

Potencial bioestimulante de hidrolizado de *Sargassum horridum* en el desarrollo de plántula pepino (*Cucumis sativus*)

Biostimulant potential of *Sargassum horridum* hydrolysate on the development of cucumber (*Cucumis sativus*) seedlings

José Eduardo González-Cervantes¹, Ana Laura González-Castro¹ , Francisco Higinio Ruiz-Espinoza¹ , Francisco Nieto-Navarro², Pablo Misael Arce-Amezquita^{1*} 

¹Universidad Autónoma de Baja California Sur, Departamento Académico de Agronomía, Boulevard Forjadores S/N entre Calle Av. Universidad y Calle Félix Agramont Cota Col. Universitario. CP. 23080. La Paz, Baja California Sur, México.

²Tecnológico Nacional de México, Instituto Tecnológico de La Paz. Boulevard Forjadores de Baja California Sur No.4720 Apdo. Postal 43-B. CP. 23080. La Paz, Baja California Sur, México

*Autor de correspondencia: parce@uabcs.mx

Nota científica

Recibida: 26 de febrero 2026

Aceptada: 16 de julio 2026

RESUMEN. El género *Sargassum* posee un alto valor biotecnológico debido a su contenido de compuestos bioactivos y nutrientes, esto lo posiciona como materia prima prometedora para el desarrollo de insumos agrícolas sostenibles. La presente investigación tuvo como objetivo evaluar el potencial bioestimulante de un hidrolizado obtenido en condiciones ácidas de *Sargassum horridum* sobre la germinación y el desarrollo inicial de plántulas de pepino (*Cucumis sativus*) comparado a un producto comercial (Trialga-L®). Plántulas tratadas con el hidrolizado de *Sargassum horridum* mostraron un crecimiento de tallo y raíz significativamente superior al observado con el producto comercial. Aunque la concentración de 2.0 mS cm⁻¹ redujo el contenido de clorofila y disminuyó el índice de velocidad de germinación con respecto al control, se concluye que el hidrolizado de *S. horridum* constituye una mezcla capaz de sustentar el desarrollo de plántulas, validando su uso como estrategia para la valorización de algas pardas en la agricultura.

Palabras clave: Macroalgas pardas, hidrólisis ácida, germinación, crecimiento.

ABSTRACT. The genus *Sargassum* possesses high biotechnological value due to its content of bioactive compounds and nutrients, positioning it as a promising raw material for the development of sustainable agricultural inputs. This research aimed to evaluate the biostimulant potential of a *Sargassum horridum* hydrolysate obtained under acidic conditions on the germination and initial development of cucumber (*Cucumis sativus*) seedlings compared to a commercial product (Trialga-L®). Seedlings treated with the *Sargassum horridum* hydrolysate showed significantly greater stem and root growth than that observed with the commercial product. Although the concentration of 2.0 mS cm⁻¹ reduced chlorophyll content and decreased the germination rate index compared to the control, it is concluded that the *S. horridum* hydrolysate constitutes a mixture capable of supporting seedling development, validating its use as a strategy for the valorization of brown algae in agriculture.

Keywords: Brown macroalgae, acid hydrolysis, germination, growth.

Como citar: González-Cervantes JE, González-Castro AL, Ruiz-Espinoza FH, Nieto-Navarro F, Arce-Amezquita PM (2026) Potencial bioestimulante de hidrolizado de *Sargassum horridum* en el desarrollo de plántula pepino (*Cucumis sativus*). Ecosistemas y Recursos Agropecuarios Núm. Esp. VI: e5153. DOI: 10.19136/era.a13nVI.5153.

