

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



Sargassum spp. COMO BIOESTIMULANTE DEL CULTIVO DE TOMATE BAJO
ESTRÉS POR SALINIDAD

Tesis

Que presenta JOSÉ ANTONIO RIOS PEÑA
como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila

Diciembre 2020

Sargassum spp. COMO BIOESTIMULANTE DEL CULTIVO DE TOMATE BAJO
ESTRÉS POR SALINIDAD

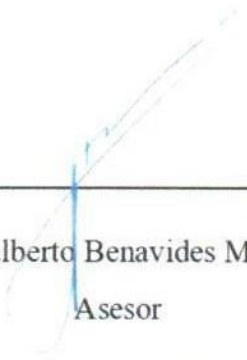
Tesis

Elaborada por JOSÉ ANTONIO RÍOS PEÑA como requisito parcial para obtener el
Grado de Maestro en Ciencias en Horticultura con la supervisión y la aprobación del
Comité de Asesoría



Dra. Susana González Morales

Asesora Principal



Dr. Adalberto Benavides Mendoza

Asesor



Dr. Antonio Juárez Maldonado

Asesor



Dr. Armando Robledo Olivo

Asesor



Dra. Rosa María Rodríguez Jasso

Asesora



Dr. Marcelino Cabrera De la Fuente

Subdirector de Postgrado

AGRADECIMIENTOS

A Dios por apoyarme en cada decisión y proyecto, por darme sabiduría y entendimiento en la realización de esta tesis, por darme la voluntad de finalizar mis estudios de postgrado y así obtener un grado más en mi formación profesional.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por darme la bienvenida y dejarme ser parte de su institución; al Departamento de Horticultura por brindarme sus instalaciones y así facilitar este trabajo de investigación.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico otorgado para lograr este grado académico.

A la Dra. Susana Gonzales Morales por su apoyo incondicional, por su paciencia, por compartir sus conocimientos además de sus consejos para la realización de este trabajo de tesis.

A la Dra. Rosa María Rodríguez Jasso por su orientación y ayuda que me brindó para la realización de este proyecto, además de permitirme trabajar en el laboratorio y planta piloto de biorrefinería de la Universidad Autónoma de Coahuila.

A los Doctores Adalberto Benavides Mendoza, Antonio Juárez Maldonado y Armando Robledo Olivo por su tiempo y dedicación en la revisión y contribución de sugerencias para la realización de este trabajo de investigación.

DEDICATORIA

A mis padres, Enriqueta Peña Capitaine y Juan Rios López.

Por estar a mi lado, brindándome su apoyo y sus consejos, criándome con reglas y algunas libertades, motivándome constantemente por ser la mejor versión que puedo llegar a ser, por forjarme como la persona que soy en la actualidad; ustedes me enseñaron el valor de luchar día a día para alcanzar mis metas, por ello muchos de mis logros se los debo a ustedes incluido este.

A mi abuela, Enriqueta Capitaine Fabre.

Agradezco que hayas sido parte de mi crianza, transmitiéndome valores y respeto hacia los demás. Puedo decir plenamente que además de ser mi abuela, eres mi segunda madre y los aportes que has realizado en mi vida son simplemente invaluables.

A mi hermano, Juan Enrique Rios Peña.

A pesar de las peleas y enojos, sé que siempre quieres lo mejor para mí, gracias por cuidarme y protegerme, sin ti la vida no hubiese sido igual de interesante.

A mis compañeros y amigos.

A mis compañeros de generación por brindarme su apoyo durante toda mi estadía dentro del programa de Postgrado. A mis amigos por siempre estar conmigo, no solo en los momentos buenos, sino también en los más difíciles; a cada uno de ustedes, a pesar de los diferentes caminos que lleguemos a tomar tengan en cuenta que siempre tendrán mi amistad.

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	iii
DEDICATORIA	iv
ÍNDICE GENERAL.....	v
ÍNDICE DE CUADROS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT	xi
INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVO GENERAL	4
Objetivos Específicos:.....	4
HIPÓTESIS.....	4
REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
Generalidades del cultivo de tomate.....	5
Importancia económica a nivel mundial.....	5
Importancia económica en México.....	6
Efectos del estrés por salinidad.....	7
Tolerancia al estrés por salinidad.....	8
Homeostasis de iones.	8
Regulación antioxidante.	8
Poliaminas.	9
Regulación hormonal.	9
Regulación transcripcional.....	10
Bioestimulantes.....	11
Usos y aplicaciones de las macroalgas marinas.....	11
Género <i>Sargassum</i>	12
METODOLOGÍA	15
Ubicación geográfica del área de trabajo.....	15
Material vegetal.....	15
Producción del extracto y el granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	15
Caracterización de <i>Sargassum</i> spp. (extracto y granulado).....	16

Proteínas totales.....	16
Fenoles totales	17
Carbohidratos totales	17
Sulfatos.....	17
Perfil de monosacáridos	18
Prueba de efectividad biológica en plantas de tomate.....	18
Evaluación de variables agronómicas y de rendimiento.....	19
Evaluación de variables bioquímicas.....	20
Clorofilas a, b y totales.....	20
Fenoles totales	20
Actividad catalasa.....	21
Evaluación de variables de calidad de fruto.....	21
RESULTADOS Y DISCUSIONES	23
Caracterización de <i>Sargassum</i> spp.....	23
Evaluación de variables agronómicas.....	26
Evaluación de variables relacionadas con el rendimiento.....	29
Evaluación de variables bioquímicas de la planta.....	33
Evaluación de variables de calidad de fruto.....	39
CONCLUSIONES	43
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	44

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Caracterización de fisicoquímica de <i>Sargassum</i> spp. pulverizado y en el extracto acuoso.....	25
Cuadro 2. Análisis de metales pesados en la biomasa pulverizada (granulado) y extracto acuoso de <i>Sargassum</i> spp.....	26
Cuadro 3. Variables agronómicas en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	29
Cuadro 4. Clorofila en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	34
Cuadro 5. Análisis de calidad de fruto en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	41
Cuadro 6. Análisis de metales pesados en fruto de tomate en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Principales países productores, 2017. Estimado con base en datos de FAO.....	6
Figura 2. Principales participantes en el comercio exterior de tomate, 2017. Estimado con base a datos de FAO.....	7
Figura 3. Numero de frutos en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	31
Figura 4. Peso total de frutos en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	32
Figura 5. Fenoles totales en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	36
Figura 6. Actividad catalasa en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	37
Figura 7. Proteínas totales en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de <i>Sargassum</i> spp.....	39

RESUMEN

Sargassum spp. COMO BIOESTIMULANTE DEL CULTIVO DE TOMATE BAJO
ESTRÉS POR SALINIDAD

POR

JOSE ANTONIO RIOS PEÑA
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DRA. SUSANA GONZÁLEZ MORALES – ASESOR

Saltillo, Coahuila

Diciembre 2020

Los extractos de algas marinas representan una importante categoría de bioestimulantes vegetales que logran mejorar el desarrollo y rendimiento de los cultivos, además de mitigar los estragos causados por estrés biótico y abiótico. Por ello, el objetivo de esta investigación fue estudiar el efecto bioestimulante de la macroalga *Sargassum* spp. en plantas de tomate bajo estrés por salinidad. El experimento se llevó a cabo dentro de un invernadero tipo capilla y como material vegetal semillas de tomate del híbrido CID F1. La macroalga de *Sargassum* spp. se utilizó de forma granular (incorporada en el sustrato) y como extracto acuoso (aplicado de manera foliar). El diseño experimental utilizado fue completamente al azar con ocho tratamientos, de los cuales cuatro tratamientos fueron sometidos al estrés salino (75 mM de NaCl). Tanto el granulado como el extracto acuoso de *Sargassum* spp. se caracterizaron (proteínas totales, fenoles totales, carbohidratos totales, sulfatos, glucano, galactano, fucoidano y metales pesados). Las variables evaluadas fueron asociadas al crecimiento, rendimiento, calidad del fruto y tolerancia al estrés. En los resultados se observa que los tratamientos que no fueron inducidos al estrés salino, la aplicación del extracto en las plantas de tomate incrementó el número de hojas, así como el contenido de clorofila a y total en la etapa de plántula, en cuanto a la producción aumento el número y peso de frutos; mejorando también algunas variables de calidad de fruto, como el contenido de licopeno, el diámetro polar y ecuatorial en comparación al control. La aplicación del granulado incrementó la biomasa fresca aérea de la planta, así como el número, peso y diámetro polar y ecuatorial de frutos respecto al control absoluto. La combinación del extracto más el granulado incrementó las variables asociadas al rendimiento. Aquellos tratamientos que estuvieron bajo la influencia de la salinidad, se observan que las aplicaciones del extracto en plantas incrementan el peso fresco de raíz y el diámetro polar y ecuatorial respecto al control salino. La aplicación del granulado incrementó la altura de planta, la biomasa fresca aérea y radicular, la biomasa seca radicular y el diámetro polar y ecuatorial en comparación al testigo salino.

Palabras clave: Macroalgas, extracto acuoso, granulado, estrés abiótico.

ABSTRACT

Sargassum spp. AS A BIOESTIMULANT OF TOMATO CROP UNDER SALINITY
STRESS

BY

JOSE ANTONIO RIOS PEÑA

MASTER IN SCIENCE IN HORTICULTURE

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DRA. SUSANA GONZÁLEZ MORALES – ADVISER

Saltillo, Coahuila

December 2020

Seaweed extracts represent an important category of plant biostimulants that improve the development and yield of crops, in addition to mitigating the ravages caused by biotic and abiotic stress. Therefore, the objective of this research was to study the biostimulant effect of the macroalgae *Sargassum* spp. in tomato plants under salinity stress. The experiment was carried out inside a chapel-type greenhouse and as plant material tomato seeds of the hybrid CID F1. The macroalgae of *Sargassum* spp. It was used in granular form (incorporated into the substrate) and as an aqueous extract (applied in a foliar way). The experimental design used was completely randomized with eight treatments, of which four treatments were subjected to saline stress (75 mM NaCl). Both the granules and the aqueous extract of *Sargassum* spp. They were characterized (total proteins, total phenols, total carbohydrates, sulfates, glucan, galactan, fucoidan and heavy metals). The variables evaluated were associated with growth, yield, fruit quality and stress tolerance. In the results, it is observed that the treatments that were not induced to saline stress, the application of the extract in tomato plants increased the number of leaves, as well as the total a and chlorophyll content in the seedling stage, in terms of production. increase the number and weight of fruits; also improving some fruit quality variables, such as lycopene content, polar and equatorial diameter compared to the control. The application of the granulate increased the fresh aerial biomass of the plant, as well as the number, weight and polar and equatorial diameter of fruits with respect to the absolute control. The combination of the extract plus the granules increased the variables associated with performance. Those treatments that were under the influence of salinity, it is observed that the applications of the extract in plants increase the fresh weight of the root and the polar and equatorial diameter with respect to the saline control. The application of the granulate increased the plant height, the fresh aerial and root biomass, the dry root biomass and the polar and equatorial diameter compared to the saline control. The combination of the extract plus the granules increased the fresh and dry root biomass, in addition to the polar and equatorial diameter and the firmness in fruits compared to plants with salinity.

Key words: Macroalgae, aqueous extract, granules, abiotic stress.

INTRODUCCIÓN

El exceso de sales en el suelo se origina debido a la acumulación de sulfatos, bicarbonatos, cloruros y al movimiento de aguas marinas y freáticas. Además, este problema se ve potenciado por la actividad humana debido al mal manejo del agua de riego y uso excesivo de agroquímicos (Alcaraz, 2012). Esto genera gran cantidad de inconvenientes en la agricultura actual, pues evita el crecimiento y el desarrollo de los cultivos, especialmente en zonas áridas y semiáridas (Jouyban, 2012). A escala mundial constituye un problema importante, siendo Asia y Australia los continentes más afectados, contando con 195 millones de hectáreas (Mha) de suelos cultivables con mayor concentración de sales de sodio; seguido de América con 66 Mha afectadas por este estrés, y en menor proporción África con 39 Mha y Europa con 7 Mha (Hasanuzzaman *et al.*, 2013).

Se sugiere que los criterios de diagnóstico que se utilicen para la clasificación de los suelos afectados por salinidad, se base en un conjunto de parámetros, fundamentalmente en el análisis de la relación existente entre ellos; los indicadores químicos de salinidad de carácter global utilizados para la caracterización y el diagnóstico de la afectación por la salinidad son la CE, PSI (% Na⁺ intercambiable) y pH, cuyos parámetros permiten separar a los suelos afectados por la salinidad en 3 grupos: a) Salinos, pH <8.5, CE >4 y PSI <15; b) Sódicos, pH >8.5, CE <4 y PSI >15; c) Salinos – Sódicos, pH <8.5, CE >4 y PSI >15 (Kochba *et al.*, 2004; Mueller *et al.*, 2004; Shukla *et al.*, 2004). Estas concentraciones compactan los suelos y disminuyen su porosidad, provocando la acumulación de agua que conlleva a la hipoxia de los cultivos (Carillo *et al.*, 2011). A nivel celular la primera respuesta en las plantas que se genera es la deshidratación y la pérdida de turgencia. Con el estrés salino, las plantas se ven afectadas en su fisiología y metabolismo, donde inicialmente generan un desequilibrio osmótico, seguido por la toxicidad de iones y desordenes nutricionales; entre los principales elementos que pueden producir toxicidad se encuentra el sodio, el cloruro y el boro. Los síntomas que se observan debido a las altas concentraciones de estos elementos se encuentra principalmente en las hojas, con necrosis y pérdida de su coloración (Ariza, 2012). Entre los principales indicadores morfológicos se encuentran un bajo crecimiento de la planta, menor área foliar y un menor número de hojas y raíces secundarios debido a problemas en la toma de nutrientes y agua del suelo;

Sin embargo, el grado de afectación depende del cultivo, su genotipo, la edad fisiológica, entre otros factores (Qados, 2011; Jouyban, 2012).

Debido a esto se buscan alternativas que logren preservar la capacidad de los recursos naturales, sin comprometer las potencialidades presentes y futuras de los recursos del suelo. Es por ello que hoy en día se promueve el uso de bioestimulantes, los cuales sin tener en cuenta el aporte de nutrientes, contienen sustancias, compuestos o microorganismos cuya función en las plantas o en la rizosfera es el de mejorar el desarrollo del cultivo, normalmente mediante la estimulación de los procesos biológicos que benefician el crecimiento y las respuestas al estrés (Sendra, 2017). Un ejemplo de bioestimulantes son aquellos que provienen de algas, cuyos efectos son similares a los de ciertos reguladores del crecimiento, esto debido a su contenido de vitaminas, carbohidratos, proteínas y agentes quelantes como ácidos orgánicos y manitol; además, su alto contenido de materia orgánica es beneficioso para mejorar las propiedades mecánicas del suelo (Carvajal & Mera, 2010).

Muchas especies de algas son utilizadas en la agricultura como fertilizantes, suplementos nutricionales o bioestimulantes. La biomasa de *Ascophillum nodosum*, *Laminaria* sp., *Fucus* sp., *Macrocystis pyrifera*, *Ecklonia maxima* y *Durvillea* sp., entre otras, han sido ampliamente explotados en la industria agrícola (Sharma *et al.*, 2014). Las formulaciones utilizadas como bioestimulantes han tenido efectos beneficiosos sobre la germinación, el rendimiento de los cultivos, la resistencia al estrés biótico y abiótico, además de un mayor tiempo de vida postcosecha (Tuhy *et al.*, 2013). En los últimos años ha sido de gran interés el estudio de extractos de algas en la agricultura, encontrándose que las moléculas bioactivas son compuestos nitrogenados, esteroides y hormonas. Además, algunos estudios han determinado que es posible que otros tipos de moléculas de alto peso molecular, como polifenoles y polisacáridos, tengan influencia directa en los cultivos (Sharma *et al.*, 2014). Estos organismos contienen multitud de componentes activos difícilmente determinables e identificables en su totalidad, debido al gran número de moléculas presentes. Sin embargo, una de sus principales sustancias activas son los alginatos, presentes en sus paredes celulares y que confieren flexibilidad y adaptación, jugando un importante papel en la defensa frente a enfermedades y fenómenos de estrés al actuar como elicitores (Aguilar, 2015).

Las macroalgas del género *Sargassum* son nativas del Atlántico, pero debido a que el calentamiento global altera las corrientes marinas, ha provocado que los crecimientos de sargazo (nombre común) sean enviados hacia el sur del Caribe y el Golfo de México, causando desde el 2011 que esta región reciba toneladas de esa alga. Esto es un problema que afecta la fauna marina ya que cuando se acumula demasiada cantidad, el proceso de descomposición acapara el oxígeno del agua, dificultando la vida de las especies marinas, además, afecta a los lugareños ya que como zona turística es necesario mantener limpias las playas (Pantaléon, 2018). Sabiendo todos los beneficios que podemos obtener de las algas marinas y al ser el género *Sargassum* considerado una plaga en las zonas del Caribe y el Golfo de México debido a su gran incidencia, podemos contribuir a su remoción al darle un uso agrícola.

OBJETIVO GENERAL

Estudiar el efecto bioestimulante de la macroalga *Sargassum* spp. en plantas de tomate bajo estrés por salinidad.

Objetivos Específicos:

1. Producir y caracterizar un extracto acuoso de *Sargassum* spp.
2. Evaluar el efecto bioestimulante del extracto acuoso y del alga molida de *Sargassum* spp. en variables asociadas al crecimiento, rendimiento y calidad de frutos en plantas de tomate bajo estrés salino.
3. Evaluar el efecto del extracto acuoso y del alga molida de *Sargassum* spp. como bioestimulante de plantas de tomate bajo estrés por salinidad mediante compuestos bioquímicos asociados a la tolerancia al estrés.

HIPÓTESIS

El extracto de *Sargassum* spp. aplicado de manera foliar o el alga molida aplicada al suelo en plantas de tomate, tendrán un efecto bioestimulante que promoverá la tolerancia al estrés por salinidad.

