



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

VALORACIÓN HIDRO-AMBIENTAL DEL GÉNERO *Suaeda*,
GERMINACIÓN BAJO ESTRÉS POR NaCl, DETERMINACIÓN DE
COMPUESTOS BIOACTIVOS, CAPACIDAD ANTIOXIDANTE Y
BIOACCESIBILIDAD EN *S. edulis* Y *S. esteroa*.

T E S I S

Que para obtener el grado de

Doctora en Ciencias

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

P r e s e n t a

Francylli Regina Costa Becheleni

La Paz, Baja California Sur, junio de 2024.

ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 12:00 horas del día 13 del Mes de junio del 2024, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

"Valoración hidro-ambiental del género *Suaeda*, germinación bajo estrés por NaCl, determinación de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad en *S. edulis* y *S. esteroa* "

Presentada por la alumna:

Francylli Regina Costa Becheleni

Aspirante al Grado de DOCTORA EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACIÓN DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACIÓN EN **Agricultura Sustentable**

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

LA COMISIÓN REVISORA



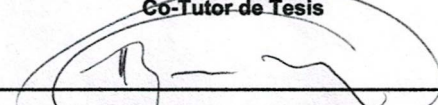
Dr. Enrique Troyo Diéguez
Director de Tesis



Dr. Luis Alejandro Bustamante Salazar
Co-Tutor de Tesis



Dr. Fernando Ayala Niño
Co-Tutor de Tesis



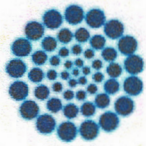
Dr. Raúl Octavio Martínez Rincón
Co-Tutor de Tesis



Dr. Alfonso Medel Narváez
Co-Tutor de Tesis



Dra. Alejandra Nieto Garibay,
Directora de Estudios de Posgrado y
Formación de Recursos Humanos



La Paz, Baja California Sur, a 12 de junio de 2024.

Los miembros del comité de tesis del (la) estudiante Francylli Regina Costa Becheleni del Programa de Doctorado en Ciencias en el Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales, revisamos el contenido de la tesis y otorgamos el Vo.Bo. dado que la tesis no representa un plagio de otro documento como lo muestra el reporte de similitud realizado:

- Herramienta antiplagio:
IThenticate®
- Filtros utilizados:
Excluir citas
Excluir bibliografías
- Porcentajes de similitud:
17 %
Se muestra captura de pantalla

INFORME DE ORIGINALIDAD

17%

ÍNDICE DE SIMILITUD

FUENTES PRIMARIAS

1	46cnsc.cinvestav.mx <small>Internet</small>	598 palabras — 2%
2	repositorioinstitucional.uson.mx <small>Internet</small>	436 palabras — 1%
3	hdl.handle.net <small>Internet</small>	384 palabras — 1%
4	cibnor.repositorioinstitucional.mx <small>Internet</small>	332 palabras — 1%
5	www.tandfonline.com <small>Internet</small>	227 palabras — 1%
6	repositorio.ipicyt.edu.mx <small>Internet</small>	146 palabras — < 1%
7	repositorio.uwiener.edu.pe <small>Internet</small>	143 palabras — < 1%
8	www.scielo.org.mx <small>Internet</small>	141 palabras — < 1%
9	www.researchgate.net <small>Internet</small>	118 palabras — < 1%
10	es.unionpedia.org <small>Internet</small>	

Firmas del Comité

Dr. Enrique Troyo Diéguez

Dr. Luis Alejandro
Bustamante Salazar

Dr. Fernando Ayala Niño

Dr. Raúl Octavio
Martínez Rincón

Dr. Alfonso Medel Narvárez

Conformación de Comités

Comité Tutorial

Dr. Enrique Troyo Diéguez
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.
Director de Tesis

Dr. Luis Alejandro Bustamante Salazar
Universidad de Concepción, Chile.
Co-Tutor de Tesis

Dr. Fernando Ayala Niño
Universidad Nacional Autónoma de México.
Co-Tutor de Tesis

Dr. Raúl Octavio Martínez Rincón
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.
Co-Tutor de Tesis

Dr. Alfonso Medel Narváez
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.
Co-Tutor de Tesis

Comité Revisor de Tesis

Dr. Enrique Troyo Diéguez
Dr. Luis Alejandro Bustamante Salazar
Dr. Fernando Ayala Niño
Dr. Raúl Octavio Martínez Rincón
Dr. Alfonso Medel Narváez

Jurado de Examen

Dr. Enrique Troyo Diéguez
Dr. Luis Alejandro Bustamante Salazar
Dr. Fernando Ayala Niño
Dr. Raúl Octavio Martínez Rincón
Dr. Alfonso Medel Narváez

Suplentes


Dr. Luis Hernández Adame
Dr. Gregorio Lucero Vega

Resumen

En la presente investigación se examinaron los principales atributos hidro-ambientales asociados con la distribución de las halófitas *Suaeda esteroa* en el noroeste de México (NO MEX) y suroeste de Estados Unidos (SO EE. UU.), así como *S. edulis* en el occidente de México (occ. MEX), Valle de México (V. MEX) y centro-oriente de México (c. ote. MEX). Asimismo, exploramos la factibilidad de introducir la especie semidomesticada *S. edulis* de regiones lluviosas del centro de México (c. MEX), donde su rendimiento es 8 toneladas por hectárea (t/ha) de biomasa, a una región árida del NO MEX. De acuerdo con el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental (IDHA), las localidades del c. MEX donde prospera *S. edulis* reflejan una adecuada disponibilidad de agua, con valores de 6 a 18, lo que indica suficiente humedad para el cultivo. En contraste, otras especies de *Suaeda*, incluyendo *S. esteroa*, se encuentran en el NO MEX y SO EE. UU., donde no cuentan con disponibilidad de agua o ésta es muy baja, con IDHA de 0 a 4 durante todo el año. Bajo este nivel de aridez, *S. edulis* requerirá estrategias de irrigación y reproducción para asegurar su viabilidad. Además de las limitaciones de precipitación (P) y temperatura (T) para *S. edulis* encontramos que es susceptible en la germinación a los tratamientos con cloruro de sodio (NaCl), mostrando latencia y quiescencia. En primer lugar, *S. edulis* no mostró germinación de 720 semillas, mientras que la técnica de inmersión mostró que solo una de 180 semillas evidenció germinación. Al observar tasas de germinación tan ineficientes, sin resultados favorables bajo gradientes de salinidad y de agua dulce, se evaluó el efecto de un biorregulador exógeno de crecimiento vegetal (Biozyme® TS), compuesto por ácido giberélico (AG), ácido indolacético (AIA) y zeatina (ZEA). El porcentaje de germinación mayor se observó para T4 (37.5 mg/L, AG) a las 24 h de exposición, mostrando 5 unidades, mientras que para T3 (25.0 mg/L, AG) reflejó 5.5 y 6 unidades después de 48 y 72 h, respectivamente. Así, para mejorar la germinación de *S. edulis*, se sugiere iniciar con T3 y aumentar gradualmente la concentración de AG. Por otro lado, las plantas halófitas presentan fitoquímicos con propiedades antioxidantes, como los compuestos fenólicos. Debido a la necesidad de aumentar la disponibilidad de alimentos saludables, existe un interés creciente en su potencial nutricional, sin embargo, sus compuestos bioactivos con efectos benéficos en la salud se encuentran limitados en su bioaccesibilidad (BA). *S. edulis* y *S. esteroa* se sometieron a extracciones químicas y digestión *in vitro*, para evaluar la BA y capacidad antioxidante total (CAT) de compuestos fenólicos. Los fenoles totales (FT), flavonoides totales (FLAT) y CAT de ambas fracciones (libres y conjugadas), así como en las fases de la digestión (oral, gástrica e intestinal) de *S. esteroa* fueron mayores que en *S. edulis*. Se observó 39.94 y 49.64 % superior en FT, 36 y 40.33 % en FLAT, 32.92 y 40.50 % en CAT (por DPPH '2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo'), 34.45 y 48.91 % en CAT (por TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox'), para las fracciones libres y conjugadas, respectivamente. Se determinó 4.84 % superior en FT, 0.05 % en FLAT, 28.94 % en CAT (DPPH) y 23.93 % en CAT (TEAC) en la fase intestinal. La BA de *S. edulis* fue mayor que en *S. esteroa*, siendo la intestinal la que reflejó más compuestos bioaccesibles (CBA). Se encontró un porcentaje de BA de FT y FLAT de 590.16 y 1012.93 % y un porcentaje de recuperación de CAT por DPPH y TEAC de 181.37 y 139.74 %. Se identificaron los ácidos fenólicos ferúlico, p-Cumárico y sináptico (hidroxicinámicos), gálico y protocateico (hidroxibenzoicos), se determinaron también los flavonoides catequina (flavanoles), quercetina, miricetina y rutina (flavonoles), naringenina y naringina (flavononas). *S. esteroa* presentó compuestos bioactivos (CB) en mayor concentración que *S. edulis* debido al estrés impuesto por su hábitat, sin embargo, los CB en *S. edulis* mostraron mayor BA, debido a que ha estado sujeto a mejoramiento tradicional.

Palabras clave: *Suaeda edulis*, *Suaeda esteroa*, estrés salino, germinación, compuestos bioactivos.

ORCID: 0000-0002-5226-8004



Dr. Enrique Troyo Diéguez
Vo.Bo. Director de Tesis

Summary

In the present research, we examined the main hydro-environmental attributes associated with the distribution of the halophytes *Suaeda esteroa* in northwestern Mexico (NW MEX) and southwestern United States (SW USA), as well as *S. edulis* in western Mexico (W MEX), Valley of Mexico (V MEX) and central-eastern Mexico (C-E MEX). We also explored the feasibility of introducing the semi-domesticated species *S. edulis* from rainy regions of central Mexico (C MEX), where its yield is 8 tons per hectare (t/ha) of biomass, to an arid region of NW MEX. According to the Hydroenvironmental Availability Index (HEAI), the locations in C MEX where *S. edulis* thrives reflect adequate water availability, with values from 6 to 18, indicating sufficient moisture for the crop. In contrast, other *Suaeda* species, including *S. esteroa*, are found in NW MEX and SW USA, where they face no or low water availability, with HEAI from 0 to 4 throughout the year. Under this level of aridity, *S. edulis* will require irrigation and breeding strategies to ensure its viability. In addition to the precipitation (P) and temperature (T) limitations for *S. edulis*, we found that it is susceptible in germination to sodium chloride (NaCl) treatments, showing dormancy and quiescence. First, *S. edulis* showed no germination of 720 seeds, while the immersion technique showed that one seed evidenced germination of 180 seeds. Observing such inefficient germination rates, without favorable results under salinity and freshwater gradients, the effect of an exogenous plant growth bioregulator (Biozyme[®] TS), composed of gibberellic acid (GA), indoleacetic acid (IAA) and zeatin (ZEA), was evaluated. The best germination percentage was observed for T4 (37.5 mg/L, GA) at 24 h of exposure, showing 5 units, while T3 (25.0 mg/L, GA) reflected 5.5 and 6 units after 48 and 72 h, respectively. For improving the germination of *S. edulis*, we suggest starting with T3 and gradually increasing the GA concentration. Halophytic plants have phytochemicals with antioxidant properties, such as phenolic compounds. Due to the need to increase the availability of healthy foods, there is a growing interest in their nutritional potential; however, the variability of their bioaccessibility (BA) constrains the beneficial effects of the bioactive compounds on health. We processed *S. edulis* and *S. esteroa* samples through chemical extractions and *in vitro* digestion to evaluate their BA and total antioxidant capacity (TAC) of the phenolic compounds. Total phenols (TP), total flavonoids (TFLA), and TAC of both fractions (free and conjugated), as well as in the digestion phases (oral, gastric, and intestinal) of *S. esteroa* were higher than in *S. edulis*. It was observed 39.94 and 49.64 % higher in TP, 36 and 40.33 % in TFLA, 32.92 and 40.50 % in TAC (by DPPH '2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl'), 34.45 and 48.91 % in TAC (by TEAC 'Trolox Equivalent Antioxidant Capacity'), for free and conjugated fractions, respectively. We determined that 4.84 % was higher in TP, 0.05 % in TFLA, 28.94 % in TAC (DPPH), and 23.93 % in TAC (TEAC) in the intestinal digestion phase. The BA of *S. edulis* was higher than in *S. esteroa*, being the intestinal phase that reflected more bioaccessible compounds (BAC). Results indicate a BA percentage of TP and TFLA of 590.16 and 1012.93 %, and a percentage recovery of TAC by DPPH and TEAC of 181.37 and 139.74 %. We identified phenolic acids ferulic, p-Coumaric and synaptic (hydroxycinnamic), gallic and protocateic (hydroxybenzoic), flavonoids catechin (flavanols), quercetin, myricetin and rutin (flavonols), naringenin and naringin (flavonones). *S. esteroa* presented bioactive compounds (BC) in higher concentration than *S. edulis* due to the stress imposed by its habitat; however, the BC in *S. edulis* showed higher BA, which obeys to the fact that this crop has been subject to traditional breeding.

Keywords: *Suaeda edulis*, *Suaeda esteroa*, saline stress, germination, bioactive compounds.

ORCID: 0000-0002-5226-8004



Dr. Enrique Troyo Diéguez
Vo.Bo. Director de Tesis

Dedicatoria

Con todo el amor y cariño ♥

A toda mi familia,

Mi madre Sonia de Fátima Costa Pontelo

Mi padrastro Gilberto Angelo Pontelo

Mis hermanos Thiago Marlon Costa Becheleni y Lucas Ayala Costa Pontelo

Los amo infinitamente

A la memoria de,

Mi padre Elias Becheleni

*“Nunca deixe que lhe digam que não vale a pena
Acreditar no sonho que se tem
Se você quiser alguém em quem confiar
Confie em si mesmo
Quem acredita sempre alcança.”*

Trecho da música “Mais uma vez”

Cantor e compositor Renato Russo (1960-1996) da banda brasileira Legião Urbana (1982-1996).

Agradecimientos

A Dios, por protegerme y darme fuerzas para superar todos los obstáculos y dificultades que se presentaron permitiéndome llegar a este momento y culminar esta etapa tan importante en mi formación ahora como Doctora en Ciencias.

A toda mi familia, mi madre Sonia de Fátima Costa Pontelo, mi padrastro Gilberto Angelo Pontelo y a mis hermanos Thiago Marlon Costa Becheleni y Lucas Ayala Costa Pontelo, gracias por el amor incondicional, por todo el apoyo, por la presencia constante en todos los momentos y por todo lo que han hecho por mí a lo largo de mi vida personal y académica.

A la memoria de mi padre Elias Becheleni, aunque lo haya perdido a una edad temprana siempre lo llevo en mi pensamiento.

Al Consejo Nacional de Humanidades Ciencias y Tecnologías (CONAHCyT) (CVU n.º 870540) por la beca otorgada (Becaria n.º 766309) para realizar mis estudios de Posgrado en el Programa de Doctorado en Ciencias en el Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales (DUMPRN) con orientación en Agricultura Sustentable. A través del apoyo, fue posible realizar compras de equipos, accesorios, reactivos, entre otros, asimismo realizar las estancias de investigación.

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR) y a la Academia de Ciencias Agrícolas (ACA) por la oportunidad de estudio y de crecimiento profesional, gracias por apoyarme en el desarrollo de mi tesis durante estos cuatro años y alcanzar esta meta.

Al proyecto de recursos fiscales 10021 del CIBNOR por otorgarme los apoyos parciales para realizar una estancia de investigación en el Laboratorio de Edafología Aplicada y Servicios Ambientales de la Unidad de Biotecnología y Prototipos (UBIPRO) de la Facultad de Estudios Superiores (FES - Iztacala) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y participar en el 46º Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo 2022. Asimismo, por el apoyo con la beca de manutención (febrero a junio de 2024).

Al proyecto de recursos fiscales 10025 del Programa de Agricultura en Zonas Áridas (PAZA), por otorgarme los apoyos totales para el pago del cargo por procesamiento de artículos (CPA) en las revistas *Plants* y *Agronomy* MDPI.

Al personal de la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos (DEPyFRH) en la Unidad La Paz: Dra. Gracia Alicia Gómez Anduro (directora 2020-2023), Dra. Alejandra Nieto Garibay (directora 2023 a la fecha), Adriana Teresa Franzoni García, Mtra. Osvelia Ibarra Morales, Tania Verónica Núñez Valdez, Lic. Leticia González Rubio Rivera, Lic. Raquel Emilia Herrera Vega, Lic. Horacio Sandoval Gómez, gracias por recibirme tan bien y por brindarme su apoyo en todo lo necesario durante mi estancia en el CIBNOR y por todo el trabajo realizado durante el periodo de contingencia sanitaria por la pandemia (COVID-19). Y en la Unidad Guaymas: al M. en C. Edgar Alcántara Razo gracias por brindarme su apoyo en el evento de la 8ª Semana de Posgrado en Guaymas.

Al personal de la Biblioteca “Dr. Daniel Lluch Belda”, Lic. María Esther Ojeda Castro, Lic. Ana María Talamantes Cota, Susana Luna García y Ana Yadira Marrón Martínez gracias por posibilitarme el espacio de la biblioteca y de las herramientas disponibles para que la búsqueda bibliográfica y localización de artículos científicos fuese posible.

A mi director de tesis, Dr. Enrique Troyo Diéguez (PAZA, CIBNOR), quién me impresiona por su calidad humana. Quiero expresar mi más sincero agradecimiento por brindarme el constante apoyo, la orientación, la dedicación, la paciencia, las enseñanzas, los invaluable consejos y la ayuda inmediata en todos los momentos que necesité desde el inicio de este proyecto. Gracias y exclusivamente a usted es que se logró avanzar con esta investigación. Mil gracias por acompañarme durante estos cuatro años y contribuir a mi formación académica. También por permitirme trabajar a su lado y principalmente por tu hermosa amistad. Asimismo, por los conocimientos impartidos en los cursos de los Tópicos Selectos de la Especialidad I y II: Estancia de Investigación, Análisis Biomatemático y Diseño de Experimentos, Taller Análisis Estadístico Multivariado, Agroecología: Fundamentos para el Desarrollo Agropecuario Sostenible y Diagnóstico y Gestión del Recurso Agua en Zonas Áridas.

A mi co-tutor, Dr. Luis Alejandro Bustamante Salazar (UdeC), Chile, que aún con la distancia ha demostrado su entusiasmo en este proyecto. Gracias por los conocimientos compartidos, la valiosa orientación y por impartirme de manera virtual el curso de Cromatografía y Espectrometría de Masas en el Análisis Metabólico.

A mi co-tutor, Dr. Fernando Ayala Niño (FES - Iztacala, UNAM), que tuve el gusto de conocer y de pronto surgir una linda amistad. Mil gracias por recibirme y apoyarme a una Estancia de Investigación en el Laboratorio de Edafología Aplicada y Servicios Ambientales de la Unidad de Biotecnología y Prototipos (UBIPRO) de la Facultad de Estudios Superiores (FES - Iztacala) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y por acompañarme a un trabajo de campo en la zona chinampera de Xochimilco, Ciudad de México. También por los conocimientos compartidos y la valiosa orientación.

A mis co-tutores, Dr. Raúl Octavio Martínez Rincón y Dr. Alfonso Medel Narváez (PLAYCO, CIBNOR), gracias por los conocimientos compartidos y la valiosa orientación.

Al Dr. Roberto Noguez Hernández de la Universidad Autónoma Chapingo (UACH), por su pronta disponibilidad en proporcionarme la información y enviarme el material vegetal (semillas) de *S. edulis*.

Al Ingeniero y productor de romeritos Próspero Rosales, por su apoyo en un trabajo de campo en la zona chinampera de Xochimilco, Ciudad de México y al técnico Pedro Luna García de la estación experimental del CIBNOR, por su apoyo en un trabajo de campo en playa Balandra, Baja California Sur, de los cuales fue posible conocer el cultivo de *S. edulis* y el sitio de establecimiento de *S. esteroa* y coleccionar ambos materiales vegetales (plantas).

Al Dr. José Juan Pérez Navarro (en memoria) y Dr. José Luis León de la Luz del Programa de Planeación Ambiental y Conservación (PLAYCO, CIBNOR), por la confirmación de la especie *S. esteroa* en playa Balandra.

A la Dra. Josefina Vásquez Medrano del Laboratorio de Fisiotecnia Vegetal de la Unidad de Biotecnología y Prototipos (UBIPRO) de la Facultad de Estudios Superiores (FES - Iztacala) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). Al Dr. Miguel Ángel Zavala Sánchez y al M. en C. Raúl Calleros Flores de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud del Departamento de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM - Xochimilco). A la Dra. Claudia Judith Hernández Guerrero del Laboratorio de Microbiología y Biología Molecular del Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas (CICIMAR) del Instituto Politécnico Nacional (IPN) por permitirme hacer uso de los equipos liofilizadores para el proceso de secado de ambos materiales vegetales (plantas) de *S. edulis* y *S. esteroa*.

A la Dra. Rosario Maribel Robles Sánchez y al Dr. Alan Amado Ruiz Hernández mil gracias por recibirme y apoyarme a una Estancia de Investigación en el Laboratorio de Alimentos Funcionales y Nutraceuticos del Departamento de Investigación y Posgrado en Alimentos (DIPA) - Facultad Interdisciplinaria de Ciencias Biológicas y de Salud (FICBS) de la Universidad de Sonora (UNISON - Hermosillo).

A la Dra. Norma Julieta Salazar López de la Facultad de Medicina Mexicali de la Universidad Autónoma de Baja California (UABC) por apoyarme en la capacitación con el equipo UHPLC-DAD.

A la Dra. Karla Suzeth Trejo Berumen, Dr. Ricardo Pérez Enríquez, Dr. Pedro Enrique Saucedo Lastra y Dr. Rafael Campos Ramos por los conocimientos impartidos en los talleres del CIBNOR. Asimismo, a todos los demás doctores por su participación.

Al Dr. Gregorio Lucero Vega de la Universidad Autónoma de Baja California Sur (UABCS) por su apoyo y amistad.

A mis compañeros de generación, Andrea Margarita de Anda Trasviña, Anabelle Pérez Olivas, Clara Adèle Py, Elizabeth Brassea Pérez, Camila Mac Loughlin Aleman, Adán Silva Flores, Christian Aníbal Silva Ontiveros y Jorge Alberto Mares Mayagoitia, gracias por las experiencias compartidas.

A todos mis amigos de Brasil gracias por la amistad.

¡Muchas gracias a todos!

Contenido

Resumen	i
Summary	ii
Dedicatoria.....	iii
Agradecimientos.....	iv
Contenido.....	ix
Lista de figuras.....	xv
Lista de tablas	xviii
Abreviaturas	xix
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	3
2.1 Introducción de cultivos alternativos en regiones con escasez de agua	3
2.2 Efectos de la sequía y salinidad en las plantas.....	3
2.3 Caracterización y clasificación de los suelos salinos	4
2.4 Halófitas en la restauración de suelos salinos.....	6
2.5 Quelites.....	8
2.6 Familia Amaranthaceae - subfamilia Chenopodiaceae - género <i>Suaeda</i>	10
2.6.1 Romerito (<i>Suaeda edulis</i>).....	10
2.6.1.1 Clasificación taxonómica del romerito (<i>Suaeda edulis</i>).....	11
2.6.1.2 Producción de romerito en México	12
2.6.2 Estuario seablita (<i>Suaeda esteroa</i>)	12
2.6.2.1 Clasificación taxonómica del estuario seablita (<i>Suaeda esteroa</i>).....	13
2.7 Descriptores hidro-ambientales relacionados con el clima	14
2.8 Latencia del género <i>Suaeda</i> : conocimiento para asegurar la germinación de <i>S. edulis</i>	15
2.9 Respuestas bioquímicas de las plantas al estrés abiótico.....	16
2.9.1 Metabolismo secundario de las plantas	16
2.9.1.1 Compuestos fenólicos y su potencial antioxidante	16
2.10 Compuestos bioactivos del género <i>Suaeda</i> : <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	17
3. JUSTIFICACIÓN	18
4. HIPÓTESIS	20
5. OBJETIVO	21
5.1 Objetivo general.....	21
5.2 Objetivos particulares.....	21
6. MATERIAL Y MÉTODOS	22
6.1 Identificación de las especies del género <i>Suaeda</i> presentes en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos y comparación de la variabilidad climática de precipitación y temperatura de las localidades de establecimiento aplicando el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental	22
6.1.1 Regiones de estudio	22
6.1.1.1 Noroeste de México.....	22
6.1.1.1.1 Geografía, clima y suelos del noroeste de México.....	22
6.1.1.1.2 Centro de México.....	23
6.1.2 Distribución y adaptación del género <i>Suaeda</i>	24
6.1.3 Localidades seleccionadas	27

6.1.4	Descriptores hidro-ambientales	29
6.1.5	Obtención de datos y análisis estadístico	30
6.2	Análisis de los principales criterios hidro-ambientales para la introducción de <i>S. edulis</i> de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México para el diagnóstico de los requerimientos básicos para su establecimiento	31
6.2.1	Criterios hidro-ambientales	31
6.3	Determinación del potencial de germinación de <i>S. edulis</i> bajo condiciones de estrés por cloruro de sodio	31
6.3.1	Material vegetal	31
6.3.2	Preparación de tratamientos con cloruro de sodio	31
6.3.3	Descripción del experimento con cloruro de sodio	32
6.3.4	Instalación experimental.....	33
6.4	Evaluación de un biorregulador exógeno para interrumpir la latencia y promover la germinación de <i>S. edulis</i>	33
6.4.1	Preparación de tratamientos con Biozyme® TS.....	33
6.4.2	Descripción del experimento con Biozyme® TS.....	34
6.4.3	Instalación experimental.....	35
6.4.4	Variables de la germinación.....	35
6.4.4.1	Porcentaje de germinación	35
6.4.4.2	Tiempo medio de germinación	36
6.4.4.3	Tasa de germinación	36
6.4.4.4	Coficiente de velocidad de germinación.....	36
6.4.5	Diseño experimental y análisis estadístico	36
6.5	Determinación del contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad bajo condiciones gastrointestinales <i>in vitro</i> en <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	37
6.5.1	Lugar de estudio e instalación experimental.....	37
6.5.2	Material vegetal	37
6.5.3	Obtención de la harina.....	38
6.5.4	Obtención de los extractos	38
6.5.4.1	Extracción de compuestos libres	38
6.5.4.2	Extracción de compuestos conjugados	38
6.5.5	Ensayo de simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal	39
6.5.5.1	Fase oral	41
6.5.5.2	Fase gástrica.....	41
6.5.5.3	Fase intestinal	41
6.5.6	Determinación de compuestos bioactivos	42
6.5.6.1	Cuantificación de fenoles totales.....	42
6.5.6.2	Cuantificación de flavonoides totales	43
6.5.7	Determinación de la capacidad antioxidante	43
6.5.7.1	Ensayo DPPH '2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo'	43
6.5.7.2	Ensayo TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox'	44
6.5.8	Estimación de la bioaccesibilidad	45
6.5.9	Cuantificación de fenoles y flavonoides totales mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD).....	45
6.5.10	Obtención de datos y análisis estadístico.....	46
7.	RESULTADOS	47