INTRODUCCIÓN

Las algas marinas representan un componente clave en la biodiversidad marina, con alrededor de 9 000 especies descritas. Las macroalgas se clasifican principalmente en tres grupos según su pigmentación y composición bioquímica: Phaeophyta (pardas), Chlorophyta (verdes) y Rhodophyta (rojas). Históricamente, estos organismos han sido aprovechados por la industria como alimento, forraje y abono (Kumari *et al.* 2023). Pero, en las últimas décadas, su potencial biotecnológico ha cobrado interés en la agricultura moderna, donde son valoradas por su capacidad para regenerar suelos y optimizar la horticultura. Este interés ha impulsado el desarrollo de extractos derivados de algas, los cuales promueven el crecimiento y la calidad de los cultivos gracias a su riqueza en fitohormonas, vitaminas, aminoácidos y elementos esenciales como hierro, zinc y manganeso (Pulz y Gross 2004). Además, las macroalgas contienen compuestos bioactivos con amplias aplicaciones comerciales, que van desde la industria farmacéutica hasta la producción de biocombustibles y bioestimulantes agrícolas (Kadam *et al.* 2013). En este último ámbito, sus extractos mejoran el metabolismo vegetal, la absorción de nutrientes y la resistencia ante el estrés biótico y abiótico. Entre las especies más utilizadas en la agricultura destaca el alga parda *Ascophyllum nodosum*, la cual es ampliamente utilizada en la formulación de bioestimulantes comerciales enfocados en fortalecer los procesos fisiológicos de las plantas (Michalak y Chojnacka 2014). Mientras que Ayyad *et al.* (2011), indican que el género *Sargassum* es altamente diverso, con más de 874 especies identificadas, de las cuales aproximadamente 340 cuentan descripciones taxonómicas sólidas. Dentro de este grupo, al menos 62 especies han sido reconocidas por su alto potencial biotecnológico, debido a sus múltiples actividades biológicas y la diversidad de productos naturales que se pueden obtener a partir de ellas. Al respecto, *Sargassum horridum* es una especie de alga parda descrita originalmente por Setchell y Gardner, durante las primeras exploraciones ficológicas en Norteamérica y el Golfo de California (Setchell y Gardner 1925). Su distribución geográfica abarca principalmente el Mar de Cortés y el Pacífico Noroeste. Desde el punto de vista fitoquímico, investigaciones como la de Zewail (2014) han identificado que este género tiene un perfil químico complejo y diverso. Entre sus componentes destacan compuestos bioactivos como glicéridos, esteroides, quinonas y metabolitos terpeno-aromáticos. Asimismo, contiene nutrientes fundamentales como ácidos grasos y aminoácidos esenciales (fenilalanina, tirosina y triptófano), además de fenoles y diversos polisacáridos estructurales derivados de la pared celular.

La obtención de compuestos bioactivos a partir de biomasa de algas (fresca o seca) depende fundamentalmente de la selección adecuada del método de extracción. Según Michalak y Chojnacka (2014), este proceso debe equilibrar la rapidez, la reproducibilidad, la optimización del rendimiento y el impacto ecológico. En el ámbito agrícola, los productos comerciales y experimentales provienen principalmente de métodos convencionales, como la extracción con disolventes o la hidrólisis bajo distintas condiciones de pH y temperatura (Hernández-Herrera *et al.* 2014). Con el propósito de aprovechar la biomasa cosechable de sargazo en la Bahía de La Paz, BCS, México, la presente investigación evaluó el potencial bioestimulante de un hidrolizado obtenido en condiciones ácidas de *Sargassum horridum* en la germinación y desarrollo de plántulas de pepino (*Cucumis sativus* variedad Poinsett 76) como modelo biológico.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención y pretratamiento de sargazo

Sargassum horridum fue recolectado en la Bahía de La Paz, B.C.S. en la Playa Punta Roca Caimancito (24°12'06" LN, 110°17'59" LO). Antes de su procesamiento, la biomasa se lavó con agua corriente para eliminar el exceso de sal y restos de conchas. Posteriormente, la biomasa se colocó en un horno a 40°C durante siete días hasta su secado completo. A continuación, el material se molió en un mortero hasta obtener un polvo fino, el cual se almacenó en frascos a una temperatura de 25°C hasta su uso.

Preparación y caracterización del hidrolizado

Para la obtención del hidrolizado, se diseñó un método donde se usó una solución de ácido sulfúrico (H₂SO₄) 0.5 M. Primero, se añadieron 10 g del polvo fino de *S. horridum* y 100 mL de la solución de H₂SO₄ a un matraz balón de fondo plano. La mezcla se sometió a reflujo con agitación continua por 2 h. Una vez finalizada la hidrólisis, la mezcla se dejó enfriar y reposar durante 24 h a temperatura ambiente. Posteriormente, el pH se ajustó a seis mediante la adición de hidróxido de calcio, y la materia orgánica y el precipitado fueron eliminados mediante filtración al vacío. El hidrolizado obtenido fue caracterizado mediante la medición de conductividad eléctrica. Finalmente, el hidrolizado se almacenó en frascos a cuatro grados centígrados hasta su uso posterior.

Para determinar la presencia de péptidos/aminoácidos y carbohidratos se realizó cromatografía en capa fina (TLC) en placas de sílica gel. Como fase móvil se utilizó una mezcla de n-butanol-ácido acético-agua a una proporción 3:1:1. Tras el desarrollo de la cromatografía, las placas se revelaron con ninhidrina para la detección de péptidos/aminoácidos y con H₂SO₄ al 20% para la detección de carbohidratos (Pachuski *et al.* 2002).

