variedades, siendo Emily en 150 mM la más afectada con una reducción en BFR de 85.56% respecto a las plantas tratadas con 0 mM de NaCl (Tabla XXXIII). En la interacción variedades × FitoMas-E® se observó diferencia significativa entre las plantas tratadas con FitoMas-E® y las no tratadas, alcanzando los valores mayores de BFR cuando se utilizó 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® en las tres variedades, con un incremento superior al 30% respecto a las plantas donde no se aplicó (Tabla XXXIV). En la triple interacción la BFR mostró valores superioreses en Napoletano y Nufar en 0 mM con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XXXV).

Tabla XXXIV. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en las variables morfométricas de plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	FitoMas-E® (mL L^{-1})	BFPA (g)	BFR (g)	BSR (g)	LT (cm)	AF (cm^2)
Napoletano	0	113.44^{c}	102.81^{c}	10.46^{bc}	35.78^{b}	1331.473^{c}
	0.5	158.17^{a}	149.93^{a}	18.52^{a}	39.59^{a}	2146.429^{a}
Nufar	0	96.88^{d}	79.33^{d}	8.71^{cd}	27.05^{d}	1203.529^{c}
	0.5	127.58^{b}	123.41^{b}	12.16^{b}	32.75^{c}	1723.955^{b}
Emily	0	64.84^{e}	78.64^{d}	6.91^{d}	21.99^{e}	977.820^{d}
	0.5	97.98^{d}	104.06^{c}	10.94^{b}	30.28^{c}	1566.955^{b}

BFPA: biomasa fresca de parte aérea, BFR: biomasa fresca de raíz, BSR: biomasa seca de raíz, LT: longitud de tallo, LR: longitud de raíz, AF área foliar. Valores promedios con literales diferentes en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

La biomasa seca de parte aérea (BSPA) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=48.37; $p\leq$0.000), NaCl ($F_{3,72}$=181.25; $p\leq$0.000), FitoMas-E® ($F_{1,72}$=76.73; $p\leq$0.000), en la interacción variedades × NaCl ($F_{6,72}$=3.22; $p\leq$ 0.007) y en la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{6,72}$=5.67; $p\leq$0.002). El análisis de la interacción variedades × NaCl mostró que la BSPA incrementó en Nufar y Napoletano en 0 mM de NaCl (Tabla XXXIII). La interacción variedades × FitoMas-E®, no mostró diferencia significativa. En la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® la BSPA aumentó cuando las se trataron con FitoMas-E®. La BSPA disminuyó significativamente en Emily cuando se sometió a 150 mM de NaCl y 0 mL L^{-1} de FitoMas-E® y las plantas no lograron sobrevivir (Tabla XXXV).

La biomasa seca de raíz (BSR) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=68.13; $p\leq$0.000), NaCl ($F_{3,72}$=207.6; $p\leq$0.000), FitoMas-E® ($F_{1,72}$=165.51; $p\leq$0.000), la interacción variedades × NaCl ($F_{6,72}$=5.38; $p\leq$0.0001), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,72}$=12.93; $p\leq$0.00001) y en la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{6,72}$=2.29; $p\leq$0.044). El análisis de la interacción variedades × NaCl, mostró que Napoletano en 0 mM presentó una BSR mayor; sin embargo, al incrementar la concentración de NaCl, disminuyó significativamente hasta llegar a su valor menor en la variedad Emily en 150 mM de NaCl con una afectación de 85.36% respecto 0 mM (Tabla XXXIII). Para la interacción variedades × FitoMas-E® se encontró que Napoletano en 0.5 mL L^{-1} mostró el

valor mayor de BSR (Tabla XXXIV). Para la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® se observó que las plantas que se trataron con FitoMas-E®incrementaron la BSR aún cuando se sometieron a estrés por NaCl, destacando Napoletano con BSR mayor en 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® y 0 mM de NaCl (Tabla XXXV).

La variable longitud del tallo (LT) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=156.63; $p \leq 0.000$), NaCl ($F_{3,72}$=250.32; $p \leq 0.000$), FitoMas-E® ($F_{1,72}$=121.47; $p \leq 0.000$), la interacción variedades × NaCl ($F_{6,72}$=14.59; $p \leq 0.000$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,72}$=5.84; $p \leq 0.004$) y en la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{6,72}$=5.64; $p \leq 0.0007$). Al analizar las interacciones se encontró que para variedades × NaCl, Napoletano en 0 y 50 mM mostró mayor LT y conforme las concentraciones de NaCl se incrementaron de moderadas a severas, la LT disminuyó en las tres variedades, siendo Emily en 150 mM la más afectada (Tabla XXXIII). En la interacción variedad × FitoMas-E® los valores mayores se obtuvieron cuando las plantas se trataron con FitoMas-E®. Las tres variedades mostraron un incremento superior al 10% al ser tratadas con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XXXIV). En la triple interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® se observó LT mayor en Napoletano en 0 mM y 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XXXV), siendo más afectada Emily en 150 mM y 0 mL L^{-1} FitoMas-E® llegando a la muerte de las plantas en este tratamiento.

La longitud de raíz (LR) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=430.12; $p \leq 0.000$), NaCl ($F_{3,72}$=104.8; $p \leq 0.000$), dosis de FitoMas-E® ($F_{1,72}$=229.16; $p \leq 0.000$), en la interacción variedades × NaCl ($F_{6,72}$=40.17; $p \leq 0.000$) y en la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{6,72}$=3.62; $p \leq 0.0034$). Para la interacción variedades × NaCl, Napoletano en 0 mM de NaCl mostró LR mayor .La LR disminuyó significativamente en las tres variedades conforme se incrementó la concentración de NaCl, teniendo una afectación mayor la variedad Emily en 150 mM de NaCl (Tabla XXXIII). En la interacción variedad × FitoMas-E® Napoletano alcanzó los valores mayores valores en 0 mM y 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XXXIV).

El diámetro de tallo (DT) mostró diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=50.57; $p \leq 0.000$), NaCl ($F_{3,72}$=274.9; $p \leq 0.000$), FitoMas-E® ($F_{1,72}$=159.2; $p \leq 0.000$), la interacción variedades × NaCl ($F_{6,72}$=4.50; $p \leq 0.0006$) y en la interacción variedades × NaCl × dosis de FitoMas-E® ($F_{6,72}$=7.64; $p \leq 0.0002$). El análisis interactivo para variedad × NaCl, mostró DT mayor en Nufar con 0 mM de NaCl y fue disminuyendo para las tres variedades a medida que aumentó la concentración de NaCl (Tabla XXXIII). En la triple interacción se observó un incremento del DT para las plantas que fueron tratadas con FitoMas-E® aún cuando estas estaban expuestas a concentraciones de NaCl de moderado a severo (Tabla XXXV).

Para el área foliar (AF), se observó diferencias significativas entre variedades ($F_{2,72}$=43.56; $p \leq 0.000$), NaCl ($F_{3,72}$=400.96; $p \leq 0.000$), FitoMas-E® ($F_{1,72}$=244.40; $p \leq 0.000$), en las interacciones variedades × NaCl ($F_{6,72}$=6.10; $p \leq 0.0003$), variedades × FitoMas-E® ($F_{2,72}$=4.70; $p \leq 0.012$) y en la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($F_{6,72}$=4.74; $p \leq 0.0004$). Al analizar las interacciones se observó que Napoletano en 0 mM de NaCl mostró AF mayor y las tres variedades exhibieron una disminución del AF cuando se trataron con NaCl (Tabla XXXIII). Para las tres variedades se observó un incremento del AF cuando se trataron con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XXXIV). Napoletano en 0 mM NaCl y 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® mostró AF mayor, incluso cuando las plantas se sometieron a estrés por NaCl, se observó una respuesta favorable al ser tratadas con FitoMas-E® (Tabla XXXV).

Tabla XXXV. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en las variables morfométricas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	BFPA (g)	BFR (g)	BSPA (g)	BSR (g)	LT (cm)	LR (cm)	DT (mm)	AF (cm^2)
Napoletano	0	0	175.23^{b}	185.71^{ab}	15.60^{ab}	17.02^{bcde}	41.43^{ab}	83.47^{b}	13.95^{def}	2294.25^{cd}
		0.5	237.01^{a}	209.55^{a}	19.32^{a}	31.26^{a}	44.50^{a}	94.11^{a}	19.06^{ab}	3790.551^{a}
	50	0	120.56^{def}	95.17^{fghij}	11.55^{bcde}	11.50^{fgh}	40.07^{ab}	62.67^{de}	10.92^{fghij}	1387.87^{fgh}
		0.5	189.35^{b}	168.74^{bc}	15.97^{ab}	20.07^{b}	43.92^{a}	71.24^{cd}	15.45^{bcde}	2288.83^{cd}
	100	0	88.58^{gh}	76.47^{ijkl}	8.69^{defgh}	8.10^{ghij}	32.14^{cfef}	40.31^{gh}	7.942^{jk}	901.51^{hijk}
		0.5	118.10^{ef}	118.02^{efg}	10.49^{cdef}	12.42^{efg}	37.85^{abc}	51.80^{f}	9.96^{ghijk}	1401.80^{fgh}
	150	0	69.39^{hi}	53.87^{l}	6.68^{fghi}	5.23^{ijk}	29.47^{defgh}	16.87^{k}	6.97^{k}	742.25^{jk}
		0.5	87.33^{gh}	103.41^{efghi}	8.78^{defgh}	10.34^{fghi}	32.07^{cdef}	21.80^{jk}	8.21^{jk}	1104.52^{hij}
Nufar	0	0	149.12^{c}	114.04^{efgh}	15.84^{ab}	11.92^{efgh}	35.57^{bcd}	65.42^{cd}	17.56^{bcd}	2239.58^{cde}
		0.5	193.75^{b}	209.59^{a}	19.57^{a}	19.09^{bc}	40.47^{ab}	72.97^{c}	22.57^{a}	2959.92^{b}
	50	0	108.64^{fg}	76.77^{ijkl}	9.67^{cdefg}	11.42^{fgh}	31.28^{cdefg}	50.92^{f}	13.35^{efg}	1222.84^{ghij}
		0.5	139.58^{cde}	134.18^{cde}	15.83^{ab}	14.32^{cdef}	37.84^{abc}	70.68^{cd}	17.22^{bcd}	1818.73^{def}
	100	0	74.13^{hi}	77.91^{hijkl}	9.01^{cdefgh}	7.13^{hij}	25.09^{fghi}	18.78^{k}	9.44^{hijk}	836.78^{ijk}
		0.5	107.95^{fg}	90.92^{ghijk}	9.23^{cdefgh}	9.53^{fghij}	28.34^{efgh}	35.80^{ghi}	12.83^{efgh}	1142.48^{hij}
	150	0	55.61^{i}	48.60^{l}	3.92^{ij}	4.37^{jk}	16.27^{j}	16.32^{k}	7.67^{jk}	514.91^{kl}
		0.5	69.04^{hi}	58.95^{jkl}	4.97^{hi}	5.71^{ij}	24.34^{ghi}	20.96^{jk}	10.42^{fghijk}	974.68^{hijk}
Emily	0	0	115.19^{f}	162.52^{bcd}	12.39^{bcd}	13.13^{defg}	35.96^{bcd}	44.52^{fg}	15.28^{cde}	1757.44^{defg}
		0.5	143.73^{cd}	166.97^{bc}	13.43^{bc}	18.03^{bcd}	39.86^{ab}	53.83^{ef}	17.77^{bc}	2458.69^{bc}
	50	0	86.93^{gh}	94.85^{fghij}	8.27^{defgh}	9.15^{fghij}	29.57^{defg}	28.32^{ij}	11.21^{fghij}	1357.16^{fghi}
		0.5	101.28^{fg}	129.97^{def}	9.54^{cdefg}	12.62^{efg}	32.65^{cde}	38.82^{gh}	11.97^{efghi}	1723.61^{efg}
	100	0	57.26^{i}	57.17^{kl}	5.61^{ghi}	5.34^{ij}	22.42^{hij}	20.41^{jk}	8.57^{ijk}	796.67^{jk}
		0.5	86.33^{gh}	71.75^{ijkl}	8.84^{defgh}	8.55^{ghij}	29.46^{defgh}	32.97^{hi}	11.01^{fghij}	1149.54^{hij}
	150	0	0.00^{j}	0.00^{m}	0.00^{j}	0.00^{k}	0.00^{k}	0.00^{l}	0.00^{l}	0.00^{l}
		0.5	60.58^{i}	47.57^{l}	7.11^{efghi}	4.56^{jk}	19.17^{ij}	15.09^{k}	8.52^{ijk}	935.98^{hijk}