REVISIÓN DE LITERATURA

Generalidades del cultivo de tomate

El tomate (*Solanum Lycopersicum* L.) es una planta perenne en forma de arbusto que se cultiva anualmente y puede desarrollarse de forma rastrera, semi-erecta o erecta con la ayuda de tutores para su sostén. Tiene un sistema radicular pivotante, profundo y poco ramificado. El fruto de tomate es uno de los frutos que contiene mayor cantidad de vitaminas y minerales, tiene bajo contenido calórico y se caracteriza por un elevado contenido de agua (90% a 94%). Además, es una fuente importante de azúcares solubles (fructosa, glucosa y sacarosa), y en menor proporción de proteína, fibra, ácidos orgánicos (cítrico y málico), licopeno y caroteno (Fernández *et al.*, 2004).

El cultivo de tomate se desarrolla en zonas templadas y cálidas. El clima húmedo con temperaturas altas y humedad relativa superior a 75% es poco apropiado. La temperatura óptima de crecimiento es de 20 a 24°C. Se desarrolla en suelos profundos, mullidos, bien aireados y con buena proporción de materia orgánica y con un pH ligeramente ácido (SAGARPA, 2017). Esta hortaliza ha adquirido gran popularidad y aceptación gracias a su importancia económica, en parte a su aumento en el rendimiento en menor proporción a la superficie en que se cultiva (Escalona *et al.*, 2009).

Importancia económica a nivel mundial

La disponibilidad de nuevas variedades, nuevos métodos de cultivo y la creciente demanda de hortalizas han incentivado la producción mundial del tomate. En general, la productividad de esta hortaliza continúa creciendo por unidad de superficie. Los rendimientos varían en un amplio rango en función a las tecnologías empleadas, desde el cultivo a cielo abierto, hasta la producción en invernaderos altamente tecnificados con sistemas automatizados de riego y nutrición (FIRA, 2016).

En 2017, la producción mundial de tomate se ubicó en un máximo histórico de 182.3 millones de toneladas. Entre 2007 y 2017, creció a una tasa promedio anual de 2.9%. El 61.0% de la producción se concentró en 5 países: China 32.6%, India 11.4%, Turquía 7.0%, Estados Unidos 6.0% y Egipto 4.0%. México ocupó la novena posición con una participación de 2.3% (FIRA, 2019).

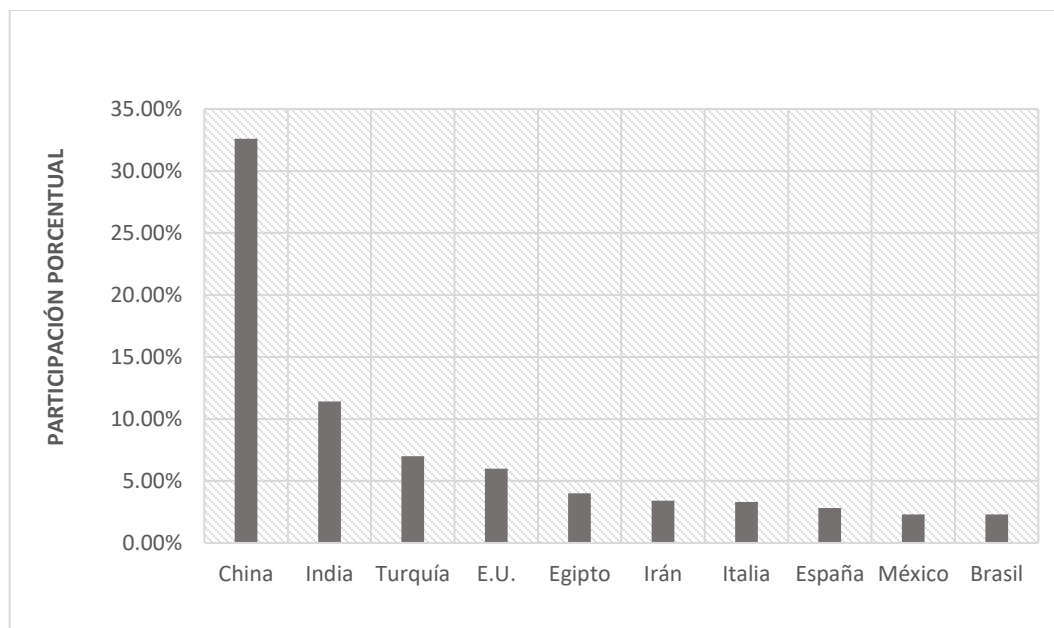


Figura 1. Principales países productores, 2017. Estimado con base en datos de FAO.

Importancia económica en México

México es el principal proveedor a nivel mundial de tomate con una participación en el mercado internacional del 25.11% del valor de las exportaciones mundiales. A pesar de que durante el periodo 2003-2016 se experimentó una reducción en la superficie sembrada, presentó un crecimiento acumulado en la producción (54.25%) y en las exportaciones en fresco (77.87%), convirtiéndolo en uno de los cultivos con mayor incremento en productividad. En el mercado internacional, durante el 2016 el tomate mexicano cubrió 90.67% de las importaciones de Estados Unidos y 65.31% de Canadá. En el contexto productivo, de las 51,861 ha sembradas en el 2016, el 95.70% de la superficie se encuentra mecanizada, 73.26% cuenta con tecnología aplicada a la sanidad vegetal, mientras que el 76.62% del territorio sembrado con este cultivo contó con asistencia técnica (SAGARPA, 2017).

Entre 2007 y 2017, las exportaciones mundiales crecieron a una tasa promedio anual de 2.2%. Siendo México y Países Bajos los que destacaron en este rubro, con una participación en el 2017 del 23.0% y 14.5% del volumen mundial exportado, respectivamente. Las exportaciones de estos países crecieron a tasas promedio anuales de 5.2 y 2.7% durante la década citada. España ocupa el tercer lugar, con una participación

del 10.7% de las ventas mundiales; otros importantes exportadores, como Irán y Marruecos tuvieron una participación del 7.0%. Finalmente, Turquía registro una participación del 6.9% en sus exportaciones (FIRA, 2019).

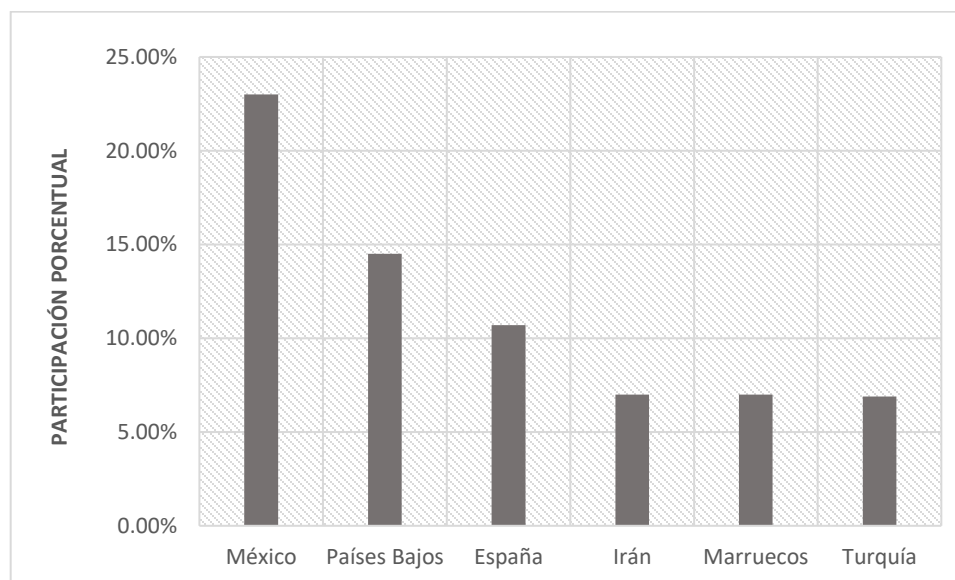


Figura 2. Principales participantes en el comercio exterior de tomate, 2017. Estimado con base a datos de FAO.

Efectos del estrés por salinidad

En los ambientes áridos y semiáridos, la sequía y la salinidad son los principales agentes abióticos que limitan fuertemente la actividad agrícola al reducir el número de especies posibles de cultivar y afectar los rendimientos, producto de la disminución del potencial hídrico del medio, que reduce la absorción del agua durante la germinación y en otras etapas del desarrollo de la planta, o por la absorción de iones como sodio y cloruros que producen problemas nutricionales y de toxicidad (Cortés *et al.*, 2014). La salinidad de los suelos afecta la producción de alimentos a escala mundial, provocando cambios fisiológicos y bioquímicos en el metabolismo de las plantas, implicando procesos tales como la fotosíntesis, conductancia estomática, ajuste osmótico, absorción de iones, síntesis de proteínas, síntesis de ácidos nucleídos, actividad enzimática y balance hormonal; que determinan su subsistencia, así como su productividad (Lamz & González, 2013).

La salinidad afecta aproximadamente al 25% de los 230 millones de hectáreas irrigadas del planeta (Meloni *et al.*, 2008). En México, 29.3 millones de hectáreas son utilizadas para la actividad agrícola, de las cuales 500,000 ha son improductivas debido a la alta concentración de sales que poseen (Partida *et al.*, 2006). Estos suelos se caracterizan por contener aniones como cloruros, sulfato y carbonatos; en ocasiones también nitratos. Las sales más comunes son las de sodio, calcio y magnesio (Ladeiro, 2012). Presentando una conductividad eléctrica de 4 o más dS m^{-1} y un pH de 7.3 a 8.5 (Martínez *et al.*, 2011).

Tolerancia al estrés por salinidad

La adaptación o tolerancia de las plantas al estrés por salinidad implica complejos rasgos fisiológicos, vías metabólicas y redes moleculares. Algunas investigaciones han identificado varias respuestas adaptativas al estrés por salinidad a niveles moleculares, celulares, metabólicos y fisiológicos (Gupta & Huang, 2014). Varios de estos mecanismos se describen a continuación.

Homeostasis de iones. La homeostasis puede definirse como la tendencia de una célula u organismo a mantener el estado estacionario interno, incluso en respuesta a cualquier perturbación o estímulo ambiental que tienda a perturbar su normalidad, mediante el intercambio regulado de materia y energía con el exterior. Se trata de una forma de equilibrio dinámico que se hace posible gracias a una red de sistemas de control realimentados que constituyen los mecanismos de autorregulación de los seres vivos (Niu *et al.*, 1995). En las plantas mantener la homeostasis de los iones no solo es importante en su desarrollo, también es un proceso esencial para el crecimiento durante el estrés salino (Hasegawa, 2013). Las plantas en general no pueden tolerar una alta concentración de sal en el citoplasma celular. Debido a ello, el exceso de sal se transporta a la vacuola o es redirigida a tejidos más viejos que eventualmente se sacrifican, protegiendo así a las plantas ante este estrés (De Azevedo *et al.*, 2004).

Regulación antioxidante. El estrés oxidativo, es un término utilizado para describir los efectos adversos de las especies reactivas de oxígeno (ROS) sobre la planta, en estas condiciones el oxígeno molecular (O_2) actúa como aceptor de electrones dando lugar a la acumulación de ROS. Estas son responsables del daño oxidativo de macromoléculas

biológicas como el ácido desoxirribonucleico (ADN), lípidos, carbohidratos y proteínas (Hernandez & Soto, 2014).

El oxígeno singlete ($^1\text{O}_2$), el radical hidroxilo (OH^\cdot), el radical superóxido (O_2^\cdot) y el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) son compuestos altamente oxidantes, por lo tanto, potencialmente dañinos para la integridad celular (Groß *et al.*, 2013). Para reparar el daño producido por las ROS, las plantas han desarrollado mecanismos de protección como la síntesis de antioxidantes, incluidos los compuestos enzimáticos y no enzimáticos. Entre las principales enzimas antioxidantes que intervienen en la eliminación o mitigación de las ROS se encuentran la superóxido dismutasa, catalasa, glutatión peroxidasa, ascorbato peroxidasa y glutatión reductasa (Li, 2009).

Poliaminas. Son compuestos orgánicos nitrogenados de bajo peso molecular y naturaleza alifática, que presentan carácter policatiónico a pH fisiológico y están presentes en casi todos los seres vivos (Shi & Chan, 2014). Las poliaminas desempeñan una variedad de funciones en el crecimiento y desarrollo de las plantas, interviniendo en la división y diferenciación celular, elongación radicular, desarrollo floral, maduración de frutos, senescencia foliar, muerte celular programada, síntesis de ADN, transcripción génica y organización de las cromátidas (Tiburcio & Alcázar, 2018). También juega un papel crucial en la tolerancia al estrés abiótico, como la salinidad, sequía, exceso de agua, altas y bajas temperaturas, heridas, ozono, metales pesados y estrés oxidativo; los aumentos en el nivel de poliaminas se correlacionan con la tolerancia al estrés (Wimalasekera *et al.*, 2011).

Regulación hormonal. El estrés salino en las plantas incluye dos subtipos: un estrés osmótico debido a una disminución en la disponibilidad de agua y un estrés iónico debido al incremento de iones tóxicos como Na^+ y Cl^- los cuales conducen a desequilibrios nutricionales, provocando estrés oxidativo y alterando el metabolismo de la planta (de la Torre *et al.*, 2017). Diversos estudios muestran la importancia de la existencia de algunas vías de señalización, incluyendo la señalización de las hormonas vegetales involucradas con la tolerancia salina (Krishnamurthy *et al.*, 2017). El ácido abscísico (ABA) es una fitohormona importante, su incremento en las plantas mejora el efecto de las condiciones de estrés. En las plantas suele encontrarse en una concentración de entre 0.01 y 1.0 mg L^{-1} , aunque en condiciones de estrés hídrico puede elevarse hasta un nivel de concentración

50 veces mayor, se mantiene elevado durante pocas horas y luego disminuye al producirse una rehidratación, además se ve afectado por la acción de otras hormonas y por diferentes tipos de estrés, aumentando la capacidad de supervivencia de la planta frente a situaciones adversas (Raghavendra *et al.*, 2010). El estrés osmótico y el déficit de agua provocados por la salinidad, aumentan la producción de ABA en brotes y raíces. Esta acumulación mitiga el efecto inhibitor de la salinidad sobre la fotosíntesis, el crecimiento y la traslocación de asimilados. Los niveles elevados de ABA promueven el almacenamiento proteico y osmoprotector, así como el cierre estomático para que se vuelva a alcanzar el equilibrio osmótico, aunque reduce el crecimiento de la planta, ya que afecta a la ruta de transducción de señales de las auxinas. La relación positiva entre la acumulación de ABA y la tolerancia a la salinidad se ha atribuido, al menos en parte, a la acumulación de K^+ , Ca^{2+} y solutos compatibles, como prolina y azúcares, en las vacuolas de las raíces, que contrarrestan la absorción de Na^+ y Cl^- (Gurmani *et al.*, 2011). A nivel experimental, algunos estudios mencionan que han conseguido aumentar los niveles ABA, facilitando la tolerancia de diversas especies vegetales al estrés salino, como por ejemplo Brassica, Phaseolus vulgaris, Oryza sativa y Zea mays (Ryu & Cho, 2015).

Regulación transcripcional. La regulación de la expresión génica en el estrés por salinidad incluye una amplia gama de mecanismos que utilizan las plantas para regular la producción de productos génicos específicos (Ashraf *et al.*, 2010). De esta manera, los factores de transcripción inducen o inhiben la actividad de la ARN polimerasa II, regulando la expresión genética (Shen *et al.*, 2009). Las respuestas al estrés osmótico requieren de la síntesis de proteínas metabólicas importantes, como las que involucran la síntesis de osmoprotectores, y proteínas reguladoras en la ruta de transducción de señales (quinasas o factores de transcripción). Dado que la mayoría de estas respuestas implican el control y la regulación de la expresión de genes, los factores de transcripción juegan un papel importante en la respuesta de las plantas al estrés y en su desarrollo (Agarwal & Jha, 2010).

El análisis transcriptómico proporciona un conocimiento detallado sobre la expresión génica a nivel de ARNm, que se usa ampliamente para seleccionar genes candidatos involucrados en las respuestas al estrés. Los enfoques genómicos juegan un papel importante en la codificación y caracterización de genes importantes. Se ha identificado y

caracterizado un gran número de genes y factores de transcripción sensibles a la sal que están regulados por incremento o por disminución en respuesta al estrés por salinidad utilizando enfoques transcriptómicos y genómicos (Johnson *et al.*, 2002).

Bioestimulantes

La definición de un bioestimulante de plantas se refiere a cualquier sustancia o microorganismo aplicado a las plantas con el objetivo de mejorar la eficiencia nutricional, la tolerancia al estrés y/o los rasgos de calidad de los cultivos, independientemente de su contenido de nutrientes. Los bioestimulantes son utilizados como una alternativa para la producción de cultivos, estos pueden categorizarse en microorganismos benéficos, extractos de plantas o algas, ácidos húmicos o fúlvicos, hidrolizados de proteínas o compuestos nitrogenados, quitosán y otros biopolímeros y compuestos inorgánicos (Al, Co, Se y Si) (du Jardín, 2015).

Los bioestimulantes fomentan el crecimiento y el desarrollo de las plantas a lo largo del ciclo de vida del cultivo, desde la germinación de la semilla hasta la madurez de la planta. Mejorando la eficiencia del metabolismo de la planta para inducir aumentos de rendimiento y una mejor calidad del cultivo; aumentando la tolerancia de las plantas y la recuperación de diversos tipos de estrés; facilitando la asimilación, translocación y el uso de nutrientes y mejorando los atributos de calidad del producto (Quintero *et al.*, 2018).

Los extractos de algas marinas actúan como bioestimulantes, mejorando la germinación y el establecimiento de semillas, mejorando el crecimiento de las plantas, rendimiento, cuajado de flores y producción de frutos, aumentando la resistencia al estrés biótico y abiótico y mejorando la vida útil postcosecha (Khan *et al.*, 2009; Craigie, 2011; Mattner *et al.*, 2013).

Usos y aplicaciones de las macroalgas marinas

Las macroalgas marinas son organismos fotosintéticos, se caracterizan por pertenecer a tres phylum: Chlorophyta, Ochrophyta y Rhodophyta. Las Chlorophyta presentan clorofila a y b, la pared celular está constituida por celulosa y puede presentar carbonato de calcio, actualmente están integradas 6,507 especies. Las Ochrophyta presentan clorofila a y c, junto con xantofila y carotenos que enmascaran la clorofila, se encuentran

principalmente en aguas frías y están conformadas por 4,141 especies. Las Rhodophyta poseen clorofila a y d, ficoeretrina, a veces ficocianina, xantofila y carotenos, este phylum está integrado por 7,088 especies (Montoya *et al.*, 2017).