Germinación y desarrollo de plántulas

En el ensayo de germinación se evaluaron tres tratamientos y un control (agua destilada). Los tratamientos consistieron en soluciones de hidrolizado ajustadas a conductividades eléctricas de 1, 2 y 4 mS cm⁻¹. En cada caja de Petri se colocaron dos discos de papel filtro (9 mm) previamente impregnados con diez mililitros de cada tratamiento y 25 semillas de pepino. Posteriormente, las cajas se incubaron en una cámara de germinación a 24 °C con un fotoperiodo de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad durante seis días.

Al finalizar el ensayo, se determinó el porcentaje de germinación y la biomasa de cada tratamiento, calculada como el peso promedio de las plántulas. Además, se determinó el Índice de Velocidad de Germinación (IVG) mediante la ecuación propuesta por Maguire (Maguire 1962) y el Tiempo de Germinación Media (TGM) mediante la ecuación propuesta por Orchard (Orchard 1977).

$$IVG = \sum_0^i \left(\frac{n}{t(i)} \right) \quad TGM = \frac{\sum_0^i [n * t(i)]}{\sum n}$$

Donde “n” es el número de semillas germinadas en el día “t(i)”.

Para el desarrollo de plántulas se utilizó el sustrato CosmoPEAT® en una charola de 160 cavidades, dividida en cuatro tratamientos. En el ensayo se incluyeron dos controles (agua destilada y el producto comercial Trialga-L®) y dos dosis de hidrolizado, con conductividad eléctrica ajustada a 0.57 mS cm⁻¹ y 2.0 mS cm⁻¹, respectivamente. El producto Trialga-L® se preparó de acuerdo con las especificaciones del fabricante (100 mL por cada 100 L de agua). Doce horas después de la siembra, se aplicaron 5 mL de cada tratamiento por cavidad con una jeringa previamente sanitizada. El riego se realizó dos veces al día para mantener la humedad del sustrato, excepto en los días de aplicación de tratamiento, los cuales se realizaron semanalmente durante 22 días. Transcurrido el periodo de crecimiento, se midió el contenido de clorofila en hojas verdaderas mediante grados SPAD con el equipo SPAD 502 (Konica Minolta). Posteriormente, las plántulas se retiraron de la charola y se eliminó el exceso de sustrato sumergiendo las raíces en agua. Se determinó el peso fresco, el peso seco, la longitud de la raíz, la longitud del tallo y el diámetro del tallo. Para obtener el peso seco, las plántulas se deshidrataron en un horno a 70 °C durante 48 horas.

Diseño experimental y análisis estadístico

El diseño experimental para los ensayos de germinación y desarrollo de plántulas fue por bloques al azar. El tipo de tratamiento; es decir aplicación de hidrolizados y los controles fue considerado como el factor de evaluación. En el ensayo de germinación se realizaron cuatro repeticiones por tratamiento, con 25 semillas por repetición. Para el ensayo de desarrollo de plántulas, se realizaron cuatro repeticiones por tratamiento con diez plántulas por repetición. Se verificó la normalidad y homocedasticidad de los datos obtenidos con un nivel de confianza del 95%, mediante las pruebas de Anderson-Darling y Levene. Posteriormente, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de una vía utilizando el software Minitab-17®. Las diferencias significativas entre las medias de los tratamientos se determinaron mediante la prueba de Tukey con un nivel de significancia de ($P \leq 0.05$).

RESULTADOS Y DISCUSION

Preparación y caracterización del hidrolizado

El hidrolizado, obtenido bajo las condiciones establecidas en el método, presentó una conductividad eléctrica de 4.2 mS cm⁻¹. El proceso de hidrólisis se repitió al menos cinco ocasiones, obteniendo valores de conductividad eléctrica estadísticamente iguales entre sí. Los resultados indicaron que los componentes iónicos disueltos más abundantes fueron cloruros, calcio, sodio y magnesio (Tabla 1).

Tabla 1. Composición iónica general de hidrolizado obtenido.

Componente	Concentración (mEq L ⁻¹)
Cloruro (Cl ⁻)	33.9
Sulfato (SO ₄ ²⁻)	0.79
Potasio (K ⁺)	0.49
Calcio (Ca ²⁺)	19.8
Magnesio (Mg ²⁺)	14.9
Sodio (Na ⁺)	14.2

Químicamente, las algas pardas están constituidas por minerales, metabolitos primarios como proteínas, polisacáridos, lípidos, así como metabolitos secundarios como fenoles, terpenos, glicéridos, etc. Sin embargo, el componente mayoritario corresponde a polisacáridos estructurales y de reserva, que pueden representar más del 50% de la biomasa seca, y que, a diferencia de las plantas terrestres, están libres de lignina. Entre los carbohidratos más comunes se encuentran la celulosa y el almidón como componentes estructurales; no obstante, presentan polisacáridos característicos como manitol, alginato, fucoidano y laminarina (Roesijadi *et al.* 2010).