7.1 Identificación de las especies del género <i>Suaeda</i> presentes en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos y comparación de la variabilidad climática de precipitación y temperatura de las localidades de establecimiento aplicando el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental	47
7.1.1 Distribución y adaptación del género <i>Suaeda</i>	47
7.1.2 Clima y suelo del género <i>Suaeda</i> en el noroeste de México y centro de México	49
7.1.3 Descriptores hidro-ambientales	52
7.1.3.1 Precipitación.....	52
7.1.3.2 Temperatura.....	53
7.1.3.3 Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental	55
7.1.4 Análisis de varianza	57
7.2 Análisis de los principales criterios hidro-ambientales para la introducción de <i>S. edulis</i> de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México para el diagnóstico de los requerimientos básicos para su establecimiento	58
7.2.1 Criterios hidro-ambientales	58
7.3 Determinación del potencial de germinación de <i>S. edulis</i> bajo condiciones de estrés por cloruro de sodio.....	62
7.3.1 Experimento con cloruro de sodio.....	62
7.4 Evaluación de un biorregulador exógeno para interrumpir la latencia y promover la germinación de <i>S. edulis</i>	62
7.4.1 Pruebas de normalidad de Kolmogorov Smirnov y de homocedasticidad de Levene ..	62
7.4.2 Experimento con Biozyme® TS.....	63
7.4.2.1 Porcentaje de germinación	63
7.4.2.2 Tiempo medio de germinación	65
7.4.2.3 Tasa de germinación	67
7.4.2.4 Coeficiente de velocidad de germinación.....	69
7.4.3 Resumen de las respuestas de porcentaje de germinación	71
7.5 Determinación del contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad bajo condiciones gastrointestinales <i>in vitro</i> en <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	72
7.5.1 Pruebas de normalidad de Kolmogorov Smirnov y de homocedasticidad de Levene ..	72
7.5.2 Determinación de compuestos bioactivos	72
7.5.2.1 Contenido de fenoles y flavonoides totales libres y conjugados.....	72
7.5.2.2 Contenido de fenoles y flavonoides totales durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal.....	74
7.5.3 Determinación de la capacidad antioxidante	76
7.5.3.1 Capacidad antioxidante total libre y conjugada por los ensayos de DPPH '2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox'	76
7.5.3.2 Capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox' durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal.....	77
7.5.4 Estimación de la bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal	78
7.5.5 Estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox' durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal.....	79
7.5.6 Identificación de fenoles y flavonoides totales libres y conjugados mediante	

cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)	79
7.5.7 Identificación de fenoles y flavonoides totales durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)	81
8. DISCUSIÓN	84
8.1 Identificación de las especies del género <i>Suaeda</i> presentes en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos y comparación de la variabilidad climática de precipitación y temperatura de las localidades de establecimiento aplicando el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental	84
8.1.1 Distribución y adaptación del género <i>Suaeda</i>	84
8.1.2 Clima y suelo del género <i>Suaeda</i> en el noroeste de México y centro de México	84
8.1.3 Descriptores Hidro-ambientales	84
8.2 Análisis de los principales criterios hidro-ambientales para la introducción de <i>S. edulis</i> de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México para el diagnóstico de los requerimientos básicos para su establecimiento	85
8.2.1 Criterios hidro-ambientales	85
8.3 Determinación del potencial de germinación de <i>S. edulis</i> bajo condiciones de estrés por cloruro de sodio	86
8.4 Evaluación de un biorregulador exógeno para interrumpir la latencia y promover la germinación de <i>S. edulis</i>	87
8.5 Determinación del contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad bajo condiciones gastrointestinales <i>in vitro</i> en <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	88
8.5.1 Fenoles totales libres y conjugados	88
8.5.2 Flavonoides totales libres y conjugados	89
8.5.3 Fenoles y flavonoides totales durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal	90
8.5.4 Bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal	91
8.5.5 Capacidad antioxidante total libre y conjugada por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox'	91
8.5.6 Capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox' durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal	93
8.5.7 Recuperación de la capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox' durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal	93
8.5.8 Identificación de fenoles y flavonoides totales libres y conjugados mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)	94
8.5.9 Identificación de fenoles y flavonoides totales durante la simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)	99
9. CONCLUSIONES	101
9.1 Objetivos 1 y 2	101
9.2 Objetivos 3 y 4	102

9.3 Objetivo 5	102
9.4 Recomendaciones	104
10. LITERATURA CITADA	105
11. ANEXOS	128
Anexo A. Prueba de normalidad para las variables porcentaje de germinación (%) (valores transformados), tiempo medio de germinación (días), tasa de germinación (%/día) y coeficiente de velocidad de germinación (días) de <i>S. edulis</i> con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).....	128
Anexo B. Prueba de homocedasticidad para las variables porcentaje de germinación (%) (valores transformados), tiempo medio de germinación (días), tasa de germinación (%/día) y coeficiente de velocidad de germinación (días) de <i>S. edulis</i> con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).	129
Anexo C. Comparación de medias de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de <i>S. edulis</i> con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).....	130
Anexo D. Comparación de medias de tiempo medio de germinación (días) de <i>S. edulis</i> con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS ácido giberélico (AG).	130
Anexo E. Comparación de medias de tasa de germinación (%/día) de <i>S. edulis</i> con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS ácido giberélico (AG).....	131
Anexo F. Comparación de medias de coeficiente de velocidad de germinación (días) de <i>S. edulis</i> con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS ácido giberélico (AG).	131
Anexo G. Prueba de normalidad para fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH y TEAC de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	132
Anexo H. Prueba de homocedasticidad para fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH y TEAC de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	133
Anexo I. Prueba de normalidad para fenoles totales, flavonoides totales y capacidad antioxidante total por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	134
Anexo J. Prueba de homocedasticidad para fenoles totales, flavonoides totales y capacidad antioxidante total por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	135
Anexo K. Prueba de normalidad para la estimación de la bioaccesibilidad (%) de fenoles totales y flavonoides totales y estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	136
Anexo L. Prueba de homocedasticidad para la estimación de la bioaccesibilidad (%) de fenoles totales y flavonoides totales y estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	137
Anexo M. Prueba t-Student para fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH y TEAC de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	138
Anexo N. Prueba t-Student para fenoles totales, flavonoides totales y capacidad antioxidante total por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	139
Anexo O. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales libres por UHPLC-DAD de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	140
Anexo P. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales conjugados por UHPLC-DAD de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	141
Anexo Q. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales de digestos en fase oral	

de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i> por UHPLC-DAD.....	142
Anexo R. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales de digestos en fase gástrica de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i> por UHPLC-DAD.....	143
Anexo S. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales de digestos en fase intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i> por UHPLC-DAD.....	144
Anexo T. Artículo publicado. Hydro-environmental criteria for introducing an edible halophyte from a rainy region to an arid zone: a study case of <i>Suaeda</i> spp. as a new crop in NW México.....	145
Anexo U. Artículo publicado. Interruption of seed dormancy and <i>in vitro</i> germination of the halophile emerging crop <i>Suaeda edulis</i> (Chenopodiaceae).....	162
Anexo V. Artículo publicado. Determination of bioactive compounds and antioxidant capacity of the halophytes <i>Suaeda edulis</i> and <i>Suaeda esteroa</i> (Chenopodiaceae): an option as novel healthy agro-foods.....	179
Anexo W. Artículo sometido. <i>In vitro</i> bioaccessibility of phenolic compounds from the halophytes <i>Suaeda edulis</i> and <i>Suaeda esteroa</i> : opportunity for the development of foods.....	216
Anexo X. Memoria en extenso presentado en congreso nacional	257
Anexo Y. Memoria en extenso presentado en congreso nacional (colaboración)	258
Anexo Z. Memoria en extenso.	259
Anexo AA. Artículo de divulgación sometido (colaboración).....	260
Anexo AB. Participación y reconocimiento como árbitro en congreso nacional.....	261
Anexo AC. Capítulo de libro publicado (colaboración).....	262

Lista de figuras

Figura 1. Ubicación geográfica de la especie <i>S. edulis</i> en Xochimilco, Ciudad de México.	11
Figura 2. Ubicación geográfica de la especie <i>S. esteroa</i> en Playa Balandra, La Paz, Baja California Sur, al sur de la península de Baja California en el noroeste de México.	13
Figura 3. Ubicación geográfica de las regiones de estudio. (a) occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México, donde se cultiva la halófito <i>S. edulis</i> ; (b) La Paz, Baja California Sur, localidad objetivo en el noroeste de México para la introducción de <i>S. edulis</i>	24
Figura 4. Ubicación geográfica de Playa Balandra, La Paz, Baja California Sur, al sur de la península de Baja California en el noroeste de México.	26
Figura 5. Ubicación geográfica de las regiones occidente de México, Valle de México y centro oriente de México, donde se cultiva la halófito <i>S. edulis</i> . Tomado y Adaptado de Noguez-Hernández et al. (2013).	28
Figura 6. Ubicación geográfica de las regiones noroeste de México y suroeste de Estados Unidos, donde se encuentran diferentes especies del género <i>Suaeda</i> . Red de Herbarios del Noroeste de México.	28
Figura 7. Aparición y aspecto de la radícula de <i>S. edulis</i> germinada con 25 mg/L de ácido giberélico a las 48 h.	35
Figura 8. Esquema general de simulación <i>in vitro</i> de la digestión gastrointestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	40
Figura 9. (a) Datos históricos de precipitación (mm) en seis estaciones en la región occidente de México (Jalisco, Michoacán y Guanajuato) y (b) en nueve estaciones en el Valle de México y región centro-oriente de México (Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México), donde se reporta <i>S. edulis</i>	52
Figura 10. Datos históricos de precipitación (mm) en siete estaciones en la región noroeste de México (Baja California Sur y Sonora) y en dos estaciones en el suroeste de Estados Unidos (California), donde se reportan varias especies del género <i>Suaeda</i>	53
Figura 11. (a) Datos históricos de temperatura (°C) en seis estaciones en la región occidente de México (Jalisco, Michoacán y Guanajuato) y (b) en nueve estaciones en el Valle de México y región centro-oriente de México (Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México), donde se reporta <i>S. edulis</i>	54
Figura 12. Datos históricos de temperatura (°C) en siete estaciones en la región noroeste de México (Baja California Sur y Sonora) y en dos estaciones en el suroeste de Estados Unidos (California), donde se reportan varias especies del género <i>Suaeda</i>	55
Figura 13. (a) Datos históricos del Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental de seis estaciones en la región occidente de México (Jalisco, Michoacán y Guanajuato) y (b) de nueve estaciones en el Valle de México y región centro-oriente de México (Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México), donde se reporta <i>S. edulis</i>	56
Figura 14. Datos históricos del Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental en siete estaciones en la región noroeste de México (Baja California Sur y Sonora) y en dos estaciones en el suroeste de Estados Unidos (California), donde se reportan varias especies del género <i>Suaeda</i>	57
Figura 15. Representación gráfica del análisis de varianza para el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental agrupadas en regiones de asentamiento de <i>S. edulis</i> (occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México) y del género <i>Suaeda</i> (noroeste de México y suroeste de Estados Unidos). Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre regiones. La p significativa (prueba Tukey, $p < 0.001$) se indican con (***).....	58

- Figura 16.** Imágenes de los experimentos de germinación de *S. edulis* con cloruro de sodio. (a y b) semillas sin tratamiento de inmersión (c) semillas con inmersión previa durante 24 h en agua destilada.62
- Figura 17.** Respuesta de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01, 0.001$) se indican con (*, **, ***).....64
- Figura 18.** Respuesta de tiempo medio de germinación (días) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01, 0.001$) se indican con (*, **, ***).....66
- Figura 19.** Respuesta de tasa de germinación (%/día) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01$) se indican con (*, **).68
- Figura 20.** Respuesta de coeficiente de velocidad de germinación (días) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01$) se indican con (*, **).70
- Figura 21.** Resumen de las respuestas de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG).71
- Figura 22.** Tendencia de las respuestas de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de *S. edulis* a lo largo de los días de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG).71
- Figura 23.** Fenoles totales libres y conjugados (mg EAG/g, ps: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).73
- Figura 24.** Flavonoides totales libres y conjugados (mg EQ/g, ps: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).73
- Figura 25.** (A) Fenoles totales (mg EAG/g, ps: peso seco) y (B) flavonoides totales (mg EQ/g, ps: peso seco) de los digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* durante el proceso de simulación gastrointestinal *in vitro*. Las líneas corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre líneas indican diferencias estadísticamente significativas entre especies para cada fase (prueba t-Student, $p < 0.001$). La línea azul indica el contenido de fenoles y flavonoides no digeridos de *S. esteroa* y la línea roja de *S. edulis*.75
- Figura 26.** Capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$, ps: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).76

Figura 27. Capacidad antioxidante total libre y conjugada por TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).77

Figura 28. Capacidad antioxidante total por (A) DPPH, y (B) TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps: peso seco) de los digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* durante el proceso de simulación gastrointestinal *in vitro*. Las líneas corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre líneas indican diferencias estadísticamente significativas entre especies para cada fase (prueba t-Student, $p < 0.05, 0.01, 0.001$). La línea azul indica la capacidad antioxidante no digerida de *S. esteroa* y la línea roja de *S. edulis*.78

Lista de tablas

Tabla 1. Clasificación de suelos afectados por salinidad, según sus propiedades.	5
Tabla 2. Clasificación de la salinidad y sus efectos sobre las plantas.	6
Tabla 3. Clasificación de los diferentes tipos de suelos de México.	6
Tabla 4. Anuario estadístico de la producción agrícola del romerito.	12
Tabla 5. Determinación de localidades de <i>S. edulis</i> y <i>Suaeda</i> spp.	27
Tabla 6. Tratamientos de cloruro de sodio preparados en el experimento de germinación de <i>S. edulis</i>	32
Tabla 7. Tratamientos de Biozyme® TS preparados en el experimento de germinación de <i>S. edulis</i>	34
Tabla 8. Distribución de dieciséis especies halófitas del género <i>Suaeda</i> , familia Amaranthaceae.	48
Tabla 9. Hábitat y rasgos vegetales de dieciséis especies halófitas del género <i>Suaeda</i> , familia Amaranthaceae.	51
Tabla 10. Criterios hidro-ambientales y posibles problemas o limitaciones a enfrentar como consecuencia de la introducción de <i>S. edulis</i> desde regiones lluviosas del centro de México a una región árida del noroeste de México.	60
Tabla 11. Factores ambientales y posibles implicaciones asociadas a la introducción de <i>S. edulis</i> desde regiones lluviosas del centro de México a una región árida del noroeste de México.	61
Tabla 12. Estimación de la bioaccesibilidad (%) de fenoles totales y flavonoides totales de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	79
Tabla 13. Estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	79
Tabla 14. Identificación de ácidos fenólicos y flavonoides libres totales de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i> mediante UHPLC-DAD.	80
Tabla 15. Identificación de ácidos fenólicos y flavonoides conjugados totales de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i> mediante UHPLC-DAD.	81
Tabla 16. Identificación de ácidos fenólicos totales de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i> mediante UHPLC-DAD.	82
Tabla 17. Identificación de flavonoides totales de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de <i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i> mediante UHPLC-DAD.	82

Abreviaturas

%	por ciento
CONAPO	Consejo Nacional de Población
UNEP	(acrónimo del inglés <i>United Nations Environment Programme</i>) (en español Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente)
UNCCD	(acrónimo del inglés <i>United Nations Convention to Combat Desertification</i>) (en español Convención de las Naciones Unidas de Lucha contra la Desertificación)
ha	hectárea (s)
dS/m	deciSiemens por metro
°C	grados Celsius
mmho/cm	milimhos por centímetro
mS/cm	miliSiemens por centímetro
dS	deciSiemens
mM	milimolar
mol/L	mol por litro
USDA	(acrónimo del inglés <i>United States Department of Agriculture</i>) (en español Departamento de Agricultura de Estados Unidos)
INTAGRI	Instituto para la Innovación Tecnológica en la Agricultura
etim.	etimología
PUFA	(acrónimo del inglés <i>Poly-Unsaturated Fatty Acids</i>) (en español ácidos grasos poliinsaturados)
e-HALOPH	Base de datos de halófitas y otras plantas tolerantes a la salinidad
cm	centímetros
mm	milímetros
sp.	especie o especie de
nov.	nuevo nombre a un taxón
Kg	kilogramo
infobae	(acrónimo del inglés <i>information before anyone else</i>) (en español información antes que nadie)
t	toneladas
SIAP	Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera
Coast Salish	pueblo indígena que habita en Estados Unidos (en español Salish de la costa)
OSPI	(acrónimo del inglés <i>Washington Office of Superintendent of Public Instruction</i>) (en español oficina del superintendente de Instrucción pública de Washington)
CONAGUA	Comisión Nacional del Agua
WorldClimate	Base de datos meteorológicos mundiales sobre precipitaciones y temperaturas
N	norte
O	oeste
km ²	kilómetros cuadrados
BW	clima desértico muy árido
BWhw	clima de tipo muy árido semicálido
BS1	clima estepario semiseco
BS1kw	clima de tipo templado

CONABIO	Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
Calflora	Base de datos con información sobre plantas silvestres de California
RHNM	Red de Herbarios del Noroeste de México
plants-USDA	Base de datos de plantas del Departamento de Agricultura de Estados Unidos
HCIB	Herbario del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S.C. 'Anetta Mary Carter'
HUSON-	Herbario de la Universidad de Sonora - Departamento de Investigaciones
DICTUS	Científicas y Tecnológicas
HBCMEX-UABC	Herbario de Baja California México - Universidad Autónoma de Baja California
HUAS	Herbario de la Universidad Autónoma de Sinaloa 'Jesús González Ortega'
HCIAID	Herbario del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo
HCIIIDIR	Herbario del Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional
UCBG	(acrónimo del inglés <i>University of California Botanical Garden</i>) (en español Jardín Botánico de la Universidad de California)
SDBG	(acrónimo del inglés <i>San Diego Botanic Garden</i>) (en español Jardín Botánico de San Diego)
IM	Índice de Martonne
IDHA	Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental
L	litro
mg/L	miligramos por litro
EasyCalculatio	calculadora de conversión de unidades
n	
M	molar
g/L	gramos por litro
p/v	relación en porcentaje entre el peso del soluto y el volumen de la solución
min	minutos
mL	mililitros
h	hora (s)
IRST	(acrónimo del inglés <i>International Rules for Seed Testing</i>) (en español Normas Internacionales para el Análisis de Semillas)
ISTA	(acrónimo del inglés <i>International Seed Testing Association</i>) (en español Asociación Internacional para el Ensayo de Semillas)
g	gramo
rpm	revoluciones por minuto
g/mL	gramos por mililitro
s	segundos
CIOMS	(acrónimo del inglés <i>Council for International Organizations of Medical Sciences</i>) (en español Consejo de Organizaciones Internacionales de las Ciencias Médicas)
µm	micra, micrómetro o micrón
RFC	reactivo de Folin-Ciocalteu
µL	microlitros
nm	nanómetros
TAC	(acrónimo del inglés <i>Total Antioxidant Capacity</i>) (en español capacidad antioxidante total)

UHPLC	(acrónimo del inglés <i>Ultra High Performance Liquid Chromatography</i>) (en español cromatografía líquida de ultra alto rendimiento)
DAD	(acrónimo del inglés <i>Diode Array Detector</i>) (en español: detector de matriz de diodos)

1. INTRODUCCIÓN

México se encuentra entre los países de América Latina con mayor extensión territorial. Las zonas áridas y semiáridas abarcan aproximadamente el 50 % del territorio nacional (Arámbula, 2005). Y albergan a una población de 131.1 millones de personas (CONAPO, 2023). Estas regiones se caracterizan por mostrar importantes variaciones de las temperaturas diurnas y nocturnas, incidencia de radiación solar y precipitaciones escasas o erráticas. Debido a la baja precipitación en forma de lluvia o neblina y al incremento de la temperatura, provocan que la evapotranspiración potencial sea mayor a la precipitación media anual, reflejando una baja disponibilidad hídrica (Medrano, 2012). Situación por la cual se ve limitado el desarrollo de las actividades agropecuarias (Arámbula, 2005).

En la agricultura los procesos de degradación insostenible del suelo y la escasez de agua son factores que afectan e implican en la reducción de la productividad agrícola en zonas áridas (Troyo-Diéguez *et al.*, 2010; Hossain *et al.*, 2020; Lal, 2020; Ekka *et al.*, 2023). Sobre todo, en la capacidad actual y o futura en suministrar los servicios ecosistémicos agrarios de los cuales depende el bienestar y la salud humana (Viota, 2020; Palomo Campesino, 2021). La tendencia a la desertificación de la tierra y degradación de los suelos es causada frecuentemente por la alta presión que ejerce el hombre en el uso de los recursos naturales (Mazuela Águila, 2013) lo que incluye el sobrepastoreo (35 %), deforestación (29 %) y malas prácticas agrícolas (28 %). La erosión hídrica es la forma más común de degradación del suelo (56 %) (UNEP, 2002). Entre los procesos que afectan la calidad de los suelos agrícolas a largo plazo destaca la desertificación, la cual se define como la degradación de las tierras de zonas áridas, semiáridas y subhúmedas secas, como resultado de diversos factores, como las variaciones climáticas y las actividades humanas (UNCCD, 1994). A nivel mundial, 39.72 % de estas regiones son susceptibles a procesos de desertificación que albergan a una extensión de 5,169.1 millones ha. De los cuales América del Norte ocupa el tercer lugar con 732.4 millones ha (Middleton y Thomas, 1997; Granados-Sánchez *et al.*, 2013).

De manera particular, en el estado de Baja California Sur, diversas zonas áridas y semiáridas costeras presentan procesos de degradación del suelo y agua, reflejando pérdida de la fertilidad y potencial de producción. La única fuente de agua dulce proviene de las aguas subterráneas, que se encuentran limitadas debido a la sobreexplotación de los acuíferos, que conlleva el descenso

de los niveles freáticos a consecuencia de que se extrae un mayor volumen de agua, superando al volumen que ingresa por infiltración (lluvias), además de que la calidad de estas aguas tiende a disminuir por la intrusión salina (agua de mar). En numerosos casos, también se observa la contaminación por agroquímicos, la salinización de aguas remanentes retenidas en represas, pozos y depresiones del terreno para uso doméstico o agropecuario y la salinización de tierras para usos agrícolas (Troyo-Diéguez *et al.*, 2010).

Ante esta problemática, es importante realizar estudios con cultivos alternativos eficientes en el uso, manejo y preservación de los recursos naturales en zonas áridas de México, que tengan atributos para conservar los recursos agua y suelo.

En el contexto anterior, la presente investigación tiene por objetivos proponer los principales criterios hidro-ambientales para la introducción del romerito (*S. edulis*) de una región lluviosa a una zona árida, con el fin de diagnosticar los requerimientos hidro-térmicos básicos para su establecimiento exitoso. Asimismo, en virtud de que esta especie presenta una germinación retardada principalmente en condiciones salinas, se evaluó un biorregulador de crecimiento vegetal como agente mitigador de la salinidad para mejorar la germinación e interrumpir la latencia. Además, determinar el potencial bioactivo de *S. edulis* y *S. esteroa* (estuario seablita) para impulsar su consumo como alimento, al considerarlos como cultivos alternativos sostenibles viables para hacer frente a la escasez de alimentos en regiones con escasos recursos naturales, así como para contrarrestar enfermedades crónico-degenerativas asociadas a la obesidad. Para lograr cumplir con este último objetivo, es necesario conocer los potenciales efectos benéficos para la salud, por lo que se determinó la bioaccesibilidad de los compuestos fenólicos de ambas halófitas, lo que se acercó a la comprensión de los procesos de liberación de estos durante las diferentes etapas de digestión.

2. ANTECEDENTES

2.1 Introducción de cultivos alternativos en regiones con escasez de agua

La introducción de cultivos alternativos que ofrecen una alta eficiencia en el uso, manejo y preservación del recurso hídrico en zonas áridas de México ayudará a reducir su creciente demanda (Salazar-Moreno *et al.*, 2014). Durante millones de años gracias al proceso de la selección natural, las especies mejor adaptadas han sobrevivido al ambiente desértico (Obeidy, 2008; Darwin y Wallace, 2009). Las plantas xerófitas, halófitas y cultivos tolerantes han evolucionado a través de los años por la capacidad de adaptación a las condiciones extremadamente secas, al desarrollar mecanismos fisiológicos de sobrevivencia y defensa frente a los diferentes tipos de estrés 'biótico y abiótico' (Wink, 2003; Fedoroff *et al.*, 2010; Zhu, 2016).

De acuerdo con Robert-Seilaniantz *et al.* (2009), el estrés se clasifica en dos tipos de factores:

- Factores bióticos: producidos por la acción de organismos vivos. Ejemplos: animales (insectos), microorganismos patógenos (bacterias, hongos, virus, nematodos y oomicetos).
- Factores abióticos: producidos por la acción de componentes no vivos (químicos y físicos). Ejemplos: salinidad (estrés salino), sequía (estrés hídrico), temperaturas extremas (estrés por calor, frío y congelación), encharcamiento e inundación (estrés por anaerobiosis), presencia de dióxido de azufre (SO₂), óxido de nitrógeno (NO_x), clorofluorocarburos (CFC), ozono (O₃), aluminio (Al), arsenato (AsO₄⁻³), cadmio (Cd), herbicidas y metales (estrés por contaminantes), deficiencia de elementos minerales (estrés nutricional), viento (estrés mecánico) y lesiones o heridas (estrés físico, lumínico y otros).

Las plantas halófitas representan una alternativa como las únicas especies usadas para cultivo en suelos degradados por la salinidad y sequía. Por lo tanto, pueden ser una alternativa comercial viable para aliviar la presión sobre la necesidad de uso de los recursos 'suelo y agua' de buena calidad para los sistemas de cultivos convencionales (Cheeseman, 2015).

2.2 Efectos de la sequía y salinidad en las plantas

La sequía y la salinidad tienen efectos adversos negativos sobre la calidad y la producción de los cultivos agrícolas, así como impactos negativos en la agricultura (Munns y Tester, 2008;

Shrivastava y Kumar 2015). Al respecto, la salinidad es uno de los principales factores que disminuyen la producción y afectan la calidad de cultivos (Shahid *et al.*, 2020). En este contexto, el cloruro de sodio (NaCl) es una de las sales más comunes que afectan a la mayoría de los cultivos (Zörb *et al.*, 2019).

2.3 Caracterización y clasificación de los suelos salinos

Para caracterizar y clasificar los suelos salinos se aplican diferentes parámetros fisicoquímicos Richards (1954):

- Conductividad eléctrica (CE): Se define como la velocidad con que la corriente eléctrica atraviesa una solución cuya magnitud es proporcional a la concentración del total de sales presentes en la solución (extracto del suelo saturado), expresada en dS/m a 25 °C (medida equivalente en literatura antigua: mmho/cm = 1 mS/cm; 0.1 dS o bien 10 mM de NaCl), el cual varía con la temperatura en el orden de 2 % por cada °C. Los componentes de las sales solubles presentes en los suelos en cantidades superiores al 0.1 % son los cationes: sodio (Na⁺), calcio (Ca²⁺) y magnesio (Mg²⁺), que se asocian con los aniones: cloruro (Cl⁻), sulfato (SO₄²⁻), nitrato (NO₃³⁻) y bicarbonato (HCO₃³⁻).
- Porcentaje de sodio intercambiable (PSI): Se define como el índice de intercambio de cationes que pueden ser sustituidos por el sodio, expresando la proporción de sodio en relación con el calcio y magnesio solubles.
- Potencial de hidrógeno (pH): Es la concentración de iones hidrógeno en el suelo, expresada por el logaritmo negativo de la concentración de los iones hidrógeno en la solución del suelo, en (mol/L) (pH = - log [H⁺]). La escala de pH se presenta en un intervalo de 1 a 14, donde 1 (muy ácido), 7 (neutro) y 14 (muy básico). Ejemplo, un pH de 8.0 (considerándose para un suelo salino) corresponde a una concentración de 1 x 10⁻⁸ mol/L de iones hidrógeno (H⁺).
- Condiciones físicas y estructurales del suelo: Se definen como la rigidez, fuerza de sostenimiento utilizada por la planta, fuerza de penetración de las raíces, aireación, drenaje, almacenamiento de agua, plasticidad y retención de nutrientes (Uddin y Juraimi, 2013; O'Geen, 2018; Terrazas Rueda, 2019).

Desde la óptica edafológica, los suelos se clasifican como salinos cuando presentan una CE del extracto del suelo a saturación mayor a 4 dS/m a 25 °C (medidas equivalentes: 4 mmho/cm = 4 mS/cm; 0.4 dS o bien 40 mM de NaCl), PSI menor a 15, relación de adsorción de sodio (RAS) menor a 13 y pH menor a 8.5. Se lo reconoce por la presencia visible de costras blancas en la superficie del suelo; recibe el nombre de salitre blanco, del vocablo ruso 'solonchaks' (sol = sal y chack = arena salina) (Tabla 1) (Rhoades, 1996; Avalos *et al.*, 2007; USDA, 2008; INTAGRI, 2018; O'Geen, 2018).

Tabla 1. Clasificación de suelos afectados por salinidad, según sus propiedades.