Las macroalgas marinas son uno de los recursos biológicamente más activos de la naturaleza, ya que poseen una gran cantidad de compuestos bioactivos. Los cuales ha demostrado actividad antibacteriana, potencial antioxidante, propiedades antiinflamatorias, actividad anticoagulante y antiviral (O'Sullivan *et al.*, 2010). Como resultado, los compuestos derivados de algas marinas tienen aplicaciones importantes en una gama amplia de ámbitos, tales como recurso en la producción de agar, carrageninas, forraje, alimento humano, cosmética, medicina, farmacología y uso agrícola (Montoya *et al.*, 2017).

En la agricultura las algas marinas son usadas como bioestimulantes a base de extractos líquidos o de forma granular, el cual se puede aplicar vía foliar o al suelo. Los extractos de algas marinas contienen una amplia gama de sustancias bioactivas tales como vitaminas, minerales, reguladores del crecimiento, compuestos orgánicos, agentes humectantes y coloides mucilaginosos (agar, ácido algínico y manitol) que ayudan en la retención de la humedad y los nutrientes en las capas superiores del suelo (Hernández *et al.*, 2014). Además, ayudan a resistir daños por enfermedades, insectos o condiciones de estrés, así como a incrementar la producción y la germinación de semillas. Dentro de los compuestos ya identificados en las algas se tienen agentes quelatantes como ácidos algínicos, fúlvicos y manitol. Otros estudios han demostrado que el contenido de clorofila y la capacidad fotosintética son elevados en plantas tratadas con estos extractos (Mattner *et al.*, 2013).

Debido a todos los usos y aplicaciones de las macroalgas marinas hoy en día son un recurso muy demandado, es por ello que se ha llevado a cabo una reconversión de una actividad extractiva en la acuicultura para evitar el deterioro de las poblaciones naturales de recursos marinos vivos, lo que constituye una producción sostenible sin sobreexplotar la recolección de estos organismos (Tasende & Peteiro, 2015).

Género *Sargassum*

El género *Sargassum* es uno de los más importantes desde el punto de vista taxonómico, ecológico, económico y cultural de las algas pardas. Contribuye de manera significativa a la biomasa de muchas áreas costeras ofreciendo concentración de alimento, sustrato y refugio a otras algas y animales. También es reconocido por ser fuente de ácido algínico, alimento animal, fertilizante e incluso en medicina y uso humano (Moreira *et al.*, 2011). El género cuenta con más de 550 especies distribuidas en océanos de todo el mundo a excepción del Ártico ya sea en el fondo marino o flotando libremente en la superficie (Suárez *et al.*, 2013).

El sargazo de forma natural se agrupa en formaciones conocidas como balsas o mantos de sargazo. En estos conglomerados, sin importar su tamaño, se pueden encontrar decenas de especies marinas, estos habitantes encuentran en estas balsas una acumulación de alimento, sombra y refugio en el mar (Rooker *et al.*, 2006). Estas balsas arriban de forma natural a todas las playas tropicales y semitempladas del Atlántico, con variaciones estacionales originadas por las condiciones atmosféricas y oceanográficas regionales y locales (Sissini *et al.*, 2017). Sin embargo, desde hace poco menos de 10 años se comenzó a reportar el arribo de sargazo en cantidades cada vez mayores a las observadas históricamente en diferentes costas del Atlántico. Los primeros reportes de arribos extraordinarios de sargazo aparecieron en 2011 en varios puntos del Caribe, Brasil y la costa este de Asia (Schell *et al.*, 2015). Teniendo como base observaciones previas al 2011 y las cantidades observadas posteriormente, se ha llegado a un panorama claro de los crecientes aportes de sargazo que circulan en el Atlántico norte y que se transportan desde la región de recirculación norecuatorial, el mar Caribe, golfo de México y la región de circulación de la corriente del Golfo (Rodríguez *et al.*, 2016). Si bien el crecimiento anormal del sargazo en 2015 fue considerable, los reportes del 2018 en todas las costas del Caribe superaron los registros históricos. En el 2015, en el Simposio de los Grandes Ecosistemas Marinos de Latino América y el Caribe se analizó la presencia masiva de sargazo en las costas de la región del Caribe. Se determinó que el arribo está ligado a procesos oceánicos de gran escala cuya dinámica es regida por el fenómeno del cambio climático (Rivera *et al.*, 2020).

Debido al gran potencial de este organismo se han hecho varios trabajos de investigación derivados al ámbito agrícola, donde se evaluó el efecto de la aplicación de un extracto de

Sargassum spp. (no se especifica el tipo de extracción) en plantas de vid, donde se demostró que la aplicación al suelo y área foliar aumentó el contenido de clorofila en las hojas. La aplicación al suelo aumentó la acidez de frutos, mientras que la aplicación al suelo y vía foliar disminuyó el pH de los mismos (Zermeño *et al.*, 2015). Kumari *et al.*, (2013), utilizaron *Sargassum johnstonii* para mejorar la salud del suelo como acondicionador y fertilizante en plantas de tomate, donde una mayor concentración de la forma granular del alga en el suelo aumenta el contenido de Na, K, Mg, Ca y Zn. El suelo modificado con *S. johnstonii* tuvo una mayor porosidad y capacidad de retención de agua. Las plantas de tomate presentaron un aumento en el crecimiento, con floración y fructificación más tempranas en comparación con las plantas de control, además se incrementaron las proteínas en las hojas, y la vitamina C y licopeno en los frutos (Kumari *et al.*, 2013). Por su parte Vijayanand *et al.*, (2014) observaron la eficiencia bioestimulante de un extracto acuoso de *Sargassum wightii* en *Cyamopsis tetragonoloba*. El extracto líquido a baja concentración (1.5%) mostró un efecto promotor sobre los parámetros de crecimiento y rendimiento. Además, se observan respuestas diferenciales en el contenido de pigmentos fotosintéticos, proteínas, azúcares reductores y ácido ascórbico en comparación con las plántulas no tratadas. También se encontró que concentraciones más altas (arriba de 1.5%) muestran un efecto inhibitorio.

Mahmoud *et al.*, (2019), estudiaron la bioestimulación sobre el crecimiento vegetativo, rendimiento y algunos valores nutricionales de hojas y raíces en plántulas de rábano rojo mediante la aplicación de extracto acuoso de *Sargassum johnstonii*, donde observaron que al dejar las semillas remojadas en el extracto (3 ml L^{-1}), además de su aplicación en el área foliar ($1-3 \text{ mL L}^{-1}$) se incrementan todas las variables medidas en comparación a los tratamientos no tratados. En otro trabajo se estudió el efecto de un extracto acuoso de *Sargassum myriocystum* sobre la germinación, el crecimiento y los componentes bioquímicos de *Vigna mungo*. Los autores observaron que la germinación de las semillas tratadas a una concentración de 10% es de un 98%. Las variables como longitud de la raíz, peso fresco y el peso seco se incrementaron. El extracto mostró una mejor respuesta a concentraciones bajas, mientras que las concentraciones más altas mostraron una tendencia decreciente (Kalaivanan & Venkatesalu, 2012).

METODOLOGÍA

Ubicación geográfica del área de trabajo

El establecimiento del experimento se llevó a cabo en un invernadero tipo túnel de baja tecnología del Departamento de Horticultura, dentro de las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, ubicada en Saltillo, Coahuila, México. En las coordenadas 23°37' latitud norte y 100°38' longitud oeste con una altitud de 1581 msnm.

Material vegetal

Se utilizaron semillas de tomate del híbrido Cid F1 tipo saladette, de la casa comercial Harris Moran, con una capacidad germinativa del 99%. El Cid F1 es un híbrido de crecimiento indeterminado, es una planta muy vigorosa, con buena cobertura de frutos, se destaca por su firmeza y resistencia al rajado.

Producción del extracto y el granulado de *Sargassum* spp.

La macroalga de *Sargassum* spp. fue obtenida del mar Caribe de México por el proveedor Baja Kelp. La biomasa de *Sargassum* spp. fue lavada con abundante agua potable y se dejó secar al sol por 24 h, posteriormente se secó en horno por 48 h a 60°C. Una vez obtenida la biomasa, esta fue utilizada directamente para la producción del granulado y el extracto acuoso sin ningún otro tratamiento previo.

La biomasa seca fue triturada en un mortero con pistilo, utilizando un tamaño de partícula de 800 µm para producir el granulado que se incorporó en el suelo.

La producción del extracto acuoso se realizó en el Laboratorio y Planta piloto de Biorrefinería (Universidad Autónoma de Coahuila, Facultad de Ciencias Químicas). Se utilizó un reactor tipo batch de 500 mL de conducción-convección bajo condiciones no isotérmicas a 160°C. Para la extracción se colocaron en el reactor 16 g del granulado de *Sargassum* spp. y 400 mL de agua destilada. Se encendió el reactor y al alcanzar la temperatura de 160°C se detuvo el proceso, apagando el reactor y recirculando agua fría a través de la chaqueta de enfriamiento del reactor. Una vez enfriado el reactor, el extracto se almacenó protegido de la luz a 4°C y se utilizó inmediatamente para su caracterización o aplicación en las plantas.

Caracterización de *Sargassum* spp. (extracto y granulado)

Para la producción del extracto acuoso se usó un lote de sargazo diferente al utilizado en el granulado, por lo que se caracterizó tanto el granulado como el extracto acuoso, así como el granulado de sargazo utilizado para producir el extracto.

Para la caracterización de los granulados se realizó una hidrólisis con ácido trifluoroacético (TFA), para lo cual se pesaron 10 mg de cada una de las macroalgas (partícula de 0.5 a 2 mm) y se colocaron en tubos de ensayo con rosca, posteriormente se le agregaron 2 mL del TFA (2 M). La mezcla se colocó en baño maría durante 30 minutos, una vez terminado el tiempo se colocaron en una estufa a 100°C durante 4 horas, durante ese tiempo se agito cada tubo, una vez terminado el tiempo se sacaron de la estufa y se centrifugaron a 12,000 rpm durante 10 minutos, para obtener solo el sobrenadante y proceder a su caracterización.

Proteínas totales

Para la cuantificación de proteínas del extracto se utilizó el método de Bradford (Bradford, 1976). Se tomaron 100 µL del extracto o estándar (albúmina) y se le agregó 1 mL de reactivo Bradford. Después de 10 minutos, se tomó lectura a una longitud de onda de 595 nm en un espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific G10S UV-Vis). Los resultados se expresaron en mg g⁻¹ de peso seco (PS).

La cuantificación de proteínas de los granulados se realizó de manera indirecta midiendo el nitrógeno total, sometiendo 0.5 g a una digestión con mezcla digestora (sulfato de potasio, óxido de mercurio rojo, ácido sulfúrico y sulfato de cobre) en matraz bola. Se dejó digerir hasta que la muestra tomara un color verde transparente o verde limón (30 min). Se esperó a que se enfriara el matraz que contenía la muestra digerida y se destilo con el equipo Microkjendal, en el cual se adicionó hidróxido de sodio al 50%, posteriormente en un vaso de precipitado de 100 mL se colocaron 30 mL de ácido bórico y 4 gotas de indicador mixto (rojo de metileno y verde bromocresol disueltos en alcohol al 95%), se colocó el vaso en el tubo de destilación para recibir la muestra hasta llegar a un volumen de 60 mL. Después de llevar a cabo el destilado se procedió a realizar la titulación de la muestra con ácido sulfúrico al 0.025 N.

Fenoles totales

La cuantificación de fenoles totales se realizó en base a la metodología de Yu & Dahlgren, (2000). Los hidrolizados y el extracto se filtraron con membranas de PVDF de 0.45 μm de tamaño de poro. Se colocaron 20 μL de muestra (el extracto fue diluido en una relación 1:10), se adicionaron 120 μL de carbonato de sodio (Na_2CO_3) al 15%, 30 μL del reactivo Folin-Ciocalteu y 400 μL de agua destilada, se sometió a vórtex por 30 segundos, se colocaron las muestras en baño maría a 50°C por 5 minutos. Se tomaron 280 μL de muestra de cada uno de los tubos y se colocaron en una placa, la absorbancia se leyó a una longitud de onda de 700 nm en lector de placas (TECAN SunriseTM RC Básico). Se preparó una curva de calibración con ácido gálico. Los resultados se expresaron en mg g^{-1} de PS.

Carbohidratos totales

La cuantificación de carbohidratos totales se realizó en base a la metodología de Ludwig & Goldberg, (1956). Se utilizó el reactivo de antrona (9,10-dihidro-9-oxoantraceno: 1 g del reactivo con 500 mL de H_2SO_4 en un frasco ámbar). Se colocaron 250 μL de la muestra (hidrolizados, extracto) en tubos de ensayo (por triplicado), posteriormente se colocaron en un baño de hielo por 5 minutos, se agregaron 500 μL de la solución de antrona y se agitó la mezcla con vórtex.

Después de esto se colocaron los tubos en baño maría a 80°C por 15 minutos, se enfriaron en baño de hielo por 5 minutos, se agitó nuevamente la mezcla en vórtex y se colocó en la placa 280 μL de cada tubo. La lectura de las muestras se llevó a cabo en un lector de placas (TECAN SunriseTM RC Básico). La curva de calibración fue realizada usando dextrosa. Los resultados se expresaron en mg g^{-1} de PS.

Sulfatos

La cuantificación de sulfatos tanto de los hidrolizados como del extracto se realizó en base a la metodología de Dodgson (1961). Se realizó una mezcla de gelatina marca Oxoid, 20 mL de agua destilada y 100 mg de cloruro de bario semigelatinoso. Para la lectura de las muestras se agregaron 50 μL de la muestra, 950 μL de ácido tricloroacético al 3% y 250 μL del reactivo gelatina-bario en tubos de 2 mL. La mezcla se agitó en vórtex durante 30

segundos y se dejó reposar de 15-20 minutos. La lectura de absorbancia se realizó a una longitud de onda de 360 nm en un espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific G10S UV-Vis). Se preparó una curva de calibración con sulfato de sodio. Los resultados se expresaron en mg g^{-1} de PS.

Perfil de monosacáridos

Para el análisis del perfil de monosacáridos se cuantificó glucosa, galactosa y fucosa mediante la metodología de Juárez *et al.*, (2016). Las muestras se filtraron a través de una membrana de nylon de 0.45 μm de diámetro de poro. La lectura se realizó mediante un Cromatógrafo de líquidos (HPLC) marca Agilent 1260 Infinity II, utilizando curvas de calibración de estos compuestos puros para determinar sus concentraciones. Se usó una columna Metacarb 87 H (300 \times 7,8 mm, Agilent) una temperatura de columna de 60°C y ácido sulfúrico 5.0 mM como fase móvil, utilizando un caudal de 0.7 mL min^{-1} . Los resultados se expresaron en mg g^{-1} de PS.

Metales pesados

Las muestras del granulado y del extracto fueron enviadas para su análisis al Laboratorio de Análisis Químicos Alimentos y Agua Bio-Indu, S.C. Donde el método de la cuantificación se describe en la NOM-117-SSA1-1994 (Método de prueba para la determinación de cadmio, arsénico, plomo, estaño, cobre, fierro, zinc y mercurio en alimentos, agua potable y agua purificada por espectrometría de absorción atómica) y en la NMX-AA-051-SCFI-2016 (método de prueba para la determinación de metales por absorción atómica en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas). Los análisis fueron realizados por el Laboratorio de Análisis Químicos Alimentos y Aguas Bio-Indu, S.C.

Prueba de efectividad biológica en plantas de tomate

La prueba se estableció en un invernadero tipo capilla del Departamento de Horticultura. Se utilizaron semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) híbrido indeterminado El Cid de la casa comercial Harris Moran. Las semillas fueron germinadas en charolas con una mezcla de peat moss y perlita (1:1). Posteriormente se realizó el trasplante en macetas de

15 L con una mezcla de peat moss y perlita (1:1). Se utilizó la solución nutritiva Steiner (Steiner, 1961) con un riego dirigido por goteo. A continuación, se describen los 8 tratamientos establecidos en la prueba:

1. Testigo absoluto (TA) (plantas sin ninguna aplicación).
2. Extracto de *Sargassum* spp. (E) (plantas con la aplicación foliar del extracto acuoso de *Sargassum* spp., el cual se aplicó cada 10 días a partir del trasplante a una dosis de 3 L ha⁻¹).
3. Granulado de *Sargassum* spp. (G) (plantas con la incorporación de un 37.5% [peso/peso] de granulado de *Sargassum* spp. en el sustrato de la maceta) (Kumari *et al.*, 2013).
4. Extracto y granulado (E+G) (plantas con la aplicación foliar del extracto acuoso de *Sargassum* spp. además de la incorporación del 37.5% de granulado de *Sargassum* spp. en el suelo de la maceta).
5. Testigo con salinidad (SAL) (plantas con la aplicación de 75 mM de NaCl de grado alimenticio en la solución nutritiva de riego), dicha aplicación se inició a los 20 días después del trasplante (DDT) y se continuó durante todo el ciclo.
6. Extracto *Sargassum* spp. + salinidad (E+SAL) (combinación del tratamiento 2 y 5).
7. Granulado *Sargassum* spp. + salinidad (G+SAL) (combinación del tratamiento 3 y 5).
8. Extracto y granulado de *Sargassum* spp. + salinidad (E+G+SAL) (combinación del tratamiento 4 y 5).

Se llevó a cabo un diseño completamente al azar, cada tratamiento consistió en 20 repeticiones (1 planta como unidad experimental). Para el análisis de datos se realizó un ANOVA y prueba de media (Tukey $p < 0.05$) utilizando el software Infostat 2016 (<http://www.infostat.com.ar>).

Las variables que se analizaron se describen a continuación.

Evaluación de variables agronómicas y de rendimiento

La evaluación de variables agronómicas (altura, número de hojas, longitud de raíz, peso fresco y seco de biomasa aérea y de raíz) se realizó a los 169 DDT (cosecha del décimo racimo).