BFPA: biomasa fresca de parte aérea, BFR: biomasa fresca de raíz, BSPA: biomasa seca parte aérea, BSR: biomasa seca raíz, LT: longitud de tallo, LR: longitud de raíz, DT: diámetro del tallo, AF: área foliar. Valores promedios con literales diferentes en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

7.3.5 Contenido de aceites esenciales

Para el contenido de aceite esencial (AE) se encontraron diferencias significativas entre variedades ($p \leq 0.000$), NaCl ($p \leq 0.000$), FitoMas-E® ($p \leq 0.000$), en las interacciones variedades × NaCl ($p \leq 0.0005$), variedades × dosis de FitoMas-E® ($p \leq 0.0015$) y en la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® ($p \leq 0.008$). Al analizar la interacción variedades × NaCl se observó un incremento de AE conforme las concentraciones de NaCl aumentaron para las tres variedades, excepto Emily en 150 mM, la cual disminuyó (Tabla XXXVI).

Tabla XXXVI. Efecto de la interacción variedades × NaCl en el contenido de aceite en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	NaCl (mM)	AE (mL) en 60 (g) de MVS
Napoletano	0	0.2667^{def}
	50	0.4000^{ab}
	100	0.4000^{ab}
	150	0.4667^{a}
Nufar	0	0.2000^{f}
	50	0.3167^{bcd}
	100	0.3167^{bcd}
	150	0.3667^{bc}
Emily	0	0.2167^{ef}
	50	0.3000^{cde}
	100	0.3167^{bcd}
	150	0.2000^{f}

AE: aceite esencial, MVS: materia vegetal seca. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, p=0.05).

En la interacción variedades × FitoMas-E® se observó un incremento de AE en las tres variedades cuando las plantas se trataron con FitoMas-E® y Napoletano mostró un contenido mayor (Tabla XXXII).

La triple interacción reveló un incremento en el contenido de AE cuando las plantas se sometieron al estrés por NaCl y FitoMas-E® en las tres variedades, siendo Napoletano la de mayor volumen de AE en 150 mM de NaCl con 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® (Tabla XXXVIII).

Tabla XXXVII. Efecto de la interacción variedades × FitoMas-E® en el contenido de aceite esencial en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés por NaCl.

Variedad	FitoMas-E® (mL L^{-1})	AE (mL) en 60 (g) de MVS
Napoletano	0	0.2917^{c}
	0.5	0.4750^{a}
Nufar	0	0.2417^{c}
	0.5	0.3583^{b}
Emily	0	0.1500^{d}
	0.5	0.3667^{b}

AE: aceite esencial, MVS: materia vegetal seca. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, *p*=0.05).

Tabla XXXVIII. Efecto de la interacción variedades × NaCl × FitoMas-E® en el contenido de aceite esencial en plantas de tres variedades de albahaca sometidas a estrés salino.

Variedad	NaCl (mM)	FitoMas-E® (mL L^{-1})	AE (mL) en 60 (g) de MVS
Napoletano	0	0	0.2^{fg}
		0.5	0.333^{cdef}
	50	0	0.3^{cdefg}
		0.5	0.5^{ab}
	100	0	0.3^{cdefg}
		0.5	0.5^{ab}
	150	0	0.367^{bcde}
		0.5	0.567^{a}
Nufar	0	0	0.167^{g}
		0.5	0.233^{efg}
	50	0	0.267^{defg}
		0.5	0.367^{bcde}
	100	0	0.233^{efg}
		0.5	0.4^{bcd}
	150	0	0.3^{cdefg}
		0.5	0.4333^{abc}
Emily	0	0	0.167^{g}
		0.5	0.267^{defg}
	50	0	0.2^{fg}
		0.5	0.4^{bcd}
	100	0	0.233^{efg}
		0.5	0.4^{bcd}
	150	0	§
		0.5	0.4^{bcd}

AE: aceite esencial, MVS: materia vegetal seca, §: Muerte de las plantas. Medias con letras distintas en una misma columna difieren estadísticamente (Tukey HSD, *p*=0.05).

8. DISCUSIÓN

8.1 Efectos del estrés por NaCl en la germinación, emergencia y crecimiento vegetativo

8.1.1 Germinación y emergencia

Los resultados de los experimentos de germinación y emergencia mostraron que el estrés por NaCl se considera un fenómeno complejo, integrado por una serie de procesos, algunos de los cuales son deletéreos y otros son adaptativos (Chávez y González, 2009; Talebi *et al.*, 2012), por lo tanto es difícil enumerar la totalidad de los procesos que son afectados, pudiendo involucrar prácticamente a todos los aspectos fisiológicos y morfométricos de los cultivos, que varian en función de la especie y la magnitud del estrés. Los análisis desarrollados mostraron una disminución significativa en la germinación y emergencia en las tres variedades conforme se incrementó la concentración de NaCl (Tablas II y VI), debido a que uno de los efectos primarios del estrés por NaCl es retardar la emergencia de plántulas (Lamz-Piedra *et al.*, 2013; Postnikova y Nemchinov, 2015). El estrés por NaCl, también ocasiona inhibición del crecimiento del eje embrionario por un retraso de la movilización de reservas y los disturbios de la membrana causado por las sales (Lamz-Piedra y González-Cepero, 2013; 2015).

El fenómeno inhibitorio ocurrido en el proceso de germinación y emergencia para las variedades de albahaca Napoletano, Emily y Nufar, se atribuye también al estrés osmótico y/o a la toxicidad provocada por el exceso de sodio (Flowers *et al.*, 2010; Lastiri *et al.*, 2017). Esto se ha evidenciado en otras investigaciones; por ejemplo, al evaluar en condiciones de invernadero el efecto del potencial osmótico sobre la absorción de agua y germinación de semillas de alfalfa. En este caso se encontró que las semillas tienden a absorber agua lentamente y a acumular NaCl a partir de una solución de NaCl en la medida en que el potencial osmótico de la solución disminuye su concentración. Se demostró que el efecto físico-químico de la sal consistió en reducir la emergencia de las semillas (Flowers *et al.*, 2010).

La salinidad reduce el número total de semillas germinadas y pospone la iniciación de los procesos de germinación (González *et al.*, 2011). Además, influye de manera letal en la

germinación de las semillas, principalmente al disminuir el potencial osmótico de la solución del suelo para retardar la absorción de agua por las semillas (Khan y Ungar, 1991) y también por la toxicidad al embrión (Zekril, 1993). Estudios de estrés salino en otras especies apoyan lo anteriormente planteado, así, n hortalizas se incrementó la presión osmótica desde -0.33 hasta -0.86 Mpa y la germinación se redujo en un 50% (Colla *et al.*, 2010). Se reportan diferencias en la germinación entre cultivares de garbanzo por efecto de soluciones salinas. Al comparar los cultivares CIT-482 y Barkla, se obtuvo un porcentaje de germinación mayor cuando el potencial hídrico fue menos negativo (Flowers *et al.*, 2010; Kaya *et al*., 2008). Se debe considerar que las sales afectan las funciones de la membrana y las paredes celulares (Mahdavi y Modarres, 2007), porque el NaCl afecta la permeabilidad de las membranas plasmáticas e incrementa el influjo de iones externos y el flujo de solutos citosólicos en las células de las plantas (Allen *et al.*, 1995). El NaCl también causa endurecimiento de la pared celular y un aumento en la conductividad hídrica de la membrana plasmática, lo que afecta el potencial del citosol, la extensibilidad celular y así, afecta la germinación de las semillas y el crecimiento de las plántulas. También se plantea la reducción de la germinación en condición salina debido a que la latencia se incrementa en las semillas por estrés salino (Mahdavi y Modarres, 2007). El fenómeno inhibitorio ocurrido en el proceso de germinación, se atribuye a la toxicidad provocada por el exceso de Na^+ (Flowers *et al.*, 2010). Resultados similares reportó Reyes-Pérez *et al*. (2013b) al someter a concentraciones de 50 y 100 mM de NaCl a las variedades de albahaca Napoletano y Emily, donde al incrementar la salinidad el PE disminuyó.

8.1.2 Efecto del estrés salino en las variables morfométricas

Las tres variedades disminuyeron significativamente la LR conforme se incrementó la concentración salina (Tablas II y VI). Algunas razones de la reducción en el crecimiento de la raíz en estrés salino, destacan la restricción en el crecimiento y elongación celular debido a un potencial de agua reducido del medio externo, a la interferencia de los iones salinos con la nutrición de las plantas o a la toxicidad de iones acumulados que conducen a la muerte celular en algunos casos (Cuartero y Fernández-Muñoz, 1999). Este resultado coincide con lo planteado por Paellob (2010) quien afirma que, a nivel de raíces, las sales

alteran la absorción de agua por lo que afectan el crecimiento de estos órganos, disminuye considerablemente la cantidad de pelos adsorbentes, afectando la absorción de agua y nutrientes. La magnitud de las respuestas de las plantas se encuentra estrechamente relacionada con la concentración del NaCl, la duración del estrés al que se encuentren expuestas y a la especie o cultivar que se trate (Mito *et al.*, 2011). Por otra parte, estos estudios coinciden con lo planteado por Reyes-Pérez *et al.* (2013b) quienes mencionan que la presencia de sales en el suelo afecta el crecimiento y el desarrollo de las raíces, al restringir la absorción de agua con la disminución del potencial osmótico. Otros investigadores consideran que una concentración alta de Na^+, no solo inhibe la absorción de nutrientes directamente por interferencia con transportadores en la membrana plasmática de la raíz, tales como los canales de K^+, sino también por la inhibición del crecimiento de la raíz a causa del efecto osmótico del Na^+ (Degl'Innocenti *et al.*, 2012; Tester y Langridge, 2010).