Tipo de suelo	CE (dS/m)	PSI	RAS	pH	Condiciones físicas y estructurales
Normal	< 4	< 15	< 13	< 8.5	Libre de sales
Salino	> 4	< 15	< 13	< 8.5	Salitre blanco
Sódico	< 4	> 15	> 13	8.5 - 10.0	Salitre negro
Salino-Sódico	> 4	> 15	> 13	< 8.5	Salitre blanco y negro

Notas: CE (dS/m) conductividad eléctrica (deciSiemens/metro), medida en el extracto de saturación del suelo (concentración de sales en la solución del suelo); PSI (porcentaje de sodio intercambiable), porcentaje de sodio absorbido en los coloides del suelo; RAS (relación de adsorción de sodio), del extracto de agua del suelo; pH (potencial de hidrógeno), el valor de pH del suelo es la actividad de los iones hidrógeno en la solución del suelo). Fuente: Adaptado de O'Geen, (2018).

Dicho valor de CE superior a 4 dS/m afecta negativamente el crecimiento de una amplia gama de plantas y cultivos agrícolas (Tabla 2). En estos suelos se encuentran diferentes tipos de sales solubles, las más comunes son el NaCl, sulfato de sodio (Na₂SO₄) y sulfato de calcio (CaSO₄) (Abrol *et al.*, 1988). Según Krasilnikov *et al.* (2013) los suelos de México presentan diferentes características y se dividen en 14 grupos (Tabla 3). En el campo, los suelos salinos y con yeso son un grave problema, en especial al norte del país donde prevalecen condiciones de clima árido, con la presencia de suelos salinos, yesosos y salino-yesosos (Flores- Olvera *et al.*, 2016).

Tabla 2. Clasificación de la salinidad y sus efectos sobre las plantas.

Condición de salinidad	Efecto sobre las plantas	CE (dS/m)
Libres de sales	No hay restricciones para ningún cultivo	< 1.0
Bajos en sales	Puede tener restricciones en los rendimientos de algunos cultivos muy sensibles	1.0 - 2.0
Ligeramente salino	Afecta el rendimiento de cultivos muy sensibles	2.0 - 4.0
Salino	Afecta el rendimiento de casi todos los cultivos	4.0 - 8.0
Altamente salino	Pueden crecer cultivos muy tolerantes a la salinidad	8.0 - 16.0
Extremadamente salino	Ningún cultivo agrícola crece a nivel rentable	> 16.0

Notas: Adaptado de INTAGRI (2018).

Tabla 3. Clasificación de los diferentes tipos de suelos de México.

Grupos	Clasificación
1	Suelos volcánicos
2	Suelos de textura diferenciada, con horizontes subsuperficiales
3	Suelos de perfil pardusco poco diferenciado
4	Suelos con una capa superior desarrollada y enriquecida con humus
5	Suelos poco profundos derivados de roca consolidada de silicato
6	Suelos poco profundos derivados de piedra caliza
7	Suelos salinos y alcalinos
8	Suelos en expansión y contracción, vertisoles y suelos similares
9	Suelos con acumulación de carbonato y yeso
10	Suelos hidromórficos, tanto orgánicos como minerales
11	Suelos fuertemente meteorizados
12	Suelos poco desarrollados en sedimentos no consolidados
13	Suelos antropogénicos, antrosoles y tecnosoles
14	Suelos menos abundantes y estudiados

Notas: Adaptado de (Flores- Olvera *et al.*, 2016).

2.4 Halófitas en la restauración de suelos salinos

En la agricultura la mayoría de las plantas de cultivos agrícolas convencionales son considerados sensibles e incapaces de crecer y desarrollar en condiciones con altos niveles de salinidad, presentando impactos negativos sobre la reducción y calidad en la agricultura sostenible (Shrivastava y Kumar 2015; Shahidi *et al.*, 2020). Este grupo de plantas se clasifican como 'glicófitas' etim.: glykos = dulce; phyta = planta) y prefieren sustratos frescos y no salinos (Grigore, 2021).

Por otro lado, el término 'halófitas' (etim.: halos = sal; phyta = planta) se ha utilizado por más de 200 años para especificar a las plantas amantes de la sal (phylo = amante de), adaptadas, capaces de desarrollar su ciclo de vida, sobrevivir y reproducirse en hábitats de ecosistemas salinos con

altos niveles de salinidad (concentraciones mayores de 200 mM de NaCl), equivalente a 4 dS/m o más (Flowers *et al.*, 1986; Flowers y Colmer 2008; Munns y Tester, 2008).

De acuerdo con Grigore (2021), las especies de plantas halófitas se dividen en:

- Halófitas obligatorias: son especies estrictas, altamente especializadas que sólo crecen en ambientes salinos y necesitan del suministro continuo de sales para alcanzar un óptimo crecimiento.
- Halófitas facultativas: son especies adaptadas que se desarrollan tanto en ambientes salinos como también en aquellos con baja o nula salinidad (suelos normales). Se observa que durante la estación seca o sequías severas el desarrollo es frágil y se deshidratan rápidamente.

Como ejemplos de halófitas obligatorias y facultativas se encuentran las especies de la familia Amaranthaceae y subfamilia Chenopodiaceae (*Atriplex*, *Salicornia*, *Suaeda*) y de la familia Poaceae y subfamilia Chloridoideae (*Distichlis*, *Spartina*), respectivamente (Hasanuzzaman *et al.*, 2014).

Las halófitas representan aproximadamente el 1 % de la flora a nivel mundial y se encuentran distribuidas en 20 órdenes y 256 familias (Flowers *et al.*, 2010). Según la información disponible en el herbario de la Universidad Pública de Navarra (UPNA) y lo reportado por Kühn *et al.*, (1993) la familia Amaranthaceae es la más diversa, dentro de las cuales destaca la subfamilia Chenopodiaceae por poseer la mayor diversidad con 100 géneros y entre 1400-1500 especies.

La amplia diversidad de climas y ambientes han motivado diversas estrategias de adaptación para hacer frente a condiciones adversas extremas y soportar el exceso de salinidad en el suelo, lo cual ha dado lugar a variaciones en su definición (Breckle, 1990; Flowers *et al.*, 2010; Krauss y Ball, 2013). Aunque estas premisas generan imprecisiones a nivel local y global a la hora de clasificarlas (Griggs, 1934), en los últimos años los investigadores han llegado a un acuerdo al utilizar diferentes parámetros, principalmente concentraciones de NaCl para lograr identificar las especies (Flowers y Colmer, 2008). De este modo, las especies halófitas se han descrito con mayor precisión a escala mundial (Keiffer y Ungar, 1997; Panta *et al.*, 2014; Santos *et al.*, 2016).

Los impactos ambientales sobre los ecosistemas áridos, como la degradación por la salinidad, sequía y temperatura extremas han motivado a que se preste especial atención a las halófitas. En estudios anteriores se han considerado para diversos fines entre los cuales destaca la emergente agricultura biosalina (Masters *et al.*, 2007; Toderich *et al.*, 2008; Niklajc *et al.*, 2018), para la restauración de suelos degradados o contaminados por residuos mineros (Mendez y Maier, 2008; Lutts y Lefèvre, 2015), para la biorremediación de suelos y aguas marginales, necesarios para el establecimiento y mantenimiento de áreas verdes en zonas áridas, costeras y desérticas (Liang *et al.*, 2017), como forraje para la alimentación de ganado (Lailhacar *et al.*, 1995; Glenn *et al.*, 2013) y como biofiltro para la eliminación de sales y contaminantes residuales del agua (Gaag *et al.*, 2010; Buhman *et al.*, 2015). A pesar de la relevancia de este grupo tan importante de plantas, es un reto a nivel local y regional identificarlas y clasificarlas, basándose principalmente en su definición fundamental como plantas adaptadas a vivir en suelos salino-sódicos con diferentes usos (Flowers *et al.*, 1997).

2.5 Quelites

México tiene un alto nivel de biodiversidad y riqueza natural con un predominio de alrededor de 26,000 especies de plantas vasculares, que representan el 10 % de la biodiversidad mundial (Mittermeier y Goettsch, 1992; Delgado, 1998). A pesar de que el país cuenta con una notoria riqueza en la producción de alimentos, desafortunadamente las poblaciones de escasos recursos y que habitan en zonas rurales son las más limitadas para adquirir alimentos, lo que puede llevar a la inseguridad alimentaria (Gutiérrez *et al.*, 2012).

Entre la amplia riqueza de plantas comestibles en México los 'quelites' (etim.: náhuatl quilitl = verdura/hierba comestible) (Linares y Aguirre, 1992; Bye y Linares, 2000; Basurto, 2011; Castro *et al.*, 2011), son considerados como especies vegetales nativas silvestres, de las cuales se utilizan normalmente las hojas tiernas, brotes, tallos, pecíolos y flores (Basurto-Peña *et al.*, 1998; Bye y Linares, 2000; Santiago-Saenz *et al.*, 2019), que han sido apreciadas y tradicionalmente utilizadas como recursos valiosos en la alimentación y nutrición de las poblaciones locales (Bye y Linares, 2000; Mera Ovando *et al.*, 2011; Linares y Bye, 2012; Castro-Lara *et al.*, 2014).

En México existen aproximadamente 500 especies de plantas valoradas como quelites (Santiago-Saenz *et al.*, 2019), entre ellas se consumen más de 350 especies, los cuales desde épocas

prehispánicas y hoy en día se consumen por las comunidades indígenas y rurales de diferentes regiones del país (Mera Ovando *et al.*, 2011; Mazari y Boettler, 2015).

Las especies de quelites más representativas y que se utilizan en el país son: el romerito (*Suaeda* spp.), el amaranto/quintonil (*Amaranthus* spp.), la verdolaga (*Portulaca oleraceae*), el epazote (*Dysphania ambrosioides*), huauzontle (*Chenopodium nuttalliae*), el pápalo (*Porophyllum ruderale* subesp. *macrocephalum*), el quelite cenizo (*Chenopodium berlandieri*), la hierba mora (*Solanum americanum*), el alache/violeta (*Anoda cristata*), la lentejilla (*Lepidium virginicum*), chaya (*Cnidoscolus aconitifolius*), hierba santa (*Piper auritum*), chepiles (*Crotolaria longirostrata*), entre otras (Mazari y Boettler, 2015).

Debido a su importante biodiversidad, se pueden recolectar de diversos agroecosistemas, incluyendo las áreas asociadas al cultivo de milpa. También se cultivan en asociación con otras plantas o en monocultivos (Basurto-Peña *et al.*, 1998; Mazari y Boettler, 2015). Con respecto al grado de manejo agrícola, se consideran como plantas invasoras, se inducen su cultivo en parcelas agrícolas o también se obtienen mediante la recolección de poblaciones silvestres (Castro *et al.*, 2011; Castro-Lara *et al.*, 2014).

Los quelites simbolizan la cultura gastronómica regional del país con uso en la cocina tradicional como alimento o condimento en la preparación de diferentes platillos (Linares y Bye, 2012; Petrini, 2012). La demanda en los mercados locales de abastos es muy grande y muestra importancia en la dieta de la población mexicana y de las comunidades indígenas, que son aquellas que los consumen a diario (Basurto-Peña *et al.*, 1998). Presentan un alto valor nutricional por su diverso contenido de minerales: calcio (Ca^{2+}), potasio (K^+), Mg^{2+} (magnesio), fósforo (P^{2+}), hierro (Fe^{2+}) y zinc (Zn^{2+}), retinol (vitamina A1), tiamina (vitamina B1), riboflavina (vitamina B2), niacina (vitamina B3), ácido ascórbico (vitamina C), ácidos grasos poliinsaturados (por sus siglas en inglés: PUFA *Poly-Unsaturated Fatty Acids*): omega-3 y omega-6, proteínas, aminoácidos, fibras, entre otros (Mera, 2011; Morales *et al.*, 2013; Santiago-Saenz *et al.*, 2019; Romero Álvarez y Gómez Chang, 2019).

En la actualidad, el uso y consumo de los quelites ha disminuido debido al uso indiscriminado de agroquímicos para la eliminación y control de las malezas, a la pérdida de los hábitats donde

crecen y a las modificaciones en las preferencias alimentarias, provocadas por la migración, cambios en la ocupación y los niveles socioeconómicos (Castro *et al.*, 2011; Castro-Lara *et al.*, 2011). En virtud de que estas plantas son tolerantes a diversos factores abióticos (salinidad, sequía y temperaturas extremas), requieren de una aplicación muy baja de insumos agrícolas y manejo, por lo que presentan viabilidad y factibilidad como cultivos promisorios para cultivarse en los sistemas agrícolas (Mazari y Boettler, 2015). Por lo anterior, para atender la creciente demanda alimentaria de la población es importante promoverlos en el mercado como fuente de nuevos alimentos saludables para incrementar su aprovechamiento en un futuro.

2.6 Familia Amaranthaceae - subfamilia Chenopodiaceae - género *Suaeda*

Los romeritos son un grupo de plantas halófitas nativas de México que pertenecen a la familia Amaranthaceae, subfamilia Chenopodiaceae y género *Suaeda* (Forsk. ex J. F. Gmel) (e-HALOPH); se establecen en cuencas cerradas o en fondos de antiguos lagos salados, que frecuentemente se localizan en la costa, en lagunas costeras, en marismas y en playas. En las costas áridas y semiáridas, sobreviven y crecen gracias al aporte de sales que reciben del rocío del mar (Sánchez del Pino *et al.*, 2009).

2.6.1 Romerito (*Suaeda edulis*)

El romerito *Suaeda edulis* (Flores Olvera & Noguez) es una planta herbácea estrictamente anual, que alcanza de 15 a 110 cm de altura, ascendente a erecta, de color verde, glauca o rojiza, que se torna parda con el tiempo, sin pelos o tricomas, con tallos estriados no ramificados de color verde, pardos o rojizos, con hojas alternas, suculentas, lineales o angostamente lanceoladas, inflorescencias en glomérulos axilares con presencia de 1 a 3 flores a lo largo de las ramas o dispuestas en espigas; las semillas son dimórficas y horizontales de color negro o pardo claro, lenticulares de 0.9 a 1.6 mm de ancho (Noguez-Hernández *et al.*, 2013).

Crece y se cultiva en zonas salinas, suelos húmedos e inundados y lagos salinos en las regiones occidente de México, en los estados de Jalisco, Michoacán y Guanajuato y en el Valle de México y centro-oriente de México en los estados de Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México (Fig. 1) (Noguez-Hernández *et al.*, 2013).



Figura 1. Ubicación geográfica de la especie *S. edulis* en Xochimilco, Ciudad de México.

En latín la palabra '*edulis*' significa comestible; el romerito se utiliza y se consume especialmente en fiestas religiosas como Navidad y Semana Santa, obtenido a través de recolección de poblaciones silvestres o cultivadas (60 a 70 días); normalmente se utilizan los tallos y las hojas cocidos en la preparación de recetas típicas de la gastronomía mexicana (Noguez-Hernández *et al.*, 2013).

2.6.1.1 Clasificación taxonómica del romerito (*Suaeda edulis*)

Reino: Plantae

Filo: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Caryophyllales

Familia: Amaranthaceae

Subfamilia: Chenopodiaceae

Género: *Suaeda* Forssk. ex J. F. Gmel

Especie: *S. edulis*

Nombre científico: *Suaeda edulis* sp. nov. (Flores Olvera & Noguez)

Nombres comunes: romerito, manguinillo, entre otros

2.6.1.2 Producción de romerito en México

De acuerdo con las estadísticas agrícolas emitidas por el gobierno de la Ciudad de México, el mayor productor de quelites es el pueblo de San Andrés Mixquic. Para el año 2023, los productores de romeritos ofrecieron en los mercados de abastos a precios promedio de \$16 a 80 pesos mexicanos por Kg (infobae). En la Ciudad de México, en el año 2022 se cosecharon 225 ha, con una producción de 1,525 t, con un valor de producción de \$10,575 pesos mexicanos (los últimos dos datos son valores aproximados) (Tabla 4) (SIAP).

Tabla 4. Anuario estadístico de la producción agrícola del romerito.

Estados	Superficie			Producción (t)	Valor producción (miles de pesos)
	----- (ha) -----				
	sembrada	cosechada	siniestrada		
Ciudad de México	225.00	225.00	0.00	1,524.30	\$10,574.92
México	184.00	84.00	0.00	2,042.40	\$6,691.23
Total	409.00	409.00	0.00	3,566.70	\$17,266.15

Notas: ha (hectárea); t (toneladas). Filtros utilizados: Año: 2022; Entidad federativa: Nacional; Cultivo: Romerito; Tipo de tecnología: todo; Ciclo: Año Agrícola (otoño - invierno + primavera - verano); Modalidad: riego + temporal; Unidad de medida: tonelada; Tipo de producción: todo; Variedad: todas y Tipo de mercado: todos.

2.6.2 Estuario seablita (*Suaeda esteroa*)

El estuario seablita *Suaeda esteroa* (Wayne R. Ferren y Sherry A. Whitmore) es una planta herbácea estrictamente perenne e hidrohálifita, que alcanza de 40 a 60 cm de altura, decumbente a erecta, de color paja, con pelos o tricomas en protuberancia rígida y punzante, con tallos decumbentes, erectos, sufruticosos y con cierto grado de lignificación de color pardo, con hojas ascendentes, suculentas, lineales, puntas agudas, inflorescencias en glomérulos axilares con presencia de 1 a 5 flores a lo largo de las brácteas; las semillas son irregularmente biconvexas y horizontales de color marrón rojizo brillantes, de 1 a 1.3 mm de ancho, 0.8 a 1 mm de espesor y 1.2 a 1.5 mm de alto (Ferren y Whitmore, 1983).

Crece y se distribuye en zonas salinas, suelos húmedos e inundados, suelos arcillosos, limosos y arenosos, humedales y estuarios en las regiones suroeste de Estados Unidos, en la costa de la playa de Goleta en el condado de Santa Bárbara en el sur de California y noroeste de México hacia la bahía de Almejas en la costa del océano Pacífico en el estado de Baja California Sur (Fig. 2) (Ferren y Whitmore, 1983; Lindig-Cisneros y Zedler, 2002).



Figura 2. Ubicación geográfica de la especie *S. esteroa* en Playa Balandra, La Paz, Baja California Sur, al sur de la península de Baja California en el noroeste de México.

Actualmente se consume como una legumbre tradicional por el pueblo indígena llamado 'Salish de la Costa', en inglés: *Coast Salish*, que habitan la costa noroeste del Pacífico en la provincia canadiense de Columbia Británica y en los estados de Washington y Oregón en Estados Unidos (OSPI).

Además, se ha demostrado su uso económico como forraje. En un estudio previo, Swingle et al. (1996) probaron la viabilidad de reutilizar efluentes salinos de acuicultura para producir *S. esteroa* con potencial como cultivo forrajero. Brown y Glenn (1999) evaluaron las tasas de crecimiento de corderos alimentados con dietas fortificadas utilizando tres especies halófitas (*S. esteroa*, *Atriplex barclayana* y *Salicornia bigelovii*) mezcladas con heno de *Cynodon dactylon* al 30 % de la dieta, donde se observó que el contenido de minerales de las especies halófitas fue muy superior al del heno (24 a 34 % frente a 5 %, respectivamente). Se observó que los corderos al alimentarlos con la dieta a base de las halófitas ganaron peso al mismo ritmo que los corderos alimentados con heno.

2.6.2.1 Clasificación taxonómica del estuario seablita (*Suaeda esteroa*)

Reino: Plantae

Filo: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Caryophyllales

Familia: Amaranthaceae

Subfamilia: Chenopodiaceae

Género: *Suaeda* Forssk. ex J. F. Gmel

Especie: *S. esteroa*

Nombre científico: *Suaeda esteroa* sp. nov. (Wayne R. Ferren y Sherry A. Whitmore)

Nombre común: estuario seablita

Nombre local: romerito de Baja California, entre otros

2.7 Descriptores hidro-ambientales relacionados con el clima

El clima desempeña un papel fundamental en la distribución de las especies vegetales en los ecosistemas de marismas saladas; principalmente, las especies leñosas y herbáceas se caracterizan por una adaptación diferente a las restricciones hídricas (Gaxiola-Morales *et al.*, 2019). Por ejemplo, se ha demostrado que el crecimiento de las plantas leñosas es más sensible a la variación espacial de las precipitaciones que el de las herbáceas (Shreve y Wiggins, 1964). Sin embargo, en zonas lluviosas otros factores ambientales ganan importancia en la determinación de la distribución de las especies, mientras que, en zonas áridas, el crecimiento de las especies herbáceas está frecuentemente correlacionado con variables a corto plazo asociadas con la humedad y la energía y requiriendo una precipitación menor (Flowers, 1934).

Para analizar la distribución y adaptación de las especies a condiciones extremas, es importante contar con datos de precipitación y temperatura, que constituyen una herramienta poderosa (Amestoy-Alonso y Amestoy-García, 2009), porque la información numérica puede ser encontrada fácilmente en bases de datos climáticos (CONAGUA, WordClimate).

El romerito (*S. edulis*) despierta el interés de investigadores y productores del noroeste de México, ya que enfrentan problemas de escasez de agua y salinización gradual de los suelos que se destinan a la agricultura. Debido a que no existen antecedentes del romerito en esta región, es importante valorar las condiciones hidro-ambientales del hábitat del género *Suaeda*, lo que incluye el estuario seablita (*S. esteroa*) mediante indicadores hidro-ambientales como herramientas útiles para la gestión y posible aproximación a los requerimientos de adaptación de especies.

Estudios previos se han realizado mediante observaciones experimentales y descripciones de especies nativas asociadas a ecosistemas salinos (Zamora-Arroyo *et al.*, 2001; Walsh *et al.*, 2008; Mata-González *et al.*, 2017); también a través de evaluaciones de las características fisiológicas y morfológicas que poseen para tolerar altos grados de salinidad (Rozema y Schat, 2013; Hasanuzzaman *et al.*, 2014). Las investigaciones actuales sobre la diversidad del género *Suaeda* y sus especies se centran en su distribución a escala local y regional.

2.8 Latencia del género *Suaeda*: conocimiento para asegurar la germinación de *S. edulis*

Las halófitas del género *Suaeda* son reconocidas por mostrar mayores tolerancias al NaCl, incluso mantener tasas de crecimiento óptimas en la etapa adulta, donde algunas especies poseen un límite de tolerancia de 400 a 1000 mM de NaCl (Khan, 2002). Greenway y Munns (1980) y Krishnamurthy *et al.* (2017) indicaron que *Suaeda maritima* mantiene una tasa de crecimiento óptima con una concentración de 200 mM de NaCl, al igual que *Suaeda salsa* (Song y Wang, 2015). Khan *et al.* (2000) indicaron que *Suaeda fruticosa* cultivada en concentraciones de 200 a 400 mM de NaCl tuvieron mayores pesos frescos y secos que las cultivadas en condiciones no salinas, pero el crecimiento fue inhibido con concentraciones de 600 a 1000 mM de NaCl. Sin embargo, son susceptibles en la etapa de germinación y plántula demostrando que la latencia es inducida osmóticamente por la presencia de NaCl (Boucaud y Ungar, 1976).

Para que un cultivo alternativo como *S. edulis* alcance un nivel adecuado de producción en el NO MEX, es esencial examinar la calidad de la semilla, así como factores ambientales incluyendo el agua (H₂O), la temperatura, la luz, el oxígeno (O₂) y el dióxido de carbono (CO₂), ya que son factores clave en el porcentaje y la velocidad de la germinación (Núñez Cuerda, 2020).

Una semilla viable está definida por las características genéticas de la planta madre, por las condiciones climáticas relacionadas con la adaptación a factores abióticos en sus diferentes etapas de crecimiento como floración, desarrollo, maduración y manejo de cosecha, así como por factores bióticos como el ataque de insectos (Mendoza, 2002). Algunas especies de plantas nativas de ambientes fríos o cálidos son más propensas a mostrar algún tipo de latencia que las que se encuentran en ambientes templados (Jurado y Flores, 2005). La calidad y cantidad de sustancias químicas presentes en el embrión también contribuyen a preservar las semillas viables (Bewley y Black, 2012). Varias enzimas descomponen el almidón y las proteínas necesarias para

el crecimiento del embrión cuando los azúcares, aminoácidos y otros productos son transportados a las yemas en crecimiento (meristemos apicales) (Beevers, 1969).

Boucaud y Ungar (1976) mencionaron que el estrés osmótico puede ser contrarrestado a través de tratamientos con ácido giberélico, fitohormona responsable de la interrupción de la latencia de las semillas mediante el control de su desarrollo. El papel del ácido giberélico y la producción de enzimas hidrolíticas son relevantes para el proceso de germinación a través de la activación del crecimiento vegetativo del embrión (Finkelstein *et al.*, 2008).

Estudios previos reportaron la inducción de la germinación en la familia Amaranthaceae mediante la aplicación de ácido giberélico (Finch-Savage y Leubner-Metzger, 2006; Linkies y Leubner-Metzger, 2012).

2.9 Respuestas bioquímicas de las plantas al estrés abiótico

Las plantas en general son capaces de desarrollar respuestas bioquímicas frente al estrés abiótico (inducidos por salinidad, sequía, temperaturas extremas, entre otros). En los últimos años, la relación entre el consumo de las plantas y la salud humana ha demostrado potencial interés en la investigación científica, que se debe a la composición y búsqueda de compuestos capaces de proporcionar efectos benéficos a la salud del consumidor (Palafox-Carlos *et al.*, 2011; Arbona *et al.*, 2017).

2.9.1 Metabolismo secundario de las plantas

Además de presentar metabolitos primarios como las vitaminas, minerales, fibras, entre otros, los diversos tipos de estrés ocasionan cambios en la composición de los metabolitos secundarios, al producir una variedad de moléculas orgánicas de bajo peso molecular en pequeñas cantidades con propiedades bioactivas como son los compuestos fenólicos relacionados a determinadas vías metabólicas (Bourgaud *et al.*, 2001). Son biosintetizados por medio de rutas del ácido shikímico y del ácido malónico (Parr y Bolwell, 2000).

2.9.1.1 Compuestos fenólicos y su potencial antioxidante

Los compuestos fenólicos son uno de los grupos más diversos dentro de los metabolitos secundarios (Aharoni y Galili, 2011). Se caracterizan por poseer uno o más grupos hidroxilo (-OH)

unidos a un anillo aromático (grupo fenol) (Creus, 2004; Manach *et al.*, 2005). Los ácidos fenólicos se dividen en dos grupos: ácidos hidroxicinámicos y ácidos hidroxibenzoicos. Por otro lado, los flavonoides son un tipo particular de polifenoles y se dividen en flavanoles, flavonoles, flavononas, entre otros (Pandey y Rizvi, 2009; Peñarrieta *et al.*, 2014). Debido a una baja producción de concentraciones en los alimentos, pueden participar en la prevención de los procesos relacionados con el desarrollo de las enfermedades crónico-degenerativas como la diabetes *mellitus* tipo 2, hipertensión arterial sistémica, enfermedades cardiovasculares y cáncer (Denny y Buttriss, 2007).

2.10 Compuestos bioactivos del género *Suaeda*: *S. edulis* y *S. esteroa*

El estado actual sobre el conocimiento para la obtención de compuestos bioactivos del género *Suaeda* es escasa, en particular para el romerito (*S. edulis*) y el estuario seablita (*S. esteroa*). El único antecedente reportado a la fecha para el romerito con respecto a la obtención de compuestos fenólicos y flavonoides es de Román-Cortés *et al.* (2018), quienes mencionaron que el contenido de compuestos fenólicos y flavonoides fue inferior al compararlo con otras hortalizas; sin embargo, el contenido de compuestos fenólicos fue superior a la verdolaga (*Portulaca oleraceae*). En un estudio de Elsharabasy *et al.* (2019) con *S. monoica* y *S. pruinosa*, identificaron nueve compuestos fenólicos con propiedades antioxidantes presentes en los extractos de las partes aéreas. Ikhsanov *et al.* (2019), al estudiar seis especies *S. acuminata*, *S. microphylla*, *S. altissima*, *S. spicata*, *S. vera* y *S. splendens* identificaron retinol (vitamina A1), ácido ascórbico (vitamina C) y tocoferol (vitamina E). Debido a que no existe información sobre el contenido de compuestos fenólicos antes y después del proceso digestivo (bioaccesibles) en el romerito y el estuario seablita es necesaria la implementación de objetivos y metas de investigación detallada al respecto. Sobre todo, porque no se atiende su promoción en cuanto los beneficios de sus compuestos bioactivos, lo cual es necesario para una mayor difusión, para promover su consumo y asimilar la importancia de estas plantas para la salud.