El paso crucial para la obtención de extractos es la ruptura celular, ya que permite liberar los componentes intracelulares. En este proceso, la temperatura juega un papel determinante. Mientras que Lingakumar *et al.* (2004) señalan que temperaturas bajas favorecen la preservación de la actividad biológica de los metabolitos secundarios, mientras que temperaturas elevadas son necesarias cuando el objetivo es promover la ruptura de la pared celular. Por otro lado, la ausencia de lignina en macroalgas facilita el proceso de hidrólisis ácida de los polisacáridos a concentraciones bajas de ácido y temperaturas entre 100 y 121 °C (Jiang *et al.* 2016). La hidrólisis ácida promueve la despolimerización de los polisacáridos con grupos funcionales ácidos, como los alginatos y fucoidanos, los cuales han demostrado promover el crecimiento vegetal (Paulert *et al.* 2009, Shukla *et al.* 2016). La cromatografía en capa fina (TLC) realizada al extracto confirma que el proceso de hidrólisis ácida a temperatura de reflujo genera una mezcla compleja de carbohidratos y favorece la extracción de diferentes aminoácidos y/o péptidos, evidenciado por la presencia de múltiples bandas. A diferencia de la TLC del producto Trialga-L® la cual muestra únicamente una banda correspondiente a un tipo de aminoácido o péptido presente, con prácticamente nula presencia de carbohidratos solubles (Figura 1).

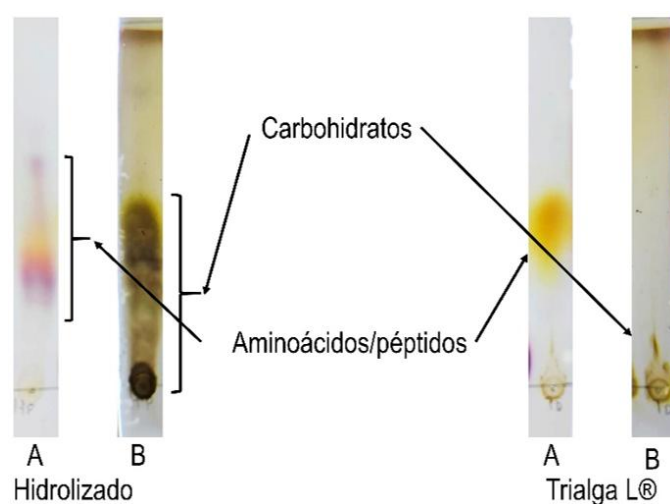


Figura 1. Cromatografía en capa fina de hidrolizado ácido de *S. horridum* y producto Trialga L®. A) Cromatografía de aminoácidos/péptidos. B) Cromatografía de carbohidratos.

El proceso de obtención de extractos acuosos (hidrolizados) de macroalgas influye significativamente en su composición química. El hidrolizado obtenido en este estudio presenta una mezcla compleja de carbohidratos y aminoácidos/péptidos como se evidencia en la

cromatografía en capa fina. En contraste, el producto comercial Trialga-L®, según su ficha técnica, está formulado con una mezcla acuosa de tres macroalgas pardas: *Sargassum* sp., *Macrocystis* sp. y *Ascophyllum* sp. No obstante, la ficha técnica no proporciona información sobre el proceso de fabricación del producto.

Germinación y desarrollo de plántulas

El proceso de germinación de las semillas se observó en todos los tratamientos a partir del segundo día. Se consideraron germinadas aquellas semillas que presentaron ruptura de la testa y una radícula de 5 mm de longitud. El análisis estadístico confirmó que los tratamientos influyeron significativamente en el índice de velocidad de germinación (IVG) y en el tiempo de germinación media (TGM). A medida que aumentó la conductividad eléctrica de los hidrolizados, el IVG disminuyó y el TGM se incrementó. Por otro lado, no se observaron diferencias significativas en el porcentaje final de germinación y en el peso promedio por plántula a los 6 días de inicio del ensayo (Figura 2).