La altura de la plántula (AP) es resultado de la asimilación de nutrientes y los procesos de división y elongación celular de manera normal, por ello su respuesta adecuada en condiciones de salinidad alude a una posible tolerancia de la planta ante la interferencia en la nutrición mineral, la toxicidad iónica y a los daños en el aparato fotosintético (Paellob, 2010). Las afectaciones en el crecimiento y la acumulación de biomasa en las plantas en condiciones salinas, se mantienen a través de todo su ciclo vegetativo. Sin embargo, se requiere atención especial durante el período inicial de crecimiento de las plántulas, una vez aplicado el estrés abiótico, el cual se caracteriza por las variaciones que ocurren en los procesos del metabolismo de las plantas (Khaliq *et al.*, 2014; Morales *et al*., 2010; Tadeo, 2000). La acumulación de biomasa de los órganos vegetativos, al igual que el crecimiento de las plántulas, dependen de la intensidad de los procesos de división y diferenciación celular, por lo que, en condiciones de estrés por NaCl, el crecimiento de las estructuras vegetativas disminuye significativamente y con mayor intensidad, a medida que aumenta la concentración de sales en el sustrato (Tablas II, IV, VI y VII). En tal sentido, Chávez y González (2009) y Reyes-Pérez *et al*. (2013a) encontraron que, entre los efectos más frecuentes de la salinidad en las plantas, se destaca la disminución del crecimiento por la restricción en el crecimiento celular y por ende menor biomasa, debido al potencial de agua

reducido del medio externo y a la interferencia de los iones salinos con la nutrición de las plantas o a la toxicidad de iones acumulados que conducen a la muerte celular.

8.1.3 Efecto del estrés salino en las variables fisiológicas

La fotosíntesis, al igual que otros procesos biológicos, está determinada por diferentes factores y su incremento está condicionado por una concentración mayor de CO_2 en el interior de las células; lo anterior, se relaciona directamente con la apertura y cierre de los estomas que permiten el intercambio de gases con el medio que rodea a las plantas (Reyes *et al*., 2017). En este estudio, la fotosíntesis en las tres variedades presentó una disminución considerable cuando las plantas se sometieron a estrés por NaCl, llegando a un 47.9 % de afectación en Napoletano a los 60 DDT, 58.6 % en Nufar a los 14 DDT y 91.98 % en Emily a los 60 DDT (Tabla XII). Estos resultados se explican por la afectación directa que provoca el estrés salino, debido a una reducción en la concentración de CO_2 subestomatal, por efecto del cierre de los estomas (Ji *et al*., 2018). Otros autores como Azcon-Bieto *et al*. (2004) y Liu *et al.* (2012) plantean que una disminución en la tasa fotosintética, también pueden ser a causa de una inhibición metabólica debido a la alteracción del balance antioxidante de las plantas.

La reducción del crecimiento de las plantas en estrés por NaCl se debe a una alteración en la tasa fotosintética y modificación en el metabolismo de los carbohidratos. Las investigaciones sobre el efecto que provoca el estrés salino en la concentración de pigmentos revelan que tales afectaciones se deben fundamentalmente a la destrucción de los cloroplastos y a un aumento de la actividad de la enzima clorofilasa, afectando la síntesis de clorofilas (Spyropoulus y Maurommatis, 1998). La concentración de pigmentos disminuyó numericamente en las hojas de las plantas cultivadas en condiciones de estrés salino a los 20, 40 y 60 DDT (Tabla XV, XVIII, XXI), destacándose una afectación mayor en el contenido de clorofilas en Emily la cual se clasifica como sensible al estrés por NaCl.

8.1.4 Efecto del estrés salino en las relaciones hídricas

Las tres variedades de albahaca experimentaron una disminución significativa en el CRA y el potencial hídrico cuando aumentaron los niveles salinos (Tabla XXIII y XXVIII), lo cual

evidenció una disminución del potencial hídrico de la hoja. El contenido relativo de agua y el potencial hídrico de la hoja son importantes que influyen en las relaciones hídricas de las plantas, garantizando eficiencia en la síntesis y transporte de sustancias en los diferentes órganos de las plantas (Ojeda-Silvera, 2015). Los cultivos estresados por NaCl muestran una disminución mayor de estas variables, que los no estresados (Omami y Hammes. 2006). Los resultados coinciden con los publicados por Mannan *et al*. (2013) en soya, Omami y Hammes (2006) en amaranto, cultivados en condiciones de estrés salino. La respuesta e debe a que el cierre rápido de estomas ante la deficiencia hídrica a causa del estrés salino, está en estrecha vinculación con la disminución del contenido hídrico de la planta y con el balance iónico dentro de la misma.

8.1.5 Efecto del estrés salino en las variables bioquímicas

El contenido de proteínas en raíz y tallo disminuyeron en las plantas cuando se presentó un aumento en las concentraciones de NaCl (Tabla XXX). Autores como Liu *et al*. (2008) plantean que en condiciones de estrés por salinidad el radical hidroxilo es un radical libre altamente tóxico, capaz de iniciar la peroxidación lipídica y dañar el ADN, la síntesis de proteínas y otras moléculas pequeñas. También es conocido que cuando las plantas son sometidas a estrés salino, reducen significativamente la síntesis de proteínas debido a una reducción brusca de la tasa fotosintética, porque al afectarse el intercambio de gases por el cierre estomático, disminuye el CO_2 y esto trae consigo una disminución en el metabolismo (Ojeda-Silvera, 2015).

La actividad enzimática antioxidante de las plantas se activa como mecanismo de defensa ante situaciones de estrés abiótico, lo que suele suceder de manera eficiente en las plantas con cierta tolerancia al estrés (Ojeda-Silvera, 2015). En esta investigación se observó que las enzimas SOD, CAT y GPx aumentaron cuando la concentración de NaCl fue mayor, siendo más evidente en Napoletano, clasificada como tolerante al estrés por NaCl (Tabla XXIX).

8.2 Efecto del FitoMas-E® como mitigador del estrés por NaCl en la etapa de germinación, emergencia y crecimiento vegetativo

8.2.1 Germinación y emergencia

Los resultados indicaron un aumento tanto en la tasa de germinación (TG) y en el porcentaje de germinación (PG) cuando las plántulas se trataron con FitoMas-E® (Tablas III y VII), aún cuando se encontraban expuestas a estrés por NaCl. Esto se explica por el efecto benéfico del bioestimulante, relacionado con la presencia en su composición química de sustancias promotoras del crecimiento vegetal como aminoácidos, proteínas, péptidos, carbohidratos y macroelementos (N, P, K), que favorecen directamente el proceso de germinación y emergencia. En la TE y PE, la respuesta de las plántulas fue similar, registrándose un incremento cuando se trataron con FitoMas-E® (Tablas XVII y XVII), lo que corrobora la acción atenuante de los efectos del estrés por NaCl del FitoMas-E®. Esta respuesta se relaciona con la presencia de aminoácidos como el L-triptófano, que es un precursor de la síntesis de las auxinas, fitohormonas que desempeñan funciones primordiales en el crecimiento y división celular, fundamentalmente en las primeras etapas de crecimiento de las plantas. Además, este bioestimulante favorece la germinación y emergencia de las semillas, debido a que contiene glicina y ácido glutámico, que actúan como metabolitos fundamentales en la formación de tejidos vegetales (Castillo *et al*., 2011).

8.2.2 Variables morfometricas

Las variedades incrementaron la LR cuando se aplicó FitoMas-E®, en la etapa de emergencia, siendo Napoletano la que alcanzó la LR mayor (Tabla IV y VII) con un aumento de 32% con respecto a las plantas que no se trataron con FitoMas-E®. Estos resultados se explican debido a que este bioestimulante está compuesto por diversas sustancias entre las que se encuentra el fósforo, el cual desempeña una actividad importante en la formación del sistema radical. Además, contiene quelatos que son de absorción rápida, tienen mayor movilidad dentro de la planta una vez que se absorben y poseen propiedades estimulantes del crecimiento radicular (Alarcón *et al.*, 2012; Batista-Sánchez *et al*., 2017; Castillo *et al*., 2011; Mariña *et al.*, 2010). En este estudio, fue evidente la

influencia que el FitoMas-E® ejerció en la LR (Tablas IV, V, VII y IX), lo que confirma la capacidad de estimular los procesos vinculados al crecimiento y desarrollo de las plantas, tal como lo señalaron Díaz *et al*. (2011) quienes atribuyen este efecto a los mecanismos de acción bioestimulante, con aminoácidos de acción auxínica, estas hormonas intervienen en el crecimiento de las diferentes partes de las plantas (Núnez *et al*., 2010).

Napoletano incrementó 41% la AP cuando se aplicó 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E® en la etapa de emergencia, de manera general, las tres variedades incrementaron su altura cuando recibieron tratamiento con FitoMas-E® en todas las etapas del cultivo. Resultados similares obtuvo Montano (2008) con el uso de FitoMas-E® en *Phaseolus vulgaris* L., relacionado con el incremento de altura de la planta, diámetro del tallo, número de hojas por planta, número de vainas y número de granos por vaina, lo cual se presenta por los efectos del FitoMas-E® sobre los nutrientes presentes en las zonas de reserva, movilizándolos a los tejidos de mayor actividad metabólica, indispensable para la formación y multiplicación de nuevas células y tejidos vegetales. Por su parte, Alarcón (2012) propuso que la aplicación exógena de este bioestimulante estimula la elongación y la división celular en segmentos de tallos favoreciendo la altura de las plantas, por lo que promueven el crecimiento en general debido a que contiene nutrimentos importantes para los procesos metabólicos. Otro hallazgo que explica los resultados en la AP (Tablas V y IX) es lo planteado por Castillo *et al.* (2011) que menciona que el bioestimulante FitoMas-E® contiene serina; este aminoácido interviene en los mecanismos de resistencia de las plantas ante condiciones de estrés, ayudando a mantenerla en condiciones vigorosas aún y cuando se encontraban en estrés salino por NaCl.

En el estudio se observó un incremento significativo de biomasa cuando se aplicó el FitoMas-E®. Estos resultados se justifican por la presencia de K^+ en el bioestimulante, lo que además de favorecer la nutrición de las plantas, interviene en procesos de regulación hidríca y transporte, promoviendo un funcionamiento correcto del intercambio de gases y por ende eficientiza la fotosíntesis. Otra hipótesis plausible es que al aplicar el bioestimulante FitoMas-E®, recibe aminoácidos biológicamente activos de rápida absorción y trasladación, lo cual reduce el gasto de energía metabólica para la síntesis de proteínas,

favoreciendo un incremento en la síntesis de solutos orgánicos, lo cual beneficia su crecimiento, desarrollo y acumulación de biomasa (Batista-Sánches *et al*., 2017).

El incremento en el aumento del diámetro del tallo al utilizar el bioestimulante es similar a los resultados que obtuvieron Ricardo y Aguilar (2005) en tomate, lo cual está se presentó por los efectos del FitoMas-E® sobre los nutrientes en las zonas de reserva, movilizándolos a los tejidos de actividad metabólica mayor, indispensable para la formación y multiplicación de células y tejidos vegetales nuevos.

Al aplicar FitoMas-E® se observó una respuesta positiva de las plantas en el área foliar (AF), aún sometidas a concentraciones de NaCl. Este bioestimulante logró promover la defensa antiestrés e incrementar el AF. Esto se relaciona con la síntesis de sustancias osmoprotectoras como prolina y glutatión, además provoca la activación de enzimas como las peroxidasas, polifenoloxidasas, quitinasas, que son enzimas relacionadas con los mecanismos de defensa de las plantas (Peteira *et al*., 2008). Por otra parte, al aplicar el bioestimulante a las plantas se le suministra de manera directa y/o indirecta varias sustancias propias del metabolismo celular que seutilizan por estas sin tener que realizar un gasto de energía para sintetizarlas (Viñals-Verde *et al*., 2011).