3. JUSTIFICACIÓN

El agua es el recurso más importante para la producción de alimentos, así, las valoraciones hidro-ambientales son esenciales para usarla de manera sostenible y, además, preservarla. En la región noroeste de México, es notorio que la escasez de recursos hídricos y los procesos de salinización gradual de suelos destinados al sector agrícola ha fomentado una urgencia en la exploración de alternativas de sistemas productivos con enfoque en la eficiencia en el uso del agua y de cultivos alternativos que fisiológicamente sean tolerantes a la salinidad, especialmente en zonas áridas y semiáridas.

La degradación de los suelos en regiones agrícolas del estado de Baja California Sur se ve exacerbada por el riesgo que implica el proceso de salinización, donde la mayoría de las especies cultivables son sensibles (glicófitas). Así, es relevante promover y valorar el uso de especies resistentes a la salinidad (halófitas). En este contexto, el uso y aprovechamiento de especies halófitas del género *Suaeda* surge como alternativa dentro de las que destacan *S. edulis* y *S. esteroa* con potencial interés de consumo o uso medicinal en el sector agrícola local o regional.

S. edulis es nativa de regiones centrales de México, consumida gracias a una tradición cultural. Debido al éxito de producción del cultivo en localidades rurales, se espera que tenga capacidad para desarrollarse en las regiones agrícolas de Baja California Sur, dado que no existe información de su producción. Sin embargo, la introducción de esta especie en el estado nos plantea desafíos relacionados al clima y la etapa de germinación.

En el diseño y propuesta de un plan de manejo, para tomar en cuenta las variables ambientales se necesita de modelación numérica, en este sentido, el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental además de su simplicidad, es útil en la elaboración de pronósticos y escenarios para resolver diferentes problemas con respecto a la gestión sustentable del recurso hídrico. En virtud de que *S. edulis* es susceptible a la salinidad en la etapa de germinación, demostrado por nulos porcentajes de germinación, un biorregulador de crecimiento vegetal que posee fitohormonas sería de utilidad para mitigar efectos de salinidad en plantas de la familia Amaranthaceae. Ante la escasa información respecto al uso de este tipo de producto como agente mitigador de la salinidad en especies del género *Suaeda*, es necesario conocer y evaluar sus efectos, para mejorar la germinación e interrumpir la latencia en semillas de *S. edulis*, que permita aportar información

para asegurar su establecimiento y cultivo sostenible. Además, para considerar *S. edulis* y *S. esteroa* como fuente de nuevos alimentos y promover su uso en la alimentación es importante determinar los compuestos bioactivos que generen efectos positivos en el tratamiento y prevención de enfermedades crónico-degenerativas.

4. HIPÓTESIS

- Si *S. edulis* es introducido para promover su aprovechamiento agroecológico a la región noroeste como cultivo alternativo, se espera que enfrente restricciones hidro-ambientales, incluyendo un bajo régimen pluviométrico y temperaturas mayores, causándole un mayor estrés hidro-térmico que el que predomina en su zona de origen, lo cual habrá que solventar con estrategias de manejo sustentable del agua.
- Dado que *S. edulis* es una especie semidomesticada cuya semilla presenta atributos de latencia, la aplicación de un biorregulador exógeno será capaz de interrumpir la latencia y promover su germinación.
- Si *S. edulis* presenta tolerancia a suelos salinos y un determinado potencial en la producción de compuestos bioactivos en el centro de México, se espera que su pariente silvestre *S. esteroa* al estar más adaptada a condiciones de estrés térmico y salino, refleje una mayor producción de dichos compuestos.

5. OBJETIVO

5.1 Objetivo general

Analizar los requerimientos agroecológicos básicos del género *Suaeda* mediante un indicador termo-pluviométrico capaz de estimar la variabilidad hidro-ambiental, evaluar el efecto de un biorregulador vegetal exógeno y comparar el contenido de compuestos bioactivos de las especies halófitas *S. edulis* y *S. esteroa*.

5.2 Objetivos particulares

1. Identificar las especies del género *Suaeda* presentes en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos y comparar la variabilidad climática de precipitación y temperatura de las localidades de establecimiento aplicando el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental.
2. Analizar los principales criterios hidro-ambientales para la introducción de *S. edulis* de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México para diagnosticar los requerimientos básicos para su establecimiento.
3. Determinar el potencial de germinación de *S. edulis* bajo condiciones de estrés por cloruro de sodio.
4. Evaluar un biorregulador exógeno para interrumpir la latencia y promover la germinación de *S. edulis*.
5. Determinar el contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad bajo condiciones gastrointestinales *in vitro* en *S. edulis* y *S. esteroa*.

6. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1 Identificación de las especies del género *Suaeda* presentes en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos y comparación de la variabilidad climática de precipitación y temperatura de las localidades de establecimiento aplicando el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental

6.1.1 Regiones de estudio

6.1.1.1 Noroeste de México

En el noroeste de México, los recursos vegetales y ecosistemas están condicionados por las características ambientales, que incluyen un clima cálido y suelos secos impuestos por el desierto de Sonora, localizado entre las coordenadas geográficas 27°05'25" N y 109°27'54" O. Dicho desierto posee un área de 260,000 km² de extensión, que abarca el estado de Sonora, Baja California y Baja California Sur en el noroeste de México y grandes partes de Arizona y California en el suroeste de Estados Unidos (Gaxiola-Morales *et al.*, 2019). Es el territorio más noroccidental, húmedo y cálido de México y tal vez el más diverso desde el punto de vista botánico, comparado con otros tres desiertos de América del Norte (Chihuahua, La Gran Cuenca y Mojave) (Shreve y Wiggins, 1964). El clima dominante en el noroeste de México es el desértico muy árido (BW) de tipo muy seco semicálido (BW_{hw}) de acuerdo con el sistema de clasificación climática de Köppen (Vizcaya-Canales, 1953; García, 1988; García, 2004). La flora se caracteriza por cactáceas y matorrales xerófilos (León de La Luz *et al.*, 2018). La precipitación media histórica anual oscila entre 100 y 320 mm, en tanto que la temperatura entre 24 y 33 °C. La agricultura en esta región es importante, con efectos positivos gracias a la contribución económica y negativos por el deterioro ambiental, cuyo principal efecto se expresa en el agotamiento del agua por la sobreexplotación de acuíferos y salinidad del suelo (Troyo-Diéguéz *et al.*, 2010).

6.1.1.1.1 Geografía, clima y suelos del noroeste de México

En la costa oeste del centro de la Península de Baja California, al sur de la bahía de Vizcaíno, se encuentra el desierto de Vizcaíno, localizado en el noroeste del municipio sudcaliforniano de Mulegé, Baja California Sur entre las coordenadas geográficas 26°26'24" a 28°39'00" N y 112°13'48" a 115°04'48" O, con un área de 26.310 km² de extensión, que abarca costas del Golfo de California y del océano Pacífico (CONABIOa). Se caracteriza por la vegetación halófila, abundantes dunas de arena, lagunas costeras y llanuras de inundación (Redman y Fedec, 1987).

El Gran desierto de Altar y la reserva de la biosfera El Pinacate son una sub-ecorregión del desierto de Sonora, localizado en el estado de Sonora en el noroeste de México, entre las coordenadas geográficas 31°27'36" a 32°21'36" N y 112°59'24" a 114°23'24" O, abarcando una extensión de 7.146 km². Son de las regiones más secas del mundo, donde la precipitación histórica anual oscila entre 50 y 100 mm (CONABIOb). Por otro lado, en el desierto de Sonora la precipitación histórica anual oscila entre 100 y 300 mm distribuidos irregularmente a lo largo del año, aumentando gradualmente hacia el sur. Se observa un registro de lluvias en verano entre los meses de julio a septiembre, cuando las temperaturas máximas superan los 40 °C a la sombra y el clima está controlado por el Monzón de Norteamérica (Vogl, 1966; Zedler, 1977). El clima dominante en el desierto de Vizcaíno, Gran desierto de Altar y El Pinacate es el BW de tipo BWhx de acuerdo con el sistema de clasificación climática de Köppen (Vizcaya-Canales, 1953; García, 1988; García, 2004). La temperatura histórica anual media oscila entre 18 y 22 °C (CONABIOa; CONABIOb). La vegetación es un integrador del clima, el suelo, la geomorfología y la historia ambiental. La fisionomía dominante, junto con los datos sobre la distribución geográfica de las especies indicadoras, se han utilizado como criterio fundamental para el reconocimiento de las fronteras regionales (Brown *et al.*, 1999).

6.1.1.2 Centro de México

En las regiones occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México, predomina un clima estepario semiseco (BS1) de tipo templado (BS1kw) de acuerdo con el sistema de clasificación climática de Köppen (García, 1988; García, 2004). La flora se caracteriza por bosques templados, pastizales y matorrales (Soria, 2001). La precipitación histórica anual es 600 mm y la temperatura media anual es 14 °C (Jáuregui, 2000). La agricultura en estas regiones es una actividad relevante donde los campesinos se dedican a las labores agrícolas para la producción de cultivos como maíz, calabaza, nopales, amaranto, frutas, flores, quelites (romerito) y otros (Soria, 2001). Entre los quelites que se cultivan en suelos salinos de las zonas rurales del occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México se encuentra la halófito *S. edulis* (romerito), que es la especie más cercana a las demás especies silvestres del género *Suaeda* (Fig. 3 a, b) (Noguez-Hernández *et al.*, 2013). Estas áreas constituían una extensa zona lacustre del Valle de México, donde antes de la época prehispánica, existía un complejo lagunar formado por 5 cuerpos de agua interconectados: Texcoco, Zumpango, Xochimilco, Chalco y Xaltocan.

Actualmente sólo quedan algunos de ellos: el lago de Texcoco, el lago de Zumpango, los canales de las zonas Chinamperas de Xochimilco, los alrededores de Chalco y Mixquic y el lago de Tecocomulco en Hidalgo (Reyes y Flores-Olvera, 2013).



Figura 3. Ubicación geográfica de las regiones de estudio. (a) occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México, donde se cultiva la halófito *S. edulis*; (b) La Paz, Baja California Sur, localidad objetivo en el noroeste de México para la introducción de *S. edulis*.

6.1.2 Distribución y adaptación del género *Suaeda*

Al considerar que la especie *S. edulis* se cultiva en las regiones occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México, se estableció un marco de referencia sobre la diversificación agroecológica del género *Suaeda* con el estudio de la distribución y adaptación de otras especies, incluyendo *S. esteroa* en regiones del noroeste de México y suroeste de Estados Unidos. Se realizaron consultas bibliográficas en las siguientes bases de datos: e-HALOPH (<https://www.sussex.ac.uk/affiliates/halophytes/>), Calflora (<https://www.calflora.org>), Red de Herbarios del Noroeste de México (RHNM) (<https://herbanwmex.net/portal/>) y plants-USDA (<http://plants.sc.egov.usda.gov/>) (e-HALOPH; Calflora; RHNM; plants-USDA), además,

verificaciones en sitios accesibles, incluyendo playa Balandra, La Paz, Baja California Sur, ubicada al sur de la Península de Baja California en el noroeste de México de octubre de 2019 a septiembre de 2020 (Fig. 4).

La información registrada en e-HALOPH se basa en una relación total de especies de plantas halófitas, de acuerdo con una actualización de datos a través de estudios realizados por diferentes expertos. El concepto descrito para las especies halófitas incluidas en esta base de datos se relaciona con la capacidad para tolerar altos niveles de CE, a partir de 4 dS/m durante las etapas relevantes de su crecimiento, que es actualmente la unidad utilizada para medir la salinidad, principalmente asociada a NaCl, en el extracto saturado (Aronson y Whitead, 1989; Luna-Guido *et al.*, 2000).

La RHNM cuenta con la colaboración de diversas instituciones y sus herbarios, incluyendo el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S. C. (CIBNOR): HCIB 'Anetta Mary Carter', la Universidad de Sonora (UNISON) - Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas (DICTUS): HUSON-DICTUS, la Universidad Autónoma de Baja California (UABC) - Facultad de Ciencias: HBCMEX-UABC, la Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS) - Facultad de Agronomía: HUAS 'Jesús González Ortega', el Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD) - Mazatlán: HCIAD, el Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional (CIIDIR) - Durango - Instituto Politécnico Nacional (IPN): HCIIDIR, así como el Jardín Botánico de la Universidad de California, (por sus siglas en inglés: UCBG *University of California Botanical Garden*) y Jardín Botánico de San Diego, (por sus siglas en inglés: SDBG *San Diego Botanic Garden*).

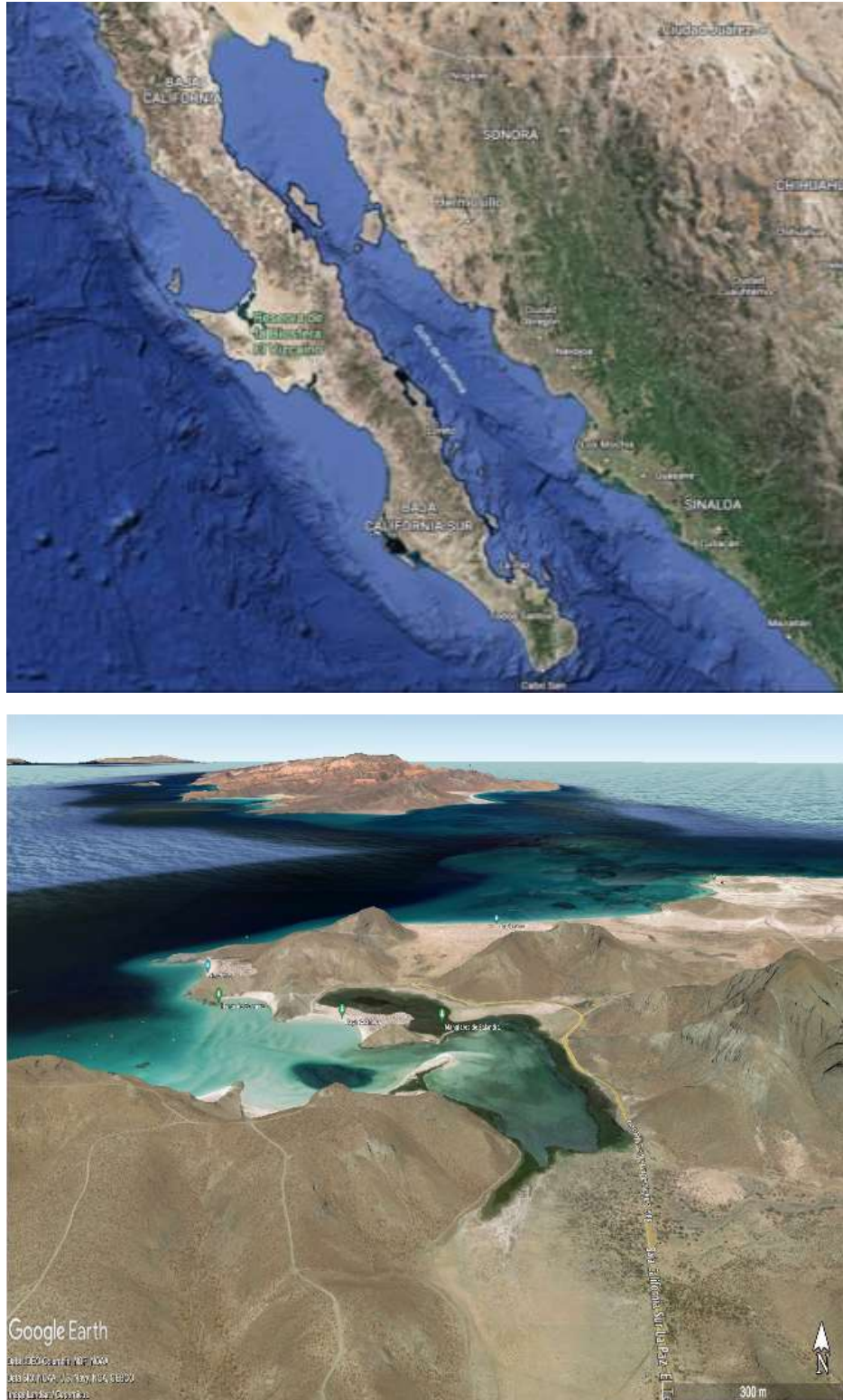


Figura 4. Ubicación geográfica de Playa Balandra, La Paz, Baja California Sur, al sur de la península de Baja California en el noroeste de México. *Google Earth*. *Google.com*. Disponible en: <https://www.google.com/intl/es-419/earth/> [Consulta: 18 agosto 2020].

6.1.3 Localidades seleccionadas

La selección de las localidades de referencia de especies se basó en el régimen termopluiométrico que caracterizan sus zonas de asentamiento. Para la especie *S. edulis* en la región occidente de México se determinaron 6 localidades entre los estados de Jalisco, Michoacán y Guanajuato. En el Valle de México y región centro-oriente de México se determinaron 9 localidades entre los estados de Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México (Fig. 5). Para otras especies del género *Suaeda* en la región noroeste de México se determinaron 7 localidades entre los estados de Baja California Sur y Sonora, asimismo, en la región suroeste de Estados Unidos se determinaron 2 localidades en el estado de California (Fig. 6) (Tabla 5).

Tabla 5. Determinación de localidades de *S. edulis* y *Suaeda* spp.

Especies	Regiones	Estados	Localidades	
<i>S. edulis</i>	occidente de México	Jalisco	- San Pedro Tlaquepaque - Tlajomulco de Zúñiga	
		Michoacán	- Cuitzeo del Porvenir - Álvaro Obregón - Huandacareo	
		Guanajuato	Valle de Santiago	
		Tlaxcala	El Carmen Tequexquitla	
		Puebla	Oriental	
		Hidalgo	Acayuca en Zapotlán de Juárez	
	Valle de México y centro-oriente de México	Ciudad de México	- Iztapalapa - San Francisco Tlalnepantla, Xochimilco	
		Estado de México	- Chapingo, Texcoco - San Martín de las Pirámides - San Martín Obispo Tepetlixpan, Cuautitlán Izcalli - Presa Guadalupe, Cuautitlán Izcalli	
		Baja California Sur	- La Paz - Puerto San Carlos - Santo Domingo	
<i>Suaeda</i> spp.	noroeste de México y suroeste de Estados Unidos	Sonora	- Ejido Plutarco Elías Calles - Puerto Adolfo López Mateos	
			California	- Bahía de Kino - Puerto Peñasco
				- Kings County - Pomona

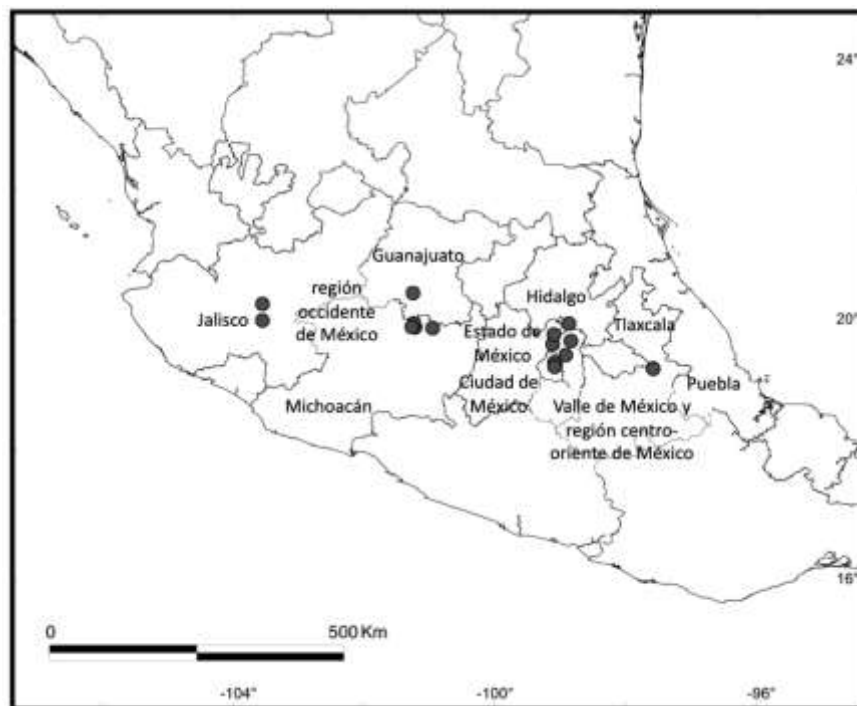


Figura 5. Ubicación geográfica de las regiones occidente de México, Valle de México y centro oriente de México, donde se cultiva la halófito *S. edulis*. Tomado y Adaptado de Noguez-Hernández et al. (2013).

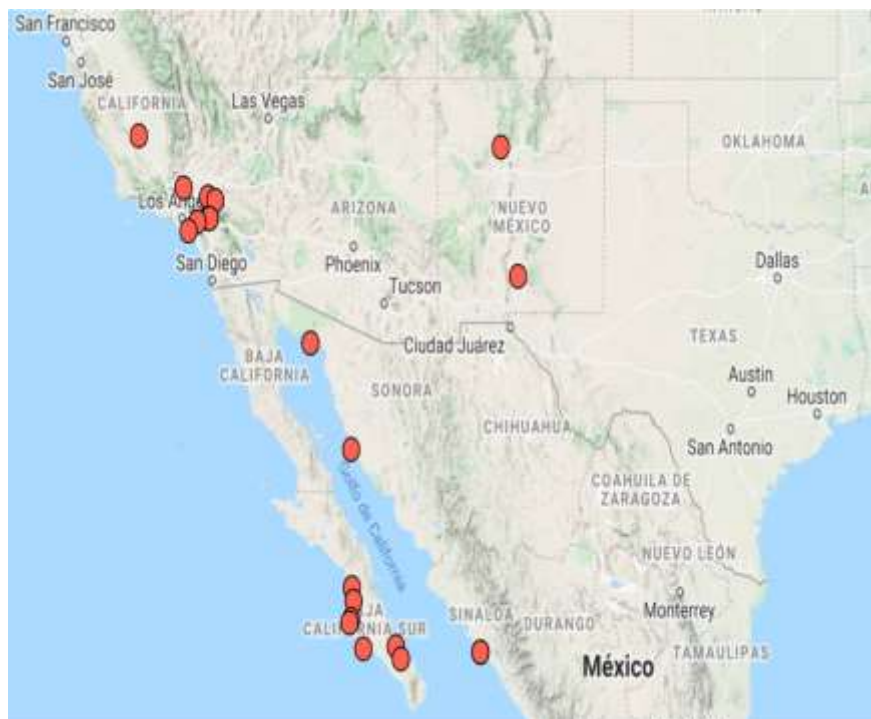


Figura 6. Ubicación geográfica de las regiones noroeste de México y suroeste de Estados Unidos, donde se encuentran diferentes especies del género *Suaeda*. Red de Herbarios del Noroeste de México - Google Map. *Herbanwmex.net*. Disponible en: <https://herbanwmex.net/portal/collections/map/googlemap.php?usetes=1&taxa=7078> [consulta: 18 agosto 2020].

6.1.4 Descriptores hidro-ambientales

Para el análisis de la distribución y adaptación del género *Suaeda* a condiciones extremas, se aplicaron datos de precipitación y temperatura para estimar los indicadores hidro-ambientales asociados a su establecimiento. Las localidades determinadas se asociaron a las estaciones climatológicas más cercanas y los datos históricos climáticos fueron obtenidos en las siguientes bases de datos oficiales: Comisión Nacional del Agua (CONAGUA) (<https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/informacion-climatologicanormalesclimatologicas-por-estado>) y WorldClimate (<http://www.worldclimate.com>).

Para el análisis de la variabilidad climática local, se aplicó el Índice de Martonne (IM). La ventaja en la aplicación de este método se debe a que es ampliamente utilizado; gracias a su simplicidad, sólo requiere de datos mensuales de precipitación y temperatura. Sin embargo, la desventaja se relaciona con la dificultad para comparar las regiones o estaciones que son cuantitativamente similares; además, demuestra ser un indicador de humedad y no de desertificación, dado que su valor es directamente proporcional a la precipitación (De Martonne, 1927; Wang y Takahashi, 1999; Mercado-Mancera *et al.*, 2010). Este Índice se expresa mediante la ecuación (1):

$$IM = (12 * pp) / (t+10) \quad (1)$$

Dónde, IM: Índice de aridez original de Martonne (A), pp: precipitación mensual (mm), t: temperatura media mensual (°C).

El Índice de Martonne se clasifica con el siguiente criterio: IM mensual > 20: mes húmedo; IM mensual 10-20: mes semiárido y IM < 10: mes árido.

Mercado-Mancera *et al.* (2010) realizaron un análisis numérico del Índice de Martonne para detectar e incrementar su sensibilidad a un gradiente de valores de precipitación y temperatura y alcanzar una mayor resolución de este. Estos autores detectaron que la tendencia del Índice de aridez fue numéricamente imperceptible para el periodo seco, tendencia observada y caracterizada por valores muy bajos, debido a que su resolución se enfoca numéricamente a la época húmeda. Con el propósito de encontrar y realizar un ajuste adecuado en la ecuación del Índice de Martonne, aplicaron el método de los mínimos cuadrados para elegir un modelo

numérico alternativo que estuviese altamente correlacionado con el déficit hídrico y a su vez, fuese sensible a los valores mínimos de precipitación. De lo anterior se planteó la necesidad de contar con un Índice que mostrara un valor con mayor sensibilidad para la interpretación, cuyo intervalo se limitara a una escala de 0 a 10 unidades y fuera aplicable a condiciones de precipitación < a 100 mm mensuales, característica encontrada en las zonas áridas.

El indicador alternativo, generado a través de una modificación a la ecuación del Índice de Martonne, se utilizó en la presente investigación para discernir las diferencias climáticas entre las regiones donde se establecen las especies. Dicho indicador se denomina Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental (IDHA), expresado mediante la ecuación (2):

$$\text{IDHA} = K_e (12 * pp) / (t + 10) \quad (2)$$

Dónde, IDHA: Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental, pp: precipitación mensual (mm), t: temperatura media mensual (°C), Ke: coeficiente adimensional de ajuste de escala (con valor de 0.193).

6.1.5 Obtención de datos y análisis estadístico

Para determinar el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental, se capturaron los datos históricos climáticos de precipitación y temperatura (período 1961-2010). El agrupamiento de las localidades corresponde a tres regiones: 1. occidente de México, 2. Valle de México y centro-oriente de México y 3. noroeste de México y suroeste de Estados Unidos. A seguir, se aplicó la ecuación y se construyeron las gráficas resultantes utilizando el programa Excel® 365® versión 2021. Las diferencias estadísticas entre regiones se compararon mediante análisis de varianza (ANOVA) y prueba de comparaciones de medias de Tukey a un intervalo de confianza de 95 % ($p < 0.05$). Para el análisis de los datos se utilizó el programa estadístico de cómputo PAST versión 4.04 de acceso libre, asimismo, para obtener la gráfica resultante (<https://www.nhm.uio.no/english/research/resources/past/>). (ver el Anexo A. Artículo publicado en *Plants*).

6.2 Análisis de los principales criterios hidro-ambientales para la introducción de *S. edulis* de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México para el diagnóstico de los requerimientos básicos para su establecimiento

6.2.1 Criterios hidro-ambientales

Al considerar la especie *S. edulis* como un cultivo alternativo para ser introducido de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México, se analizaron los principales criterios hidro-ambientales (precipitación, temperatura, Índice de Disponibilidad Hidro-ambiental y calidad del agua) para diagnosticar los requerimientos básicos para su establecimiento. El método se fundamenta en una estrategia global de evaluación de los posibles impactos ambientales sobre los recursos naturales, como una serie propuesta de procedimientos para la valoración de *S. edulis* en la región de establecimiento, en términos de las condiciones ambientales locales o regionales (Leopold *et al.*, 1971; Sofaer, 2017; Ponce, 2017). (ver el Anexo A. Artículo publicado en *Plants*).

6.3 Determinación del potencial de germinación de *S. edulis* bajo condiciones de estrés por cloruro de sodio

6.3.1 Material vegetal

Se utilizaron semillas de *S. edulis* (Flores Olvera & Noguez), donadas por la Universidad Autónoma Chapingo (UACH), que fueron colectadas de plantas maduras en el municipio de Santiago Tulyehualco en la alcaldía Xochimilco, Ciudad de México. Posteriormente, las semillas se separaron de los residuos superficiales del campo como cáscaras y fibras vegetales mediante selección manual. El periodo de colecta fue en los meses de octubre a noviembre de 2020.