Para la evaluación de variables de rendimiento (número de frutos por planta y peso de frutos por planta), la colecta de frutos se realizó de acuerdo con la escala visual USDA (rojo claro), registrando dichas variables hasta el décimo racimo (USDA, 1975).

Evaluación de variables bioquímicas

Clorofilas a, b y totales

Se evaluó el contenido de clorofila a, b y total en hojas de tomate las etapas de plántula y floración. Se tomaron hojas jóvenes totalmente extendidas sin daños, las cuales fueron colectadas y procesadas inmediatamente. El contenido de clorofilas se determinó por el método propuesto por Arnen (1949), modificado por Munira *et al.*, (2015). Se pesó 1 g de hoja fresca, se homogenizó en mortero y se agregaron 5 mL de acetona al 90%. Para estabilizar y proteger las clorofilas, se agregó una pizca de carbonato de magnesio, de la mezcla homogenizada se tomaron 2 mL y se puso en un tubo de 2 mL, los tubos se centrifugaron a 10,000 rpm a 4°C durante 5 minutos, se extrajo el sobrenadante y se realizaron lecturas en el espectrofotómetro a 663 nm para clorofila a, y 645 nm para clorofila b, introduciendo primeramente un blanco para calibrar el espectrofotómetro con solamente acetona al 90%. El contenido total de clorofila se expresó en mg g⁻¹ y se determinó usando las siguientes formulas:

$$\text{Clorofila } a = (25.38 * A_{663}) + (3.64 * A_{645})$$

$$\text{Clorofila } b = (30.38 * A_{645}) - (6.58 * A_{663})$$

$$\text{Clorofila total} = (18.8 * A_{663}) + (34.02 * A_{645})$$

Fenoles totales

La cantidad de fenoles totales se determinó de acuerdo con la metodología de Yu & Dahlgren, (2000), con algunas modificaciones. Se pesaron 200 mg de tejido liofilizado y se agregó 1 mL de agua:acetona (1:1), se mezcló con un pulso de vórtex por 30 segundos, posterior a eso se sónico durante 5 minutos. Se centrifugó a 12,500 rpm por 10 min a 4°C. Se extrajo el sobrenadante (en caso de ser necesario se realizó una dilución en una

proporción 1:2 con solución agua: acetona). A continuación, se tomaron 50 μL del extracto y se agregaron 200 μL de reactivo Folin-Ciocalteu, enseguida se añadieron 500 μL de Na_2CO_3 al 20%, se adicionaron 5 mL de agua destilada y se mezcló con un pulso en el vortex. Finalmente se sometió a baño maría durante 30 min a 45°C. Se leyó a una absorbancia de 750 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Scientific Modelo G10S, Waltham, MA, EE. UU.). Se utilizó una curva de calibración con ácido gálico, los resultados se expresaron en mg g^{-1} PS.

Actividad catalasa

Para el extracto enzimático se pesaron 100 mg de muestra liofilizada y se agregaron 10 mg de polivinil pirrolidona y 1.5 mL de buffer de fosfatos pH 7-7.2 (0.1 M), la mezcla se agitó, se sonicó por 5 min y se centrifugó a 12,500 rpm por 10 min a 4°C. El sobrenadante se colectó y se filtró con membrana de nylon de 0.45 μm de diámetro de poro. La actividad catalasa (EC 1.11.1.6) se midió por el método establecido por Cansev *et al.*, (2011). Se agregaron 50 μL del extracto enzimático y 2 mL de peróxido de hidrógeno H_2O_2 (100 mM), se registró la absorbancia a una longitud de onda de 270 nm en un espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, modelo G10S, MA, USA). Se realizó una curva de calibración con H_2O_2 , los resultados se expresaron en unidades por gramos de proteína total (U g^{-1} PT), donde U equivale a los mM de H_2O_2 consumidos por mililitro por minuto.

Evaluación de variables de calidad de fruto

Las variables relacionadas a la calidad de fruto (diámetro polar, diámetro ecuatorial, firmeza, vitamina C, pH, sólidos solubles totales, acidez titulable y licopeno) se llevaron a cabo en frutos del tercer y quinto racimo. Los frutos se colectaron cuando presentaron un color rojo claro (de acuerdo con la escala visual USDA) (USDA, 1975). Se evaluaron un total de 10 frutos por tratamiento, sanos, libres de heridas y defectos visuales.

El potencial de hidrógeno (pH) se determinó utilizando un potenciómetro digital (HANNA®), los sólidos solubles (°Brix) se midieron con un refractómetro digital PR-101ATAGO PALETTE, el diámetro polar y ecuatorial se midieron mediante la ayuda de un vernier, el porcentaje de acidez titulable se determinó de acuerdo a la metodología de (AOAC, 1990), se expresaron los datos como porcentaje de ácido cítrico. El contenido de

vitamina C se determinó por el método de titulación con 2,6 diclorofenolindofenol (Padayatt *et al.*, 2001). Se pesaron 10 g de fruto fresco y se maceraron en un mortero con 10 mL de HCl al 2%, después se filtró a través de una gasa absorbente estéril sobre un matraz de aforación de 100 mL. Se tomó una alícuota de 10 mL y se tituló con 2,6 diclorofenolindofenol hasta obtener una coloración rosácea persistente. Para la firmeza de los frutos se utilizó un penetrómetro manual (Wagner Instruments, modelo FDK 20, Greenwich, CT, EE. USA.), perforando la parte intermedia del fruto, los resultados se expresaron en kg cm^{-1} . La cuantificación de licopeno se realizó de acuerdo a la técnica reportada por Bunghez *et al.*, (2011). Se pesaron 100 mg del tejido seco del fruto de tomate ya triturado de cada tratamiento con su respectiva repetición y se colocó en tubos de 2 mL, se agregaron 1.5 mL de hexano a cada tubo, se agitaron en vórtex (GENIE 1 Tocuh Mixer Modelo SI-0136) por 20 seg, luego se sonicaron mediante el uso del sonicador por 10 min y se centrifugaron a 12,000 rpm. El extracto se filtró mediante membranas de PVDF de 0.45 μm de diámetro de poro. La lectura de absorbancia se realizó a una longitud de onda de 472 nm en un espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific G10S UV-Vis). La concentración fue obtenida mediante la curva de calibración previamente trazada con estándar de licopeno.

RESULTADOS Y DISCUSIONES

Caracterización de *Sargassum* spp.

Los resultados de la caracterización del granulado, la biomasa pulverizada (utilizada para producir el extracto) y el extracto acuoso de la macroalga parda *Sargassum* spp. se muestran en el Cuadro 1 y 2.

Se encontraron diferencias significativas en todas las determinaciones realizadas para la caracterización de las tres muestras medidas. En el caso de *Sargassum* spp. pulverizado utilizado para el tratamiento del granulado presentó los valores más altos en fenoles totales (265.9 mg g⁻¹), carbohidratos totales (291.3 mg g⁻¹), sulfatos (137.5 mg g⁻¹) y glucosa (209.1 mg g⁻¹). Sin embargo, *Sargassum* spp. pulverizado utilizado para producir el extracto presentó los más altos en proteínas totales (83.4 mg g⁻¹), galactosa (43.4 mg g⁻¹) y fucosa (44 mg g⁻¹). Mientras que el extracto acuoso de *Sargassum* spp. presentó valores más bajos en la mayoría de las determinaciones. Cabe mencionar que el *Sargassum* spp. pulverizado utilizado para el tratamiento del granulado y el *Sargassum* spp. pulverizado utilizado para producir el extracto pertenecían a lotes diferentes proporcionados por el proveedor. Cruz *et al.*, (2000) mencionan que la composición química de cada alga varía considerablemente en función de su localización geográfica, estaciones del año, nivel del mar y depredadores. Es por ello que antes de su uso sea caracterizado para su utilización. El contenido de proteínas fue similar a lo reportado por Matanjun *et al.*, (2009), donde en *Sargassum polycystum* obtuvieron un valor de 5.40% de proteína. El contenido de proteínas en el alga pulverizada utilizada para el extracto fue de 83.4 mg g⁻¹ y el contenido en el extracto fue de 51.1 mg g⁻¹. Esta diferencia pudiera sugerir que por el tratamiento hidrotérmico hubo desnaturalización de algunas proteínas produciendo péptidos y aminoácidos libres. Éstos últimos pueden influir directa o indirectamente en las actividades fisiológicas del crecimiento y desarrollo de las plantas, ya que la aplicación exógena de aminoácidos modula el crecimiento y rendimiento en plantas y la calidad en frutos (Abd El-Aal *et al.*, 2010; Shiraishi *et al.*, 2010).

El contenido de fenoles totales fue mayor que lo reportado por Le *et al.*, (2008), ya que los autores contabilizaron de 5.30% de fenoles totales en el alga *S. muticum*. Se sabe que el género *Sargassum* produce compuestos fenólicos de alto peso molecular, entre 5000 a

14,000 Da, que muestran actividades biológicas como antiincrustantes, antiproliferativo, antiangiogénico y antioxidante (Puspita *et al.*, 2017). Los compuestos fenólicos derivados de macroalgas pueden jugar un papel potencial en el incremento de la productividad agrícola (Rengasamy *et al.*, 2014).

El contenido de carbohidratos totales fue menor que lo reportado por Matanjun *et al.*, (2009), donde obtuvieron 33.49% de carbohidratos totales en *S. polycystum*. Por otra parte, Di Filippo *et al.*, (2018) caracterizó a *S. horridum*, donde reportó 50.64g 100g⁻¹ de peso seco de carbohidratos totales.

Cernadas *et al.*, (2019) caracterizaron los sulfatos en el alga parda *Himanthalia elongata* reportando 3.60 g/100g, lo cual es un valore similar a lo encontrado en el pulverizado utilizado para el extracto. Estudios demuestran que la cantidad de sulfatos y polisacáridos encontrados en las algas pardas promueven el crecimiento de los cultivos y mejoran la resistencia de las plantas al estrés abiótico, disminuyendo la peroxidación de lípidos de la membrana, aumentando el contenido de clorofila, mejorando la actividad antioxidante y coordinando la salida y la compartimentación de iones intracelulares (Zou *et al.*, 2019).

del Río *et al.*, (2019) estudiaron el pretratamiento hidrotérmico en biomasa de *Sargassum* spp. bajo diferentes condiciones no isotérmicas obteniendo 0.07, 0.06 y 0.87 g/L de glucosa, galactosa y fucosa respectivamente. Las macroalgas pardas están compuestas principalmente por fucosa, galactosa, manosa, glucosa, xilosa y ácidos urónicos (Ale & Meyer, 2013). Los polisacáridos están compuestos por monosacáridos y estos al ser extraídos de macroalgas son capaces de mejorar la respuesta frente al estrés en plantas (Wang *et al.*, 2012).

Cuadro 1. Caracterización de fisicoquímica de *Sargassum* spp. pulverizado y en el extracto acuoso.

Componentes	Alga pulverizada (granulado)	Alga pulverizada (extracto)	Extracto acuoso
Proteínas totales (mg g ⁻¹)	43.4±0.39 c	83.4±0.39 a	51.1±3.6 b
Fenoles totales (mg g ⁻¹)	265.9±0.09 a	223.1±0.09 b	132.4±5.72 c
Carbohidratos totales (mg g ⁻¹)	291.3±0.12 a	215.1±2.04 b	19.58±4.21 c
Sulfatos (mg g ⁻¹)	137.5 ±1.5 a	49.3±0.39 b	0.04±0.0 c
Glucosa (mg g ⁻¹)	209.1±0.021 a	104±0.96 b	7.34±4.0 c
Galactosa (mg g ⁻¹)	38.2 ± 0.26 b	43.4±0.39 a	4.76±0.00 c
Fucosa (mg g ⁻¹)	44 ± 0.16 b	67.7±0.69 a	7.48±0.21 c

‡ = Medias con la misma letra por columna son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$).

En el Cuadro 2 se presentan los resultados del análisis de metales pesados en el alga pulverizada para el granulado y el extracto acuoso de *Sargassum* spp.

En los valores reportados en el granulado y el extracto, el Cu, Ni, Zn, Cd, Cr, Pb y Hg se encuentran dentro del rango permisible (Olivares *et al.*, 2013; Kabata & Pendias, 1992). Sin embargo, el contenido de As en el granulado sobrepasa el valor para uso agrícola (22 mg kg⁻¹) en cuanto al extracto líquido, está dentro de las concentraciones de referencia para contaminantes solubles (0.5 mg kg⁻¹) según la NOM-147-SEMARNAT/SSA1-2004. Las algas marinas son una fuente importante de nutrientes para humanos y plantas, sin embargo, también representan un riesgo ya que pueden acumular altos niveles de elementos no esenciales del medio marino reconocidos por su alta toxicidad como el arsénico entre otros (García *et al.*, 2014). Las especies de *Phaeophyta* (algas pardas) presentan concentraciones más altas de As y las de *Chlorophyta* las más bajas. El contenido total de arsénico en las 10 principales especies de *Phaeophyta* supera los 100 mg kg⁻¹ PS.

El término biosorción se utiliza en relación a la captación de metales que lleva a cabo una biomasa viva o muerta, a través de mecanismos fisicoquímicos como la adsorción o el intercambio iónico. La efectividad de las algas para adsorber cationes metálicos pesados se debe a la presencia de grupos funcionales con elevada densidad electrónica como los

alginatos y fucooidanos. Siendo los alginatos los mayoritariamente responsables de la biosorción (Cuizano & Navarro, 2008).

Los factores por los cuales las algas estén captando estos componentes pueden ser variados, una posible respuesta es el deterioro en los ecosistemas marinos tanto por factores naturales como antropogénicos, entre los que se encuentran una excesiva sedimentación, las anomalías climáticas, la acumulación de contaminantes y basura, la sobreexplotación de los recursos y el vertimiento continuo de desechos domésticos e industriales (Argumedo & Viloría, 2015).

Cuadro 2. Análisis de metales pesados en la biomasa pulverizada (granulado) y extracto acuoso de *Sargassum* spp.

Análisis	Alga pulverizada (granulado) (mg kg ⁻¹)	Extracto acuoso (mg L ⁻¹)
Cobre (Cu)	<4.47	< 0.231
Níquel (Ni)	<16.77	<0.866
Zinc (Zn)	17.04	<0.208
Cadmio (Cd)	0.50	< 0.014
Cromo (Cr)	<5.42	<0.280
Plomo (Pb)	4.30	<0.170
Mercurio (Hg)	<0.02	0.0061
Arsénico (As)	44.76	0.332

Evaluación de variables agronómicas

En el Cuadro 3 se muestran las variables asociadas al crecimiento y desarrollo de la planta. Todas las variables medidas presentaron diferencias estadísticas, con excepción de longitud de raíz. En la altura de planta, de acuerdo a la prueba de medias Tukey ($\alpha \leq 0.05$) se muestra una tendencia en las plantas donde se aplicó el granulado, específicamente en aquellas que fueron afectadas por la salinidad; teniendo un incremento del 11% en el tratamiento G+SAL respecto al tratamiento de salinidad (SAL). En el número de hojas el tratamiento E presentó un incremento del 11.71% sobre el TA. En la biomasa fresca aérea se muestra una tendencia en los tratamientos donde se utilizó el granulado, tanto en las plantas que fueron afectadas por salinidad como las que no; aumentando un 15.40% en el tratamiento G sobre el TA y un 20% en el tratamiento G+SAL comparado con el

tratamiento SAL. Con respecto a la biomasa fresca de la raíz, en las plantas que fueron afectadas por la salinidad, se presentaron diferencias en los tratamientos donde se aplicó tanto el granulado como el extracto y la combinación de ambos, siendo en el tratamiento G+SAL donde se presentaron resultados superiores del 274.17%, seguido de E+G+SAL con un incremento del 170.24%, y el tratamiento E+SAL con un incremento del 143.10% sobre el tratamiento SAL. En la biomasa seca aérea hubo una marcada diferencia en los tratamientos con salinidad contra lo que no tuvieron el estrés, sin embargo, los diferentes tratamientos donde se aplicó *Sargassum* spp. no presentaron diferencias significativas respecto a los tratamientos TA y SAL. En la biomasa seca radicular, los tratamientos G+SAL y E+G+SAL se incrementaron en comparación al tratamiento SAL en 246.15% y 155.38% respectivamente.

El tomate como fruto de alto consumo, necesita ciertos factores para su desarrollo; en algunas condiciones ambientales, el cultivo sufre un decrecimiento y pierde rendimiento cuando la conductividad eléctrica está por encima de los 2.5 a 4 dS m⁻¹, afectando negativamente toda la planta, ya que las hojas disminuyen su número y el área foliar se reduce registrando así un menor peso fresco (Zhang *et al.*, 2016). Los beneficios de las aplicaciones de algas marinas en el campo agrícola son numerosos y diversos, como la resistencia a condiciones salinas, mejorando la absorción de agua y nutrientes, aumentando la salud y el crecimiento de las plantas. Dando así la oportunidad para sus posibles aplicaciones como acondicionador de suelo, biofertilizante y bioestimulante (Nabti *et al.*, 2017).

Uribe *et al.*, (2018) evaluaron el efecto de la aplicación de harina seca de alga marina (*Sargassum vulgare*) sobre un suelo pobre y el crecimiento de plantas de cilantro. Los resultados de longitud de cilantro indican que desde el punto de vista productivo los mejores efectos en su desarrollo son generados a partir de la aplicación de 6 a 9 g de harina. Lucini *et al.*, (2015) muestran que los hidrolizados de proteínas usados como bioestimulantes, son capaces de aumentar el rendimiento en fresco y la biomasa seca de la raíz en plantas de lechuga en condiciones de salinidad. Esto se asocia con una mejora del metabolismo vegetal, mitigación del estrés oxidativo, aumento de osmolitos y cambios en la composición de esteroides y terpenos.