8.2.3 Variables fisiológicas

En las plantas de las tres variedades estudiadas, cuando se aplicó FitoMas-E®, la fotosíntesis incrementó aún y cuando se encontraban en estrés por NaCl (Tablas XI y XIII). Estos resultados se explican debido a la acción del FitoMas-E® en la síntesis de sustancias que le proporcionan a las plantas un ajuste osmótico y por consiguiente afectación menor en dicho proceso. Ademas, tiene una incidencia directa en el incremento del area foliar que le permita a las plantas una superficie fotosintética mayor y por ende un incremento en la tasa fotosintética (Lui *et al*., 2012). Otras razones que justifican estos resultados es la presencia de K^+, lo que favorece directamente al mecanismo de cierre estomático, logrando disminuir la afectación en el intercambio de gases que ocurre en plantas en estrés salino y de esta manera atenuar los daños del NaCl en el proceso fotosintético (Batista-Sánchez *et al*., 2015).

Para la concentración de pigmentos se encontró que las plantas tratadas con FitoMas-E® incrementaron a los 20, 40 y 60 DDT, la clorofila total (Tabla XVI, XIX, XXII). Los resultados manifiestan la acción del FitoMas-E® como mitigador de los efectos del estrés por NaCl, mediante la estimulación de la síntesis de compuestos capaces de contrarrestar los aspectos negativos provocados por el NaCl. El aumento del contenido de pigmentos (Figs. 5 y 8) se relaciona con la inducción de la actividad enzimática de las clorofilasas. Es probable que, en el presente estudio, el aumento se relacione con la inducción de sistemas enzimáticos que aumentan estos pigmentos. Investigaciones recientes en uva, se obtuvieron resultados similares al aumentar la concentración de pigmentos con la aplicación de biestimulantes (Mao *et al*., 2004; Wang *et al*., 2014). Resultados similares obtuvieron quienes determinaron el contenido de pigmentos fotosintéticos en plantas de arroz en condiciones de estrés por NaCl, tratadas foliarmente con un bioestimulante natural. Las plantas tratadas alcanzaron medias significativas superiores para los contenidos de clorofilas, indicando finalmente que el efecto se explicapor la acción mitigadora del bioestimulante (Reyes *et al.*, 2017).

8.2.4 Relaciones hídricas

La aplicación de FitoMas-E® provocó un aumento en el CRA y el potencial hídrico se hizo menos negativo en las plantas sometidas a estrés por NaCl (Tablas XXV y XXVII). Cuando a la planta se le aplica el bioestimulante FitoMas-E®, recibe aminoácidos biológicamente activos de rápida absorción y trasladación, los cuales son precursores para la síntesis de sustancias osmorreguladoras como prolina, lo que favorece el equilibrio hídrico en las células y por ende se espera un crecimiento y desarrollo mayor de las plantas aún en condiciones de estrés abiótico (Montano, 2008). Otros autores plantean que la acción mitigadora de los biestimulantes se debe a la estimulación del crecimiento del sistema radical de las plantas tratadas, que le permiten una zona de exploración mayor en el suelo logrando una absorción de agua mayor (Bazzaz y Hossain, 2015).

8.2.5 Variables bioquímicas

Cuando se aplicó FitoMas-E®, la disminución de PT fue menor para las plantas que se encontraban en estrés por NaCl (Tablas XXXI) lo que se relaciona directamente con el aumento de la fotosíntesis que presentaron las variedades de albahaca y con la estimulación directa que tienen los biestimulantes de origen natural en el metabolismo celular, producto de su participación en la sintesis de moléculas precursoras de agentes antioxidantes, capaces de contrarestar algunos de los efectos negativos del estrés abiótico (Zabotina *et al.,* 1998; Ojeda-Silvera, 2015). Otra hipótesis aceptable es que el exceso de NaCl induce la expresión de proteínas que responden al estrés salino (Khedr *et al*., 2003; Carpici *et al*., 2010).

Las plantas en condiciones de estrés deben estar protegidas por mecanismos antioxidantes para eliminar los radicales libres, considerado como las vías de las plantas para resistir el estrés oxidativo, que comprenden dos componentes, los enzimáticos y los no enzimáticos (Mittler, 2002). Los componentes no enzimáticos son antioxidantes tales como el tocoferol (Liu *et al.,* 2008), carotenoides, ascorbato, glutatión flavonoides y alcaloides. Estos eliminan directamente al anión superóxido y al peróxido de hidrógeno por su capacidad antioxidante intrínseca (Halliwell, 2006). Los mecanismos enzimáticos incluyen a las enzimas superóxido dismutasa (SOD), ascorbato peroxidasa (APx), glutatión peroxidasa (GPx) y catalasa (CAT). SOD actúa como la primera línea de defensa en contra de las ERO transformando el O_2^- en H_2O_2. Las enzimas APx, GP y CAT subsecuentemente lo destoxifican reduciendolo a H_2O. A diferencia de la mayoría de los organismos, las plantas tienen múltiples genes que codifican para SOD y APx, las cuales se localizan específicamente en los cloroplastos, la mitocondria, peroxisomas, citosol y apoplasto (Gulen *et al.,* 2008). La extensión del estrés oxidativo en una célula está determinada por la cantidad de superóxido, H_2O_2 y radicales hidroxilo. Por lo tanto, el balance de las actividades de SOD, APx y CAT es crucial para suprimir los niveles tóxicos de ERO en la célula. Si cambia el balance de estas enzimas se inducen mecanismos compensatorios que involucran a otras enzimas, por ejemplo, cuando se reduce la actividad de CAT otras enzimas como ascorbato peroxidasa (APX) y glutation peroxidasa (GPX) son inducidas (Benezer *et al*., 2008).

Las tres variedades de albahaca aumentaron los niveles de prolina, CAT, SOD y GPx a medida que se hizieron más intensas la concentraciones salinas (Tabla XXIX) y fueron más altos los valores al ser tratadas las plantas con el bioestimulante, por lo que se corroboró la acción mitigadora del FitoMas-E® al promover una actividad enzimática mayor. Barbieri *et al.* (2012) reportó que la salinidad provocó una acumulación de prolina en las hojas de las variedades de albahaca, Napoletano y Genovese, observando incrementos de prolina en Napoletano en comparación con Genovese cuando el NaCl fue de 100 y 200 mM. La prolina es uno de los osmolitos más acumulados en plantas en condiciones de salinidad (Ochoa-Alfaro *et al*., 2008; Ozden *et al*., 2009).

Por su parte, Apone *et al*. (2010) señalan que una mezcla de aminoácido, péptido, azúcar derivada de las paredes celulares de las plantas indujo la expresión de tres genes marcadores de estrés y dos genes implicados en la respuesta al estrés oxidativo en plantas de Arabidopsis y mejoró la tolerancia de las plantas de pepino a estrés oxidativo. Asimismo, Ertani *et al*. (2013) mostraron que un hidrolizado de alfalfa aplicado al maíz cultivado hidropónicamente en estrés salino, incrementó la biomasa de la planta y el contenido de prolina y flavonoide foliar, actividad fenilalanina amoniaco liasa y expresión génica relativa en los controles de estrés de sal. En un estudio sobre el arroz cultivado en estrés, García *et al*. (2012) reportaron que la actividad de los ácidos húmicos inducida por la peroxidasa en hojas y raíces, reduce el contenido de peróxido de hidrógeno, manteniendo la permeabilidad de la membrana y aumento del contenido de prolina. También se reporta que el aumento en el contenido de prolina se asocia con mitigaciones de estrés por salinidad inducidas por ácido húmico en frijol (Aydin *et al*., 2012).

La prolina es un aminoácido antioxidante que responde a los eventos de estrés, funciona como un osmolito en la permeabilidad de la membrana de la raíz (Berbara y García, 2014), estabiliza las proteínas e inhibe peroxidación lipídica. Por lo tanto, la prolina se considera un indicador importante del estrés abiótico (García *et al*., 2012). La acumulación de prolina generalmente se correlaciona con una tolerancia mayor al estrés y se ha demostrado que la aplicación exógena de compuestos de aminoácidos mejora la tolerancia a estres biótico y abiótico en plantas superiores como maíz, cebada, soja, alfalfa y arroz (Ahmad *et al*.,

2016; Chen y Murata 2008; dos Reis *et al*., 2012). Además de sus funciones en la estabilización de proteínas y membranas, se ha demostrado que la prolina elimina especies reactivas de oxígeno e inducen la expresión de genes sensibles al estrés salino y genes implicados en factores de transcripción, tráfico de membrana y especies reactivas de oxígeno (Anjum *et al*., 2014; Ashraf y Foolad, 2007; dos Reis *et al*., 2012; Einset *et al*., 2007, 2008; Kinnersley y Turano 2000; Liang *et al*., 2013). Otros aminoácidos tienen un efecto sobre la tolerancia al estrés abiótico, como la aplicación exógena de glutamato, precursor de la prolina, también puede mejorar la tolerancia al estrés salino (Chang *et al*., 2010; da Rocha *et al*., 2012). Se ha demostrado que la arginina, que desempeña un papel importante en el almacenamiento y transporte de nitrógeno en las plantas, se acumula bajo estrés abiótico y biótico (Lea *et al*., 2006). Resultados obtenidos Larrinaga-Arce (2014) indican la albahaca posee la capacidad enzimática para dismutar radicalsuperóxido (O_2^-) a 100 mM. Por tales razones el aumento de la prolina en las plantas de albahaca tratadas con el bioestimulante y bajo condiciones de estrés salino en nuestro estudio, es sin dudas una prueba que el FitoMas-E® actua como agente mitigador de los efectos del estrés salino por NaCl.

8.2.6 Contenido de aceite esencial

Para las tres variedades el contenido de aceite esencial aumento a medida que la salinidad fue de moderada a severa, los aceites esenciales son mezclas complejas de compuestos volátiles, principalmente terpenoides, que forman parte del metabolismo secundario de las plantas. Su producción tiene diferentes funciones y utilidades para la planta. Pueden actuar como atrayente de polinizadores, repelente de fitófagos, poseen actividad alelopática, antibacteriana y pueden contribuir a mantener el nivel hídrico de la planta (Usano *et al*., 2014). Estos compuestos son sintetizados, almacenados y liberados al ambiente por una gran variedad de estructuras epidérmicas, cuya morfología es característica de cada grupo taxonómico. Sin embargo, la mayoría de las especies almacenan los compuestos volátiles sintetizados en estructuras especializadas denominadas, en general, tricomas glandulares. Estas estructuras están presentes en familias como Lamiaceae, Asteraceae o Solanaceae, entre otras. La acumulación de metabolitos secundarios es, generalmente, un mecanismo de

defensa y tiene una función principal en la adaptación de las plantas a variaciones ambientales. Según esto, las situaciones de estrés normalmente favorecen la producción de estos compuestos. A pesar de que existen múltiples mecanismos bioquímicos implicados en la protecciónde los metabolitos secundarios, en muchos casos, las respuestas dependen de la especie, el estado fenológico de la planta, entre otros factores (Herrmann, 2010).

Los resultados coinciden con los obtenidos por Said-Al y Mahmoud (2010) que explican el aumento significativo del porcentaje de aceite esencial en albahaca debido a las condiciones de salinidad. La estimulación de la producción de aceite esencial en condiciones de estrés se le atribuye a una densidad mayor de las glándulas de aceite y un aumento en el número absoluto de glándulas producidas antes de la aparición de la hoja, tambien se le atribuye a que disminuyen los metabolitos primarios debido a los efectos de la salinidad, lo que hace que los productos intermedios se vuelvan disponible para síntesis de metabolitos secundarios. Otros estudios muestran que aumentó el contenido de aceites con la aplicación foliar de zinc y/o hierro (Al-Amier y Craker, 2007; Baghalian *et al*., 2008; Hendawy y Khalid, 2005; Tabatabale y Zari, 2007).