6.3.2 Preparación de tratamientos con cloruro de sodio

Para determinar el potencial de germinación de *S. edulis* se formularon diferentes tratamientos de NaCl Fermont® ACS siguiendo el procedimiento descrito por Castro-Servín (2013): T1 (0) control con agua destilada esterilizada (a. d.) PiSA®, T2 (200), T3 (400), T4 (600), T5 (800) y T6 (1000) mM (Tabla 6). La cantidad correspondiente de NaCl se pesó en una balanza analítica digital Amir® y se disolvió en a. d., aforándose en un matraz volumétrico para un volumen final de 1 L. Las soluciones se almacenaron en frascos de vidrio color ámbar a temperatura ambiente.

Los tratamientos fueron expresados en mg/L y transformados a unidades de CE en dS/m, mediante la siguiente ecuación (3), propuesta por el Laboratorio de Salinidad del Departamento de Agricultura de EE. UU., (por sus siglas en inglés: USDA *United States Department of Agriculture*) (Richards, 1954):

$$CE \text{ (dS/m)} = (\text{mg/L}) / 640 \quad (3)$$

Dónde, CE: conductividad eléctrica, dS/m: deciSiemens por metro, mg/L: miligramos por litro.

Para verificar los valores obtenidos se utilizó como referencia la calculadora de conversión de unidades disponible en línea EasyCalculation (<https://www.easycalculation.com/unit-conversion/ppm-microsiemens-conversion.php>).

Tabla 6. Tratamientos de cloruro de sodio preparados en el experimento de germinación de *S. edulis*.

Tratamientos	Solución molar (M)	Solución milimolar (mM)	Cantidad de NaCl en agua destilada (g/L)	Cantidad de NaCl en agua destilada (mg/L)	CE (dS/m)	CE (dS/m) en línea
T1	0	0	0	0	0	0
T2	0.2	200	11.69	11688	18.26	18.23
T3	0.4	400	23.38	23376	36.53	36.47
T4	0.6	600	35.06	35064	54.79	54.70
T5	0.8	800	46.75	46752	73.05	72.93
T6	1.0	1000	58.44	58440	91.31	91.17

Notas: T1, T2, T3, T4, T5, T6 (tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6); M (molar); mM (milimolar); NaCl (cloruro de sodio); g/L (gramos por litro); mg/L (miligramos por litro); dS/m (deciSiemens por metro).

6.3.3 Descripción del experimento con cloruro de sodio

Se seleccionaron semillas sanas, de tamaño similar y sin daños visibles. Posteriormente, para evitar la contaminación por hongos y otros agentes patógenos, se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio comercial (NaClO/agua destilada) al 0.1 % en una proporción 1:3 (p/v) durante 10 min y se enjuagaron tres veces con agua destilada esterilizada PiSA®. A seguir, se sembraron en placas Petri de acrílico Crmglobe® (90 x 15 mm) estériles, revestidas con almohadillas de algodón absorbente en círculos Zuum® (7.0 cm) y círculos de papel de filtro de poro medio Shec® (7.0 cm), desinfectados y utilizados como sustrato. Las placas Petri se

humedecieron con las soluciones de NaCl y el control con agua destilada, añadiendo 5 mL diarios de cada solución con una jeringa graduada, según el método descrito por Sánchez-Tizapantzi y Ruiz-Font (2012), con modificaciones. Se utilizaron 30 semillas con 4 repeticiones por 6 tratamientos, para un total de 720 semillas.

Adicionalmente, se realizó un segundo experimento para explorar una opción para inducir la germinación. Además de utilizar la metodología y los tratamientos antes mencionados, se empleó la técnica de inmersión, que consistió en sumergir las semillas previamente en agua destilada durante 24 h. Se utilizaron 30 semillas por unidad experimental con 6 tratamientos, para un total de 180 semillas.

6.3.4 Instalación experimental

Para realizar las pruebas de germinación de *S. edulis* se utilizó una cámara de germinación Super Sprouter™, modelo HGC726402 (Kit de propagación con calefacción premium para germinar semillas y propagar esquejes), compuesto por un domo de humedad ultra transparente 'Light track' de 7", una bandeja de cultivo de alta resistencia de 10" x 20" y una estera térmica para plántulas Super Sprouter™. Para mantener las condiciones controladas a una temperatura precisa de 25 °C ± 1 °C, humedad relativa de 80 %, con un fotoperiodo de 12 h luz y 12 h oscuridad, y evitar cambios drásticos en la cámara, se instalaron un controlador de termostato de tapete térmico digital para invernadero BNLINK® modelo 1000 W ETL conectado a la estera térmica, acoplado a la pared del domo y un termómetro digital con sensor de humedad Steren® modelo TER-150 suspendido al interior de la cámara. Esta configuración permitió registrar la temperatura y la humedad en el interior de la cámara durante todo el experimento, confirmando que las variables se mantenían constantes. (ver el Anexo B. Artículo publicado en *Agronomy*).

6.4 Evaluación de un biorregulador exógeno para interrumpir la latencia y promover la germinación de *S. edulis*

6.4.1 Preparación de tratamientos con Biozyme® TS

Dado que no se observó ningún resultado favorable en los experimentos de germinación con NaCl, se evaluó un biorregulador exógeno de crecimiento vegetal no sintético Biozyme® TS Arysta LifeScience (líquido), compuesto por ácido giberélico (AG) 77.0 mg/L, ácido indolacético (AIA) 33.0 mg/L y zeatina (ZEA) 128.7 mg/L para interrumpir la latencia y promover la germinación de *S. edulis*.

Debido a que no existe información del uso de este producto en el tratamiento de semillas de especies halófitas del género *Suaeda*, se formularon diferentes tratamientos de acuerdo con las recomendaciones del fabricante (información de la etiqueta): T1 (0 de AG, AIA y ZEA) control con agua destilada, T2 (12.5 de AG, 5.37 AIA y 20.9 ZEA), T3 (25.0 de AG, 10.73 AIA y 41.83 ZEA) y T4 (37.5 de AG, 16.11 AIA y 62.75 ZEA) mg/L con inmersión a las 24, 48 y 72 h (Tabla 7). Se tomó la cantidad correspondiente del biorregulador y se disolvió en agua destilada esterilizada PiSA®, aforándose en un matraz volumétrico para un volumen final de 100 mL. Las soluciones se almacenaron en vasos de plástico a temperatura ambiente.

Tabla 7. Tratamientos de Biozyme® TS preparados en el experimento de germinación de *S. edulis*.

Tratamientos	Cantidad de Biozyme® TS en agua destilada (mg/L)	Acido giberélico (AG) (mg/L)	Acido indolacético (AIA) (mg/L)	Zeatina (ZEA) (mg/L)
T1	0	0	0	0
T2	16.25	12.5	5.37	20.9
T3	32.5	25.0	10.73	41.83
T4	48.75	37.5	16.11	62.75

Notas: T1, T2, T3, T4 (tratamientos 1, 2, 3, 4); mg/L (miligramos por litro).

6.4.2 Descripción del experimento con Biozyme® TS

Se seleccionaron semillas sanas, de tamaño similar y sin daños visibles. Posteriormente, para evitar la contaminación por hongos y otros agentes patógenos, se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio comercial (NaClO/agua destilada) al 0.1 % en una proporción 1:3 (p/v) durante 10 min y se enjuagaron tres veces con agua destilada. A seguir, se dejaron en remojo con los tratamientos a las 24, 48 y 72 h de exposición, una vez transcurridos se enjuagaron con agua destilada para eliminar el exceso del biorregulador. A continuación, se sembraron en placas de Petri estériles de acrílico Crmglobe (90 x 15 mm), revestidas con almohadillas de algodón absorbente en círculos Zuum® (7.0 cm) y círculos de papel de filtro de poro medio Shec® (7.0 cm), desinfectados y utilizados como sustrato. Las cajas Petri se humedecieron con agua destilada, añadiendo 5 mL diarios con una jeringa graduada, según el método descrito por Sánchez-Tizapantzi y Ruiz-Font (2012) con modificaciones. Se utilizaron 25 semillas con 4 repeticiones por 4 tratamientos a 3 tiempos de exposición para un total de 1200 semillas. Las semillas tratadas

fueron evaluadas a cada 24 h durante 7 días, estableciendo como criterio de evaluación la observación de una semilla germinada con la aparición de la radícula (Fig. 7). Se consideró un proceso de germinación finalizado cuando no se observaron nuevas semillas germinadas.



Figura 7. Aparición y aspecto de la radícula de *S. edulis* germinada con 25 mg/L de ácido giberélico a las 48 h.

6.4.3 Instalación experimental

Se utilizó la misma cámara de germinación (ver la subsección 6.3.4).

6.4.4 Variables de la germinación

Se determinaron cuatro variables de la germinación (ver las subsecciones 6.4.4.1 a 6.4.4.4).

6.4.4.1 Porcentaje de germinación

Según las normas internacionales para el análisis de semillas (por sus siglas en inglés: IRST *International Rules for Seed Testing*) de la asociación internacional para el ensayo de semillas (por sus siglas en inglés: ISTA *International Seed Testing Association*), el porcentaje de germinación es el porcentaje real que indica la proporción en número de semillas que han germinado durante las pruebas (ISTA, 2016). Se determinó mediante la siguiente ecuación (4) (Al-Mudaris, 1998).

$$PG (\%) = \frac{n^{\circ} \text{ de semillas germinadas}}{n^{\circ} \text{ de semillas}} \times 100 \quad (4)$$

6.4.4.2 Tiempo medio de germinación

Según González-Zertuche y Orozco-Segovia (1996), el tiempo medio de germinación es una medida del tiempo promedio que necesitan las semillas para germinar y se determinó mediante la siguiente ecuación (5) (Orchard, 1977).

$$\text{TMG (días)} = \frac{\sum (N \times D)}{\sum N} \quad (5)$$

Dónde, N indica el número de semillas germinadas en el día D.

6.4.4.3 Tasa de germinación

Según González-Zertuche y Orozco-Segovia (1996), la tasa de germinación es una medida de la distribución de la germinación en el tiempo; se determinó mediante la siguiente ecuación (6) (Al-Mudaris, 1998).

$$\text{TG (\%/día)} = \frac{G_1}{D_1} + \frac{G_2}{D_2} + \dots + \frac{G_n}{D_n} \quad (6)$$

Dónde, G es el número de semillas germinadas con relación a D que indica los días.

6.4.4.4 Coeficiente de velocidad de germinación

Según González-Zertuche y Orozco-Segovia (1996), el coeficiente de velocidad de germinación se basa en el número de semillas germinadas inversamente relacionado con el tiempo y el número de semillas germinadas por día; se determinó mediante la siguiente ecuación (7) (Al-Mudaris, 1998).

$$\text{CVG (días)} = \frac{N_1 + N_2 + \dots + N_i}{100 \times N_1 T_1 + \dots + N_i T_i} \quad (7)$$

Dónde, N es el número de semillas germinadas cada día y T es el número de días desde la fecha de siembra a N.

6.4.5 Diseño experimental y análisis estadístico

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar. La unidad experimental fue 1 caja Petri con 25 semillas, expuestas a 4 tratamientos, con 4 repeticiones y 3 tiempos de exposición, para

un total de 48 unidades experimentales. Los resultados de las variables de germinación se analizaron con métodos de estadística paramétrica, utilizando la prueba de normalidad de Kolmogorov Smirnov (<https://www.socscistatistics.com/tests/kolmogorov/default.aspx>) y la prueba de homogeneidad de varianzas de Levene (homocedasticidad) (https://www.statskingdom.com/230var_levenes.html) para verificar la distribución normal de los datos. Los datos de porcentaje de germinación fueron transformados para ajustarlos a la distribución normal mediante la conversión a raíz cuadrada de % +1. Las diferencias estadísticas entre tratamientos se compararon mediante análisis de varianza (ANOVA) y prueba de comparaciones de medias de Tukey a un intervalo de confianza de 95 % ($p < 0.05$). Para el análisis de los datos, primero se tabularon y clasificaron utilizando el programa Excel® 365® versión 2021 y se utilizó el programa estadístico de cómputo PAST versión 4.04 de acceso libre, para aplicar el ANOVA y generar las gráficas resultantes (<https://www.nhm.uio.no/english/research/resources/past/>). (ver el Anexo B. Artículo publicado en *Agronomy*).

6.5 Determinación del contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad bajo condiciones gastrointestinales *in vitro* en *S. edulis* y *S. esteroa*

6.5.1 Lugar de estudio e instalación experimental

El presente estudio fue realizado en el Laboratorio de Alimentos Funcionales y Nutracéuticos del Departamento de Investigación y Posgrado en Alimentos (DIPA) - Facultad Interdisciplinaria de Ciencias Biológicas y de Salud (FICBS) de la Universidad de Sonora (UNISON), unidad Centro, en Hermosillo, Sonora, México.

6.5.2 Material vegetal

Se utilizaron plantas de *S. edulis* (Flores Olvera & Noguez) y *S. esteroa* (Wayne R. Ferren & Sherry A. Whitmore) colectadas en etapa de crecimiento medio, con apariencia vigorosa y sin síntomas de daños (biótico/abiótico), aplicándose una poda apical (tallos y hojas). Para ello, se muestrearon 25 plantas de cada especie. *S. edulis* fue colectada en un sistema de producción en Chinampas sobre los canales en la alcaldía Xochimilco, Ciudad de México. A su vez, *S. esteroa* fue colectada en playa Balandra, La Paz, Baja California Sur, ubicada al sur de la península de Baja California en el noroeste de México. El periodo de colecta de ambas especies fue en el mes de diciembre de 2021.

6.5.3 Obtención de la harina

Para eliminar los residuos superficiales del campo, como cáscaras y fibras vegetales, las plantas de *S. edulis* y *S. esteroa* se lavaron con agua destilada, se secaron con toallas de papel y se almacenaron en bolsas de plástico Ziploc® para congelación (26.8 x 27.27 cm) y en tubos Falcón™ de 50 mL. A continuación, se congelaron a -70 °C en un ultracongelador Thermo Scientific Revco Value Series durante 1 h. A seguir, se liofilizaron a -50 °C en un liofilizador LABCONCO® FreeZone® Freeze Dry System durante 3 días. Posteriormente, los liofilizados se sometieron a un proceso de molienda y pulverización en un molino pulverizador SV-MO-100 T, obteniéndose harinas con un tamaño de partícula < 0.45 mm.

6.5.4 Obtención de los extractos

6.5.4.1 Extracción de compuestos libres

Los compuestos fenólicos en su forma libre se liberan directamente y son fácilmente detectables. Para permitir la solubilización de los compuestos fenólicos libres presentes en las muestras de *S. edulis* y *S. esteroa*, se obtuvieron extractos metanólicos siguiendo el procedimiento descrito por Salazar-López *et al.* (2016). Primero, se pesó 1 g de cada harina en tubos de ensayo Pyrex® de 13 mL utilizando una balanza analítica digital Sartorius TE124S y se añadieron 13 mL de metanol (MeOH) al 80 %. Las suspensiones obtenidas se homogeneizaron en un vortex VELP® Scientifica a 35 rpm, se sonicaron durante 1 h en un equipo sonicador BRANSON 2510 a 30 °C y se centrifugaron en una centrífuga Velaquin CIVEQ 80-2 a 4000 rpm durante 15 min. Los sobrenadantes obtenidos por separación de fases (líquido-sólido) se filtraron con papel filtro Whatman n° 1 y se colectaron en un tubo Falcón™ de 50 mL. Posteriormente, los residuos sólidos se extrajeron en las mismas condiciones dos veces más por 30 min. A continuación, los sobrenadantes se evaporaron hasta sequedad en un rotavapor de vacío R-100 BUCH Switzerland a 40 °C y se resuspendieron en 7 mL de MeOH al 50 %. Los extractos metanólicos fueron evaluados a una concentración de 0.1428 g/mL.

6.5.4.2 Extracción de compuestos conjugados

Los compuestos fenólicos en su forma conjugada deben ser hidrolizados alcalinamente, dado que la interacción entre proteínas y polifenoles dan lugar a un 'conjugado proteína-polifenol'

producido de forma espontánea en la mayoría de las matrices de alimentos (Quan *et al.*, 2019). Para permitir la solubilización de los compuestos fenólicos conjugados presentes en las muestras de *S. edulis* y *S. esteroa*, se obtuvieron extractos alcalinos siguiendo el procedimiento descrito por Adom y Liu (2002). Primero, se tomó 1 mL de cada fracción de compuestos libres obtenidas de la extracción metanólica en viales de vidrio y se añadieron 5 mL de hidróxido de sodio (NaOH) (2 M) desgasificado. A continuación, se desplazó el aire con nitrógeno (N₂) durante 30 s en un evaporador OA-SYSTEM Heating y se sonicaron durante 1 h en el mismo equipo sonicador a 30 °C. Posteriormente, se ajustó el pH a 1.5 - 2.0 con ácido clorhídrico (HCl) (6 M) e NaOH (2 M) en un pH-metro digital HANNA 211, añadiendo 7 mL de acetato de etilo (C₄H₈O₂). Las suspensiones obtenidas se transfirieron a tubos de ensayo Pyrex[®] de 13 mL y se agitaron manualmente durante 2 min, obteniéndose los compuestos liberados por la solución alcalina y por separación de fases (líquido-líquido). A continuación, se centrifugaron en la centrífuga mencionada con anterioridad a 4000 rpm durante 15 min y se recolectaron en un tubo Falcón[™] de 50 mL; posteriormente, la otra parte de la fase se extrajeron en las mismas condiciones dos veces por 15 min. Los sobrenadantes se evaporaron hasta sequedad en el mismo rotavapor de vacío a 40 °C y se resuspendieron en 5 mL de MeOH al 50 %. Los extractos alcalinos fueron evaluados a una concentración de 0.028 g/mL.

6.5.5 Ensayo de simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

Se realizó un ensayo de simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* siguiendo el procedimiento descrito por Salazar-López *et al.* (2018). El método se fundamenta en imitar o simular las condiciones fisiológicas *in vitro* de la digestión gastrointestinal humana que comprenden tres fases: oral, gástrica e intestinal. Es un modelo de digestión *in vitro* estático ampliamente empleado debido a su sencillez, disponibilidad y fácil manejo, donde los productos permanecen inmóviles y las proporciones entre el alimento, las enzimas, las sales, los ácidos biliares y todos los demás sustratos de las reacciones biológicas digestivas se mantienen constantes en cada fase de la digestión (González, 2016; Angelino *et al.*, 2017; Heredia Gutiérrez *et al.*, 2021). Las especies fueron sometidas al proceso de digestión gastrointestinal que comprende las tres fases mencionadas (Fig. 8), siguiendo las directrices éticas del Consejo de Organizaciones Internacionales de las Ciencias Médicas, (por sus siglas en inglés: CIOMS *Council for International Organizations of Medical Sciences*) (CIOMS, 2016; Borgeat Meza *et al.*, 2018).

Simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

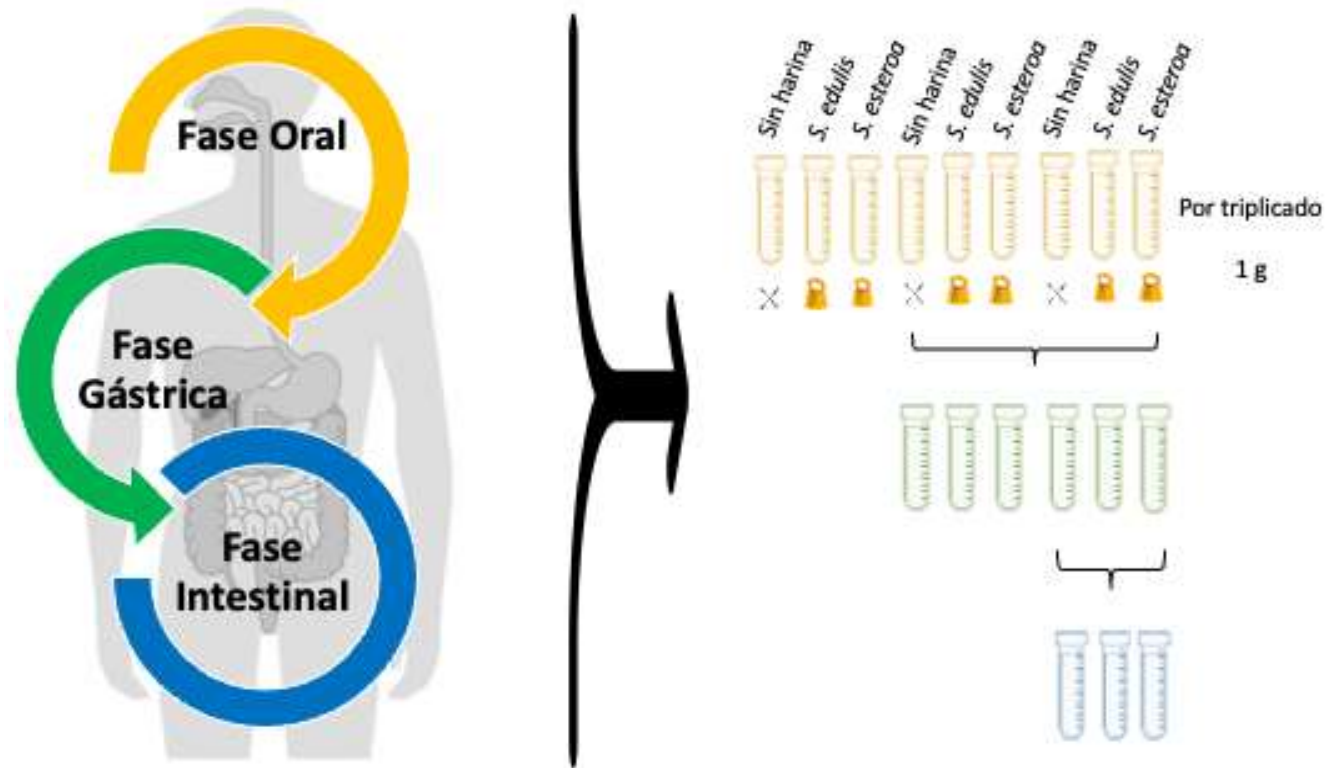


Figura 8. Esquema general de simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

6.5.5.1 Fase oral

Tres voluntarios asintomáticos en ayunas donaron saliva, quienes expulsaron la saliva en veintisiete tubos Falcón™ de 50 mL (nueve para cada muestra), que contenían 1 g de cada una de las harinas y se prepararon blancos sin la matriz alimentaria para evitar sobreajustes en los resultados. A continuación, se enjuagaron la boca dos veces con 5 mL de agua durante 30 s cada una y expulsaron el líquido a sus respectivos tubos. Las muestras se homogeneizaron y se reposaron durante 2 a 3 min en hielo. En seguida, se separaron nueve tubos (tres para cada muestra y blanco) y se etiquetaron como fase de digestión oral.

6.5.5.2 Fase gástrica

Los dieciocho tubos Falcón™ restantes se sometieron a digestión gástrica añadiendo 5 mL de buffer ácido clorhídrico-cloruro de potasio HCl-KCl (2M), pH 1.5. El pH se ajustó a 1.5 con HCl (6M) e NaOH (2M) en un medidor digital de pH HANNA 211. A continuación, se añadieron 667 µL de solución de pepsina (300 mg/mL) en buffer HCl-KCl. Los tubos se incubaron en un baño de agua con agitación, utilizando el equipo Precision Scientific, Winchester, VA, EE. UU., 66800, a 37 °C y 100 rpm durante 1 h. Una vez transcurrido este tiempo, se separaron nueve tubos (tres para cada muestra y blanco) y se etiquetaron como fase de digestión gástrica.

6.5.5.3 Fase intestinal

Los nueve tubos Falcón™ restantes se sometieron a digestión intestinal añadiendo 9 mL de buffer fosfato salino (1M), pH 7.5. El pH se ajustó a 7.5 con HCl (6M) e NaOH (2M), con el medidor mencionado anteriormente. A continuación, se añadió 1 mL de solución de pancreatina (17 mg/mL) en buffer fosfato salino y 80 mg de sales biliares. Los tubos se incubaron en un baño de agua con agitación, utilizando el equipo antes mencionado, a 37 °C y 100 rpm durante 6 h. Una vez transcurrido este tiempo, se obtuvo finalmente la fase de digestión intestinal.

Los productos obtenidos de las tres fases de digestión se centrifugaron en una centrífuga Sigma 3-16KL a 4 °C y 6000 rpm durante 10 min. Los sobrenadantes se recuperaron por prefiltración con papel filtro Whatman nº 1 y se recolectaron en tubos Falcón™ de 50 mL. A continuación, se transfirieron a viales ámbar, se congelaron en un ultracongelador ARCTIKO ULUF 450 ULUF a -80 °C durante 1 h y se liofilizaron en un liofilizador LABCONCO a -52 °C durante 7 días. Las muestras

liofilizadas se disolvieron en 3 mL de MeOH al 50 %. Posteriormente, se filtraron utilizando filtros de membrana de acetato de celulosa de 0.25 mm, 0.45 μ m, VWR International Norteamérica y se almacenaron a -20 °C, para su análisis.

6.5.6 Determinación de compuestos bioactivos

Se determinaron los fenoles y los flavonoides totales de las fracciones libres, conjugadas y de digestión (ver las subsecciones 6.5.6.1 y 6.5.6.2).

6.5.6.1 Cuantificación de fenoles totales

El contenido de fenoles totales libres, conjugados y de digestión de *S. edulis* y *S. esteroa* se cuantificaron por el método colorimétrico utilizando el reactivo de Folin-Ciocalteu (RFC), siguiendo el procedimiento descrito por Salazar-López *et al.* (2016). El método se fundamenta en la capacidad de los fenoles para reaccionar con agentes oxidantes en una reacción de oxidación-reducción (redox), que se debe al carácter reductor del RFC. Este reactivo contiene molibdato de sodio (Na_2MoO_4) y tungstato de sodio (Na_2WO_4), que son capaces de reaccionar con cualquier tipo de fenol, formando complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico. Consiste en una mezcla de los ácidos fosfomolibdico ($\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_{40}$) y fosfotúngstico ($\text{W}_{12}\text{O}_{40}\text{H}_3\text{P}$) de color amarillo. La transferencia de electrones a un pH básico reduce los complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico al oxidar los polifenoles, dando origen a óxidos cromógenos de molibdeno (Mo_8O_{23}) y tungsteno (W_8O_{23}), de color azul, que es proporcional al número de grupos hidroxilo presentes en la molécula (Avella *et al.*, 2008; Fernández Pinto, 2010; Amaya y Portillo, 2013; Leos-Rivas *et al.*, 2016). Primero, se prepararon las siguientes soluciones: (1) RFC (1:9) y (2) carbonato de sodio (Na_2CO_3) (0.075 mg/mL), ambas diluidas en a. d. Posteriormente, utilizando una placa multipocillo Nunc™ Edge, se mezclaron 30 μ L de cada muestra con 150 μ L de RFC y 120 μ L de Na_2CO_3 . La mezcla se homogeneizó y se dejó reposar para que reaccionara en oscuridad durante 1 h. A continuación, se determinaron los cambios de absorbancia a 765 nm utilizando un espectrofotómetro lector de microplacas FluoStar Omega BMG Labtech Inc., Ortenberg, Alemania. Los resultados se expresaron en miligramos de equivalentes de ácido gálico por gramo de muestra (mg EAG/g) (utilizando una curva como patrón de referencia).

6.5.6.2 Cuantificación de flavonoides totales

El contenido de flavonoides totales libres, conjugados y de digestión de *S. edulis* y *S. esteroa* se cuantificaron por el método colorimétrico utilizando el tricloruro de aluminio (AlCl_3), siguiendo el procedimiento descrito por Valenzuela-González *et al.* (2022). El método se fundamenta en que, en un pH básico, el AlCl_3 (anhidro) es capaz de formar quelatos con flavonoides orto-dihidroxiados, que en este caso son inestables a pH ácido; también 3-hidroxiados y 5-hidroxiados que son estables. Estos quelatos presentan una coloración rosada indicando la presencia de flavonoides (Markham y Mabry, 1968; Martínez, 2005; Fernández Pinto, 2010). Primero, se prepararon las siguientes soluciones: (1) nitrito de sodio (NaNO_2) (0.05 mg/mL), (2) AlCl_3 (0.1 mg/mL) y (3) NaOH (0.04 mg/mL), ambas diluidas en agua destilada. Posteriormente, utilizando una placa multipocillo Nunc™ Edge, se mezclaron 30 μL de cada muestra con 9 μL de NaNO_2 y 120 μL de agua destilada y se dejó reposar durante 5 min. A continuación, se añadieron 9 μL de AlCl_3 y se dejó reposar por otros 5 min. Por último, se añadieron 60 μL de NaOH y 72 μL de agua destilada, agitando la mezcla en el lector de microplacas. A continuación, se determinaron los cambios de absorbancia a 415 nm utilizando el espectrofotómetro lector de microplacas mencionado anteriormente. Los resultados se expresaron en miligramos de equivalentes de quercetina por gramo de muestra (mg EQ/g) (utilizando una curva como patrón de referencia).