Las algas contienen componentes como macro y microelementos, aminoácidos, vitaminas, citoquininas, auxinas y sustancias similares al ácido abscísico (ABA), las cuales afectan el metabolismo celular de las plantas, incrementando de manera positiva aspectos como su altura y número de hojas (Crouch & Van, 1992). En particular las algas rojas y marrones, contienen polisacáridos complejos que no suelen contener las plantas terrestres; algunos ejemplos de estos polisacáridos son laminaran, fucoïdan y alginato, los cuales podemos encontrar en algas pardas como *Ascophillum nodosum*, *Fucus vesiculosus* y *Saccharina longicuris* (Painter, 1983) Lane *et al.*, 2006). Estudios realizados por Lapshina *et al.*, (2006) Muestra el efecto del fucoïdan del alga marrón *Fucus evanescens* sobre la propagación de la infección inducida por el virus del mosaico del tabaco; se indica que la actividad antiviral del fucoïdan (1 mg/ml) fue más pronunciada al ser inoculada en las hojas al mismo tiempo que el virus del mosaico del tabaco (2 µg/ml), disminuyendo el número de lesiones en más de un 90% en comparación con las hojas inoculadas solo con el virus. De igual forma se ha demostrado que la laminarina, estimula las respuestas de defensa natural en las plantas y es implicado en la inducción de genes que codifican diversas proteínas relacionadas con la patogenia con propiedades antimicrobianas (Fritig *et al.*, 1998). En cuanto a los alginatos, estos se han utilizado como sustancias promotoras del crecimiento en su forma despolimerizada para varias plantas, logrando aumentar significativamente el crecimiento, la fotosíntesis, las actividades fisiológicas y la producción de alcaloides (Idrees *et al.*, 2011).

Algunos estudios indican que los concentrados de algas marinas contienen sustancias a base de reguladores de crecimiento. Llegando a detectar citoquininas tanto en alga marina fresca como procesada, en algunas formulaciones de algas marinas las citoquininas llegan a presentarse como trans-zeatina, trans-zeatina ribósido y dihidro derivado de estas dos formas; además son ricas en auxinas y en algunos componentes similares (Khan *et al.*, 2009). Las citoquininas juegan un rol importante en el crecimiento y desarrollo de la planta, resultando su actividad en la morfogénesis y en el metabolismo (Hirose *et al.*, 2008). Algunos estudios derivados a diferentes especies de plantas florales, han demostrado que las citoquininas favorecen todos los procesos asociados al crecimiento y al desarrollo, disminuyendo la pérdida de pigmentos fotosintéticos y de proteínas al modificar positivamente las actividades de las enzimas relacionadas con el estrés

oxidativo, además se ha demostrado que genera un aumento en el tamaño de las hojas debido a la elongación celular (Tsui *et al.*, 1980).

Cuadro 3. Variables agronómicas en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.

Tratamiento	AP (m planta ⁻¹)	LR (cm planta ⁻¹)	NH	BFA (g planta ⁻¹)	BFR (g planta ⁻¹)	BSA (g planta ⁻¹)	BSR (g planta ⁻¹)
TA	2.98 a	31.40 a	35.00 bcd	1042.60 bc	229.80 ab	235.60 ab	36.60 a
E	3.11 a	31.00 a	39.10 a	1061.40 ab	200.20 bc	230.40 ab	33.60 a
G	3.05 a	22.00 a	36.70 abc	1203.20 a	217.80 abc	261.50 a	30.60 ab
E+G	2.93 ab	22.80 a	37.00 ab	1183.30 ab	179.80 bc	248.20 a	28.20 ab
SAL	2.45 d	23.00 a	33.00 d	750.40 e	91.40 c	261.50 c	13.00 b
E+SAL	2.56 cd	24.20 a	33.80 d	803.00 de	222.20 ab	180.40 c	30.00 ab
G+SAL	2.74 bc	25.00 a	34.30 cd	900.50 cd	342.00 a	181.80 c	45.00 a
E+G+SAL	2.56 cd	29.00 a	35.40	841.80 de	247.00 ab	195.00 bc	33.20

‡ = Medias con la misma letra por columna son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$). Altura de la planta (AP), longitud de raíz (LR), número de hojas (NH), biomasa fresca aérea (BFA), biomasa fresca raíz, (BFR), biomasa seca aérea (BSA), biomasa seca de raíz (BSR). TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad.

Evaluación de variables relacionadas con el rendimiento

En las Figuras 3 y 4 se reportan los resultados relacionados con el rendimiento. De acuerdo con la prueba de medias de Tukey ($\alpha \leq 0.05$), se observa un aumento en el número de frutos en las plantas donde se aplicaron los diferentes tratamientos con *Sargassum* spp. con o sin salinidad. En el caso de los tratamientos E, G y E+G presentaron un aumento respecto a las plantas del tratamiento TA, con incrementos del 29.23%, 14.35% y 12.97% respectivamente. Mientras que los tratamientos E+SAL, G+SAL y E+G+SAL presentaron valores superiores con respecto al tratamiento SAL, con incrementos del 22.67%, 13.38% y 16.19% respectivamente. Cabe mencionar que las plantas con salinidad y que recibieron la aplicación de *Sargassum* spp. tuvieron valores similares a las plantas del testigo absoluto (TA).

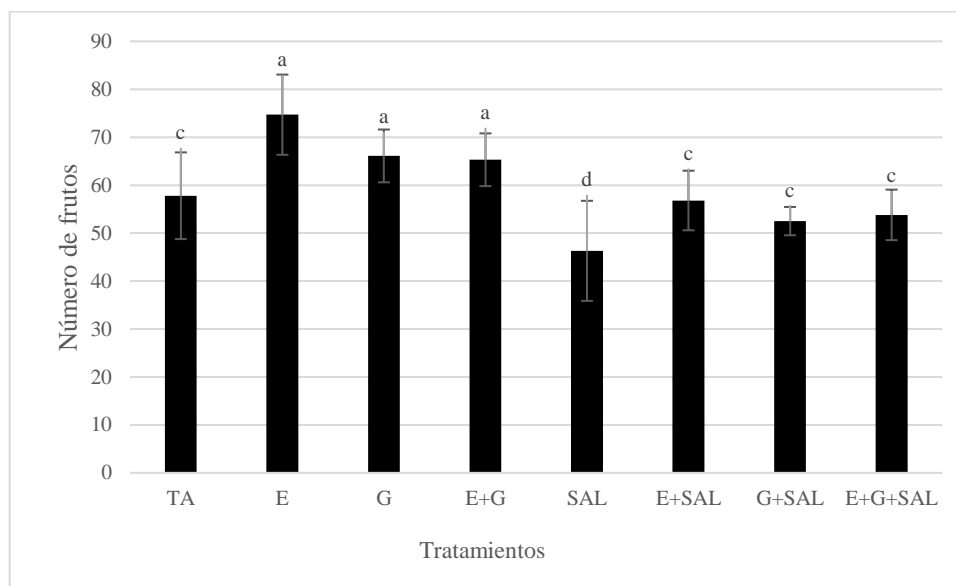
La salinidad de los suelos constituye una limitante para la agricultura, debido a que el tomate es una especie glicófita, medianamente sensible al exceso de sal en el suelo, genera una disminución en el rendimiento; ya que el aumento de Na^+ en el suelo en el cual se desarrollan las plantas da lugar a una reducción K^+ y Ca^{2+} en el tejido vegetal (Saldaña *et al.*, 2017).

Un estudio sobre el efecto de *Kappaphycus alvarezii* aplicado de manera foliar en el crecimiento y el rendimiento del tomate a campo abierto, aumentó el rendimiento en un 60.89% en comparación con las plantas control, lo cual se atribuye a un aumento en el tamaño y número de frutos por planta (Zodape *et al.*, 2011).

Estudios realizados por Chouliaras *et al.*, (2009) Se investigó el efecto de un extracto de algas aplicado vía foliar (0.5% v/v), además de la aplicación de N al suelo (500 g $\text{N}^{\text{H}}_4\text{NO}_3$) y B (150 g de bórax), sobre parámetros de productividad y calidad del aceite de oliva en un cultivo de aceitunas griego. Se observa que la aplicación adicional de el extracto de algas en comparación a tratamiento que solo incluyeron el N y B, existe un aumento en la productividad tanto en número de frutos de aceitunas como el contenido de aceite. Finalmente, la aplicación adicional del extracto incrementó el contenido de K, Fe y Cu en las hojas del olivo, elementos importantes en el crecimiento y desarrollo de las plantas ya que participan en diferentes procesos bioquímicos y fisiológicos.

Un estudio para mejorar el rendimiento de dos cultivares de frijol mediante la aplicación de extracto de algas (*Ecklonia máxima*), observa un aumento en el rendimiento en aquellos tratamientos donde fue utilizado el extracto en comparación con el control. El estudio indica que el extracto acuoso elaborado a partir de *E. máxima* contenía citoquininas, auxinas, poliaminas, giberelinas, brasinoesteroides, florotánicos y bajas concentraciones de ácido abscísico, lo cual contribuye a mejorar el crecimiento, producción y la resistencia a patógenos de plantas agrícolas y hortícolas (Kocira *et al.*, 2018).

Figura 3. Número de frutos en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.



‡ = Medias con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$). TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad.

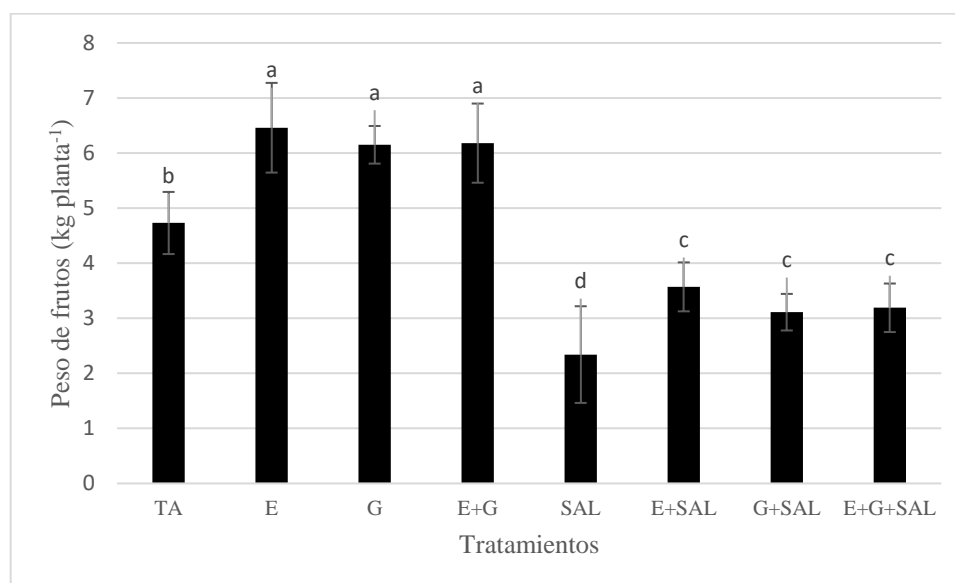
En la Figura 4 se presenta el peso total de frutos por planta. Los resultados muestran una tendencia a favor de aquellos tratamientos donde se les aplicó *Sargassum* spp. en comparación a los que no. En el caso de los tratamientos E, G y E+G presentaron un aumento respecto a las plantas del tratamiento TA, con incrementos del 36.57%, 30.02% y 30.65% respectivamente. Mientras que los tratamientos E+SAL, G+SAL y E+G+SAL presentaron valores superiores con respecto al tratamiento SAL, con incrementos del 52.56%, 32.90% y 36.32% respectivamente.

Productos derivados de *Ascophillum nodosum* aplicados a cultivos de tomate muestran un aumento en el rendimiento de un 8 a un 26% en comparación a cultivos tratados de forma tradicional (Norrie, 2016). Un estudio realizado por Kumari *et al.*, (2013) con *Sargassum johnstonii* aplicado al suelo obtuvo mejores resultados en comparación a una fertilización orgánica al mejorar la productividad del cultivo. Díaz & Rodríguez, (2016) evaluaron la aplicación de bioestimulantes sobre el desarrollo y productividad en plantas de guayaba.

La aplicación de bioestimulantes ejerció un efecto positivo en el rendimiento, con incrementos de 19 a 38% comparado con el testigo.

El crecimiento y la maduración de frutos están controlados por múltiples fitohormonas, no está claro como interactúan entre sí para control estos procesos a nivel molecular. Algunos estudios indican que en las primeras etapas del desarrollo del fruto *Fragaria vesca*, fitohormonas como las auxinas logran aumentar tanto el diámetro polar como ecuatorial de los frutos, mientras que las giberelinas (ácido giberélico) promueven su alargamiento longitudinal. En este caso las auxinas promueven la biosíntesis de ácido giberélico y la señalización mediante la activación de genes biosintéticos (Liao *et al.*, 2018).

Figura 4. Peso total de frutos en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.



‡ = Medias con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$). TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad.

Evaluación de variables bioquímicas de la planta

En la Tabla 4 se muestran los resultados de la cuantificación de clorofila a, b, total y la relación a/b en hojas de tomate, en las etapas de plántula y floración. Se observa una tendencia clara en el tratamiento con la aplicación del extracto, ya que la clorofila a en la etapa de plántula se incrementó un 89.44% respecto al tratamiento TA, además la clorofila total en el mismo tratamiento se incrementó un 87.15% respecto a TA. En la relación clorofila a/b no se presentaron diferencias entre tratamientos en la etapa de plántula, sin embargo, en la etapa de floración se presentó un decremento del 26.35% en el tratamiento E+SAL respecto al tratamiento SAL. El aumento en la relación de clorofila a / b está asociado con un cambio en la composición de los pigmentos del aparato fotosintético hacia un cloroplasto de tipo solar, que tiene menos proteínas captadoras de luz de clorofila (Camejo *et al.*, 2005).

Estudios realizados con un bioestimulante derivado de *Ascophyllum nodosum* a una concentración del 2% se incrementó en un 11% y 27% la tasa fotosintética en plantas de fresa cultivadas en sustratos inducidos a clorosis férrica (Spinelli *et al.*, 2010).

Shehata *et al.*, (2011) mencionan que al aplicar de forma foliar un extracto de alga en plantas de apio, se incrementó la altura de planta, la biomasa seca y fresca, clorofila total y contenido de P y K de las hojas.

En plantas de tomate asperjadas con bioestimulantes a base de extractos de algas marinas (Acadian 0.5%, Bio algeen S-90 0.5% y Lambiar 10S 0.3%) se incrementó el contenido de clorofila a, b, total y carotenoides (Mikiciuk *et al.*, 2014).

Cuadro 4. Clorofila en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.

Clorofila (mg g ⁻¹ PF)									
Plántula					Floración				
Tratamiento	a	B	Total	a/b	A	b	Total	a/b	
TA	5.97 cde	1.23 ab	7.16 cde	9.28 a	17.95 bc	4.77 b	26.46 ab	4.78 a-c	
E	11.31 a	2.17 a	13.40 a	6.16 a	22.53 a	7.26 a	29.61 a	3.82 c	
G	8.11 bc	2.11 a	10.16 abc	3.92 a	19.23 abc	3.30 b	21.14 c	5.43 a	
E+G	5.15 de	1.22 ab	5.77 de	4.19 a	17.54 bc	3.09 b	19.37 c	5.27 ab	
SAL	7.53 bcd	1.85 ab	9.33 bcd	4.21 a	18.85 abc	3.41 b	22.15 bc	5.54 a	
E+SAL	9.64 ab	1.77 ab	11.20 ab	9.19 a	21.84 ab	4.60 b	22.01 bc	4.08 bc	
G+SAL	6.03 cde	1.57 ab	7.56 cde	3.87 a	18.77 abc	3.39 b	22.05 bc	5.52 a	
E+G+SAL	3.73 e	0.85 b	4.55 e	4.47 a	16.38 c	3.54 b	22.65 bc	5.43 a	

‡ = Medias con la misma letra por columna son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$). Clorofila a (a), clorofila b (b), clorofila Total (Total), relación clorofila a/b (a/b). TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad.

La cuantificación de fenoles totales en hojas en etapa de plántula y floración puede observarse en la Figura 5. En la etapa de plántula no se observaron diferencias significativas entre tratamientos, sin embargo, en la etapa de floración se observa una disminución de estos compuestos en el tratamiento G+SAL del 22.51% con respecto al tratamiento SAL.

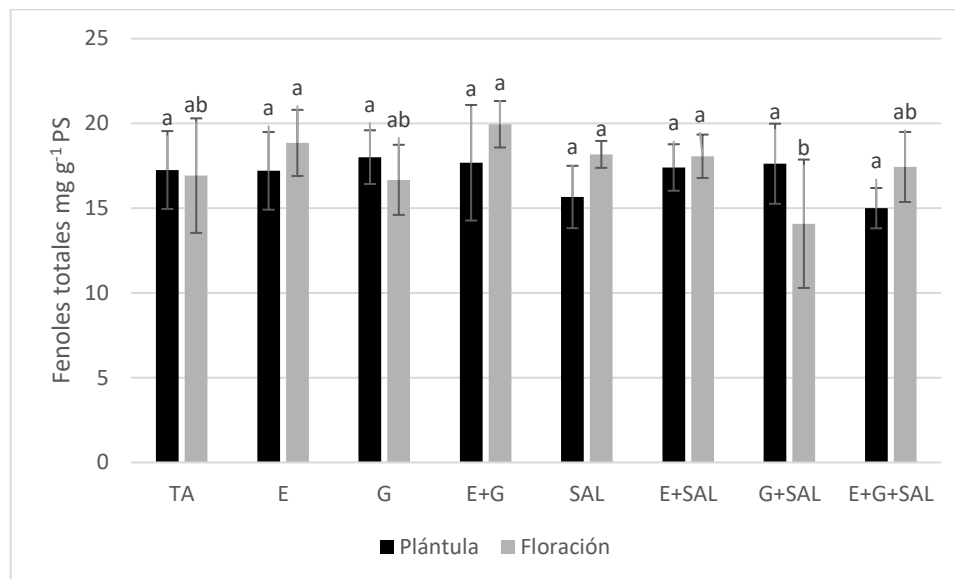
Un estudio realizado por Caruso *et al.*, (2019) sobre *Diplotaxis tenuifolia* donde evaluaron los efectos de dos bioestimulantes vegetales se incrementó el contenido de fenoles y ácido ascórbico en comparación al control.