Cuando las plantas en estrés salino se trataron con el bioestimulante natural, el volumen de aceite contenido en 60 gramos de MVS, fue mayor, este resultado puede estar determinado por el beneficio del bioestimulante a los procesos metabolicos de las plantas descritos anteriormente, que le permite una mayor eficiencia aún en condiciones desfavorales (Tabla XXXVIII).

9. CONCLUSIONES

Durante las etapas de germinación y emergencia se presentó una respuesta diferencial entre las variedades de albahaca estudiadas en el porcentaje de germinación, emergencia y variables morfométricas de las plántulas en condiciones de estrés por NaCl y la aplicación de FitoMas-E®. Los valores mayores en las variables evaluadas, correspondieron a Napoletano, en la etapa de germinación con las concentraciones de 0 y 50 mM de NaCl en interacción con dosis de 0.5 y 1 mL L^{-1} de FitoMas-E®. Para la etapa de emergencia la dosis estimulante fue 0.5 mL L^{-1}. Se evidenció que a una concentración de 150 mM de NaCl, Emily y Nufar no lograron desarrollarse en esta etapa.

Para la etapa de crecimiento vegetativo se mostró respuesta diferencial para las variables morfométricas en condiciones de estrés por NaCl y la aplicación de FitoMas-E®. Napoletano incrementó los valores en las variables evaluadas con excepción del diámetro del tallo. La concentración de NaCl a 150 mM ocasionó la muerte de las plantas de la variedad Emily que no fueron tratadas con FitoMas-E®, lo que evidenció el efecto mitigador de este, cuando las plantas de esta misma variedad sobrevivieron a igual concentración salina pero con dosis de 0.5 mL L^{-1} de FitoMas-E®.

La aplicación foliar de FitoMas-E® incrementó la tasa fotosintética a los 14, 21, 45 y 60 DDT, aún en concentraciones de NaCl de 100 y 150 mM. Igual respuesta se observó en la concentración de pigmentos fotosintéticos a los 20, 40 y 60 DDT.

El contenido de prolina, proteínas totales y actividad enzimática aumentó con la aplicación de FitoMas-E®. Esta respuesta indujo una tolerancia mayor al estrés por NaCl en las variedades de albahaca, confirmando la hipótesis del efecto mitigador de este bioestimulante, al incrementar las sustancias osmorreguladoras.

10. LITERATURA CITADA

Acosta, Z. 1991. Mecanismos de absorción foliar de nutrimentos. Universidad Autónoma Chapingo. México. 68 p.

Ahmad, P., A. A. Abdel Latef, A. Hashem, E. F. AbdelAllah, S. Gucel, L. P. Tran. 2016. Nitric oxide mitigates salt stress by regulating levels of osmolytes and antioxidant enzymes in chickpea. Front. Plant Sci. 7:347.

Ahmed, M. Z., T. Shimazaki, S. Gulzar, A. Kikuchi, A. Gul, M. A. Khan, H. W. Koyro, B. Huchzermeyer, K. N. Watanabe. 2013. The influence of genes regulating transmembrane transport of Na^+ on the salt resistance of Aeluropus lagopoides. Functional Plant Biology. 40:860-871.

Al-Amier, H., L. E. Craker. 2007. In-vitro selection for stress tolerant spearmint. Issues in New Crops and New Uses. 306-310.

Alarcón, Z. A., E. P. Barreiro, Z. A. Alarcón, S. Y. Díaz. 2012. Efecto del Biobras-16 y el FitoMas-E en algunos indicadores del crecimiento y el rendimiento del tomate (*Solanum lycopersicum* L.) variedad “Vyta”. Revista Granma Ciencia.1:5-8.

Alcázar, R., T. Altabella, F. Marco, C. Bortolotti, M. Reymond, M. Koncz, P. Carrasco, A. F. Tiburcio. 2010. Polyamines: molecules with regulatory functions in plant abiotic stress tolerance. Planta. 231:1237-1249.

Alexander, A. 1986. Optimun timing of foliar nutrient sprays.(ed). Foliar Fertilization. Martinus Nijhoff, Dordrecht. Netherlands. pp. 44-60.

Allen, G. J., R. G. Wyn-Jones, R. A. Leigh. 1995. Sodium transport measured in plasma membrane vesicles isolated from wheat genotypes with different K^+/Na^+ discrimination traits. Plant Cell Environ. 18:105-115.

Álvarez-Rodríguez, A., A. Campo-Costa, E. Batista-Ricardo, A. Morales-Miranda. 2015. Evaluación del efecto del bionutriente Fitomas-E como alternativa ecológica en el cultivo del tomate ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar. 49(1):3-9.

Amini, F., A. Ehsanpour, T. Hoang, S. Shin. 2007. Protein pattern changes in tomato under in vitro salt stress. Russian Journal of Plant Phisiology. 54(4):464-472.

Anjum, N.A., M. I. Aref, A. C. Duarte, E. Pereira, I. Ahmad, M. Iqbal. 2014. Glutathione and proline can coordinately make plants withstand the joint attack of metal (loid) and salinity stresses. Front. Plant Sci. 5:662.

Apone, F., A. Tito, A. Carola, S. Arciello, A. Tortora, L. Filippini, I. Monoli, M. Cucchiara, S. Gibertoni, M. J. Chrispeels, G. Colucci. 2010. A mixture of peptides and sugars derived from plant cell walls increases plant defense responses to stress and attenuates ageing-associated molecular changes in cultured skin cells. Journal of biotechnology. 145(4):367-376.

Apse, M. P., E. Blumwald. 2007. Sodium transport in plants. FEBS Lett. 581:2247-2254.

Asghari, R., R. Ahmadvand. 2018. Salinity Stress and its impact on Morpho-Physiological Characteristics of Aloe Vera. Tropical Agricultural Science. 41(1):411-422.

Ashraf, M., M. R. Foolad. 2007. Roles of glycine betaine and proline in improving abiotic stress resistance. Environ. Exp. Bot. 59:206-216.

Aydin, A., C. Kant, M. Turan. 2012. Humic acid application alleviate salinity stress of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants decreasing membrane leakage. Afr J Agric Res 7:1073-108.

Azcón-Bieto, J., A. Pardo, N. Gómez-Csanovas, J. J. Irigoyen, M. Sánchez-Díaz. 2004. Respuestas de la fotosíntesis y la respiración en un medio ambiente variable. En: Reigosa M. J., Pedrol N., Sánchez-Moreiras A. La Ecofisiología Vegetal: Una Ciencia de Síntesis. Parafino S.A. Cap 28: pp 873-900

Baghalian, K., A. Haghiry, M. R. Naghavi, A. Mohammadi. 2008. Effect of saline irrigation water on agronomical and phytochemical characters of chamomile (*Matricaria recutita* L.). Scientia Horticulturae. 116:437-441.

Baixauli-Soria, S. C., J. M. Aguilar-Olivert. 2002. Cultivo sin Suelo de Hortalizas: Aspectos Prácticos y Experiencias. Editorial. Generalitat Valenciana. Primera Edición. Valenciana. 110p.

Barbieri, G., S. Vallone, F. Orsini, R. Paradiso, S. De Pascale, F. Negre-Zakharov, A. Maggio. 2012. Stomatal density and metabolic determinants mediate salt stress adaptation and water use efficiency in basil (*Ocimum basilicum* L.). Journal of Plant Physiology. 169:1737-1746.

Bargmann, B. O., A. M. Laxalt, B. Riet, B. Schooten, E. Merquiol, C. Testerink, M. A. Haring, D. Bartels, T. Munnik. 2009. Multiple PLDs required for high salinity and water deficit tolerance in plants. Plant Cell Physiol. 50(1):78-89.

Bartels, D., S. Ramanjulu. 2005. Drought and salt tolerance in plants. Plant Sci. 24:23-58.

Bates, L. S., R. P. Waldren, I. D. Teare. 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant Soil. 39:205-207.

Batista-Sánchez, D., A. Nieto-Garibay, L. Alcaráz-Meléndez, E. Troyo-Dieguéz, L. G. Hernández-Montiel, C. M. Ojeda-Silvera, B. Murillo-Amador. 2015. Uso del FitoMas-E® como atenuante del estrés salino (NaCl) durante la emergencia y crecimiento inicial de *Ocimum basilicum* L. Nova Scientia. 15:01-10.

Batista-Sánchez, D., B. Murillo-Amador, A. Nieto-Garibay, L. Alcaráz-Meléndez, E. Troyo-Dieguéz, L. G. Hernández-Montiel, C. M. Ojeda-Silvera. 2017. Mitigación de NaCl por efecto de un bioestimulante en la germinación de *Ocimum basilicum* L. Terra Latinoamericana. 35:309-320.

Bazzaz, M. M., M. A. Hossain. 2015. Plant water relations and proline accumulations in soybean under salt and water stress environment. J Plant Sci. *3*:272-278.

Beauchamp, C. I. Fridovich. 1971. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. Annal Biochem. 44:276-287.

Benezer-Benezer, M., E. Castro-Mercado, E. García-Pineda. 2008. La producción de especies reactivas de oxigeno durante la expresión de la resistencia a enfermedades en plantas. Revista mexicana de fitopatología. 26(1):56-61.

Berbara, R., A. García. 2014. Humic substances and plant defense metabolism. En: Physiological mechanisms and adaptation strategies in plants under changing environment. Springer, New York, USA. 1:297-319.

Biondi, S., K. B. Ruíz, E. Martínez, A. Zurita-Silva, F. Orsini, F. Antognoni, G. Dinelli, I. Marotti, G. Gianquinto, S. Maldonado, H. Burrieza, D. Bazile, V. I. Adolf, S. Jacobsen. 2014. Tolerancia a condiciones salinas. Cap 2.3. “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: FAO (Santiago de Chile) y CIRAD (Montpellier, Francia):167-184.

Bown, D. 2001. The Herb Society of America new herbs and their uses. York: DK, (HSA Library*). 351p.

Carpici, E. B., N. Celik, G. Bayram, B. B. Asikb. 2010. The effects of salt stress on the growth, biochemical parameter and mineral element content of some maize (*Zea mays* L.) cultivars. Afr J Biotechnol. 41:6937-6942.

Castillo, P. G.; D. J. Villar, M. R. Montano, C. Martínez, F. Pérez-Alfocea, A. Albacete, B. J. Sánchez, E. M. Acosta. 2011. Cuantificación por HPLC del contenido de aminoácidos presentes en el FitoMas-E. ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar. 1:64-67.

Chang, C., B. Wang, L. Shi, Y. Li, L. Duo, W. Zhang. 2010. Alleviation of salt stress-induced inhibition of seed germination in cucumber (*Cucumis sativus* L.) by ethylene and glutamate. Journal of plant physiology. 167(14):1152-1156.

Chávez, L., L. M. González. 2009. Mecanismos moleculares involucrados en la tolerancia de las plantas a la salinidad. ITEA. 105:231-256.

Chávez, L., A. Álvarez, R. Ramírez. 2012. Apuntes sobre algunos reguladores del crecimiento vegetal que participan en la respuesta de las plantas frente al estrés abiótico. Cultivos Tropicales. 33(3):47-56.