6.5.7 Determinación de la capacidad antioxidante

Se determinó la capacidad antioxidante de las fracciones libres, conjugadas y de digestión (ver las subsecciones 6.5.7.1 y 6.5.7.2).

6.5.7.1 Ensayo DPPH '2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo'

La capacidad antioxidante de los compuestos totales libres, conjugados y de digestión de *S. edulis* y *S. esteroa* se cuantificaron por el método colorimétrico de DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo), siguiendo el procedimiento descrito por Ruiz-Hernández *et al.* (2021). El método se fundamenta en la aceptación de un electrón (e^-) o átomo de H^+ por la molécula de DPPH que es de color violeta. A través de un espectrofotómetro a una longitud de onda de 517 nm se mide la absorbancia en que el e^- es aceptado, donde la solución de DPPH al reaccionar con un sustrato antioxidante es capaz de donar un átomo de H^+ , que produce un cambio de coloración, de violeta a un color

amarillo, siendo este el indicador de una reducción del radical libre por antioxidantes y la propiedad antioxidante (Blois, 1958; Brand-Willians *et al.*, 1995). Primero, se preparó la solución de trabajo del radical antes de su uso, mezclando 2.5 mg del reactivo DPPH con 100 mL de MeOH; la solución obtenida reflejó un color violeta, que se ajustó a una absorbancia de 0.7 ± 0.02 para una longitud de onda de 515 nm utilizando el citado espectrofotómetro lector de microplacas. Posteriormente, utilizando una placa multipocillo NuncTM Edge, se mezclaron 20 μ L de cada muestra con 280 μ L de DPPH. La mezcla se homogeneizó y se dejó reposar para que reaccionara en la oscuridad durante 1 h. A continuación, se determinaron los cambios de absorbancia a la misma longitud de onda utilizando el lector de microplacas antes citado. Los resultados se expresaron en micromoles de equivalentes Trolox por gramo de muestra (μ mol ET/g) (utilizando una curva como patrón de referencia).

6.5.7.2 Ensayo TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox'

La capacidad antioxidante de los compuestos totales libres, conjugados y de digestión de *S. edulis* y *S. esteroa* se cuantificaron por el método colorimétrico de TEAC equivalente a Trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) (por sus siglas en inglés TEAC *Trolox Equivalent Antioxidant Capacity*), siguiendo el procedimiento descrito por Salazar-López *et al.* (2017). El método se fundamenta en la eliminación del catión radical ABTS^{•+} (2,2'-azinobis [3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico]-sal de diamonio) por la presencia de los antioxidantes. El ABTS^{•+} es de color azul-verde, capaz de ser cuantificado a longitudes de ondas más largas 645-734-815 nm. Cuando hay compuestos antioxidantes en el medio de reacción, el radical ABTS captura el radical libre, lo que se traduce en una pérdida de color y por tanto en una reducción de la absorbancia, correspondiendo cuantitativamente a la concentración de antioxidantes presentes (Miller *et al.*, 1993; Re *et al.*, 1999; Prior y Cao, 1999; Zulueta *et al.*, 2009; Shahidi *et al.*, 2015). Primero, se preparó la solución madre activadora del radical, incluyendo las siguientes soluciones: (1) ABTS (19.3 mg/mL) y (2) persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$) (37.8 mg/mL), ambas diluidas en agua destilada; se tomaron 88 μ L de la solución [2] y se añadieron a la solución [1]. La solución obtenida reflejó un color azul intenso, que se dejó reposar durante 16-18 h en oscuridad a temperatura ambiente. A seguir, se preparó la solución de trabajo del radical antes de su uso, mezclando 1.5 mL de la solución madre con 100 mL de etanol (C_2H_6O); la solución obtenida reflejó un color azul-verde, que se ajustó a una absorbancia de 0.7 ± 0.02 a una longitud de onda de 734

nm utilizando el mismo espectrofotómetro lector de microplacas. Posteriormente, utilizando una placa multipocillo Nunc™ Edge, se mezclaron 20 µL de cada muestra con 280 µL de ABTS. La mezcla se homogeneizó y se dejó reposar para que reaccionara en oscuridad durante 5 min. A continuación, se determinaron los cambios de absorbancia a la misma longitud de onda utilizando el citado lector de microplacas. Los resultados se expresaron en µmol ET/g (utilizando una curva como patrón de referencia).

6.5.8 Estimación de la bioaccesibilidad

La bioaccesibilidad (BA) y la recuperación de la capacidad antioxidante total de *S. edulis* y *S. esteroa* se estimaron mediante el contenido de compuestos bioactivos presentes después de la digestión en cada fase (oral, gástrica e intestinal) y en las muestras no digeridas (libres y conjugados). La BA se define como el contenido de compuestos bioactivos que son liberados del alimento por la acción de las enzimas digestivas al pasar por el fluido del tracto gastrointestinal posterior a una digestión simulada y que se encuentra disponible para ser absorbida por la mucosa intestinal (Saura-Calixto *et al.*, 2007; Shimazu *et al.*, 2010). Los resultados se expresaron en términos de porcentaje de BA y recuperación de la capacidad antioxidante total, (por sus siglas en inglés TAC *Total Antioxidant Capacity*), mediante la siguiente fórmula (8):

$$BA (\%) = \frac{FT/FLAT/CAT \text{ compuesto fenólico después de la digestión (oral, gástrica e intestinal)}}{FT/FLAT/CAT \text{ compuesto fenólico en muestras no digeridas (libres y conjugados)}} \times 100 \quad (8)$$

Dónde, FT: fenoles totales, FLAT: flavonoides totales, CAT: capacidad antioxidante total

6.5.9 Cuantificación de fenoles y flavonoides totales mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)

Los compuestos fenólicos presentes en las muestras no digeridas (libres y conjugados) y después de la digestión en cada fase (oral, gástrica e intestinal) de *S. edulis* y *S. esteroa*, se cuantificaron siguiendo el procedimiento descrito por Lee *et al.* (2012) con ligeras modificaciones. Se utilizó un sistema de cromatografía líquida de ultra alto rendimiento, (por sus siglas en inglés UHPLC *Ultra High Performance Liquid Chromatography*) de Agilent Technologies 1260, Alemania, equipado con un detector de matriz de diodos, (por sus siglas en inglés DAD *Diode Array Detector*). La separación de 5 ácidos fenólicos y 6 flavonoides en las muestras no digeridas (libres y conjugados) y 5 ácidos fenólicos y 5 flavonoides presentes en la digestión en cada fase (oral, gástrica e

intestinal) se realizó con una columna de fase inversa Zorbax Eclipse Plus-C18 (2.0 mm x 50 mm 1.8 μm), a 30 °C.

Se aplicó un sistema de elución binario móvil de dos fases (A) agua ultrapura grado HPLC: ácido fórmico (CH_2O_2) (99.9:0.1) y (B) acetonitrilo ($\text{C}_2\text{H}_3\text{N}$): (CH_2O_2) (99.9:0.1). El gradiente lineal de elución utilizado fue el siguiente: 0-3 min (fase A: 97-93 % y fase B: 3-7 %); 3-5 min (fase A: 93-90 % y fase B: 7-10 %); 5-8 min (fase A: 90-88 % y fase B: 10-12 %); 8-10 min (fase A: 88-85 % y fase B: 12-15 %); 10-15 min (fase A: 85-85 % y fase B: 15-15 %); 15-18 min (fase A: 85-45 % y fase B: 15-55 %) y 18-20 min (fase A: 45-10 % y fase B: 55-90 %). La velocidad de flujo del caudal fue de 0.4 mL/min y el volumen de inyección fue 5 μL . Para identificar los fenoles y flavonoides, se prepararon extractos acuosos de metanol comparando el tiempo de retención y los picos de los espectros ultravioleta-visible (UV-Vis) de las muestras con los de los estándares de referencia puros. Los resultados se expresaron en microgramos de ácidos fenólicos y flavonoides por gramo de muestra (μg AF & FLA/g) (utilizando curvas de referencia a diferentes concentraciones).

6.5.10 Obtención de datos y análisis estadístico

Los resultados de las variables biológicas se analizaron con métodos de estadística paramétrica, utilizando la prueba de normalidad de Kolmogorov Smirnov (<https://www.socscistatistics.com/tests/kolmogorov/default.aspx>) y la prueba de homogeneidad de varianzas de Levene (homocedasticidad) (https://www.statskingdom.com/230var_levenes.html) para verificar la distribución normal de los datos. Las diferencias estadísticas entre especies se compararon mediante la prueba t-Student a un intervalo de confianza de 95 % ($p < 0.05$). Para el análisis de los datos, primero se tabularon y clasificaron utilizando el programa Excel® 365® versión 2022 y se utilizaron los programas estadísticos de cómputo PAST 4.10 de acceso libre (<https://www.nhm.uio.no/english/research/resources/past/>) y GraphPad Prism versión 10.2.1 (<https://www.graphpad.com/updates>) para aplicar la prueba t-Student y generar las gráficas resultantes. (ver el Anexo C. Artículo publicado en *AIMS Agriculture and Food*), (ver el Anexo D. Artículo sometido en *Current Research in Nutrition and Food Science*).

7. RESULTADOS

7.1 Identificación de las especies del género *Suaeda* presentes en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos y comparación de la variabilidad climática de precipitación y temperatura de las localidades de establecimiento aplicando el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental

7.1.1 Distribución y adaptación del género *Suaeda*

De acuerdo con las descripciones de las especies halófitas consultadas en las bases de datos, se confirmó que el género *Suaeda* sobrevive en zonas de marismas con alto contenido de sales. Para el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos se encontraron dieciséis especies que crecen en hábitats costeros y marismas (e-HALOPH; Calflora; RHNM; plants-USDA; Khan *et al.*, 2001) (Tabla 8).

Según la consulta realizada en la base de datos e-HALOPH, la familia Amaranthaceae es una de las que presentan un mayor número de halófitas, con 70 géneros y 341 especies. El género *Suaeda* ocupa el segundo lugar en número de especies con un total de 46 especies distribuidas, lo que corresponde al 3.48 % (e-HALOPH).

Las especies que destacan con una mayor abundancia relativa en Baja California Sur son *S. esteroa*, *S. fruticosa* y *S. nigra*. Las especies presentadas se distribuyen en 6 estados del noroeste de México: Baja California, Baja California Sur, Chihuahua, Durango, Sinaloa y Sonora y en 4 estados del suroeste de Estados Unidos: Arizona, California, Nevada y Utah (Shreve y Wiggins, 1964; Calflora; RHNM).

Tabla 8. Distribución de dieciséis especies halófitas del género *Suaeda*, familia Amaranthaceae.

Especies	Distribución
<i>Suaeda calceoliformis</i>	California (EE. UU.), El Gran Lago Salado, Utah (EE. UU.)
<i>Suaeda californica</i>	costa del Pacífico (MEX), suroeste (EE. UU.)
<i>Suaeda conferta</i>	costa del Pacífico (MEX)
<i>Suaeda esteroa</i>	costa oeste (EE. UU.), Balandra, Baja California Sur (MEX)
<i>Suaeda fruticosa</i>	costa del Pacífico, BCS (MEX), Bahía Kino, Sonora (MEX)
<i>Suaeda jacoensis</i>	noroeste (MEX), suroeste (EE. UU.)
<i>Suaeda maritima</i>	costa del Pacífico (MEX/EE. UU.), costa del Atlántico (EE. UU.)
<i>Suaeda mexicana</i>	noroeste (MEX), suroeste (EE. UU.)
<i>Suaeda moquinii</i>	costa de California (EE. UU.)
<i>Suaeda nigra</i>	costa oeste (EE. UU.), Desierto del Colorado (EE. UU.), noroeste (MEX), suroeste (EE. UU.), Desierto de Mojave (EE. UU.), Gran Cuenca (EE. UU.), California (EE. UU.)
<i>Suaeda nigrescens</i>	Desierto de Chihuahua (MEX), suroeste (EE. UU.)
<i>Suaeda prostrata</i>	costa oeste (EE. UU.), costa del Pacífico (EE. UU./Canadá)
<i>Suaeda puertopenascoa</i>	noroeste (MEX), costa del Mar de Cortés (MEX)
<i>Suaeda suffrutescens</i>	noroeste (MEX), suroeste (EE. UU.), Desierto de Mojave (EE. UU.), Gran Cuenca (EE. UU.)
<i>Suaeda taxifolia</i>	noroeste (MEX)
<i>Suaeda torreyana</i>	costa oeste (EE. UU.), Desierto del Bajo Colorado (EE. UU.)

Notas: EE. UU. (Estados Unidos); MEX (México).

7.1.2 Clima y suelo del género *Suaeda* en el noroeste de México y centro de México

De acuerdo con la información disponible en las bases de datos e infiriendo que en el género *Suaeda* se encuentran especies halófitas, sus zonas de asentamiento en el noroeste de México se caracterizan por suelos arenosos o franco, con influencia marina, que depende del aporte de inundación proporcionado por las mareas cíclicas, que son un componente importante de las salinas costeras. La mayoría de estas especies son plantas hidro-halófitas, xero-halófitas y xerófitas, en forma de arbustos leñosos y brotes sobre el suelo (Tabla 9).

Debido a que la humedad por precipitación en el noroeste de México es muy baja e irregular, las halófitas costeras aprovechan la humedad de los ciclos de marea, el rocío ambiental y la brisa marina. En este contexto, la vegetación dominante en esta región es el sarcocaulé, el matorral espinoso y algunos pastos salados anuales con densidades de población reducidas. A lo largo de las zonas costeras, vastas áreas de halófitas se asientan en llanuras de inundación (Shreve y Wiggins, 1964; RHNM).

Los humedales estuarinos son un grupo muy extendido, pero los hipersalinos son más comunes en las costas del noroeste de México, a su vez, los sistemas euhalinos se establecen en localidades especializadas dispersas a lo largo de ambas costas. Es importante destacar que las actividades humanas continúan amenazando los humedales costeros de México.

De acuerdo con la verificación en las bases de datos, las especies halófitas del género *Suaeda* en el noroeste de México crecen predominantemente en hábitats de costas inundadas con vegetación pionera y efímera (Reyes y Flores-Olvera, 2013), marismas costeras y carrizales salinos (Lindig-Cisneros y Zedler, 2002), marismas salinas continentales (Muhsin y Booth, 1987, Redman y Fedec, 1987) y en la costa del Pacífico (Vogl, 1986; Zedler, 1977). Dentro de los diferentes tipos de especies, también se describen otras hidrohalófitas, xero-halófitas y xerófitas, con formas de vida muy diversificadas en relación con el clima y el suelo en el que se encuentran, es decir, plantas anuales, arbustos y plantas leñosas que reposan sobre el suelo (Brown *et al.*, 1999; Aronson y Whitehead, 1989).

Por otro lado, en la antigua zona del lago de Texcoco en el centro de México, los suelos presentan una condición salino-sódica debido a factores y procesos que favorecen la salinización, resultado

de la interacción de eventos naturales durante la evolución geológica de la cuenca del Valle de México. El estado salino-sódico actual de los suelos es el resultado del manejo del lago desde la época prehispánica, incluyendo las obras hidráulicas construidas para el control de inundaciones, además de los efectos del crecimiento de las zonas urbanas (Luna-Guido *et al.*, 2000).

Tabla 9. Hábitat y rasgos vegetales de dieciséis especies halófitas del género *Suaeda*, familia Amaranthaceae.

Especies	Hábitat	Tipo de Planta	Forma de vida	Fuente
<i>Suaeda calceoliformis</i> (Hook.) Moquin	Costeros autóctonos; franja costera; humedal	Hidro-halófito	Hierba anual	eHALOPH; Calflora; RHNM; Plants USDA
<i>Suaeda californica</i> S. Watson	Marismas; zonas costeras; humedales	Hidro-halófito	Subarbustos; arbustos; plantas leñosas	eHALOPH; Calflora; Plants USDA
<i>Suaeda conferta</i> (Small) I.M. Johnst	Zonas costeras, subtropicales y tropicales del noroeste de México y México (Tamaulipas)	Xero-halófito	Subarbustos; arbustos; plantas leñosas	eHALOPH
<i>Suaeda esteroa</i> Ferren & S.A. Whitmore	Marismas costeras y arroyos salinos; humedales subhúmedos	Hidro-halófito	Arbusto; hierba perenne	Calflora
<i>Suaeda fruticosa</i> Forssk. ex. J.F. Gmel	Marismas; áreas costeras	Xero-halófito	Chaemaephyte	eHALOPH; RHNM
<i>Suaeda jacoensis</i> I.M. Johnst	Orillas de costa inundadas periódicamente con vegetación pionera y efímera	Xerófito	Chaemaephyte; Arbustos; Subarbustos; plantas leñosas	eHALOPH
<i>Suaeda maritima</i> subsp. <i>maritima</i> (L.) Dumort	Marismas costeras; humedales costeros	Hidro-halófito	Arbusto; hierba perenne	RHNM
<i>Suaeda mexicana</i> Standl.	Tierras subtropicales, semiáridas y áridas	Xerófito	Chaemaephyte; Arbustos; plantas leñosas	eHALOPH
<i>Suaeda moquinii</i> (Torr.) Greene	Lago salino	Hidro-halófito	Hierba; arbusto; subarbusto	eHALOPH; Plants USDA; Khan <i>et al.</i> (2001)
<i>Suaeda nigra</i> (Raf.) J. F. Macbr	Marisma costera	Xerófito	Subarbustos; arbustos; plantas leñosas	Calflora
<i>Suaeda nigrescens</i> I.M. Johnst.	Esteros: Lagunas costeras salinas	Xerófito	Chaemaephyte	eHALOPH
<i>Suaeda prostrata</i> Pall.	Marismas interiores	Xero-halófito	Anual	eHALOPH
<i>Suaeda puertopenascoa</i> M.C. Watson & W.R. Ferren	Marismas costeras - noroeste de Sonora (Puerto Peñasco)	Xero-halófito	Subarbustos; Arbustos	RHNM
<i>Suaeda suffrutescens</i> S. Watson	Esteros; Lagunas costeras salinas	Xerófito	Chaemaephyte; Arbustos	e-HALOPH
<i>Suaeda taxifolia</i> Standl.	Esteros - sur de California y noroeste de México (Baja California)	Xero-halófito	Subarbustos; arbustos;	RHNM
<i>Suaeda torreyana</i> S. Watson	Esteros: Lagunas costeras salinas	Xerófito	Arbustos	e-HALOPH

7.1.3 Descriptores hidro-ambientales

7.1.3.1 Precipitación

El romerito (*S. edulis*) se establece en localidades con un alto régimen pluviométrico. En la región occidente de México, la precipitación es de 200 a 250 mm/mes y en el Valle de México y región centro-oriente de México, es de 120 a 190 mm/mes durante la época húmeda (Fig. 9 a, b) (CONAGUA).

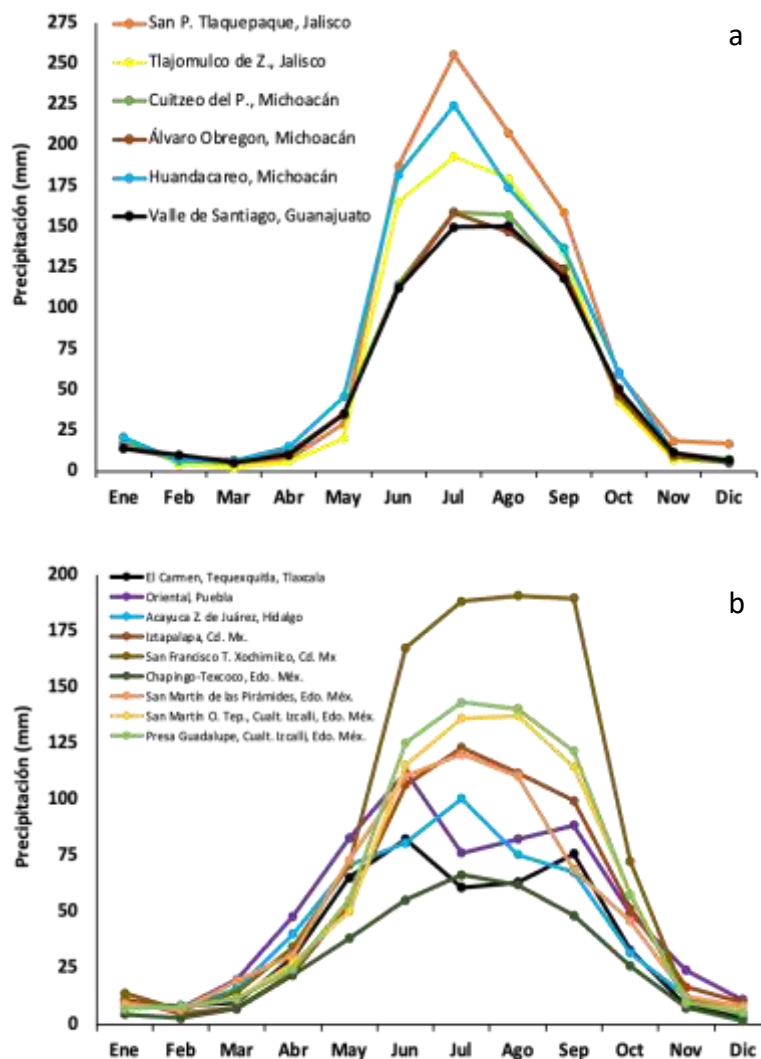


Figura 9. (a) Datos históricos de precipitación (mm) en seis estaciones en la región occidente de México (Jalisco, Michoacán y Guanajuato) y (b) en nueve estaciones en el Valle de México y región centro-oriente de México (Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México), donde se reporta *S. edulis*.

Se observa que las otras especies del género *Suaeda* se asientan en localidades con un régimen pluviométrico notablemente nulo o bajo. En las regiones noroeste de México y suroeste de Estados Unidos, la precipitación es de 0 a 90 mm/mes durante la mayor parte del año (Fig. 10) (WorldClimate).

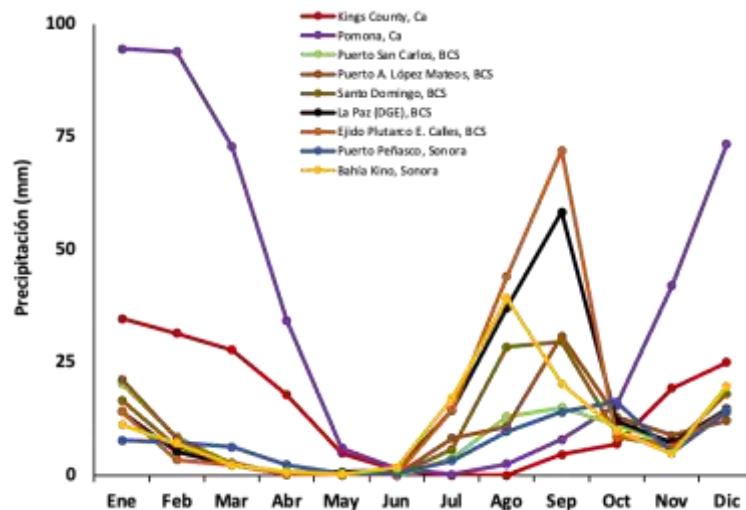


Figura 10. Datos históricos de precipitación (mm) en siete estaciones en la región noroeste de México (Baja California Sur y Sonora) y en dos estaciones en el suroeste de Estados Unidos (California), donde se reportan varias especies del género *Suaeda*.

Entre las especies del género *Suaeda* para el noroeste de México, se encuentran *S. esteroa*, *S. californica*, *S. nigra*, *S. maritima* y *S. fruticosa* (e-HALOPH, Calflora). Debido al clima seco que prevalece en la región (Mercado-Mancera *et al.*, 2010), la vegetación dominante es típica de zonas áridas; a lo largo de la costa, las halófitas se asientan en planicies aluviales y marismas inundables (Hawkins *et al.*, 2003; Kadmon y Danin, 1999).

7.1.3.2 Temperatura

Las evidencias e información hidro-climatológica disponibles indican que *S. edulis* se desarrolla y crece en localidades con una temperatura relativamente baja y con un régimen templado. En las regiones occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México, la temperatura oscila entre 12.0 y 24.5 °C, causando un menor estrés térmico (Fig. 11 a, b) (CONAGUA).

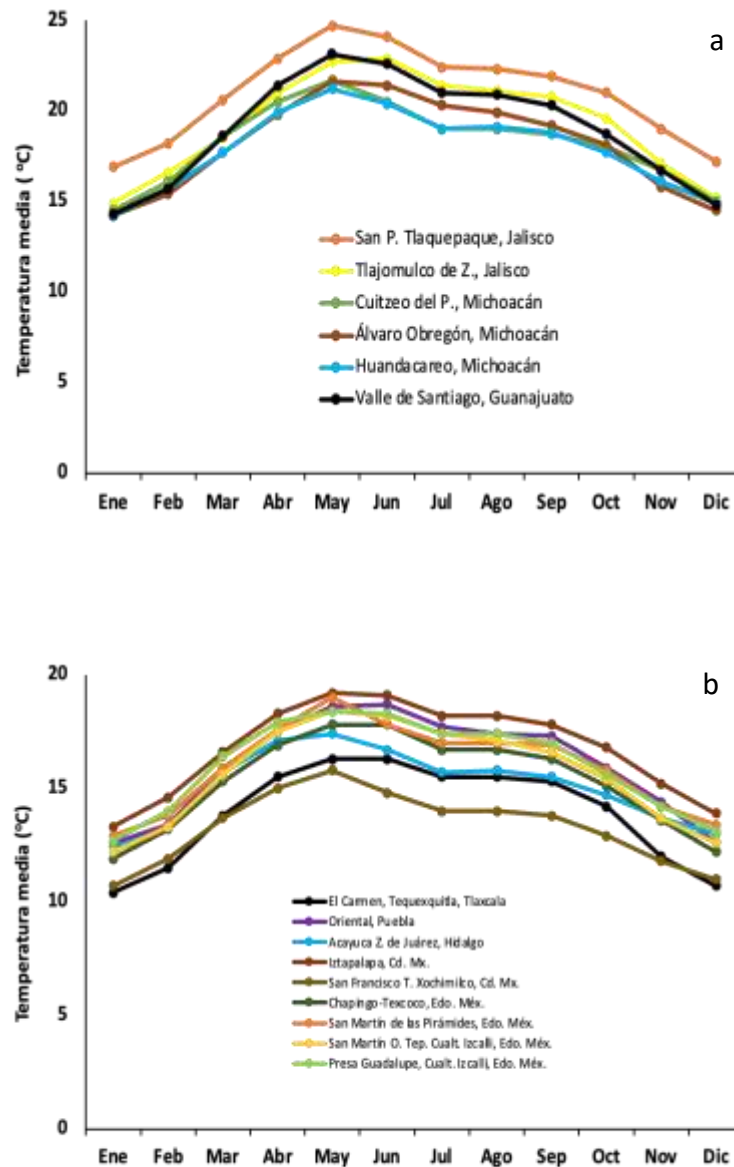


Figura 11. (a) Datos históricos de temperatura (°C) en seis estaciones en la región occidente de México (Jalisco, Michoacán y Guanajuato) y (b) en nueve estaciones en el Valle de México y región centro-oriente de México (Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México), donde se reporta *S. edulis*.

En contraste, las otras especies del género *Suaeda* se asientan en localidades que reflejan aridez con condiciones térmicas extremas y mayores variaciones de temperatura (Morales-Acuña *et al.*, 2019; Douglas *et al.*, 1993). En las regiones noroeste de México y suroeste de Estados Unidos, la temperatura oscila entre 7.0 y 30.0 °C (Fig. 12) (WorldClimate).