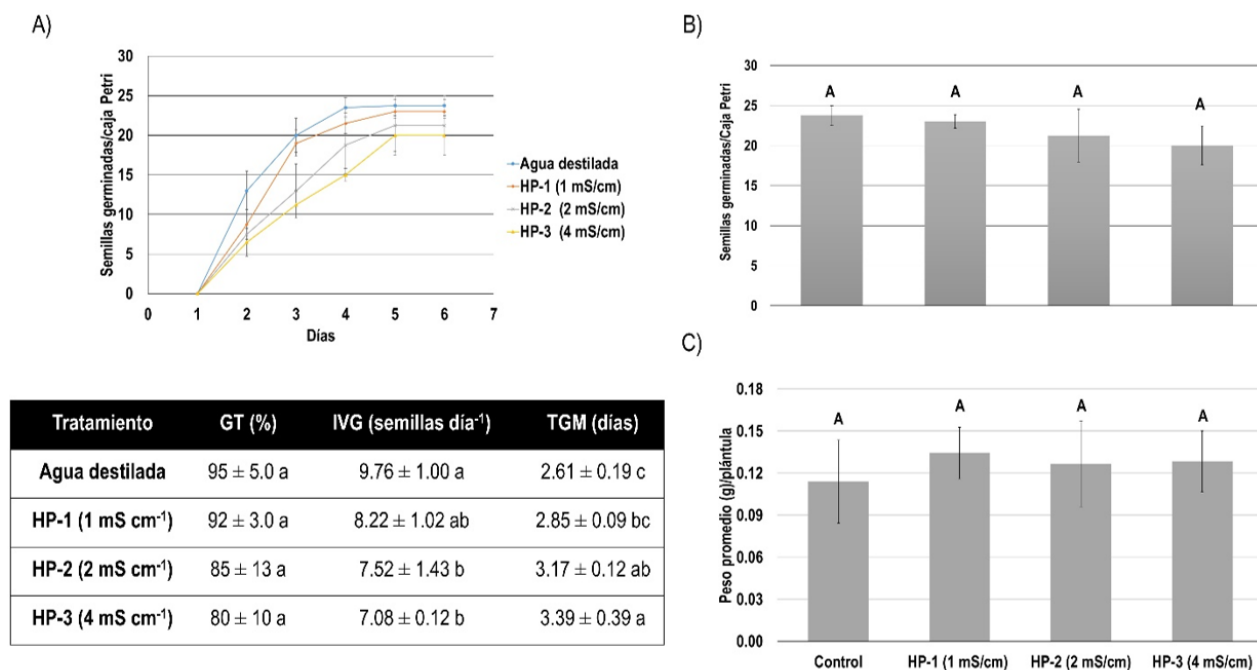


Figura 2. A) Promedio de semillas germinadas por día. B) Promedio de semillas germinadas a los 6 días por caja Petri. C) Promedio de biomasa acumulada por plántula por cada caja Petri. Letras diferentes por cada barra y en cada columna de la tabla representa diferencias significativas ($P \leq 0.05$, $n = 4$)

El pepino (*Cucumis sativus* L.) se caracteriza por su alta sensibilidad a la salinidad, especialmente durante la etapa de plántula. La exposición a este tipo de estrés abiótico provoca alteraciones fisiológicas severas, como retraso en la germinación, baja tasa de emergencia y restricción del desarrollo vegetativo (menor altura y área foliar reducida). Khan *et al.* (2013) observaron una disminución significativa de la biomasa de pepino a 2, 3 y 5 mS cm⁻¹, lo cual coincide con los resultados obtenidos, ya que el incremento de la conductividad eléctrica ocasionó retraso en la germinación. Sin embargo, incluso a 4 mS cm⁻¹ no se observó una reducción del porcentaje final de

germinación ni la biomasa acumulada por las plántulas a los 6 días. Por otra parte, Khan *et al.* (2022) observaron un incremento de la biomasa en cultivos de okra bajo estrés salino tratados con extracto acuoso de *Sargassum wightii*. Este aumento se atribuyó a una mayor absorción de K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} en presencia de Na^+ , lo anterior asociado a la presencia de carbohidratos con grupos funcionales aniónicos ($-SO_4^{2-}$ y $-COO^-$) y a aminoácidos/péptidos. Este mecanismo de protección es el que posiblemente se haya presentado en este experimento con el hidrolizado obtenido de *Sargassum horridum*. La presencia de oligosacáridos derivados de alginatos y fucoidanos podría contribuir a mejorar el transporte y la absorción de nutrientes debido a su capacidad quelante, particularmente sobre micronutrientes (Tuhy *et al.* 2015).