Chen, T. H., N. Murata. 2008. Glycinebetaine: an effective protectant against abiotic stress in plants. Trends Plant Sci. 13:499-505.

Chen, T. H., N. Murata. 2002. Enhancement of tolerance of abiotic stress by metabolic engineering of betaines and other compatible solutes. Plant Biol. 5:250-257.

Chen, Z., S. Shabala, N. Mendham, I. Newman, G. Zhang, M. Zhou. 2008. Combining ability of salinity tolerance on the basis of NaCl-induced K^+ flux from roots of barley. Crop Science. 48:1382-1388.

Colla, G., Y. Rouphael, Ch. Leonardi, Z. Bie. 2010. Role of grafting in vegetable crops grown under saline conditions. Scientia Horticulturae. 127:147-155.

Conn, S.J., B. Hocking, M. Dayod, B. Xu, A. Athman, S. Henderson, L. Aukett, V. Conn, M. K. Shearer, S. Fuentes, S. D. Tyerman, M. Gilliham. 2013. Protocol: optimising hydroponic growth systems for nutritional and physiological analysis of Arabidopsis thaliana and other plants. Plant Methods. 9:4.

Cuartero, J., R. Fernández-Muñoz. 1999. Tomato and salinity. Sci Hort. 78: 83-125.

Curbelo, A., A. Mancebo, M. Arteaga, C. González, Y. Rivero, Y. Torres. 2007. Genotoxic assessment of FitoMas-E and FitoMas-H by means of the bone marrow micronucleus test. Toxicology Letters. 1:172.

Da Rocha, I. M. A., V. A. Vitorello, J. S. Silva, S. L. Ferreira-Silva, R. A. Viégas, E. N. Silva, J. A. G. Silveira. 2012. Exogenous ornithine is an effective precursor and the δ-ornithine amino transferase pathway contributes to proline accumulation under high N recycling in salt-stressed cashew leaves. Journal of plant physiology. 169(1):41-49.

Dai-Yin, C., B. Dilkes, H. Luo, A. Douglas, E. Yakubova, B. Lahner, D. E. Salt. 2013. Polyploids exhibit higher potassium uptake and salinity tolerance in Arabidopsis. Science. 341:658-659.

De Boer, A. H., V. Volkov. 2003. Logistics of water and salt transport through the plant: structure and functioning of the xylem. Plant Cell and Evironment. 26:87-101.

Degl'Innocenti, E., R. Kaddour, L. Guidi, M. Lachaa, F. Navari-Izzo, Z. Ouerghi, Z. 2012. Effects of NaCl or Na_2SO_4 salinity on plant growth, ion content and photosynthetic activity in *Ocimum basilicum* L. Acta Physiol Plant. 34:607-61.

Del Río, L. A., L. M. Sandalio, F. J. Corpas, J. M. Palma, J. B. Barroso. 2006. Reactive oxygen species and reactive nitrogen species in peroxisomes. Production, scavenging, and role in cell signaling. Plant. Physiol. 141:330-335.

Demidchik, V., T. A. Cuin, D. Svistunenko, S. J. Smith, A. J. Miller, S. Shabala, A. Sokolik, V. Yurin. 2010. Arabidopsis root K^+-efflux conductance activated by hydroxyl radicals: single-channel properties, genetic basis and involvement in stress-induced cell death. Journal of Cell Science. 123:1468-1479.

Díaz, M., G. Delgado, M. Rivas, E. Torres, M. Saura. 2011. Implementation of an *in vitro* bioassay as an indicator of the bionutrient FitoMas-E. Ciencia e Investigación Agraria. 2:205-210.

dos Reis, S. P., A. M. Lima, C. R. B. de Souza. 2012. Recent molecular advances on downstream plant responses to abiotic stress. Int J Mol Sci 13:8628-8647.

Einset, J., E. Nielsen, E. L. Connolly, A. Bones, T. Sparstad, P. Winge, J. K. Zhu. 2007. Membrane-trafficking RabA4c involved in the effect of glycine betaine on recovery from chilling stress in Arabidopsis. *Physiologia Plantarum*. 130(4):511-518.

Einset, J., P. Winge, A. M. Bones, E. L. Connolly. 2008. The FRO2 ferric reductase is required for glycine betaine's effect on chilling tolerance in *Arabidopsis* roots. Physiol Plant. 134:334-341.

Ertani, A., M. Schiavon, A. Muscolo, S. Nardi. 2013. Alfalfa plant-derived biostimulant stimulate short-term growth of salt stressed *Zea mays* L. plants. Plant and soil. 364:145-158.

Evelin, H., B. Giri, R. Kapoor. 2012. Contribution of Glomus intraradices inoculation to nutrient acquisition and mitigation of ionic imbalance in NaCl-stressed Trigonella foenum-graecum. Mycorrhiza. 22:203-217

Fenech, L. 2008. Efectos de los ácidos húmicos en la germinación, generación de plántulas y parámetros fisiotecnicos de la albahaca (*Ocimum basilicum* L.) en condiciones salinas. Tesis de Doctorado en Ciencias. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, La Paz, B.C.S. México. 204p.

Fereres, E., M. A. Soriano. 2007. Deficit irrigation for reducing agricultural water use. J. Exp. Bot. 58:147-159.

Finkel, E. 2009. With phenomics, plant scientists hope to shift breeding into overdrive. Scienc. 325:380-381.

Flowers, T. J., T. D. Colmer. 2008. Salinity tolerance in halophytes. New Phytologist. 179:945-963.

Flowers, T. J., P. M. Gaur, C. L. Gowda, L. Krishnamurthy, S. Samineni, K. H. Siddique, N. C. Turner, V. Vadez, R. K. Varshney, T. D. Colmer. 2010. Salt sensitivity in chickpea. Plant, Cell & Environment. 33:490-509.

Folhé, L., W. A. Günzler. 1984. Assys for Glutahione peroxidase. En: Parker, L. (ed.). Methods in enzymology, Vol. 105: Oxygen radicail in biological systems. Academic Press Inc. San Diego, E. U. A. pp.114-120.

Frahm, M. A., J. C. Rosas, N. Mayek, E. López. 2004. Breeding beans for resistance to terminal drought in the lowland tropics. Euphytica 136:223-232.

Fujimoto, E. K., N. M. Goeke, B. J. Olson, D. C. Klenk. 1985. Measurement of protein using bicinchoninic acid. Anal Biochem 150:76-85.

García, A. C, R. Berbara, L. P. Farías, F. G. Izquierdo, O. L. Hernández, R. H. Campos, R. N. Castro. 2012. Humic acids of vermicompost as an ecological pathway to increase resistance of rice seedlings to water stress. Afr. J. Biotechnol. 11:3125-34.

Ghulam-Abbas, M. S., Muhammad-Saqib, Javaid-Akhtar, and Muhammad Anwar ul Haq (2015). Interactive effects of salinity and iron deficiency on different rice genotypes. J. Plant Nutr. Soil Sci. 178:306-311.

Godfray, H., J. R. Beddington, I. Crute, L. Haddad, D. Lawrence, J. F. Muir, J. Pretty, S. Robinson, S. M. Thomas, C. Toulmin. 2010. Food security: The challenge of feeding 9 billion people. Science. 327:812-818.

González, L. M. 2001. Crecimiento, frecuencia estomática, rendimiento de materia seca y acumulación de iones en nueve especies de leguminosas pratenses cultivadas en condiciones salinas. Pastos y Forrajes. 23:299-308.

González, L. M., R. Ramírez. 1999. La absorción de agua por las semillas de arroz a altas concentraciones salinas, como posible indicador de la tolerancia varietal. Cultivos Tropicales. 20(1):31-34.

González, L. M., M. C. González, R. Ramírez. 2002. Aspectos generales sobre la tolerancia a la salinidad en las plantas cultivadas. Cultivos Tropicales. 23(2): 27-37.

González, S.; O. Franco, C. Ramírez, H. Ortega, A. Quero, C. Trejo. 2011. Germinación y crecimiento de alfalfa bajo condiciones salinas. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 2:169-174.

Goykovic, V., G. Saavedra del Real. 2007. Algunos efectos de la salinidad en el cultivo del tomate y prácticas agronómicas de su manejo. IDESIA (Chile). 25(3):47-52.

Greene, W., J. Bukovac. 1974. Stomatal penetration, effect of surfactants and role in foliar absorption. American Journal Botanic. 61(1):100-106.

Greenway, H., R. Munns. 1980. Mechanisms of salt-tolerance in non-halophytes. Annu Rev Plant Physiol. 31:149-190.

Gulen, H., C. Çetinkaya, M. Kadyoôlu, M. Kesici, A. Cansev, A. Eri. 2008. Peroxidase activity and lipid peroxidation in strawberry (Fragaria X ananassa) plants under low temperature. J. Biol. Environ. Sci. 2(6):95-100.

Halliwell, B. 2006. Reactive species and antioxidants. Redox biology is a fundamental theme of aerobic life. Plant Physiology 141:312-322.

Harter, L. S. H., F. S. Harter, C. Deuner, G. E. Meneghello, F. A. Villela. 2014. Salinidade e desempenho fisiológico de sementes e plântulas de mogango. Horticultura Brasileira 32: 80-85.

Heidari, M., A. Golpayegani. 2012. Effects of water stress and inoculation with plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) on antioxidant status and photosynthetic pigments in basil (*Ocimum basilicum* L.). Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences. 11:57-61.

Hendawy, S. F., K. A. Khalid. 2005. Response of sage (*Salvia officinalis* L.) plants to zinc application under different salinity levels. J. Appl. Sci. Res. 1:147-155.

Herrmann, A. 2010. The chemistry and biology of volatiles. John Wiley & Sons Ltd. West Sussex. United Kingdom. ISBN: 978-0-470-7778-7.

Hossain, A., M. Ashrafuzzaman, R. Ismail. 2011. Salinity triggers proline synthesis in peanut leaves. Maejo International. Journal of Science and Technology. 5(01):159-168.

Shu-Hsien, H. U. N. G., Y. U. Chih-Wen, C. H. Lin. 2005. Hydrogen peroxide functions as a stress signal in plants. Bot. Bull. Acad. Sin. 46:1-10.

ICIDCA. 2000. Manual de los Derivados de la Caña de Azúcar. La Habana. 485p.

ISTA (International Rules for Seed Testing). 2010. Rules proposals for the International Rules for Seed Testing 2010 Edition, OM Rules Proposals for the International Rules for Seed Testing 2010 Edition. Approved by ECOM Decision. No. 498. Bassersdorf, Switzerland.

Ji, X., J. Cheng, D. Gong, X. Zhao, Y. Qi, Y. Su, W. Ma. 2018. The effect of NaCl stress on photosynthetic efficiency and lipid production in freshwater microalga- Scenedesmus obliquus XJ002. Science of The Total Environment. 633:593-599.

Johansson, L. H., L. A. H. Borg. 1988. A spectrophotometric method for determination of catalase activity in small tissue samples. Anal. Biochem. 174:331-336.

Hessini, K., S. Ferchichi, S. Ben Youssef, K. H. Werner, C. Cruz, M. Gandour. 2015. How does salinity duration affect growth and productivity of cultivated barley?. Agronomy Journal. 107:1-7.