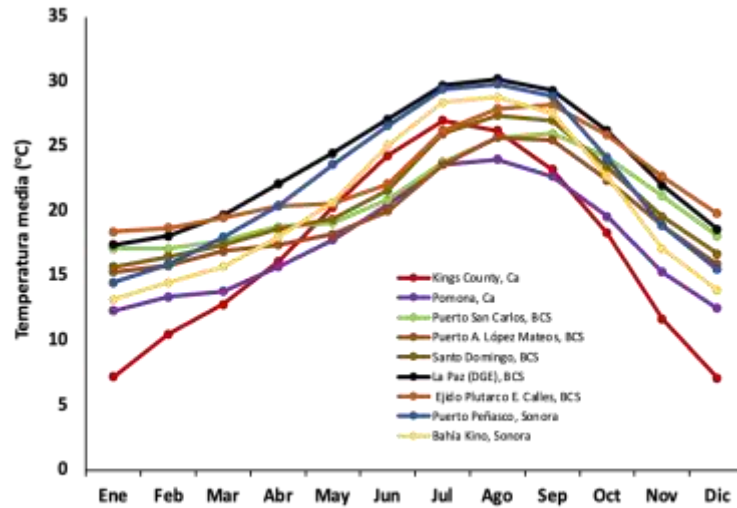


Figura 12. Datos históricos de temperatura (°C) en siete estaciones en la región noroeste de México (Baja California Sur y Sonora) y en dos estaciones en el suroeste de Estados Unidos (California), donde se reportan varias especies del género *Suaeda*.

Según los gradientes de precipitación y las oscilaciones de temperatura en las localidades de asentamiento, el clima donde se han adaptado y crecen las especies del género *Suaeda* varía desde el tipo subtropical seco hasta el extremadamente árido, pasando por el tipo mediterráneo subseco, cuyos gradientes se expresan y delimitan mediante el Índice de De Martonne (De Martonne, 1927). Dicho índice fue modificado numéricamente para calcular un indicador novedoso, el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental, con mayor resolución numérica para estudios bioclimáticos de zonas áridas (Troyo-Diéguez *et al.*, 2013).

7.1.3.3 Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental

Se observó que *S. edulis* se asienta en localidades que reflejan una mayor disponibilidad hídrica y que su preferencia se acentúa en las zonas rurales de la Ciudad de México. Lo anterior obedece a que dichas zonas presentan un clima favorable y adecuado para el cultivo de *S. edulis*, el cual crece con condiciones óptimas bajo manejo de temporal o de riego. En las regiones occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México, el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental alcanzó valores de 6 a 18 durante seis meses (Fig. 13 a, b) (CONAGUA).

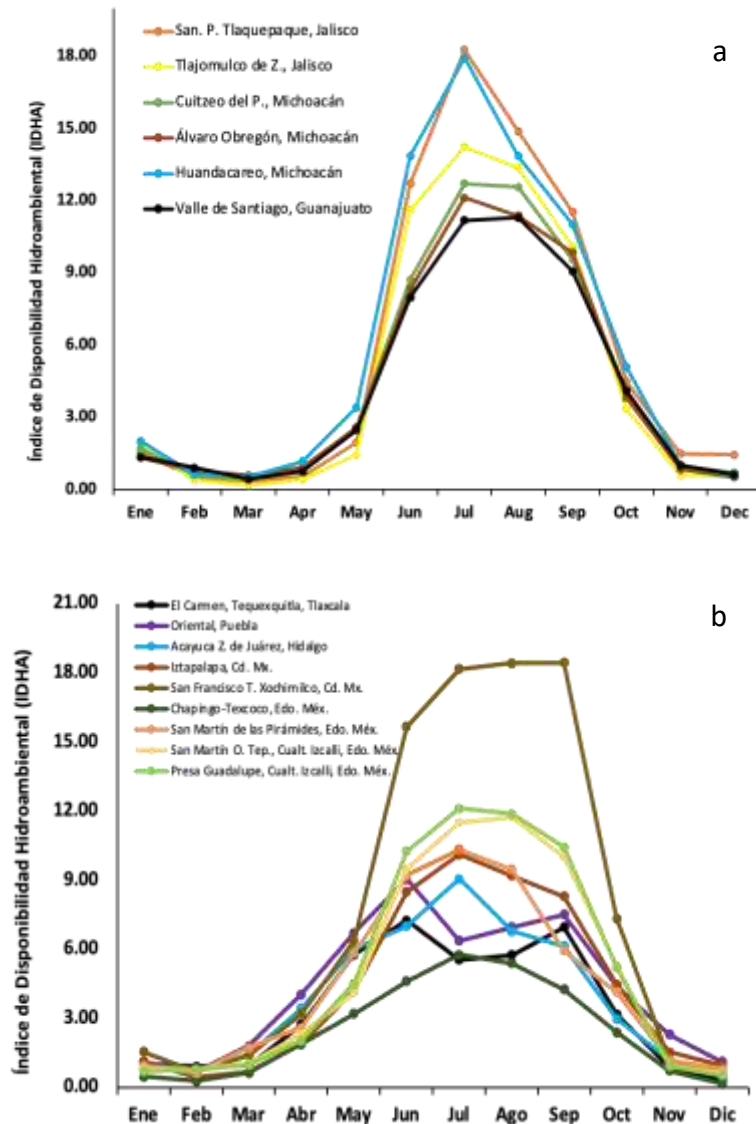


Figura 13. (a) Datos históricos del Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental de seis estaciones en la región occidente de México (Jalisco, Michoacán y Guanajuato) y (b) de nueve estaciones en el Valle de México y región centro-oriente de México (Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Ciudad de México y Estado de México), donde se reporta *S. edulis*.

En contraste, las otras especies del género *Suaeda* se asientan en localidades que reflejan una muy baja disponibilidad hídrica, prácticamente nula durante la mayor parte del año, lo que constituye un clima extremo donde las diferentes especies de *Suaeda* se han adaptado a las regiones secas reportadas para su distribución. En las regiones noroeste de México y suroeste de Estados Unidos, el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental alcanzó valores de 0 a 4.0, caracterizándose por el predominio de climas secos, incluido el desierto (Fig. 14) (WorldClimate).

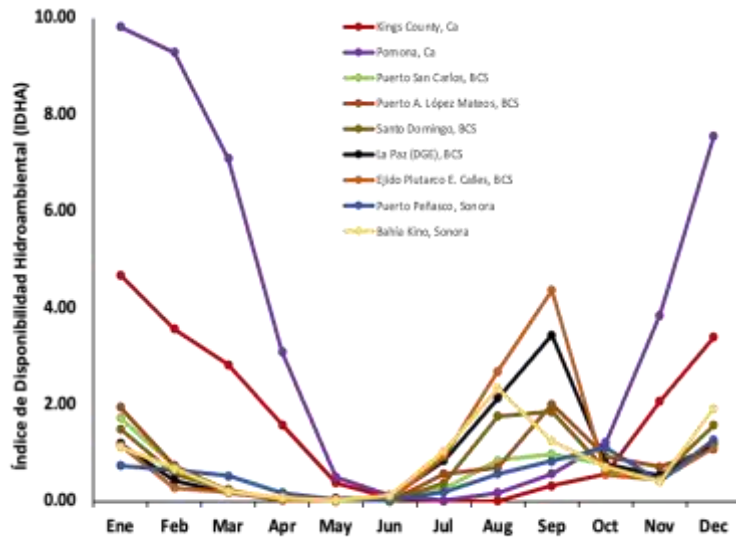


Figura 14. Datos históricos del Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental en siete estaciones en la región noroeste de México (Baja California Sur y Sonora) y en dos estaciones en el suroeste de Estados Unidos (California), donde se reportan varias especies del género *Suaeda*.

7.1.4 Análisis de varianza

El análisis de varianza realizado para comparar las tres regiones de establecimiento de *S. edulis* y del género *Suaeda*, considerando 24 localidades, corrobora diferencias altamente significativas entre los grupos analizados, comprobando con un alto nivel de significancia la baja disponibilidad hídrica que prevalece en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos en comparación con lo que se observa para el occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México ($F_{2,21} = 34.23$, $p < 0.001$) (Fig. 15).

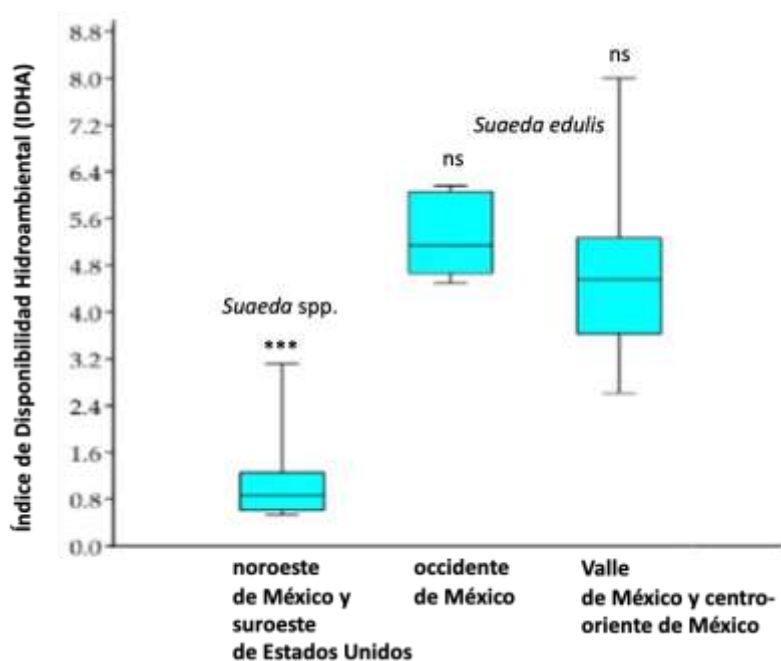


Figura 15. Representación gráfica del análisis de varianza para el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental agrupadas en regiones de asentamiento de *S. edulis* (occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México) y del género *Suaeda* (noroeste de México y suroeste de Estados Unidos). Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre regiones. La p significativa (prueba Tukey, $p < 0.001$) se indican con (***) .

Los resultados obtenidos sugieren que, para introducir y establecer exitosamente a *S. edulis* como un cultivo alternativo en el noroeste de México, será necesario diseñar sistemas de riego de alta tecnología, como el goteo, la hidroponía y la agricultura protegida, para lograr las condiciones de humedad y microclima apropiados para el cultivo de la hortaliza emergente.

7.2 Análisis de los principales criterios hidro-ambientales para la introducción de *S. edulis* de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México para el diagnóstico de los requerimientos básicos para su establecimiento

7.2.1 Criterios hidro-ambientales

Para establecer directrices útiles para la planificación agroecológica con la introducción del cultivo alternativo *S. edulis* de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México y también para prevenir posibles variaciones debidas al cambio climático (Svenning y Sandel, 2013), es necesario establecer parámetros y criterios que ayuden a identificar y abordar los problemas y limitaciones de la compatibilidad agroambiental.

Ante la falta de experiencia previa con la especie *S. edulis* en la región noroeste de México, se plasmaron los posibles problemas o limitaciones asociados a los criterios hidro-ambientales y las estrategias de solución o mitigación que implica el problema que debe resolverse al introducir un cultivo alternativo de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México (Tabla 10). Además, con la integración de la información numérica generada y los datos consultados se propone una lista de factores ambientales y posibles implicaciones asociadas a la introducción de la especie a dicha región (Tabla 11).

Tabla 10. Criterios hidro-ambientales y posibles problemas o limitaciones a enfrentar como consecuencia de la introducción de *S. edulis* desde regiones lluviosas del centro de México a una región árida del noroeste de México.





Criterios hidro-ambientales	Problema o limitación en la región de destino	Estrategia de solución/mitigación	Estado de alerta
1. Precipitación	La humedad del suelo es deficiente para los cultivos y las fuentes de agua de riego están agotadas.	Diseñar un riego eficiente con la posibilidad de utilizar aguas salinas o residuales.	
2. Temperatura	Las altas temperaturas y la radiación solar prevalecen en la región y en localidades agrícolas.	Debe evaluarse una estación adecuada para <i>S. edulis</i> , es decir, invierno o primavera.	
3. IDHA	Las altas temperaturas asociadas a la baja humedad magnifican el estrés térmico y el déficit hídrico.	Seleccionar las mejores estaciones de cultivo combinadas con estrategias de conservación del agua.	
4. Calidad del agua	No se han detectado problemas con la calidad del agua, ya que el cultivo se realiza en suelos salinos.	Gestionar cuidadosamente el agua de mala calidad para evitar la degradación del suelo.	

Tabla 11. Factores ambientales y posibles implicaciones asociadas a la introducción de *S. edulis* desde regiones lluviosas del centro de México a una región árida del noroeste de México.

Factor ambiental	Origen: regiones templadas y lluviosas Valle de México, Ciudad de México, regiones occidentales	Objetivo: zonas secas semiáridas noroeste de México: Baja California Sur (La Paz BCS)	Importancia agroecológica
1. Demanda de agua dulce	Demanda baja, sin impacto en los recursos hídricos; la pp normal suministra suficiente humedad; el riego es sólo a demanda.	Posibilidades reales de riego con agua salina; no aumentaría la demanda de agua dulce para un cultivo emergente.	Muy positivo porque no aumentaría la demanda de agua dulce para un cultivo emergente introducido. 😄
2. Biodiversidad	Como cultivo tradicional, el 'romerito' aumenta la biodiversidad dentro de los cultivos y los agroecosistemas; la entomofauna, la avifauna, entre otros.	Existen ecotipos silvestres de <i>Suaeda</i> con un potencial desconocido, que sólo son utilizados por el ganado durante los periodos de sequía.	Es positivo, pero es muy recomendable verificar los ensayos de campo para su observación. 😊
3. Uso del suelo	Es un monocultivo en pequeñas parcelas pero forma parte de agroecosistemas regionales diversificados.	Todavía no se conocen las implicaciones, pero debería planificarse el riego con agua salina.	Es positivo si los suelos se diagnostican adecuadamente, conservados y gestionados. 🤔
4. Requisitos de calidad del suelo o del sustrato	Estabiliza los suelos salinos con un manejo adecuado; se cultiva donde otros cultivos no pueden crecer y producir.	Al igual que en su lugar de origen, debería utilizarse en suelos degradados no aptos para otros cultivos, como opción viable.	Positivo si no molestas tierras de buena calidad para cultivos convencionales; necesita una selección adecuada de los suelos. 😄
5. Calidad del suelo circundante	Se cultiva principalmente en suelos salinos; no afecta a los suelos circundantes.	Se debe prestar atención a las zonas de descarga, para no salinizar los suelos no alterados.	Neutral, pero con riesgo potencial; la calidad del suelo debe ser controlada. 😞
6. Cosecha - Comercialización	Los mercados están especializados y son importantes en temporadas específicas.	Hay que desarrollar y promover nuevos mercados locales.	En este momento es negativo; se necesitan nuevos mercados. 🤔
7. Cosecha - Rentabilidad económica	Se produce desde hace décadas, su rentabilidad se alcanza en los estados del centro, la Ciudad de México y en el Valle de México.	La economía de los productores que poseen suelos afectados por la salinidad está en declive, por lo que esta puede ser una opción para recuperar la rentabilidad.	En este momento se desconoce; se necesitan análisis detallados, pero se espera que sea una opción para los suelos salinos, en realidad inútil. 🤔
8. Riesgo potencial de convertirse en maleza	No se ha convertido en una mala hierba, pero se asocia positivamente a otras halófitas en suelos no cultivados.	No se detecta riesgo como maleza, ya que no tiene estructuras de propagación asexual (rizomas y estolones).	Si se cultiva sólo en suelos salinos o en agricultura protegida, no cabe esperar que se produzca ningún escape. 😄

7.3 Determinación del potencial de germinación de *S. edulis* bajo condiciones de estrés por cloruro de sodio

7.3.1 Experimento con cloruro de sodio

Los resultados obtenidos en el primer experimento para evaluar la respuesta de *S. edulis* a los tratamientos con cloruro de sodio fueron no significativos, reflejando nulos porcentajes de germinación de un total de 720 semillas. En el segundo experimento modificado por la técnica de inmersión, sólo se registró una germinación de un total de 180 semillas (Fig. 16 a, b, c).

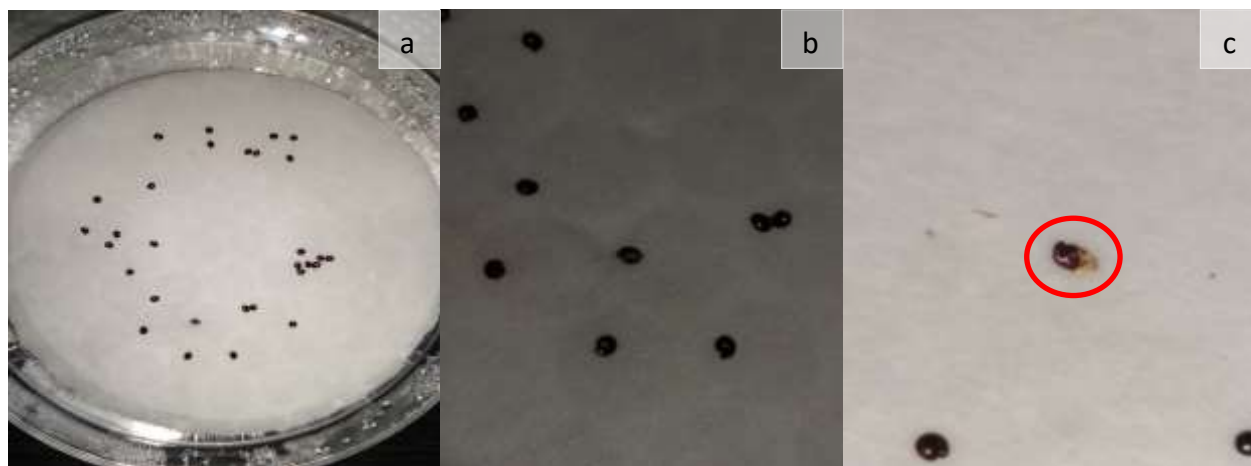


Figura 16. Imágenes de los experimentos de germinación de *S. edulis* con cloruro de sodio. (a y b) semillas sin tratamiento de inmersión (c) semillas con inmersión previa durante 24 h en agua destilada.

7.4 Evaluación de un biorregulador exógeno para interrumpir la latencia y promover la germinación de *S. edulis*

7.4.1 Pruebas de normalidad de Kolmogorov Smirnov y de homocedasticidad de Levene

Se realizaron las pruebas de normalidad y homocedasticidad antes del análisis de varianza y de la comparación de medias; los resultados se presentan en anexos (Tablas Anexas A y B). Los estadísticos estimados con ambas pruebas para las variables de estudio fueron favorables para aplicar los análisis estadísticos paramétricos, excepto en 3 de los 24 casos (12.5 %) en que la prueba de igualdad de varianzas no detectó similitud, lo que sugiere heterocedasticidad. Debido a que la mayoría cumplían los supuestos de normalidad y homocedasticidad, fue posible continuar con el análisis de varianza y la comparación de medias.

7.4.2 Experimento con Biozyme® TS

7.4.2.1 Porcentaje de germinación

Se observa que, para las 24 h T4 reflejó la mejor respuesta con 5 unidades de porcentaje de germinación (valores transformados), siendo superior a T2 (3 unidades) y T3 (3.5 unidades) (Fig. 17 a). Se observó diferencia significativa con T1 frente a T2 y diferencias altamente significativas con T1 frente a T3 y T4 ($F_{3,12} = 13.43$, $p < 0.05$, 0.01, 0.001, respectivamente) (Tabla Anexa C).

A las 48 h T3 alcanzó la mejor respuesta con 5.5 unidades de porcentaje de germinación, siendo superior a T2 (4 unidades) y T4 (4.2 unidades) (Fig. 17 b). Se observaron diferencias significativas con T1 frente a T2 y T4 y diferencia altamente significativa con T1 frente a T3 ($F_{3,12} = 7.89$, $p < 0.05$, 0.01, respectivamente) (Tabla Anexa C).

A las 72 h T3 también alcanzó la mejor respuesta con 6 unidades de porcentaje de germinación, casi similar a la observada a las 48 h, siendo superior a T2 (3 unidades) (Fig. 17 c). Se observó diferencia significativa con T2 frente a T3 y diferencias altamente significativas con T1 frente a T3 y T4 ($F_{3,12} = 12.65$, $p < 0.05$, 0.001, respectivamente) (Tabla Anexa C).

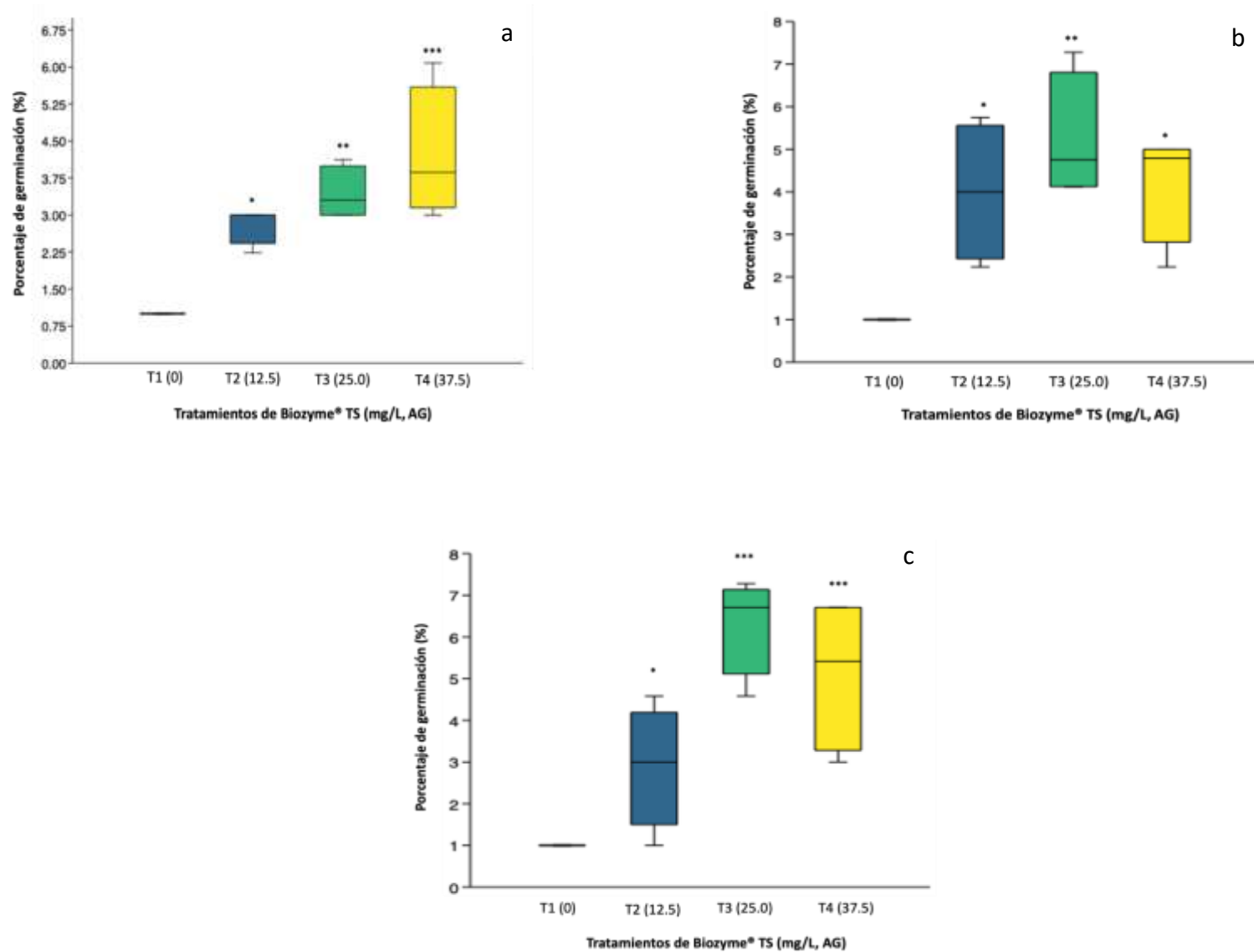


Figura 17. Respuesta de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01, 0.001$) se indican con (*, **, ***).

7.4.2.2 Tiempo medio de germinación

Se observa que, para las 24 h T4 reflejó la mejor respuesta con 4 días siendo superior a T2 (2 días) y T3 (2.5 días) (Fig. 18 a). Se observó diferencia significativa con T1 frente a T3 y diferencia altamente significativa con T1 frente a T4 ($F_{3,12} = 10.07$, $p < 0.05$, 0.001) (Tabla Anexa D).

A las 48 h T3 alcanzó la mejor respuesta con 3.5 días, siendo superior a T4 (1.5 días) (Fig. 18 b). Se observó diferencia significativa con T3 frente a T4 y diferencias altamente significativas con T1 frente a T2 y a T3 ($F_{3,12} = 12.66$, $p < 0.05$, 0.01, 0.001, respectivamente) (Tabla Anexa D).

A las 72 h T3 y T4 alcanzaron las mejores respuestas con 1.5 días, siendo superior a T2 (1 día) (Fig. 18 c). Se observaron diferencias significativas con T1 frente a T3 y T4 ($F_{3,12} = 5.49$, $p < 0.05$) (Tabla Anexa D).

Por lo antes expuesto, se infiere que T2 es el mejor tratamiento, porque al considerar el uso de una menor concentración de ácido giberélico, alcanzando el tiempo medio de germinación en 1 día, casi similar a la observada con T3 y T4, pero al ser una dilución menor implica un menor costo económico, si se proyecta al manejo de una mayor cantidad de semillas.

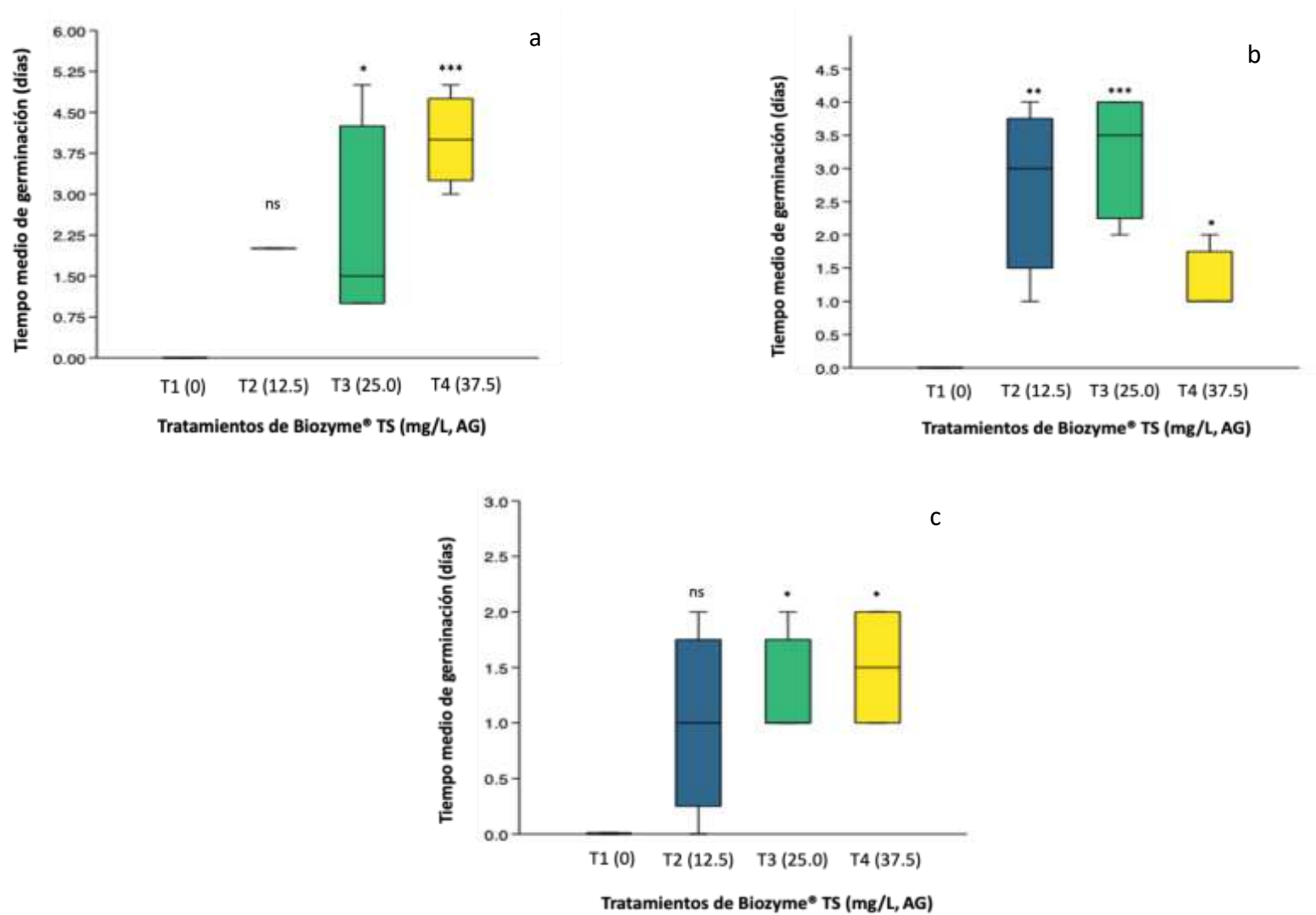


Figura 18. Respuesta de tiempo medio de germinación (días) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01, 0.001$) se indican con (*, **, ***).