Para el efecto del hidrolizado en plántulas de pepino, se analizaron parámetros fisiológicos clave después de 22 días de cultivo (Figura 3). Respecto al contenido de clorofila, el análisis reveló diferencias significativas entre el grupo control (agua destilada) y los tratamientos con hidrolizado Hp-2.0 (2 mS cm^{-1}) y Trialga-L®. Los resultados mostraron que tanto el producto comercial como el hidrolizado con la conductividad más alta evaluada afectaron negativamente el contenido de clorofila en las hojas.

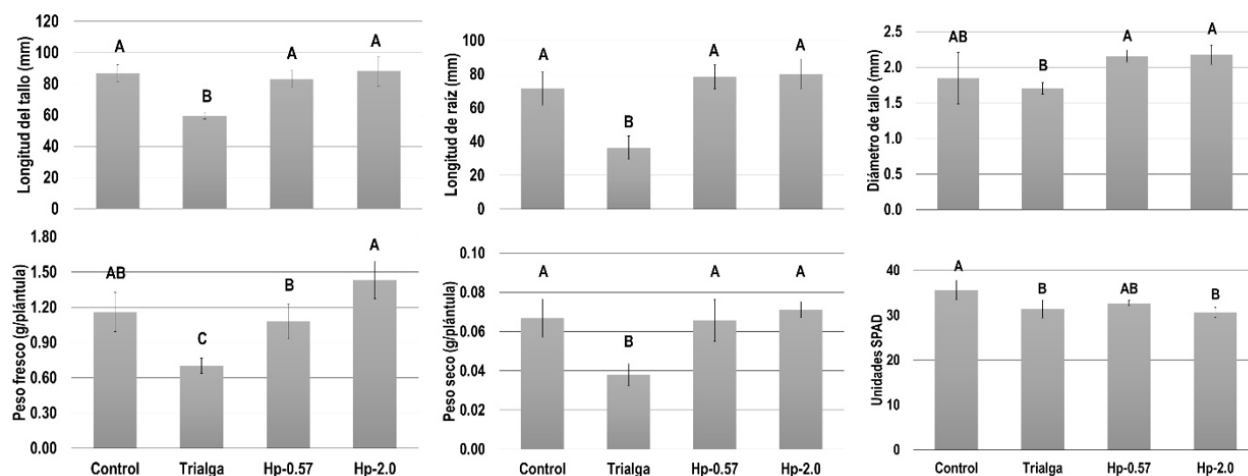


Figura 3. Promedio de longitud del tallo y raíz, diámetro del tallo, peso fresco y seco de las plántulas desarrolladas en charola después de 22 días. Letras diferentes sobre cada barra representan diferencias significativas ($P \leq 0.05$, $n = 4$).

Asimismo, el análisis de crecimiento mostró diferencias significativas entre los tratamientos. En términos generales, los hidrolizados superaron al producto comercial Trialga-L® en todos los parámetros evaluados. Los tratamientos con hidrolizado a conductividades de 0.57 y 2.0 mS cm^{-1} promovieron significativamente la longitud del tallo, longitud de la raíz, diámetro del tallo, peso fresco y peso seco en comparación con el producto Trialga-L® (0.57 mS cm^{-1}). Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos con hidrolizado y el control (agua destilada).

Por otro lado, con la conductividad más alta evaluada se observó un efecto negativo en el contenido de clorofila en las hojas. Esta tendencia concuerda con lo observado con Tiwari *et al.* (2010) quienes observaron una disminución de contenido de clorofila en distintos genotipos de pepino a una conductividad eléctrica de 2.0 mS cm^{-1} .

Por otro lado, la limitada información disponible sobre la composición del producto comercial Trialga-L® deja en duda la composición de este, ya que los resultados observados en este experimento muestran signos de desarrollo deficiente de las plántulas de pepino tratadas con este producto a los 22 días después de la siembra en comparación con el control y los tratamientos con hidrolizado (Figura 4).