Kaya, M., G. Kaya, M, D. Kaya, M. Atak, S. Saglam, K. M. Khawar, C. Y. Ciftci. 2008. Interaction between seed size and NaCl on germination and early seedling growth of some Turkish cultivars of chickpea (*Cicer arietinum* L.). Journal of Zhejiang University-Science B. 9: 371-377

Kaymakanova, M. 2009. Effect of salinity on germination and seed physiology in bean (*Phaseolus vulgaris* L.). Biotechnol and Biotechnol. 23:326-329.

Khaliq, S., Z. Ullah, A. Rehman, R. Khaliq. 2014. Physiological and biochemical basis of salt tolerance in *Ocimun basilicum* L. Journal of Medicinal Plants Studies. 2:18-27.

Khan, M. A., I. A. Ungar. 1991. Seed polymorphism and germination responses to salinity stress in Atriplex triangularis Willd. Bot Gaz. 145:487-494.

Khedr, A. H. A., M. A. Abbas, A. A. A. Wahid, W. P. Quick, G. M. Abogadallah. 2003. Proline induces the expression of salt-stress-responsive proteins and may improve the adaptation of Pancratium maritimum L. to salt-stress. J. Exp. Bot. 54:2553-2562.

Kinnersley A. M, F. J. Turano. 2000. Gamma Aminobutyric Acid (GABA) and plant responses to stress. Crit Rev Plant Sci. 19:479-509.

Koprivova, A., K. A. North, S. Kopriva. 2008. Complex signaling network in regulation of adenosine 5´- phosphosulfate reductase by salt stress in Arabidopsis roots. Plant Physiology. 146:1408-1420.

Lamz-Piedra, A., M. C. González-Cepero. 2013. La salinidad como problema en la agricultura: la mejora vegetal una solución inmediata. Cultivos Tropicales. 34(4):31-42.

Lamz-Piedra, A., M. C. González-Cepero. 2015. Indicadores del crecimiento inicial y del estado nutricional para la selección temprana de genotipos de arroz (*Oryza sativa* L.) tolerantes a la salinidad. Cultivos Tropicales. 36(2):41-48.

Lamz-Piedra, A., Y. Reyes-Guerrero, M. C. González-Cepero. 2013. Indicadores bioquímicos para la selección temprana de genotipos de arroz (*Oryza sativa* L.) con tolerancia a la salinidad. Cultivos Tropicales. 1:11-17.

Lara, A. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. Terra. 17(3): 221 – 229.

Larrinaga-Arce, J. A. (2014). Evaluación de la respuesta de albahaca (*Ocimun basilicum* L) cv. Nuffar al estrés salino en dos cultivos hidropónicos orgánicos. Tesis de Mestría en Ciencias. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, La Paz, B.C.S. México.

Lastiri-Hernández, M. A., D. Álvarez-Bernal, L. H. Soria-Martínez, S. Ochoa-Estrada, S. G. Cruz-Cárdenas. 2017. Efecto de la salinidad en la germinación y emergencia de siete especies forrajeras. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 8(6):1245-1257.

Läuchli, A., E. Epstein. 1990. Plant responses to saline and sodic conditions In Agricultural Salinity Assessment and Management. Tanji KK (ed). American Society of Civil Engineers. New York. pp. 113-137.

Lea, P. J., L. Sodek , M. A. J. Parry, P. R. Shewry, N. G. Halford. 2006. Asparagine in plants. Ann Appl Biol. 150:1-26.

Liang, X. W., L. Zhang, S. K. Natarajan, D. F. Beckker. 2013. Proline Mechanisms of stress survival. Antioxid Redox Signaling. 19:998-1011.

Little, T. M., F. J. Hills. 1989. Statistical methods in agricultural research. Versión en español. 'Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura'. Ed. Trillas. México. 270p.

Liu, W., Y. Ming, P. Li, Z. Huang. 2012. Inhibitory effects of hypo-osmotic stress on extracellular carbonic anhydrase and photosynthetic efficiency of green alga *Dunaliella salina* possibly through reactive oxygen species formation**.** Plant Physiol. Biochem: PPB, 54, pp. 43-48.

Liu, X., X. Hua, J. Guo, D. Qi, L. Wang, Z. Liu, Z. Jin, S. Chen, G. Liu. 2008. Enhanced tolerance to drought stress in transgenic tobacco plant overexpressing VTE1 for increased tocopherol production from Arabidopsis thaliana. Biotechnol Lett. 30:1275-1280.

Maguire, J.D. 1962. Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. Crop Science. 2:176-177.

Mahdavi, B., S. Modarres. 2007. Germination and seedling growth in grasspea (Lathyrus sativus) cultivars under salinity conditions. Pakistan Journal of Biological Sciences 10:273-279.

Malekpoor F, A. G. Pirbalouti, A. Salimi. 2016. Effect of foliar application of chitosan on morphological and physiological characteristics of basil under reduced irrigation. Research on Crops. 17(2):354-9.

Mannan, M. A., M. A. Karim, M. M. Haque, Q. A. Khaliq, H. Higuchi, E. Nawata. 2013. Response of soybean to salinity: III. Water status and accumulation of mineral ions. Tropical Agriculture and Development. 57:41-48.

Mao, G., X. Xu, Z. Xu. 2004. Advances in physiological and biochemical research of salt tolerance in plant. Chinese journal of eco-agriculture. 12(1):43-46.

Mariña, C., M. Nieto, P. Castillo, D. Bruqueta, R. Blaya. 2010. Efecto del estimulante FitoMas-E sobre el crecimiento, rendimiento y calidad en tabaco negro cultivado sobre bases agroecológicas. Revista Granma Ciencia. 3:15-20.

Mata-Fernández, I., M. L. Rodríguez-Gamiño, J. López-Blanco, G. Vela-Correa. 2014. Dinámica de la salinidad en los suelos. El Hombre y su Ambiente. 1 (5):26-35.

Mazón-Suástegui, J. M., B. Murillo Amador, D. Batista-Sánchez, Y. Agüero-Fernández, M. R. García-Bernal, C. M. Ojeda-Silvera. 2018. *Natrum muriaticum* como atenuante de la salinidad (NaCl) en albahaca (*Ocimum basilicum* L.). Nova Scientia. 21(10):148-164.

Mert, H. H., Y. Dogan, S. Baslar, H. Aydin, N. Yorek. 2008. The effect of NaCl on some parameters influencing the soil–plant interactions in Salicornia herbacea. Gen. Appl. Plant Physiology. 34(3):169-176.

Mito, T., M. Seki, K. Shinozaki, M. Ohme-Takagi, K. Matsui. 2011. Generation of chimeric repressors that confer salt tolerance in Arabidopsis and rice. Plant Biotechnology Journal. 9:736-746.

Mittler, R. 2002. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends Plant Sci. 7:405-410.

Montano, R. 2008. FitoMas-E, bionutriente derivado de la industria azucarera. Composición, mecanismo de acción y evidencia experimental. Instituto Cubano de Investigaciones de los Derivados de la Caña de Azúcar. La Habana. 1025-3076p.

Moradi, F., M. Ismail. 2007. Responses of photosynthesis, chlorophyll fluorescence and ROS scavenging systems to salt stress during seedling and reproductive stages in rice. Ann. Bot. 99:1161-1173.

Morales, D., P. Rodríguez, J. M. Dell'Amico, A. Torrecillas, M. J. Sánchez. 2010. Efecto del estrés por NaCl en el crecimiento y las relaciones hídricas en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) durante el período vegetativo. Cultivos Tropicales. 31(4):76-81.

Munns, R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. Plant. Cell. Environ. 25:239-250.

Munns, R., M. Tester. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. Annual Reviews of Plant Biology. 59:651-681.

Murillo-Amador, B., E. Troyo-Diéguez, A. López-Cortes, H. G. Jones, F. Ayala-Chairez, C. L. Tinoco-Ojanguren. 2001. Salt-tolerance of cowpea genotypes in the emergence stage. Australian Journal of Experimental Agriculture. 41(1):81-88.

Nasim, M., H. Qureshi, M. Saqib, T. Aziz, S. Nawaz, J. Katar, M. Anwar-ul-Haq. 2007. Properties of salt affected soil under *Eucalyptus camaldulensis* plantation in field conditions. Pak. J. Agri. Sci. 44(3):401-414.

Niu, X., R. A. Bressau, P. M. Hasegawa, J. M. Pardo. 1995. Ion homeostasis in NaCl stress environments. Plant Physiology. 109:735-742.

Núñez, M., L. M. Mazorra, L. Martínez. 2010. Los brasinoesteroides y las respuestas de las plantas a estrés abióticos. Una visión actualizada. Cultivos Tropicales. 2:15-21.

Ochoa-Alfaro A. E, C. O. Silva-Ortega, A. Becerra-Flora, J. Flores-Rivas, J. F. Jimenez-Bremont. 2008. Effect of salt stress, proline, and polyamines on seed germination of *Opuntia streptacantha*. J Prof Assoc Cact.10:56-70.

Ojeda-Silvera, C. M. 2015. Efecto de un producto bioactivo compuesto por oligogalacturónidos como mitigador del estrés hídrico en variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L) Tesis de Doctorado. México, BCS: Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. 47-123.

Ojeda-Silvera, C. M., B. Murillo-Amador, A. Nieto-Garibay, E. Troyo-Diéguez, M. I. Reynaldo-Escobar, F. H. Ruíz-Espinoza, J. L. García-Hernández. 2015. Emergencia y crecimiento de plántulas de variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) sometidas a estrés hídrico. Ecosistemas y Recursos Agropecuarios. 2:151-160.

Omami, E. N., P. S. Hammes. 2006. Interactive effects of salinity and water stress on growth, leaf water relations, and gas exchange in amaranth (*Amaranthus* spp). New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science. 34:33-44.

Ozden, M., U. Demirel, A. Kahraman. 2009. Effects of proline on antioxidant system in leaves of grapevine (*Vitis vinífera* L.) exposed to oxidative stress by H_2O_2. Sci Hortic 119:163-168.

Paellob, F. 2010. Root length, ion uptake and relationchip with salinity tolerante in wheat, rice and previff. Plant Growth Regulation. 1:46-54.

Pal, D., I. Khozin-Goldberg, Z. Cohen, S. Boussiba. 2011. The effect of light, salinity, and nitrogen availability on lipid production by Nannochloropsis sp. Appl. Microbiol. Biotechnol. 90 (4):1429-1441.

Parida, A. K., A. B. Das. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: A review. Ecotoxicol. Environ. Safety. 60:324-349.

Peteira, B., A. Fernández, H. Rodríguez, E. González. 2008. Efecto del BION y del FitoMas-E como inductores de resistencia en plantas de arroz infestadas con Steneotarsonemus spinki. Revista Protección Vegetal. 23(1):32-37.

Pommerrenig, B., F. S. Papini-Terzi, N. Sauer. 2007. Differential regulation of sorbitol and sucrose loading into the phloem of Plantago major in response to salt stress. Plant Physiol. 106-151.

Postnikova, O. A., L. G. Nemchinov. 2015. Natural Antisense Transcripts Associated with Salinity Response in Alfalfa. The plant genome. 8 (2):33-39.

Pulido, V. J., O. R. Soto, L. Castellanos. 2013. Efecto del Biobras y el FitoMas-E en el tomate de crecimiento indeterminado en casas de cultivo protegido. Centro Agrícola. 1:29-34.

Rahneshan, Z., F. Nasibi, A. Moghadam. 2018. Effects of salinity stress on some growth, physiological, biochemical parameters and nutrients in two pistachio (*Pistacia vera* L.) rootstocks, Journal of Plant Interactions. 13(1):73-82.