Rouphael *et al.*, (2018) evaluaron la productividad de los cultivos y los compuestos bioactivos del cultivo espinaca en respuesta a la aplicación foliar de tres bioestimulantes (hidrolizado de proteínas derivadas de leguminosas, extracto de algas *Ecklonia máxima* y una mezcla de aceites vegetales, hierbas y extracto de alga *Ascophyllum nodosum*). Los tres tratamientos provocaron un aumento de compuestos bioactivos (fenoles totales y ácido ascórbico).

EL Arroussi *et al.*, (2018) indican que el potencial de exopolisacáridos de *Dunaliella salin* logra atenuar el efecto del estrés salino en el crecimiento de *Solanum lycopersicum*, donde se aumentó el contenido de prolina y compuestos fenólicos provocados por el estrés salino, y se disminuyeron con el tratamiento con exopolisacáridos, destacando la posibilidad de su uso como bioestimulantes del crecimiento vegetal en condiciones ambientales adversas.

Los compuestos fenólicos forman parte de los metabolitos secundarios, con al menos un anillo aromático que contiene uno o más grupos hidroxilos. Estos suelen aparecer como compuestos derivados de reacciones de condensación y adición, dando lugar a una gran variedad de compuestos químicos en las plantas (Harborne, 1989). Su importancia radica en que producen soporte mecánico a la planta, contribuyen en la coloración de las flores y frutos, protegen contra patógenos y tienen gran efectividad protegiendo los tejidos frente al estrés biótico (Strack, 1997). Sustancias como la fitoalexinas producto del metabolismo secundario y la mayoría derivado de los compuestos fenólicos, son compuestos tóxicos de bajo peso molecular, que no se encuentran en los tejidos sanos, sino que se forman cuando el tejido sufre algún tipo de daño, y que se acumulan a los lugares próximos a la infección, contribuyendo a la limitación del desarrollo del patógeno (Maestro *et al.*, 1993). Los compuestos fenólicos actúan a nivel fisiológico, ejerciendo una función de señalización celular en condiciones de estrés, estos antioxidantes actúan conjuntamente para detoxificar los niveles de especies reactivas del oxígeno (Apel & Hirt, 2004).

Figura 5. Fenoles totales en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.



‡ = Medias con la misma letra por color son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$). TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad.

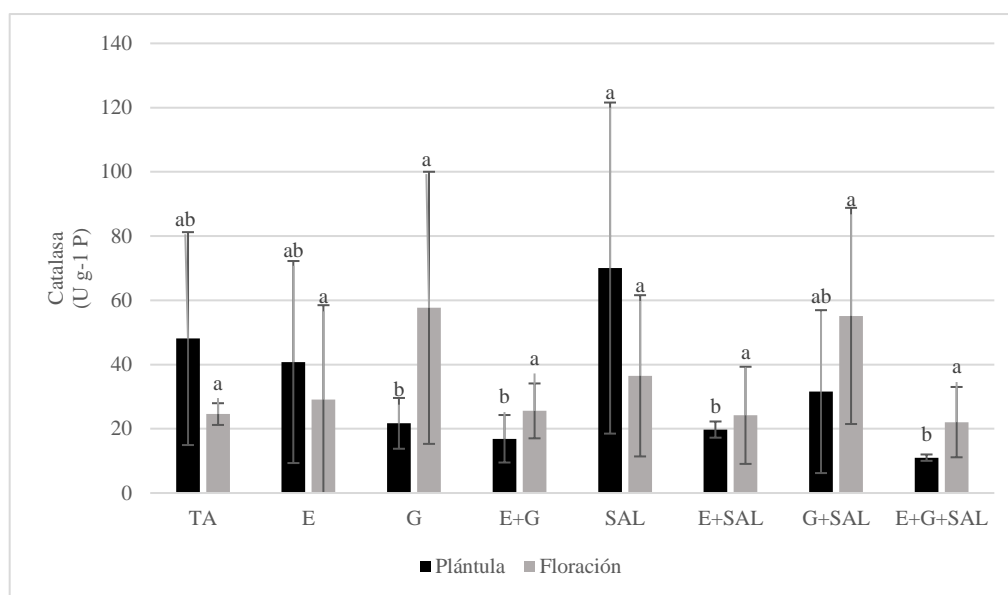
Los resultados de la actividad catalasa se observa en la Figura 6. Esta se analizó en las etapas fenológicas de plántula y floración. En la etapa de plántula se observa una disminución del 84.28% en el tratamiento E+G+SAL en comparación al tratamiento SAL, al igual que en el tratamiento E+SAL, donde se disminuyó 71.80% respecto al tratamiento SAL. Sin embargo, en la etapa de floración no se observan diferencias significativas.

Esta enzima tiene una función doble en las plantas: a bajas concentraciones actúa como molécula señalizadora implicada en procesos de respuesta ante el estrés biótico y abiótico; y en altas concentraciones, activa los procesos de muerte celular programada (G. Singh & Tuteja, 2010).

Un estudio realizado por EL Arroussi *et al.*, (2018) señala que el potencial de exopolisacáridos de *Dunaliella salina* para atenuar el efecto del estrés salino en *Solanum lycopersicum*, dio como resultado una disminución en la actividad de enzimas

antioxidantes (catalasa, peroxidasa, superóxido dismutasa) después de la aplicación de exopolisacáridos en plantas con salinidad.

Figura 6. Actividad catalasa en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.



‡ = Medias con la misma letra por color son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$). TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad.

La determinación de proteínas totales en la etapa de plántula y floración se presenta en la Figura 7. Se observa una tendencia donde el tratamiento E+G+SAL presentó la mayor cantidad de proteínas totales. Sin embargo, solo en la etapa de plántula se presentan diferencias significativas, donde el tratamiento E+G+SAL incrementó en un 129.01% respecto al tratamiento SAL.

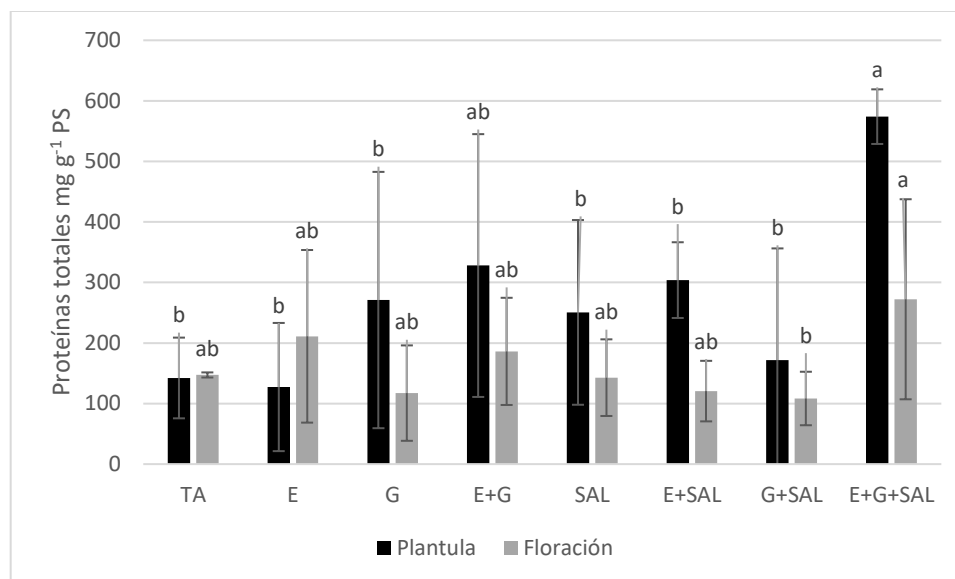
Las proteínas son polímeros de aminoácidos que participan en el desarrollo de tejidos vegetales. En su forma enzimática, participan en procesos de división celular, transporte de membranas, catálisis de reacciones bioquímicas, procesos de fotosíntesis y respiración, síntesis de azúcares, almidones y otros compuestos. En condiciones de estrés, el aporte de

aminoácidos ayudan a mantener el volumen celular, actuando como estabilizadores, reactivando la síntesis de proteínas y ácidos nucleicos, así como facilitan la toma de nutrientes minerales al aumentar la permeabilidad celular, la absorción y traslocación de iones (Manresa, 1983).

Los bioestimulantes vegetales como los hidrolizados de proteínas y los extractos de algas marinas, atraen creciente interés por su potencial para mejorar el rendimiento y la calidad de los cultivos. Trabajos realizados por Roupael *et al.*, (2018) para estudiar la respuesta a la aplicación foliar de tres bioestimulantes: hidrolizado de proteínas derivado de leguminosas, extracto de alga *Ecklonia máxima* y una mezcla de aceites vegetales, hierbas y extracto de alga *Ascophyllum nodosum* sobre el cultivo de espinaca. Entre los resultados se observan diferencias significativas en el contenido de proteínas, el cual estuvo influenciado por los tratamientos que utilizaron los bioestimulantes, teniendo un aumento del 12.4% en comparación a las plantas de espinaca que no fueron tratadas.

Un trabajo realizado por Kocira *et al.*, (2020) llevó a cabo una investigación sobre el uso de bioestimulantes. Realizando un experimento de campo en 2016-2018 con frijol común. En determinadas temporadas de cultivo, las plantas de frijol fueron tratadas con kelpak SL (extractos de algas) y Terra Sorb Complex (aminoácidos libres). Entre los resultados se puede observar que la aplicación de bioestimulantes incrementó el rendimiento de frijol. Se observaron mejores resultados después del uso de Kelpak SL., ya que influyó en la calidad nutricional y nutracéutica de las semillas de frijol. Mientras que Terra Sorb Complex causó el mayor aumento del nivel de proteínas.

Figura 7. Proteínas totales en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.



‡ = Medias con la misma letra por color son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$). TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad.

Evaluación de variables de calidad de fruto

En el Cuadro 5 se observan las variables relacionadas a la calidad de fruto. De acuerdo a la prueba de medias se muestran diferencias significativas entre tratamientos en todas las variables. En el contenido de licopeno se observó un incremento del 31.06% en el tratamiento E en relación con el tratamiento TA. En el contenido de Vitamina C, el tratamiento E+G presentó un decremento del 35.34% respecto al tratamiento TA. En el contenido de sólidos solubles totales, se muestra una tendencia donde todos los tratamientos con salinidad aumentaron con respecto a los que tenían el estrés. En la variable acidez titulable se observa un decremento del 16.66% en el tratamiento E en comparación con TA. En cuanto al diámetro polar y ecuatorial, se observan resultados positivos donde en todos los tratamientos con la aplicación de *Sargassum* spp. se incrementaron dichas variables. En el diámetro polar, los tratamientos E, G y E+G

presentaron un aumento respecto a las plantas del tratamiento TA, con incrementos del 3.61%, 6.40% y 7.88% respectivamente. Mientras que los tratamientos E+SAL, G+SAL y E+G+SAL presentaron valores superiores con respecto al tratamiento SAL, con incrementos del 9.49%, 6.66% y 8.68% respectivamente. En el diámetro ecuatorial, los tratamientos E, G y E+G presentaron un aumento respecto a las plantas del tratamiento TA, con incrementos del 8.10%, 11.80% y 13.65% respectivamente. Mientras que los tratamientos E+SAL, G+SAL y E+G+SAL presentaron valores superiores con respecto al tratamiento SAL, con incrementos del 11.32%, 9.94% y 11.32% respectivamente. En el caso de la firmeza, el tratamiento E+G+SAL incrementó un 29.19% con respecto al tratamiento SAL.

Kumari *et al.*, (2013) estudiaron *Sargassum johnstoni* como acondicionador y bioestimulante en plantas de tomate, donde se incrementó la vitamina C y licopeno en los frutos. Soriano *et al.*, (2020) estudiaron el efecto bioestimulante de la aplicación de *Azotobacter chroococcum* en combinación con diferentes oligosacarinas de origen péctico o derivados de quitosano sobre la calidad poscosecha de frutos de calabacita (*Curcubita pepo* L.); donde el contenido de vitamina C fue mayor en un 162.6% sobre el tratamiento control.

Una conductividad eléctrica de 8 dS m⁻¹ produce un aumento en la glucosa, fructosa y ácido cítrico en frutos de tomate, componentes que tienen un impacto fuerte en el sabor Navarro *et al.*, (2012); de igual forma el aumento de salinidad por NaCl, modifica la calidad de las frutas cultivadas en invernadero, obteniendo como resultado un incremento en la acidez titulable (Casierra & Riaño, 2006).

Estudios realizados por Villegas *et al.*, (2018) sobre la aplicación de sustancias húmicas vía foliar con el objetivo de aumentar el crecimiento, productividad y calidad de frutos de tomate cultivados en suelos ligeramente salinos. Se reportó un rango de acidez titulable de 0.36% a 0.46%, siendo el control el que presentó el rango más alto. Este es un criterio importante para evaluar la calidad del fruto de tomate ya que la aplicación de humus líquido, provocó menor acidez, dando como resultado un mejor sabor y mayor calidad nutritiva.

Estudios realizados sobre la influencia del bioestimulante a base de *Azospirillum lipoferum* y *Brevibacillus parabravis* en el rendimiento y calidad del tomate, observa un

aumento del contenido de licopeno en el fruto de tomate de un 18.7% en la aplicación de *Azospirillum lipoferum* sobre el control (Oancea *et al.*, 2017). El incremento del licopeno mediante la utilización de bioestimulantes es de gran importancia, ya que esta variable forma parte de la calidad nutracéutica, es decir cuando un alimento ayuda a mejorar la calidad de vida, mantenimiento la salud mediante la prevención de enfermedades. Es así que varios estudios epidemiológicos han reportado un efecto benéfico del consumo del tomate, ya que el licopeno que contiene ayuda a prevenir algunas enfermedades crónicas, como lo es el cáncer (Singh & Goyal, 2008).

Cuadro 5. Análisis de calidad de fruto en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.

Tratamiento	Licopeno (mg 100 g ⁻¹ PS)	Vitamina C (mg g ⁻¹ PS)	pH	SST (°Brix)	AT (% ac. cítrico)	DP (cm fruto ⁻¹)	DE (cm fruto ⁻¹)	FIRMEZA (kg cm ⁻¹)
TA	214.55 b	2.32 ab	5.68 ab	4.93 b	0.36 bc	6.09 c	4.32 c	5.99 b
E	281.2 a	2.83 a	5.32 ab	4.69 b	0.30 d	6.31 b	4.67 b	6.12 ab
G	209.37 b	2.05 bc	6.15 ab	4.43 b	0.32 cd	6.48 ab	4.83 a	7.13 ab
E+G	239.34 ab	1.5 c	4.75 b	4.76 b	0.32 cd	6.57 a	4.91 a	7.01 ab
SAL	196.48 b	1.51 c	5.69 ab	6.59 a	0.40 ab	4.95 e	3.62 e	5.96 b
E+SAL	202.11 b	1.85 bc	5.96 ab	6.33 a	0.37 bc	5.42 d	4.03 d	7.4 ab
G+SAL	197.22 b	1.72 bc	6.40 a	6.75 a	0.40 ab	5.28 d	3.98 d	7.51 ab
E+G+SAL	179.55 b	1.49 c	6.26 a	6.70 a	0.42 a	5.38 d	4.03 d	7.70 a

‡ = Medias con la misma letra por columna son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey ($\alpha \leq 0.05$).
 TA: testigo absoluto, E: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp., G: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp., E+G: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp., SAL: plantas con salinidad, E+SAL: plantas con la aplicación del extracto de *Sargassum* spp. y con salinidad, G+SAL: plantas con la incorporación de granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad, E+G+SAL: plantas con la aplicación del extracto y granulado de *Sargassum* spp. y con salinidad. Sólidos solubles totales (SST), Acidez Titulable (AT), Diámetro polar (DP), Diámetro ecuatorial (DE).

En el cuadro 6 se muestra el contenido de metales pesados en frutos de tomate. Los resultados fueron comparados con la norma CODEX STAN 193-1995 y la NOM-130-SSA1-1995 (Metales pesados y metaloides para alimentos con pH > 4.6, vegetales o sus derivados). La norma CODEX contiene los principios recomendados por el Codex Alimentarius en relación con los contaminantes y las toxinas presentes en los alimentos; se indica también los niveles máximos y planes de muestreo relacionados de los

contaminantes y las sustancias tóxicas naturales que se encuentren en los alimentos (Piensos, 2013).

En el caso del Zn, se aprecia un incremento de este metal superior a los límites permisibles del CODEX. El consumo de raciones superiores podría implicar un riesgo a la salud humana, una de las principales consecuencias a destacar por la ingesta voluntaria o accidental de grandes cantidades de Zn son que este oligoelemento es antagonista de varios elementos esenciales, como el hierro, el magnesio, el calcio y el cobre; es así que una persona que presente elevados niveles de Zn estará expuesta a presentar valores muy bajos de estos elementos. Entre los síntomas se incluye dolor abdominal intenso, náuseas y vómitos, además de presentar letargia, anemia y vértigo. Cabe aclarar que el contenido de Zn presente en frutas y verduras presentan menor biodisponibilidad en humanos que el Zn en las proteínas animales (Rico, 2011). En el caso del resto de metales pesados con los límites de cuantificación de los resultados obtenidos no se puede tener certeza del valor exacto de cada medición. Por lo que no se puede determinar si hay toxicidad por Cd, Pb y As.

Cuadro 6. Análisis de metales pesados en fruto de tomate en plantas de tomate bajo estrés por salinidad y tratadas con el extracto acuoso y granulado de *Sargassum* spp.

Metal	Límites permisibles CODEX mg/Kg	Límites permisibles NOM-130-SSA1-1995 mg/Kg	E mg/Kg	G mg/Kg	E+G mg/Kg
Cobre (Cu)	5.0	-	2.86	2.59	2.92
Níquel (Ni)	-	-	<8.66	<8.66	<8.66
Zinc (Zn)	5.0	-	21.86	14.94	16.26
Cadmio (Cd)	0.05	0.2	<0.14	<0.14	<0.14
Cromo (Cr)	-	-	<2.80	<2.80	<2.8
Plomo (Pb)	0.1	1.0	<1.70	<1.70	<1.70
Mercurio (Hg)	0.1	-	<0.045	<0.045	<0.045
Arsénico (As)	0.1	1.0	<0.25	<0.25	0.25

CONCLUSIONES

Los bioestimulantes a base de *Sargassum* spp. estudiados en esta investigación tuvieron efectos positivos en la mitigación del estrés por salinidad.