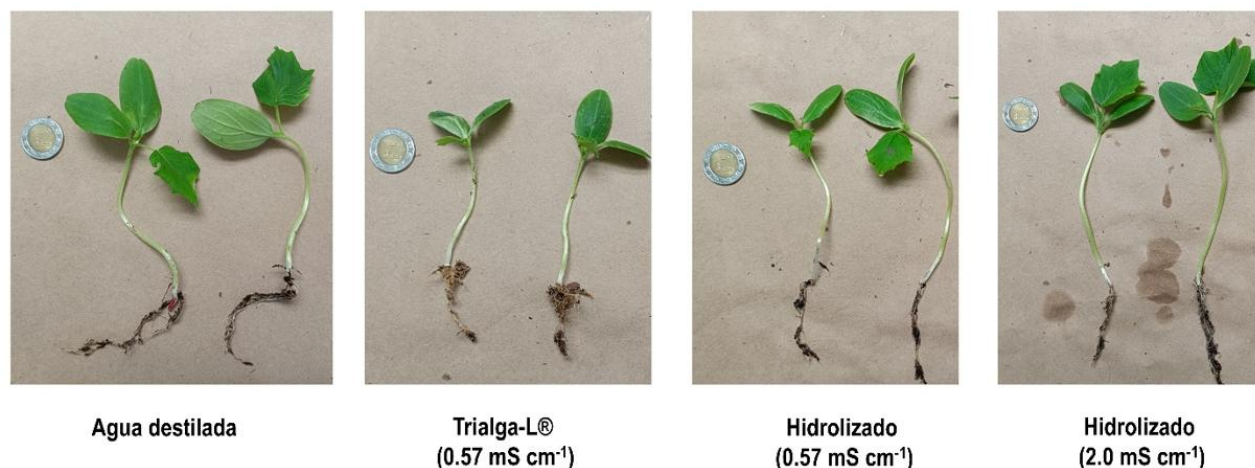


Figura 4. Plántulas representativas de cada tratamiento a los 22 días después de la siembra.

Las macroalgas pardas, entre ellas las del género *Sargassum*, tienen la capacidad de absorber y acumular metales pesados y otros contaminantes del medio marino (Pacín *et al.* 2026). Por ello, la obtención de extractos con fines agrícolas a partir de esta biomasa requiere un análisis riguroso de su composición, ya que la presencia de sustancias tóxicas podría afectar las funciones fisiológicas de los cultivos donde son aplicados. Entonces, la selección y el procesamiento cuidadoso adecuado de la materia algal previo a su uso permiten obtener productos libres de contaminantes.

La aplicación de hidrolizado de *Sargassum horridum* obtenido bajo condiciones ácidas y reflujo sustentó un desarrollo adecuado de plántulas de pepino incluso a una conductividad eléctrica de 2.0 mS cm⁻¹. El uso de productos agrícolas sustentables busca mitigar el impacto ambiental generado por productos agrícolas sintéticos. En este contexto, los productos derivados de macroalgas pardas del género *Sargassum* representan una alternativa prometedora como bioestimulantes vegetales para sustituir o reducir el uso de agroquímicos sintéticos.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen el apoyo otorgado por el Departamento Académico de Agronomía de la Universidad Autónoma de Baja California Sur para llevar a cabo la investigación. También, se agradece enormemente a Consuelo Méndez Garfias del Laboratorio de Suelos y Agua del mismo departamento por el apoyo recibido para analizar una muestra del hidrolizado.

CONFLICTO DE INTERÉS

Los autores declaran que no tienen intereses en competencia.