Ramos-Hernández, L., N. J. Arozarena-Daza, Y. Reyna-García, L. Telo-Crespo, M. Ramírez-Peña, J. Lescaille-Acosta, G. M. Martín-Alonso. 2013. Hongos micorrízicos arbusculares, *Azotobacter chroococcum*, *Bacillus megatherium* y FitoMas-E: Una

alternativa eficaz para la reducción del consumo de fertilizantes minerales en *Psidium guajava* L. var. Enana Roja cubana. Cultivos Tropicales. 34(1):5-10.

Ray, V. 2002. Role of amino acids in plants responses to stresses. Biol. Plant. 45(4):481-487.

Reyes, Y., L. Martínez, J. Dell´Amico, M. C. González, M. Deyholos, M. Núñez. 2017. Efecto de la 24-epibrasinólida en el crecimiento y la fotosíntesis de plantas jóvenes de arroz tratadas con NaCl. Cultivos Tropicales. 38(3):44-54.

Reyes-Pérez, J. J., B. Murillo-Amador, A. Nieto-Garibay, E. Troyo-Diéguez, M. I. Reynaldo-Escobar, E. O. Rueda-Puente, J. L. García-Hernández. 2013a. Tolerancia a la salinidad en variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) en las etapas de germinación, emergencia y crecimiento inicial. Universidad y Ciencia. 2:101-112.

Reyes-Pérez, J. J., B. Murillo-Amador, A. Nieto-Garibay, E. Troyo-Diéguez, M. I. Reynaldo-Escobar, E. O. Rueda-Puente. 2013b. Germinación y características de plántulas de variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) sometidas a estrés salino. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 6:869-880.

Reyes-Pérez, J. J., B. Murillo-Amador, A. Nieto-Garibay, E. Troyo-Diéguez, M. I. Reynaldo-Escobar, E. O. Rueda-Puente. 2014. Crecimiento y desarrollo de variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) en condiciones de salinidad. Revista Terra Latinoamericana. 1:35-45.

Rezende, R. A., F. Almendagna, J. D. Rodrigues, H. R. Oliveira, M. Pasqual, G. M. Gomes. 2018. Salt stress and exogenous silicon influence physiological and anatomical features of in vitro-grown cape gooseberry. Ciência Rural. 48:1.

Ricardo, I., C. L. Aguilrar. 2015. Evaluación del FitoMas sobre el rendimiento agrícola del tomate (*lycopersicon esculentum*) en un suelo vertisol. Multiciencias. 15 (4):371-375.

Rivero, R. M., T. C. Mestre, R. Mittler, F. Rubio, F. G. Sánchez. V. Martínez. 2014. The combined effect of salinity and heat reveals a specific physiological, biochemical and molecular response in tomato plants. Plant Cell Environ. 37:1059-1073.

Rodríguez, M., E. Canales, O. Borrás-Hidalgo. 2005. Molecular aspects of abiotic stress in plants. Biotecnología Aplicada. 22:1-10.

Royo, A., D. Abió. 2003. Salt tolerance in T. durum wheat cultivars. Jounal of Crop Science. 63:158-163.

Royo, A., R. Aragüés. 2002. Establecimiento de nuevos índices de tolerancia de los cultivos a la salinidad: la cebada como caso de estudio. Invest. Agr. Prod. Prot. Veg. 17(3):409-421.

Ruisánchez, Y.; M. I. Hernández, Y. Rodríguez. 2013. Evaluación de los bioproductos Dimabac y FitoMas E en el cultivo del tomate. Temas Agrarios.1:49-56.

Saeedipour, S. 2011. Is salinity tolerance of rice lines related to endogenous ABA level or to the cellular ability for ABA synthesis under stress? Journal of American Science. 5:628-633.

Said-Al Ahl, H. A. H., A. A. Mahmoud. 2010. Effect of zinc and/or iron foliar application on growth and essential oil of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.) under salt stress. Ozean Journal of Applied Sciences. 3(1):97-111.

Samperio, R. G. 1997. Hidroponía Básica. Editorial Diana. 176 p.

Sarwat, M., A. Hashem, M. A. Ahanger,E. F. Abd_Allah, A. A. Alqarawi, M. N. Alyemeni, P. Ahmad, S. Gucel. 2016. Mitigation of NaCl stress by arbuscular mycorrhizal fungi through the modulation of osmolytes, antioxidants and secondary metabolites in mustard (*Brassica juncea* L.) plants. Front. Plant Sci. 7:869-883.

Senadheera, P., R. K. Singh, F. J. M. Maathuis. 2009. Differentially expressed membrane transporters in rice roots may contribute to cultivar dependent salt tolerance. Journal of Experimental Botany Advance Access. 24:1-11.

Senthilkulmar, P., M. N. Jithesh, M. Parani, S. Rajalashmi, K. Praseetha, A. Parida. 2005. Salt stress effects on the accumulation of vacuolar HATPasa subunit c transcripts in wild rice. Current Science. 89(8):1386-1393.

Serraj, R., T. Sinclair. 2002. Osmolyte accumulation: Can it really help increase in crop yield under drought conditions? Plant Cell Environ. 25:333-341.

Shahba, Z., A. Baghizadeh, A. Mohamad, A. Yazdanpana, M. Yosefi. 2010. The salicylic acid effect on the tomato (*Lycopersicum esculentum* Mill.) sugar, protein and proline contents under salinity stress (NaCl). Journal of Biophysics and Structural Biology. 2(3):35-41.

Shelden, M. C., U. Roessner, R. E. Sharp, M. Tester, A. Bacic. 2013. Genetic variation in the root growth response of barley genotypes to salinity stress. Funct Plant Biol. 40:516-530.

SIAP 2017. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Consultado 24/10/2018 Disponible: https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/

Sokal, R. R., F. J. Rohlf. 1994. Biometry. The principles and practice of statistics in biological research'. W.H. Freeman & Co: New York. USA. Pp 399-400.

Sorenson, R., D. Relf. 2009. Home Hydroponics. Virginia Cooperative Extension. 426-084.

Spyropoulus, C. G., M. Maurommatis. 1998. Effect of water stress on pigment formation in Quercus species. Journal Experimental Botany. 29:273-477.

StatSoft Inc. 2011. Statistica. System reference. StatSoft, Inc., Tulsa, Oklahoma, USA. 1098p.

Steel, G. D., J. H. Torrie. 1995. Bioestadística. Principios y procedimientos. Ed. McGraw Hill. México. 622 p.

Strain, H. H., W. A. Svec. 1966. Extraction, separation, estimation, and isolationof the chlorophylls. In Vernon, L. P. and Seely, G. R. (Eds): The Chlorophylls, Academic Press, London. 21-66.

Suzuki, K. 2000. Measurement of Mn-SOD and Cu, Zn-SOD. En: Taniguchi, N., Gutteridge, J. (Eds.). Experimental protocols for reactive oxygen and nitrogen species. Oxford University Press. R. U. pp. 91-95.

Tabatabaie, S. J., Nazari, J. 2007. Influence of nutrient concentrations and NaCl salinity on the growth, photosynthesis, and essential oil content of peppermint and lemon verbena. Turk. J. Agric. For. 31:245-253.

Tadeo, F. 2000. Fisiología de las plantas y el estrés. En: Fundamentos de Fisiología Vegetal (J. Azcón-Bieto y M. Talón), Ed. McGraw-Hill Interamericana-Ediciones de la Universidad de Barcelona, Madrid-Barcelona. pp 481-490.

Talebi, S., M. Jafarpour, A. Mohammadkhani, A. Sadeghi. 2012. The effect of different concentrations of salicylic acid and sodium chloride on Iranian Borage. International Journal of Agricultural Crop Science. 4(18):1348-1352.

Tarchoune, I., C. Sgherri, B. Baˆatour, R. Izzo, M. Lachaˆal, F. Navari-Izzo, Z. Ouerghi. 2013. Effects of oxidative stress caused by NaCl or Na_2SO_4 excess on lipoic acid and tocopherols in Genovese and Fine basil (*Ocimum basilicum* L.) Annals of Applied Biology. 163:23-32.

Tester, M., P. Langridge. 2010. Breeding technologies to increase crop production in a changing world. Science. 327:818-822.

Tester, M., R. Davenport. 2003. Review: Na^+ tolerance and Na^+ transport in higher plants. Annals of Botany. 91:503-527.

Tucker, A., T. De Baggio. 2000. *The Big Book of Herbs*. Loveland, CO: Interweave Press. 345 p.

Tuteja, N. 2008. Mechanisms of high salinity tolerance in plants. Meths in Enzymol. 428:419-438.

Usano-Alemany, J., J. P. Paúl, S. Díaz. 2014. Aceites esenciales: conceptos básicos y actividad antibacteriana. REDUCA (Biología). 7(2).

Vera-Estrella, R., B. J. Barkla, L. García-Ramírez, O. Pantoja. 2005. Salt stress in Thellungiella halophila activates Na^+ transport mechanisms required for salinity tolerance. Plant Physiol. 139:1507-1517.

Villar, J., R. Montano, R. López. 2005. Efecto del bioestimulante FitoMas-E en cultivos seleccionados ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar. 2:41-45.

Villar-Delgado, J., R. Montano-Martínez, T. García-Martínez, D. García-González, R. Zuaznábar-Zuaznábar. 2011. Efectos del bionutriente FitoMas-E con y sin fertilización convencional. ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar. 45(3):24-29.

Vinocur, B., A. Altman. 2005. Recent advances in engineering plant tolerance to abiotic stress: achievements and limitations. Curr Op Biotecn 16:1-10.

Viñals, M., A. García, R. Montano, J. Villar, T. García, M. Ramil. 2011. Estimulante de crecimiento agrícola FitoMas; resultados de producción del año 2010 y su impacto en cultivos seleccionados de alimentos. ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar. 3:1-2.

Wang, Z., F. Zhang, X. Xu. 2014. Avances en los índices fisiológicos y bioquímicos de tolerancia a la sal en plantas. Hubei Agric. Sci. 53 (7):1493-1496.

Wang, S. M., J. L. Zhang, T. J. Flowers. 2007. Low-affinity Na+ uptake in the halophyte Suaeda maritima. Plant Physiology. 145:559-571.

Wolfgang, F. 1986. The basics of foliar absorption of fertilizer with special regard to the mechanims. Foliar Fertilization. Martinus Nijhoff, Dordrecht. Netherlands. pp. 17-25.

Yamasaki, S., L. Dillenburg. 1999. Measurements of leaf relative water content in araucaria angustifolia. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal 11:69-75.

Yue, Y., M. Zhang, J. Zhang, L. Duan, Z. Li. 2012. SOS1 gene overexpression increased salt tolerance in transgenic tobacco by maintaining a higher K^+/Na^+ ratio. Journal of Plant Physiology.169(1):255-261.

ZekriI, M. 1993. Salinity and calcium effects on emergence, growth and mineral composition of seedlings of eight citrus rootstocks. J. Hortic Sci. 68:53-62.

Zhao, J., B. Barkla, J. Marshall, J. K. Pittman, K. D. Hirschi. 2008. The Arabidopsis cax3 mutants display altered salt tolerance, pH sensitivity and reduced plasma membrane H+-ATPase. Planta. 227:659-669.

Zhu, J. K. 2003. Regulation of ion homeostasis under salt stress. Plant Biol. 6:441-445.