En las variables asociadas al crecimiento con la aplicación de los bioestimulantes a base de *Sargassum* spp. se incrementaron la altura de planta, número de hojas, biomasa fresca aérea y radicular y biomasa seca radicular.

En las variables asociadas a rendimiento, hubo una tendencia de aumento en las plantas donde se aplicaron los bioestimulantes a base de *Sargassum* spp.

En relación a la acumulación de compuestos bioactivos las plantas donde se aplicaron los bioestimulantes a base de *Sargassum* spp. presentaron mayor contenido de clorofila a, b y total y proteínas totales.

La calidad de fruto de las plantas donde se aplicaron los bioestimulantes a base de *Sargassum* spp. presentaron mayor contenido de licopeno, además de presentar un aumento en el diámetro polar y ecuatorial y en la firmeza.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Abd El-Aal, F., Shaheen, A., Ahmed, A., & Mahmoud, A. (2010). Effect of Foliar Application of Urea and Amino Acids Mixtures as Antioxidants on Growth, Yield and Characteristics of Squash. In *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences* (Vol. 6, Issue 5).
- Agarwal, P., & Jha, B. (2010). Transcription factors in plants and ABA dependent and independent abiotic stress signalling. *Biologia Plantarum*, 54(2), 201–212. <https://doi.org/10.1007/s10535-010-0038-7>
- Aguilar, J. (2015). *Algas marinas para la agricultura de alto rendimiento* . <http://www.interempresas.net/Horticola/Articulos/136576-Algas-marinas-para-la-agricultura-de-alto-rendimiento.html>
- Alcaraz, F. (2012). *Salinidad y vegetación*. Geobotánica Tema 18. <https://www.um.es/docencia/geobotanica/ficheros/tema18.pdf>
- Ale, M., & Meyer, A. (2013). Fucoidans from brown seaweeds: An update on structures, extraction techniques and use of enzymes as tools for structural elucidation. *RSC Advances*, 3(22), 8131–8141. <https://doi.org/10.1039/c3ra23373a>
- Apel, K., & Hirt, H. (2004). REACTIVE OXYGEN SPECIES: Metabolism, Oxidative Stress, and Signal Transduction. *Annual Review of Plant Biology*, 55(1), 373–399. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.55.031903.141701>
- Argumedo, C., & Vilorio, H. (2015). Niveles y distribución de metales pesados en el agua de la zona de playa de Riohacha, La Guajira, Colombia. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 6(1), 131. <https://doi.org/10.22490/21456453.1268>
- Ariza, F. (2012). Salinidad y vegetación. In *Geobotánica Tema* (Vol. 18).
- Ashraf, M., Akram, N., Arteca, R., & Foolad, M. (2010). The physiological, biochemical and molecular roles of brassinosteroids and salicylic acid in plant processes and salt tolerance. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 29(3), 162–190. <https://doi.org/10.1080/07352689.2010.483580>
- Bradford, M. (1976). A Rapid and Sensitive Method for the Quantitation of Microgram Quantities of Protein Utilizing the Principle of Protein-Dye Binding. *Analytical Biochemistry*, 72, 248–254.
- Bunghez, I., Raduly, M., Doncea, S., Aksahin, I., & Ion, R. (2011). LYCOPENE DETERMINATION IN TOMATOES BY DIFFERENT SPECTRAL TECHNIQUES (UV-VIS, FTIR AND HPLC). . *Digest Journal of Nanomaterials & Biostructures (DJNB)*, 6(3), 1349–1356.

- Camejo, D., Rodríguez, P., Morales, M., Dell'Amico, J., Torrecillas, A., & Alarcón, J. (2005). High temperature effects on photosynthetic activity of two tomato cultivars with different heat susceptibility. *Journal of Plant Physiology*, *162*(3), 281–289. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2004.07.014>
- Cansev, A., Gulen, H., & Eris, A. (2011). The activities of catalase and ascorbate peroxidase in olive (*Olea europaea* L. cv. Gemlik) under low temperature stress. *Horticulture Environment and Biotechnology*, *52*(2), 113–120. <https://doi.org/10.1007/s13580-011-0126-4>
- Carillo, P., Grazia, M., Pontecorvo, G., Fuggi, A., & Woodrow, P. (2011). Salinity Stress and Salt Tolerance. In BoD–Books on Demand (Ed.), *Abiotic Stress in Plants: Mechanisms and Adaptations*. InTech. <https://doi.org/10.5772/22331>
- Caruso, G., De Pascale, S., Cozzolino, E., Giordano, M., El-Nakhel, C., Cuciniello, A., Cenvinzo, V., Colla, G., & Roupheal, Y. (2019). Protein Hydrolysate or Plant Extract-based Biostimulants Enhanced Yield and Quality Performances of Greenhouse Perennial Wall Rocket Grown in Different Seasons. *Plants*, *8*(7), 208. <https://doi.org/10.3390/plants8070208>
- Carvajal, J., & Mera, A. (2010). Fertilización biológica: técnicas de vanguardia para el desarrollo agrícola sostenible Fertilización biológica: técnicas de vanguardia para el desarrollo agrícola sostenible Biological fertilization: state of the art techniques for a sustainable agricultural development Fertilização biológica: técnicas de vanguardia para o desenvolvimento agrícola sustentável. *Producción + Limpia*, *5*(2), 77–96.
- Casierra, F., & Riaño, G. (2006). Producción y calidad de fruta en cultivares de fresa (*Fragaria* sp.) afectados por estrés salino. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, *59*(2), 3527–3542.
- Cernadas, H., Flórez, N., González, M., Domínguez, H., & Torres, M. (2019). Retrieving of high-value biomolecules from edible *Himantalia elongata* brown seaweed using hydrothermal processing. *Food and Bioprocess Processing*, *117*, 275–286. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2019.07.015>
- Chouliaras, V., Tasioula, M., Chatzissavvidis, C., Therios, I., & Tsabolatidou, E. (2009). The effects of a seaweed extract in addition to nitrogen and boron fertilization on productivity, fruit maturation, leaf nutritional status and oil quality of the olive (*Olea europaea* L.) cultivar Koroneiki. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *89*(6), 984–988. <https://doi.org/10.1002/jsfa.3543>
- Cortés, V., Alanoca, P., & Llave, M. (2014). Efecto de la salinidad sobre la germinación y crecimiento vegetativo de plantas de tomate silvestres y cultivadas. *Interciencia*, *39*(7), 511–517.
- Craigie, J. (2011). Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. *Journal of Applied Phycology*, *23*(3), 371–393. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9560-4>

- Crouch, I., & Van, J. (1992). Effect of seaweed concentrate on the establishment and yield of greenhouse tomato plants. *Journal of Applied Phycology*, 4(4), 291–296. <https://doi.org/10.1007/BF02185785>
- Cruz, E., Ricque, D., Tapia, M., & Guajardo, C. (2000). *Uso de harina de kelp (Macrocystis pyrifera) en alimentos para camarón.*
- Cuizano, N., & Navarro, A. (2008). Biosorción de metales pesados por algas marinas: Posible solución a la contaminación a bajas concentraciones. *In Anales de La Real Sociedad Española de Química*, 2, 120–125.
- De Azevedo, A., Prisco, J., Enéas, J., De Lacerda, C., Silva, J., Alves, P., & Gomes, E. (2004). Effects of salt stress on plant growth, stomatal response and solute accumulation of different maize genotypes. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 16(1), 31–38. <https://doi.org/10.1590/s1677-04202004000100005>
- De la Torre, A., Navarro, E., Albacete, A., Blasco, B., & Ruiz, J. (2017). Study of phytohormone profile and oxidative metabolism as key process to identification of salinity response in tomato commercial genotypes. *Journal of Plant Physiology*, 216, 164–173. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2017.05.016>
- del Río, P., Domínguez, E., Domínguez, V., Romaní, A., Domingues, L., & Garrote, G. (2019). Third generation bioethanol from invasive macroalgae *Sargassum muticum* using autohydrolysis pretreatment as first step of a biorefinery. *Renewable Energy*, 141, 728–735. <https://doi.org/10.1016/j.renene.2019.03.083>
- Di Filippo, D., Hernández, G., Muñoz, M., Arvizu, D., & Rodríguez, Y. (2018). Monthly variation in the chemical composition and biological activity of *Sargassum horridum*. *Botanica Marina*, 61(1), 91–102. <https://doi.org/10.1515/bot-2017-0031>
- Díaz, G., & Rodríguez, G. (2016). Efecto de la aplicación de tres bioestimulantes sobre el desarrollo y productividad en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L.) ‘Cubana Roja.’ *Rev. Fac. Agron*, 42(1), 1–13.
- du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 196, 3–14. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>
- EL Arroussi, H., Benhima, R., Elbaouchi, A., Sijilmassi, B., EL Mernissi, N., Aafsar, A., Meftah-Kadmiri, I., Bendaou, N., & Smouni, A. (2018). Dunaliella salina exopolysaccharides: a promising biostimulant for salt stress tolerance in tomato (*Solanum lycopersicum*). *Journal of Applied Phycology*, 30(5), 2929–2941. <https://doi.org/10.1007/s10811-017-1382-1>
- Escalona, V., Alvarado, P., Monardes, H., Urbina, C., & Martin, B. (2009). *MANUAL DE CULTIVO DE TOMATE (Lycopersicon esculentum Mill.)*. http://www.hortyfresco.uchile.cl/docs/manuales_innova/Manual_cultivo_tomate.pdf

f

- Fernández, V., Sánchez, M., Cámara, M., Torija, M., Chaya, C., Galiana, L., Roselló, S., & Nuez, F. (2004). Internal quality characterization of fresh tomato fruits. *HortScience*, *39*(2), 339–345. <https://doi.org/10.21273/hortsci.39.2.339>
- FIRA. (2016). *Panorama Agroalimentario*. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200635/Panorama_Agroalimentario_Tomate_Rojo_2016.pdf
- FIRA. (2019). *Panorama Agroalimentario Dirección de Investigación y Evaluación Económica y Sectorial. TOMATE ROJO 2019*. <https://www.inforural.com.mx/wp-content/uploads/2019/06/Panorama-Agroalimentario-Tomate-rojo-2019.pdf>
- Fritig, B., Heitz, T., & Legrand, M. (1998). Antimicrobial proteins in induced plant defense. *Current Opinion in Immunology*, *10*(1), 16–22. [https://doi.org/10.1016/S0952-7915\(98\)80025-3](https://doi.org/10.1016/S0952-7915(98)80025-3)
- Garcia, C., Barciela, C., & Bermejo, B. (2014). Arsenic in seaweed: presence, bioavailability and speciation. In *Seafood science: advances in chemistry, Technology and Applications* (2nd ed., Vol. 25, pp. 276–351). CRC Press.
- Groß, F., Durner, J., & Gaupels, F. (2013). Nitric oxide, antioxidants and prooxidants in plant defence responses. *Frontiers in Plant Science*, *4*(OCT), 419. <https://doi.org/10.3389/fpls.2013.00419>
- Gupta, B., & Huang, B. (2014). Mechanism of salinity tolerance in plants: Physiological, biochemical, and molecular characterization. *International Journal of Genomics*, *2014*. <https://doi.org/10.1155/2014/701596>
- Gurmani, A., Bano, A., Khan, S., Din, J., & Zhang, J. (2011). Alleviation of salt stress by seed treatment with abscisic acid (ABA), 6-benzylaminopurine (BA) and chlormequat chloride (CCC) optimizes ion and organic matter accumulation and increases yield of rice (“*Oryza sativa*” L.). *Australian Journal of Crop Science*, *5*(10), 1278–1285.
- Harborne, J. (1989). General procedures and measurement of total phenolics. In *Methods in plant biochemistry* (Vol. 1, pp. 1–28).
- Hasanuzzaman, M., Nahar, K., & Fujita, M. (2013). Plant response to salt stress and role of exogenous protectants to mitigate salt-induced damages. In *Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress* (Vol. 9781461447474, pp. 25–87). Springer New York. https://doi.org/10.1007/978-1-4614-4747-4_2
- Hasegawa, P. (2013). Sodium (Na⁺) homeostasis and salt tolerance of plants. *Environmental and Experimental Botany*, *92*, 19–31. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2013.03.001>

- Hernández, R., Santacruz, F., Ruiz, M., Norrie, J., & Hernández, G. (2014). Effect of liquid seaweed extracts on growth of tomato seedlings (*Solanum lycopersicum* L.). *Journal of Applied Phycology*, *26*(1), 619–628. <https://doi.org/10.1007/s10811-013-0078-4>
- Hernandez, Y., & Soto, N. (2014). Salinidad en la soya (*Glycine max* (L.) Merrill) y avances en el estudio de los mecanismos de tolerancia. *Cultrop*, *35*(2), 60–71.
- Hirose, N., Takei, K., Kuroha, T., Kamada, T., Hayashi, H., & Sakakibara, H. (2008). Regulation of cytokinin biosynthesis, compartmentalization and translocation. *Journal of Experimental Botany*, *59*(1), 75–83. <https://doi.org/10.1093/jxb/erm157>
- Idrees, M., Naeem, M., Alam, M., Aftab, T., Hashmi, N., Khan, M., & Varshney, L. (2011). Utilizing the γ -Irradiated Sodium Alginate as a Plant Growth Promoter for Enhancing the Growth, Physiological Activities, and Alkaloids Production in *Catharanthus roseus* L. *Agricultural Sciences in China*, *10*(8), 1213–1221. [https://doi.org/10.1016/S1671-2927\(11\)60112-0](https://doi.org/10.1016/S1671-2927(11)60112-0)
- Johnson, R., Wagner, R., Verhey, S., & Walker, M. (2002). The abscisic acid-responsive kinase PKABA1 interacts with a seed-specific abscisic acid response element-binding factor, TaABF, and phosphorylates TaABF peptide sequences. *Plant Physiology*, *130*(2), 837–846. <https://doi.org/10.1104/pp.001354>
- Jouyban, Z. (2012). The effects of salt stress on plant growth. *Echnical Journal of Engineering and Applied Sciences*, *2*(1), 7–10.
- Juárez, J., Hernando, A., Torre, R., Lanza, S., & Rodríguez, S. (2016). Saccharification of microalgae biomass obtained from wastewater treatment by enzymatic hydrolysis. Effect of alkaline-peroxide pretreatment. *Bioresource Technology*, *218*, 265–271. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.06.087>
- Kabata, A., & Pendias, H. (1992). *Trace elements in soils and plants*. (2nd ed.). CRC Press.
- Kalaivanan, C., & Venkatesalu, V. (2012). Utilization of seaweed *Sargassum myriocystum* extracts as a stimulant of seedlings of *Vigna mungo* (L.) Hepper. *Spanish Journal of Agricultural Research*, *2*, 466–470.
- Khan, W., Rayirath, U., Subramanian, S., Jithesh, M., Rayorath, P., Hodges, D., Critchley, A., Craigie, J., Norrie, J., & Prithviraj, B. (2009). Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *Journal of Plant Growth Regulation*, *28*(4), 386–399. <https://doi.org/10.1007/s00344-009-9103-x>
- Kochba, M., Ritvo, G., & Avnimelech, Y. (2004). THE EFFECT OF MUNICIPAL SOLID WASTE COMPOST (MSW) ON THE REPLACEMENT OF SODIUM IN SODIC SOIL MODELS. *Soil Science*, *169*(8), 567–572. <https://doi.org/10.1097/01.ss.0000138417.37793.7b>

- Kocira, A., Świeca, M., Kocira, S., Złotek, U., & Jakubczyk, A. (2018). Enhancement of yield, nutritional and nutraceutical properties of two common bean cultivars following the application of seaweed extract (*Ecklonia maxima*). *Saudi Journal of Biological Sciences*, 25(3), 563–571. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2016.01.039>
- Kocira, S., Szparaga, A., Hara, P., Treder, K., Findura, P., Bartoš, P., & Filip, M. (2020). Biochemical and economical effect of application biostimulants containing seaweed extracts and amino acids as an element of agroecological management of bean cultivation. *Scientific Reports*, 10(1), 1–16. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-74959-0>
- Krishnamurthy, P., Mohanty, B., Wijaya, E., Lee, D., Lim, T., Lin, Q., Xu, J., Loh, C., & Kumar, P. (2017). Transcriptomics analysis of salt stress tolerance in the roots of the mangrove *Avicennia officinalis*. *Scientific Reports*, 7(1), 1–19. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-10730-2>
- Kumari, R., Kaur, I., & Bhatnagar, A. (2013). Enhancing soil health and productivity of *Lycopersicon esculentum* Mill. using *Sargassum johnstonii* Setchell & Gardner as a soil conditioner and fertilizer. *Journal of Applied Phycology*, 25(4), 1225–1235. <https://doi.org/10.1007/s10811-012-9933-y>
- Ladeiro, B. (2012). Saline Agriculture in the 21st Century: Using Salt Contaminated Resources to Cope Food Requirements. *Journal of Botany*, 2012. <https://doi.org/10.1155/2012/310705>
- Lamz, A., & González, M. (2013). La salinidad como problema en la agricultura: la mejora vegetal una solución inmediata. *Cultivos Tropicales*, 34(4), 31–42.
- Lane, C., Mayes, C., Druehl, L., & Saunders, G. (2006). A multi-gene molecular investigation of the kelp (Laminariales, Phaeophyceae) supports substantial taxonomic re-organization. *Journal of Phycology*, 42(2), 493–512. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2006.00204.x>
- Lapshina, L., Reunov, A., Nagorskaya, V., Zvyagintseva, T., & Shevchenko, N. (2006). Inhibitory effect of fucoidan from brown alga *Fucus evanescens* on the spread of infection induced by tobacco mosaic virus in tobacco leaves of two cultivars. *Russian Journal of Plant Physiology*, 53(2), 246–251. <https://doi.org/10.1134/S1021443706020154>
- Le, K., Jégou, C., & Stiger, V. (2008). Effect of different conditioning treatments on total phenolic content and antioxidant activities in two Sargassacean species: Comparison of the frondose *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt and the cylindrical *Bifurcaria bifurcata* R. Ross. *Phycological Research*, 56(4), 238–245. <https://doi.org/10.1111/j.1440-1835.2008.00505.x>
- Li, Y. (2009). Effects of NaCl Stress on Antioxidative Enzymes of Glycine Soja sieb. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 12(6), 510–513.