LITERATURA CITADA

- Ayyad SE, Basai S, Badria A, Ezmirly S, Alarif W, Badria F (2011) Antioxidant, cytotoxic, antitumor, and protective DNA damage metabolites from the red sea brown alga *Sargassum* sp. *Pharmacognosy Research* 3(3): 160-165. <https://doi.org/10.4103/0974-8490.85000>
- Hernández-Herrera RM, Santacruz-Ruvalcaba F, Ruiz-López M, Norrie J, Hernández-Carmona G (2014) Effect of liquid seaweed extracts on growth of tomato seedlings (*Solanum lycopersicum* L.). *Journal of Applied Phycology* 26: 619-628. <https://doi.org/10.1007/s10811-013-0078-4>
- Jiang R, Ingle KN, Golberg A (2016) Macroalgae (seaweed) for liquid transportation biofuel production: what is next?. *Algal Research* 14(1): 48-57. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2016.01.001>
- Kadam SU, Tiwari BK, O'Donnell CP (2013) Application of novel extraction technologies for bioactives from marine algae. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 61: 4667-4675 <https://doi.org/10.1021/jf400819p>
- Khan MM, Al-Mas'oudi RSM, Al-Said F, Khan I (2013) Salinity effects on growth, electrolyte leakage, chlorophyll content and lipid peroxidation in cucumber (*Cucumis sativus* L.). *International Conference on Food and Agricultural Sciences IPCBEE* 55: 28-32. <https://doi.org/10.7763/IPCBEE.2013.V55.6>
- Khan Z, Gul H, Rauf M, Arif M, Hamayun M, Ud-Din A, Sajid ZA, Khilji SA, Rehman A, Tabassum A, Parveen Z, Lee IJ (2022) *Sargassum wightii* aqueous extract improved salt stress tolerance in *Abelmoschus esculentus* by mediating metabolic and ionic rebalance. *Frontiers in marine science* 9: 853272. <https://doi.org/10.3389/fmars.2022.853272>
- Kumari S, Sehrawat KD, Phogat D, Sehrawat AR, Chaudhary R, Sushkova SN, Voloshina MS, Rajput VD, Shmaraeva AN, Marc RA, Shende SS (2023) *Ascophyllum nodosum* (L.) le jolis, a pivotal biostimulant toward sustainable agriculture: A comprehensive review. *Agriculture* 13(6): 1179. <https://doi.org/10.3390/agriculture13061179>
- Lingakumar K, Jeyaprakash R, Manimuthu C, Haribaskar A (2004) Influence of *Sargassum* sp. crude extract on vegetative growth and biochemical characteristics in *Zea mays* and *Phaseolus mungo*. *Seaweed Research and Utilization* 26: 155-160.
- Maguire JD (1962) Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. *Crop Science* 2: 176-177. <http://dx.doi.org/10.2135/cropsci1962.0011183X000200020033x>
- Michalak I, Chojnacka K (2014) Algal extracts: Technology and advances. *Engineering in Life Sciences* 14: 581-591. <https://doi.org/10.1002/elsc.201400139>
- Orchard TJ (1977) Estimating the parameters of plant seedling emergence. *Seed Science and Technology* 5: 61-69. <https://eurekamag.com/research/000/368/000368846.php>
- Pachuski J, Wagner SD, Fried B, Sherma J (2002) Thin layer chromatographic analyses of amino acids and carbohydrates in adults of *Echinostoma caproni*. *Comparative parasitology* 69(2): 202-205. [https://doi.org/10.1654/1525-2647\(2002\)069\[0202:TLCAOA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1654/1525-2647(2002)069[0202:TLCAOA]2.0.CO;2)
- Pacín C, Fernández JÁ, Aboal JR (2026) Tracing Pollution in Brown Algae: Compositional Profiles of Potentially Toxic Elements. *Environmental Research* 294: 123826. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2026.123826>
- Paulert R, Talamini V, Cassolato JEF, Duarte MER, Nosedá MD, Smania A, Stadnik MJ (2009) Effects of sulfated polysaccharide and alcoholic extracts from green seaweed *Ulva fasciata* on anthracnose

- severity and growth of common bean (*Phaseolus vulgaris* L). Journal of Plant Diseases and Protection 116: 263. <https://doi.org/10.1007/BF03356321>
- Pulz O, Gross W (2004) Valuable products from biotechnology of microalgae. Applied Microbiology and Biotechnology 65: 635-648. <https://doi.org/10.1007/s00253-004-1647-x>
- Roesijadi G, Jones SB, Snowden-Swan LJ, Zhu Y (2010) Macroalgae as a biomass feedstock: a preliminary analysis (No. PNNL-19944). Pacific Northwest National Lab. (PNNL), Richland, WA, United States. 41p. <https://doi.org/10.2172/1006310>
- Setchell WA, Gardner NL (1925) The marine algae of the Pacific coast of North America. University of California Press. Berkeley, Calif, USA. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.5719>
- Shukla PS, Borza T, Critchley AT, Prithiviraj B (2016) Carrageenans from red seaweeds as promoters of growth and elicitors of defense response in plants. Frontiers in Marine Science 3: 81. <https://doi.org/10.3389/fmars.2016.00081>
- Tiwari JK, Munshi AD, Kumar R, Pandey RN, Arora A, Bhat JS, Sureja AK (2010) Effect of salt stress on cucumber: Na⁺-K⁺ ratio, osmolyte concentration, phenols and chlorophyll content. Acta physiologiae plantarum 32(1): 103-114. <https://doi.org/10.1007/s11738-009-0385-1>
- Tuhy Ł, Chojnacka K, Michalak I, Witek-Krowiak A (2015) Algal extracts as a carrier of micronutrients-utitarian properties of new formulations. In: Se-Kwon K, Katarzyna Ch (eds) Marine algae extracts: processes, products, and applications. Volume 2. Wiley-VCH. Weinheim, Germany. pp. 465-488. <https://doi.org/10.1002/9783527679577.ch28>
- Zewail RMY (2014) Effect of seaweed extract and amino acids on growth and productivity and some biocostituents of common bean (*Phaseolus vulgaris* L) plants. Journal of Plant Production 5(8): 1441-1453. <https://doi.org/10.21608/jpp.2014.64669>