<https://doi.org/10.3923/pjbs.2009.510.513>

- Liao, X., Li, M., Liu, B., Yan, M., Yu, X., Zi, H., Liu, R., & Yamamuro, C. (2018). Interlinked regulatory loops of ABA catabolism and biosynthesis coordinate fruit growth and ripening in woodland strawberry. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, *115*(49), E11542–E11550. <https://doi.org/10.1073/pnas.1812575115>
- Lucini, L., Roupael, Y., Cardarelli, M., Canaguier, R., Kumar, P., & Colla, G. (2015). The effect of a plant-derived biostimulant on metabolic profiling and crop performance of lettuce grown under saline conditions. *Scientia Horticulturae*, *182*, 124–133. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.022>
- Ludwig, T., & Goldberg, J. (1956). The Anthrone Method for the Determination of Carbohydrates in Foods and in Oral Rinsing. *Journal of Dental Research*, *35*(1), 90–94. <https://doi.org/10.1177/00220345560350012301>
- Maestro, R., León, R., & Ruiz, V. (1993). Los compuestos fenólicos en la autodefensa de los vegetales. *Grasas y Aceites de Sevilla*, *44*(6), 365–369.
- Mahmoud, S., Salama, D., El-Tanahy, A., & Abd El-Samad, E. (2019). Utilization of seaweed (*Sargassum vulgare*) extract to enhance growth, yield and nutritional quality of red radish plants. *Annals of Agricultural Sciences*, *64*(2), 167–175. <https://doi.org/10.1016/j.aosas.2019.11.002>
- Manresa, R. (1983). La fertilización foliar con aminoácidos. *Horticultura: Revista de Industria, Distribución y Socioeconomía Hortícola: Frutas, Hortalizas, Flores, Plantas, Árboles Ornamentales y Viveros*, *12*, 33–35.
- Martínez, N., López, C., Basurto, M., & Pérez, R. (2011). Efectos por salinidad en el desarrollo vegetativo. *TECNOCENCIA Chihuahua*, *5*(3), 156–161.
- Matanjun, P., Mohamed, S., Mustapha, N., & Muhammad, K. (2009). Nutrient content of tropical edible seaweeds, *Euclima cottonii*, *Caulerpa lentillifera* and *Sargassum polycystum*. *Journal of Applied Phycology*, *21*(1), 75–80. <https://doi.org/10.1007/s10811-008-9326-4>
- Mattner, S., Wite, D., Riches, D., Porter, I., & Arioli, T. (2013). The effect of kelp extract on seedling establishment of broccoli on contrasting soil types in southern Victoria, Australia. *Biological Agriculture & Horticulture*, *29*(4), 258–270. <https://doi.org/10.1080/01448765.2013.830276>
- Meloni, D., David, R., Ayrault, G., & Abdala, G. (2008). Tolerancia a la salinidad en dos portainjertos de citrus: crecimiento, composición mineral y ajuste osmótico. *Revista de La Facultad de Ciencias Agrarias*, Vol. 40, 2, 97–104.

- Mikiciuk, M., Dobromilska, R., Mikiciuk, M., & Dobromilska, R. (2014). ASSESSMENT OF YIELD AND PHYSIOLOGICAL INDICES OF SMALL-SIZED TOMATO CV . ‘ BIANKA F 1 ’ UNDER THE INFLUENCE OF BIOSTIMULATORS OF MARINE ALGAE ORIGIN. *Acta Scientiarum Polonorum-Hortorum Cultus*, 131(1), 31–41.
- Montoya, E., García, Y., & Lira, C. (2017). Usos y aplicaciones de las macroalgas marinas: una revisión. Boletín del Instituto Oceanográfico de Venezuela. *Boletín Del Instituto Oceanográfico de Venezuela*, 56(2), 89–101.
- Moreira, L., Cabrera, R., & Suárez, A. (2011). Evaluación de la biomasa de macroalgas marinas del género *Sargassum* C. Agardh (Phaeophyta, Fucales). | Moreira | Revista de Investigaciones Marinas. *Revista de Investigaciones Marinas*, 27(2), 115–120.
- Mueller, T., Mijatovic, B., Sears, B., Pusuluri, N., & Stombaugh, T. (2004). SOIL ELECTRICAL CONDUCTIVITY MAP QUALITY . *Soil Science*, 169(12), 841–851.
- Nabti, E., Jha, B., & Hartmann, A. (2017). Impact of seaweeds on agricultural crop production as biofertilizer. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 14(5), 1119–1134. <https://doi.org/10.1007/s13762-016-1202-1>
- Navarro, E., Nieto, R., Corrales, J., García, M., & Ramírez, A. (2012). Calidad poscosecha en frutos de tomate hidropónico producidos con agua residual y de pozo. *Revista Chapingo, Serie Horticultura*, 18(3), 263–277. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2009.11.097>
- Niu, X., Bressan, R., Hasegawa, P., & Pardo, J. (1995). Ion Homeostasis in NaCl Stress Environments’. *Plant Physiol*, 109, 735–742.
- Norrie, J. (2016). *Producción de Tomate usando Extractos de Ascophyllum nodosum* . <https://www.horticultivos.com/empresas/produccion-tomate-usando-extractos-ascophyllum-nodosum/>
- O’Sullivan, L., Murphy, B., McLoughlin, P., Duggan, P., Lawlor, P., Hughes, H., & Gardiner, G. (2010). Prebiotics from Marine Macroalgae for Human and Animal Health Applications. *Marine Drugs*, 8(7), 2038–2064. <https://doi.org/10.3390/md8072038>
- Oancea, F., Cristea, V., Oancea, F., Răut, I., & Zamfiropol, V. (2017). Influence of soil treatment with microbial plant biostimulant on tomato yield and quality View project INFLUENCE OF SOIL TREATMENT WITH MICROBIAL PLANT BIOSTIMULANT ON TOMATO YIELD AND QUALITY. *Agriculture & Food ISSN*, 5, 156–165. <https://doi.org/10.10.2005>
- OLIVARES, S., García, D., Lima, L., Saborit, I., Llizo, A., & Pérez, P. (2013). Niveles de cadmio, plomo, cobre y zinc en hortalizas cultivadas en una zona altamente

- urbanizada de la ciudad de la Habana, Cuba. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 29(4), 285–294.
- Painter, T. (1983). Algal Polysaccharides. In *The Polysaccharides* (pp. 195–285). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-065602-8.50009-1>
- Pantaléon, I. (2018). *Selección 2018 | El problema del sargazo lo agrava el calentamiento global*. <https://www.forbes.com.mx/el-problema-del-sargazo-lo-agrava-el-calentamiento-global/>
- Partida, L., Velázquez, T., Acosta, B., & Eduardo, C. (2006). EXTRACTOS VEGETALES Y SU EFECTO EN LA CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA DE DOS SUELOS SALINOS Y DE SOLUCIONES. *Terra Latinoamericana*, 24(1), 83–89.
- Piensos, A. Y. (2013). *PROGRAMA CONJUNTO FAO/OMS SOBRE NORMAS ALIMENTARIAS COMITÉ DEL CODEX SOBRE CONTAMINANTES DE LOS ALIMENTOS Séptima reunión Moscú (Federación Rusa), 8-12 de abril de 2013 CAMBIOS DE REDACCIÓN A LA NORMA GENERAL PARA LOS CONTAMINANTES Y LAS TOXINAS PRESENTES.*
- Puspita, M., Déniel, M., Widowati, I., Radjasa, O., Douzenel, P., Marty, C., Vandanjon, L., Bedoux, G., & Bourgougnon, N. (2017, October 1). Total phenolic content and biological activities of enzymatic extracts from *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt. *Journal of Applied Phycology*, 29(5), 2521–2537. <https://doi.org/10.1007/s10811-017-1086-6>
- Qados, A. (2011). Effect of salt stress on plant growth and metabolism of bean plant *Vicia faba* (L.). *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 10(1), 7–15. <https://doi.org/10.1016/j.jssas.2010.06.002>
- Quintero, E., Calero, A., Pérez, Y., & Enríquez, L. (2018). Efecto de diferentes bioestimulantes en el rendimiento del frijol común. *Centro Agrícola*, 45(3), 73–80.
- Raghavendra, A., Gonugunta, V., Christmann, A., & Grill, E. (2010). ABA perception and signalling. *Trends in Plant Science*, 15(7), 395–401. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2010.04.006>
- Rengasamy, K., Kulkarni, M., Stirk, W., & Van, J. (2014). Eckol - a new plant growth stimulant from the brown seaweed *Ecklonia maxima*. *Journal of Applied Phycology*, 27(1), 581–587. <https://doi.org/10.1007/s10811-014-0337-z>
- Rico, J. (2011). La actividad física y el zinc: una revisión. *Archivos de Medicina Del Deporte*, XXVII(141), 465–476.
- Rivera, E., Azuz, I., Cervantes, O., Espinoza-, A., Casarín, S., Ortega, A., Botello, A., & Vega, B. (2020). *Gobernanza y Manejo de las Costas y Mares ante la Incertidumbre. Una Guía para Tomadores de Decisiones.*

- Rodríguez, R., van Tussenbroek, B., & Jordán, E. (2016). Afluencia masiva de sargazo pelágico a la costa del Caribe Mexicano (2014-2015). *Ensenada: CICESE*, 352–365.
- Rooker, J., Turner, J., & Holt, S. (2006). Trophic ecology of Sargassum-associated fishes in the Gulf of Mexico determined from stable isotopes and fatty acids. *Marine Ecology Progress Series*, 313, 249–259. <https://doi.org/10.3354/meps313249>
- Rouphael, Y., Giordano, M., Cardarelli, M., Cozzolino, E., Mori, M., Kyriacou, M., Bonini, P., & Colla, G. (2018). Plant- and Seaweed-Based Extracts Increase Yield but Differentially Modulate Nutritional Quality of Greenhouse Spinach through Biostimulant Action. *Agronomy*, 8(7), 126. <https://doi.org/10.3390/agronomy8070126>
- Ryu, H., & Cho, Y. (2015). Plant hormones in salt stress tolerance. *Journal of Plant Biology*, 58(3), 147–155. <https://doi.org/10.1007/s12374-015-0103-z>
- SAGARPA. (2017). *PLANEACIÓN AGRÍCOLA NACIONAL 2017-2030*. <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/257077/Potencial-Jitomate.pdf>
- Saldaña, T., Bejarano, C., & Guaqueta, S. (2017). Efecto de la salinidad en el crecimiento de plantas de tomate tipo chonto. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 11(2), 329–342. <https://doi.org/10.17584/rcch.2017v11i2.7347>
- Schell, J., Goodwin, D., & Siuda, A. (2015). Recent Sargassum Inundation Events in the Caribbean. *Oceanography*, 28(3), 8–11.
- Sendra, F. (2017). *Extractos de algas en la agricultura*. <https://aefa-agronutrientes.org/extractos-de-algas-en-la-agricultura>
- Sharma, H., Fleming, C., Selby, C., Rao, J., & Martin, T. (2014). Plant biostimulants: A review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. *Journal of Applied Phycology*, 26(1), 465–490. <https://doi.org/10.1007/s10811-013-0101-9>
- Shehata, S., Abdel, H., El Yazied, A., & El Gizawy, A. (2011). Effect of Foliar Spraying with Amino Acids and Seaweed Extract on Growth Chemical Constitutes, Yield and its Quality of Celeriac Plant. *European Journal of Scientific Research*, 58(2), 257–265.
- Shen, H., Yin, Y., Chen, F., Xu, Y., & Dixon, R. (2009). A bioinformatic analysis of NAC genes for plant cell wall development in relation to lignocellulosic bioenergy production. *BioEnergy Research*, 2(4), 217–232. <https://doi.org/10.1007/s12155-009-9047-9>
- Shi, H., & Chan, Z. (2014). Improvement of plant abiotic stress tolerance through modulation of the polyamine pathway. *Journal of Integrative Plant Biology*, 56(2),

- 114–121. <https://doi.org/10.1111/jipb.12128>
- Shiraishi, M., Fujishima, H., & Chijiwa, H. (2010). Evaluation of table grape genetic resources for sugar, organic acid, and amino acid composition of berries. *Euphytica*, *174*(1), 1–13. <https://doi.org/10.1007/s10681-009-0084-4>
- Shukla, M., Lal, R., & Ebinger, M. (2004). SOIL QUALITY INDICATORS FOR THE NORTH APPALACHIAN EXPERIMENTAL WATERSHEDS IN COSHOCTON OHIO. *Soil Science*, *169*(3), 195–205. <https://doi.org/10.1097/01.ss.0000122523.03492.79>
- Singh, G., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, *48*(12), 909–930. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>
- Singh, P., & Goyal, G. (2008). Dietary Lycopene: Its Properties and Anticarcinogenic Effects. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, *7*(3), 255–270. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2008.00044.x>
- Sissini, M., de Barros, M., Szećhy, M., de Lucena, M., Oliveira, M., Gower, J., Liu, G., de Oliveira, E., Milstein, D., Gusmão, F., Martinelli, J., Alves, C., Colepicolo, P., Ameka, G., de Graftjohnson, K., Gouvea, L., Torrano, B., Nauer, F., de Castronunes, J., ... Horta, P. (2017). The floating Sargassum (Phaeophyceae) of the South Atlantic Ocean - Likely scenarios. *Phycologia*, *56*(3), 321–328. <https://doi.org/10.2216/16-92.1>
- Soriano, L., Izquierdo, H., Saucedo, Y., & Cárdenas, A. (2020). Efecto de la aplicación de bioestimulantes sobre la calidad y capacidad antioxidante de frutos de calabacita (*Cucurbita pepo* L. var. 'Grey Zucchini'). *REVISTA TERRA LATINOAMERICANA*, *38*(1), 28. <https://doi.org/10.28940/terra.v38i1.516>
- Spinelli, F., Fiori, G., Noferini, M., Sprocatti, M., & Costa, G. (2010). A novel type of seaweed extract as a natural alternative to the use of iron chelates in strawberry production. *Scientia Horticulturae*, *125*(3), 263–269. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.03.011>
- Strack, D. (1997). Phenolic Metabolism. In *Plant biochemistry* (pp. 387–416). Academic Press.
- Suárez, A., Riosmena, M., Rojo, A., Torre, R., Rioja, A., Hudson, T., Pfister, G., Hernández, G., Hinojosa, O., Aburto, A., & Figueroa, C. (2013). Bosque s de algas pardas en el golfo de California: Sargassum, un hábitat esencial. *CONABIO, Biodiversitas*, *108*, 12–16.
- Tasende, M., & Peteiro, C. (2015). Explotación de las macroalgas marinas: Galicia como caso de estudio hacia una gestión sostenible de los recursos. *Revista Ambienta*, *111*, 116–132.

- Tiburcio, A., & Alcázar, R. (2018). Potential applications of polyamines in agriculture and plant biotechnology. In *Methods in Molecular Biology* (Vol. 1694, pp. 489–508). Humana Press Inc. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-7398-9_40
- Tsui, C., Guo, T., Hui, C., Yan, S., Han, L., Zhe, T., Shu, L., & Xian, L. (1980). Effect of Cytokinins on the Expansion and Metabolism of Excised Cucumber Cotyledons. *Functional Plant Biology*, 7(3), 236. <https://doi.org/10.1071/pp9800227>
- Tuhy, Ł., Chowańska, J., & Chojnacka, K. (2013). Seaweed extracts as biostimulants of plant growth: review. *Chemik*, 67(7), 636–641.
- Uribe, M., Mateo, L., Mendoza, A., Amora, E., González, D., & Durán, D. (2018). Effect of seaweed *Sargassum vulgare* C. Agardh in soil and the development of coriander plants. *Idesia*, 36(3), 69–76.
- USDA. (1975). *Visual aid. The California Tomato Board.*
- Vijayanand, N., Ramya, S., & Rathinavel, S. (2014). Potential of liquid extracts of *Sargassum wightii* on growth, biochemical and yield parameters of cluster bean plant. *Asian Pacific Journal of Reproduction*, 3(2), 150–155. [https://doi.org/10.1016/S2305-0500\(14\)60019-1](https://doi.org/10.1016/S2305-0500(14)60019-1)
- Villegas, J., Reyes, J., Nieto, A., Ruiz, F., Cruz, A., & Murillo, B. (2018). Bioestimulante Liplant®: su efecto en *Solanum lycopersicum* (L.) cultivado en suelos ligeramente salinos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 20(20), 4137–4147. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i20.985>
- Wimalasekera, R., Tebartz, F., & Scherer, G. (2011). Polyamines, polyamine oxidases and nitric oxide in development, abiotic and biotic stresses. *Plant Science*, 181(5), 593–603. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2011.04.002>
- Yu, Z., & Dahlgren, R. (2000). Evaluation of methods for measuring polyphenols in conifer foliage. *Journal of Chemical Ecology*, 26(9), 2119–2140. <https://doi.org/10.1023/A:1005568416040>
- Zermeño, A., López, B., Melendres, A., Ramírez, H., Cárdenas, J., & Munguía, J. (2015). Extracto de alga marina y su relación con fotosíntesis y rendimiento de una plantación de vid. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 6, 2437–2446.
- Zhang, P., Senge, M., & Dai, Y. (2016). EFFECTS OF SALINITY STRESS ON GROWTH, YIELD, FRUIT QUALITY AND WATER USE EFFICIENCY OF TOMATO UNDER HYDROPONICS SYSTEM. *Reviews in Agricultural Science*, 4(0), 46–55. <https://doi.org/10.7831/ras.4.46>
- Zodape, S., Gupta, A., Bhandari, S., Rawat, U., Chaudhary, D., Eswaran, K., & Chikara, J. (2011). Foliar application of seaweed sap as biostimulant for enhancement of yield and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Journal of Scientific and*

Industrial Reserch, 70, 215–219.

Zou, P., Lu, X., Zhao, H., Yuan, Y., Meng, L., Zhang, C., & Li, Y. (2019). Polysaccharides Derived From the Brown Algae *Lessonia nigrescens* Enhance Salt Stress Tolerance to Wheat Seedlings by Enhancing the Antioxidant System and Modulating Intracellular Ion Concentration. *Frontiers in Plant Science*, 10, 48. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00048>