7.4.2.3 Tasa de germinación

A las 24 h, T4 reflejó la mejor respuesta con 6.5 %/día, sin embargo, debido a la amplia variación detectada, sólo se sugiere una superioridad no estadística de este tratamiento comparado con los demás T2 (1.5 %/día) y T3 (3 %/día) (Fig. 19 a). Se observaron diferencias no significativas; asimismo, T1 frente a T4 fue no significativa ($F_{3,12} = 2.85$, $p > 0.05$, = 0.06, respectivamente) (Tabla Anexa E).

Por otro lado, a las 48 h, T3 alcanzó la mejor respuesta con 12 %/día, siendo superior a T2 (6 %/día) y T4 (5 %/día) (Fig. 19 b). Se observó diferencia significativa con T1 frente a T3 ($F_{3,12} = 3.09$, $p < 0.05$) (Tabla Anexa E).

A las 72 h, T3 alcanzó la mejor respuesta con 10 %/día, siendo superior a T2 (3 %/día) (Fig. 19 c). Se observaron diferencias significativas con T1 frente a T4 y T2 frente a T3 y diferencia altamente significativa con T1 frente a T3 ($F_{3,12} = 7.26$, $p < 0.05$, 0.01, respectivamente) (Tabla Anexa E).

Por lo anterior, se infiere que T3 es el tratamiento que ofreció mejores resultados, porque al considerar el uso de una menor concentración de ácido giberélico alcanzó 10 %/día, casi similar a la observada con T4. Lo anterior implica un menor costo económico, al prepararse con una menor dilución.

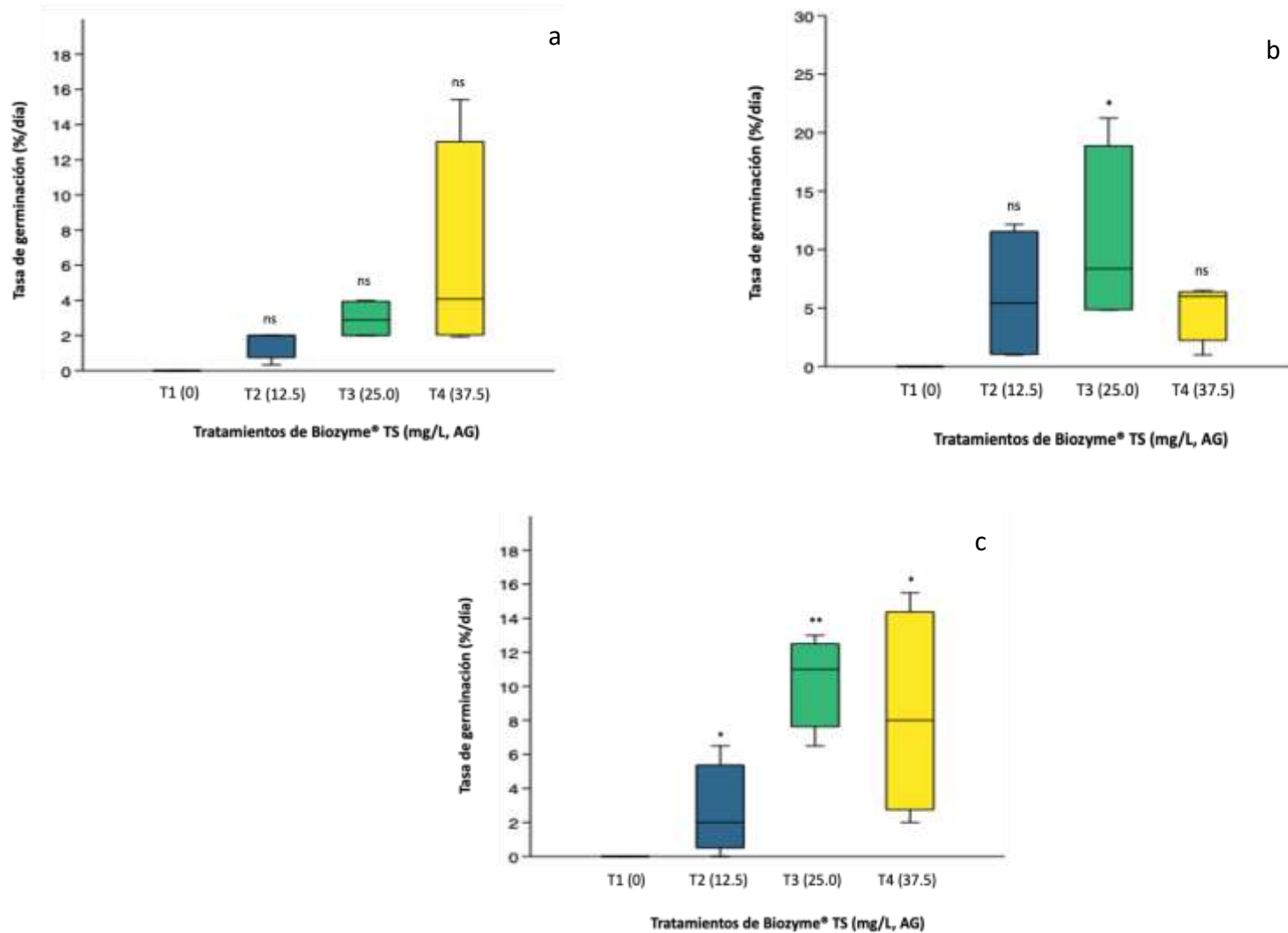


Figura 19. Respuesta de tasa de germinación (%/día) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme[®] TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01$) se indican con (*, **).

7.4.2.4 Coeficiente de velocidad de germinación

Para las 24 h, T3 reflejó la mejor respuesta con 2 días, sin embargo, debido a la amplia variación detectada, sólo se sugiere una superioridad estadística de este tratamiento con los demás T2 (1 día) y T4 (1 día) (Fig. 20 a). Se observó diferencia significativa con T1 frente a T3 ($F_{3,12} = 3.25$, $p < 0.05$) (Tabla Anexa F).

A las 48 h, T4 alcanzó la mejor respuesta con 4 días, siendo superior a T2 (1.5 días) y T3 (2 días) (Fig. 20 b). Se observó diferencia altamente significativa con T1 frente a T4 ($F_{3,12} = 5.24$, $p < 0.01$) (Tabla Anexa F).

Para las 72 h, T3 alcanzó la mejor respuesta con 9 días, siendo superior a T2 (1.5 días) (Fig. 20 c). Se observó diferencia significativa con T2 frente a T3 y diferencia altamente significativa con T1 frente a T3 ($F_{3,12} = 6.70$, $p < 0.05, 0.01$) (Tabla Anexa F).

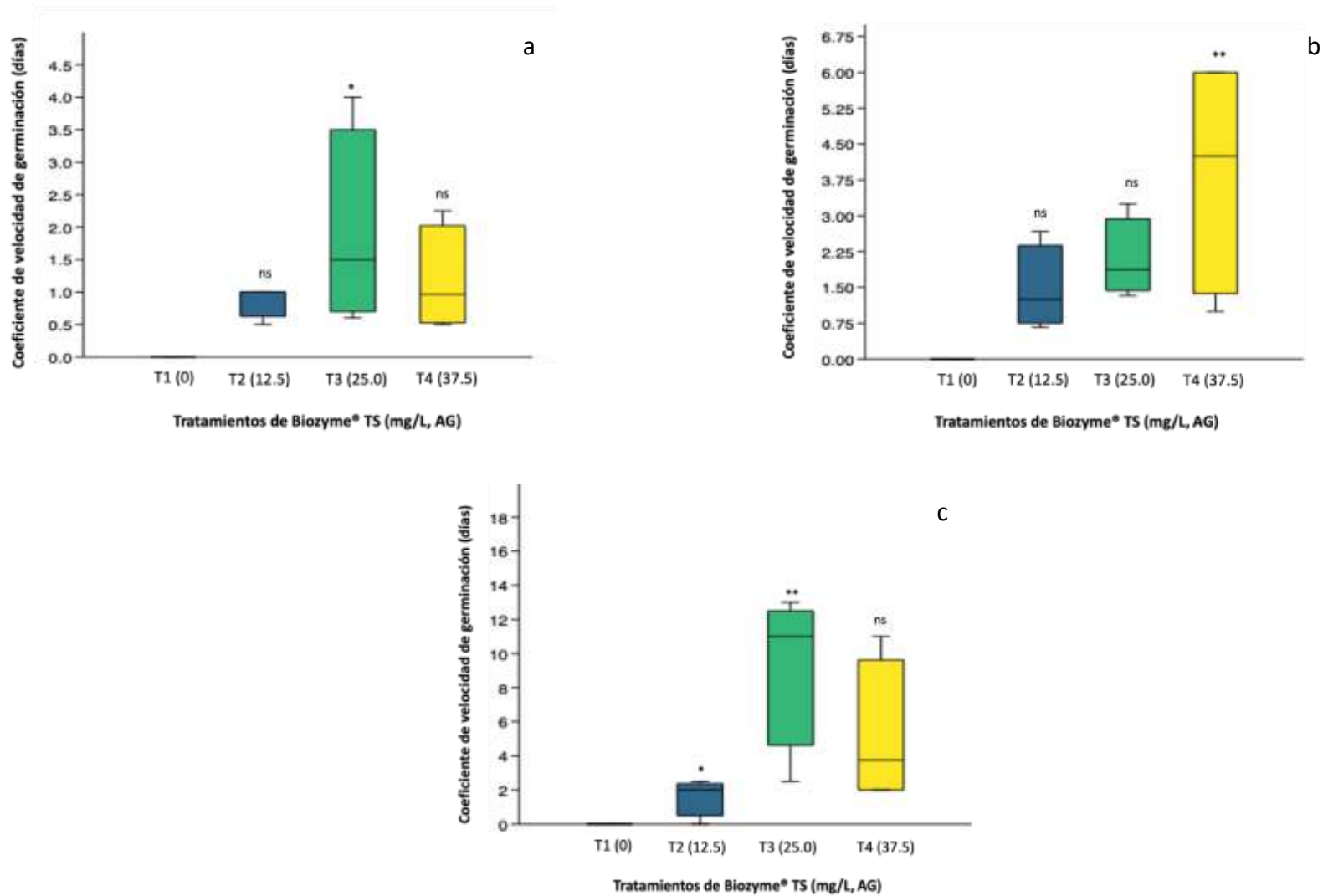


Figura 20. Respuesta de coeficiente de velocidad de germinación (días) de *S. edulis* con (a) 24 h, (b) 48 h y (c) 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG). Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de cuatro repeticiones. Los asteriscos entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05$, 0.01) se indican con (*, **).

7.4.3 Resumen de las respuestas de porcentaje de germinación

Se presenta un resumen de las respuestas de porcentaje de germinación (valores transformados), donde se muestra el mejor tratamiento para cada tiempo de inmersión. Se observa que a las 24 h T4 reflejó 5 unidades de porcentaje de germinación. Además, se encontró que a las 48 y 72 h T3 alcanzó 5.5 y 6 unidades de porcentaje de germinación respectivamente (Fig. 21).

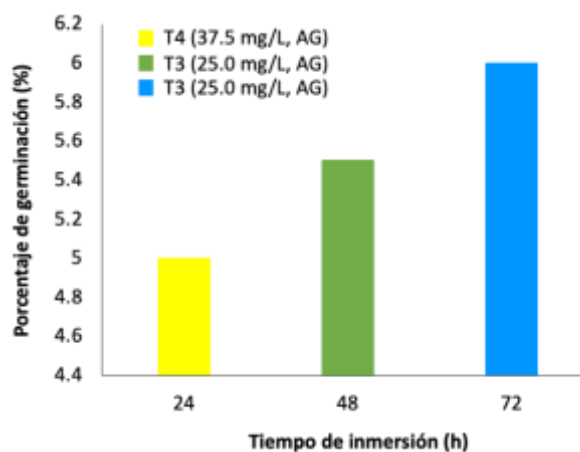


Figura 21. Resumen de las respuestas de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).

Al considerar que no se alcanzó el 50 % de germinación, se elaboró una gráfica para representar la tendencia más favorable para la germinación acumulada sugerida a las 24 h con T4 y a las 48 y 72 h con T3 para germinar y alcanzar el tiempo para obtener el 50 % de la germinación (T50), donde se estimaron la tendencia observada (TO) y tendencia esperada (TE) (Fig. 22).

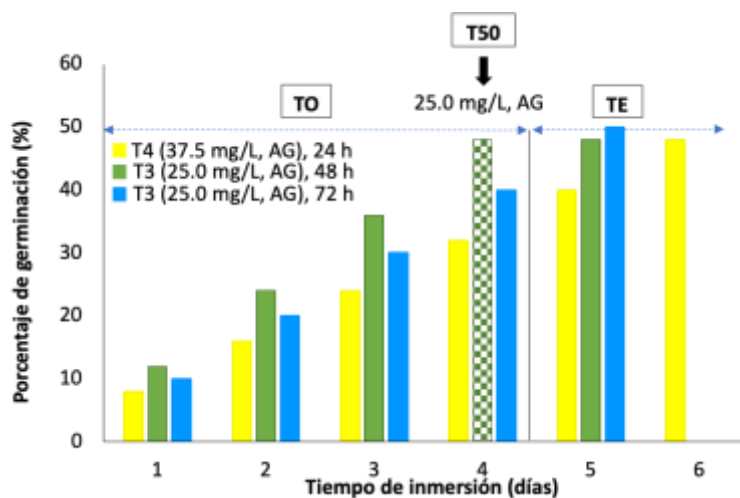


Figura 22. Tendencia de las respuestas de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de *S. edulis* a lo largo de los días de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).

7.5 Determinación del contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad bajo condiciones gastrointestinales *in vitro* en *S. edulis* y *S. esteroa*

7.5.1 Pruebas de normalidad de Kolmogorov Smirnov y de homocedasticidad de Levene

Se realizaron las pruebas de normalidad y homocedasticidad antes de la prueba t-Student; los resultados se presentan en anexos (Tablas Anexas G, H, I, J, K y L). Los estadísticos estimados con ambas pruebas para las variables de estudio fueron favorables para aplicar los análisis estadísticos paramétricos, excepto en 12 de los 98 casos (12.24 %) en que la prueba de igualdad de varianzas no detectó similitud, lo que sugiere heterocedasticidad. Debido a que la mayoría cumplían los supuestos de normalidad y homocedasticidad, fue posible continuar con la prueba t-Student.

7.5.2 Determinación de compuestos bioactivos

7.5.2.1 Contenido de fenoles y flavonoides totales libres y conjugados

En las extracciones químicas se encontró que en *S. esteroa*, el contenido de fenoles totales de la fracción libre es 39.94 % mayor que el de *S. edulis* (3.83 y 2.30 mg EAG/g), mientras tanto, se observaron resultados similares en la fracción conjugada, donde *S. esteroa* presentó un 49.64 % más en contenido de fenoles totales que *S. edulis* (1.41 y 0.71 mg EAG/g), observándose diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.001$) (Fig. 23) (Tabla Anexa M).

Por otro lado, se observó que el contenido de flavonoides totales de *S. esteroa*, en ambas fracciones (libres y conjugados), fue 30 % superior a *S. edulis*. En consecuencia, *S. esteroa* presenta un 36 % más en contenido de flavonoides totales en la fracción libre que *S. edulis* (5.25 y 3.36 mg EQ/g); además, para la fracción conjugada, *S. esteroa* presentó un 40.33 % más en contenido de flavonoides totales que *S. edulis* (1.19 y 0.78 mg EQ/g), mostrando diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.001$) (Fig. 24) (Tabla Anexa M).

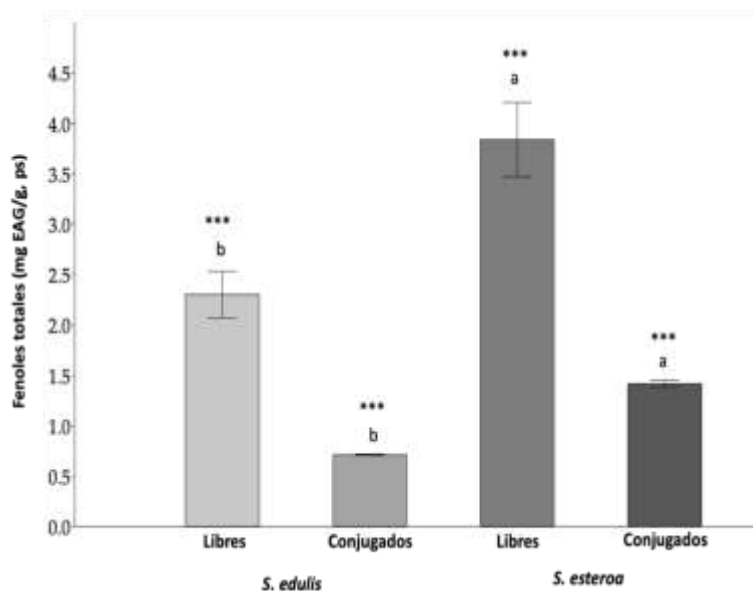


Figura 23. Fenoles totales libres y conjugados (mg EAG/g, ps: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).

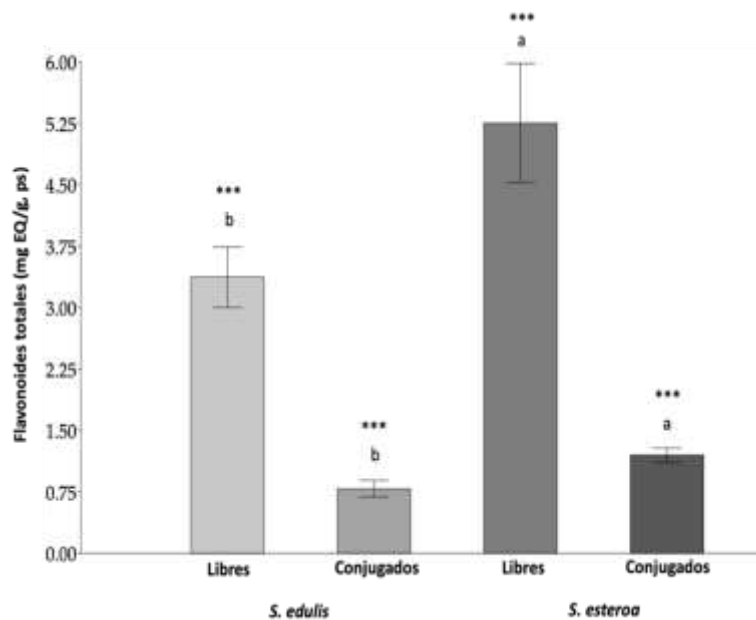


Figura 24. Flavonoides totales libres y conjugados (mg EQ/g, ps: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).

7.5.2.2 Contenido de fenoles y flavonoides totales durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

En la digestión *in vitro* se observó un incremento en el contenido de fenoles y flavonoides totales libres a través de las diferentes fases, sin embargo, la fracción intestinal biodisponible de fenoles totales fue mayor para *S. esteroa*, siendo 4.84 % superior en el contenido de fenoles totales que en *S. edulis* (18.57 y 17.67 mg EAG/g), mostrando diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.001$) (Fig. 25 A) (Tabla Anexa N).

En contraste, el contenido de flavonoides totales fue igual estadísticamente durante todas las fases, sin embargo, la fracción intestinal biodisponible de flavonoides totales fue mayor en *S. esteroa*, siendo 0.05 % superior en contenido de flavonoides totales que en *S. edulis* (42.06 y 42.04 mg EQ/g), mostrando diferencias no significativas entre especies en comparación con las demás fases ($p > 0.05$) (Fig. 25 B) (Tabla Anexa N).

Por otro lado, al comparar el contenido de fenoles y flavonoides totales de la fracción intestinal entre ambas halófitas sin digerir, se encontró que después del proceso de digestión el contenido de fenoles y flavonoides totales libres de la fracción intestinal es 4.84 y 8.01 veces más en *S. esteroa* y 7.68 y 12.51 veces más en *S. edulis* que el contenido encontrado en las plantas sin digerir.

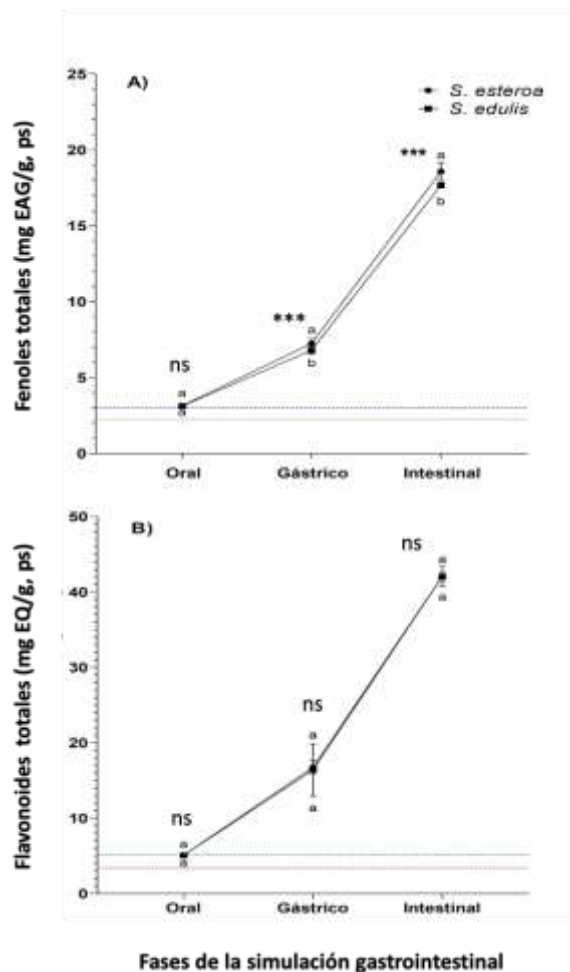


Figura 25. (A) Fenoles totales (mg EAG/g, ps: peso seco) y (B) flavonoides totales (mg EQ/g, ps: peso seco) de los digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* durante el proceso de simulación gastrointestinal *in vitro*. Las líneas corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre líneas indican diferencias estadísticamente significativas entre especies para cada fase (prueba t-Student, $p < 0.001$). La línea azul indica el contenido de fenoles y flavonoides no digeridos de *S. esteroa* y la línea roja de *S. edulis*.

7.5.3 Determinación de la capacidad antioxidante

7.5.3.1 Capacidad antioxidante total libre y conjugada por los ensayos de DPPH '2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox'

En cuanto al potencial antioxidante por DPPH, *S. esteroa* reflejó una mayor capacidad antioxidante total que *S. edulis* en ambas fracciones (libres y conjugados). *S. esteroa* fue 32.92 % y 40.50 % superior a *S. edulis* en su capacidad antioxidante total de las fracciones libres (21.71 y 13.59 $\mu\text{mol ET/g}$) y conjugados (0.71 y 0.38 $\mu\text{mol ET/g}$), respectivamente, observándose diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.001$) (Fig. 26) (Tabla Anexa M).

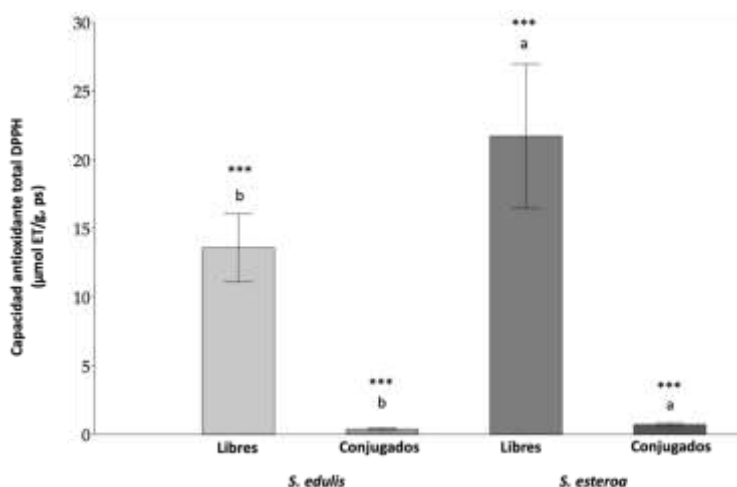


Figura 26. Capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH ($\mu\text{mol ET/g, ps}$: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).

A su vez, los resultados con TEAC fueron similares, donde *S. esteroa* fue 34.45 y 48.91 % superior a *S. edulis* en su capacidad antioxidante total de las fracciones libres (26.79 y 17.56 $\mu\text{mol ET/g}$) y conjugados (0.92 y 0.47 $\mu\text{mol ET/g}$), respectivamente, mostrando diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.001$) (Fig. 27) (Tabla Anexa M).

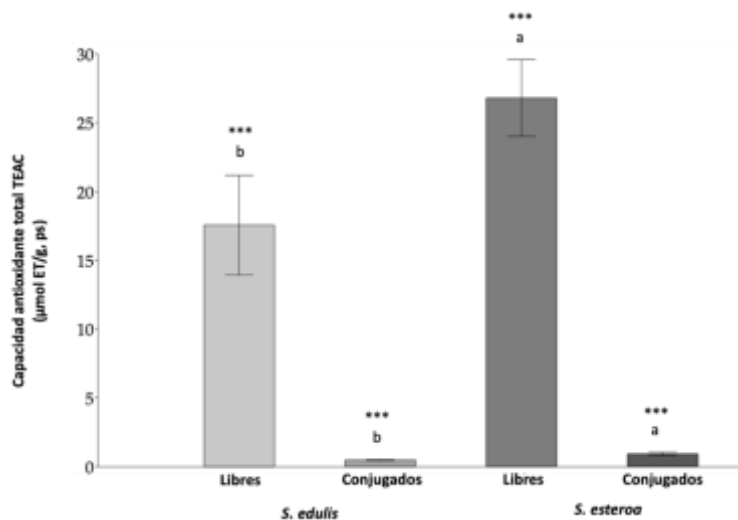


Figura 27. Capacidad antioxidante total libre y conjugada por TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps: peso seco) de extractos metanólicos y alcalinos de *S. edulis* y *S. esteroa*. Las barras corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre barras indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.001$).

7.5.3.2 Capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo´ y TEAC ´capacidad antioxidante equivalente a Trolox´ durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

Los resultados de la digestión *in vitro* indican un incremento de la capacidad antioxidante total en todas las fases, sin embargo, las fracciones intestinales biodisponibles por ambos métodos colorimétricos fue mayor para *S. esteroa*, siendo 28.94 % superior en el contenido por DPPH (35.03 y 24.89 $\mu\text{mol ET/g}$) y 23.93 % por TEAC (32.72 y 24.89 $\mu\text{mol ET/g}$), en comparación con *S. edulis*, mostrando diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.001$) (Fig. 28 A, B) (Tabla Anexa N).

Por otro lado, al comparar la capacidad antioxidante total libre de la fracción intestinal entre ambas halófitas sin digerir, se encontró que después del proceso de digestión la capacidad antioxidante total de la fracción intestinal hubo un incremento de 1.61 y 1.83 veces por DPPH y 1.22 y 1.41 veces por TEAC para *S. esteroa* y *S. edulis*, respectivamente, comparado con lo encontrado en las plantas sin digerir.

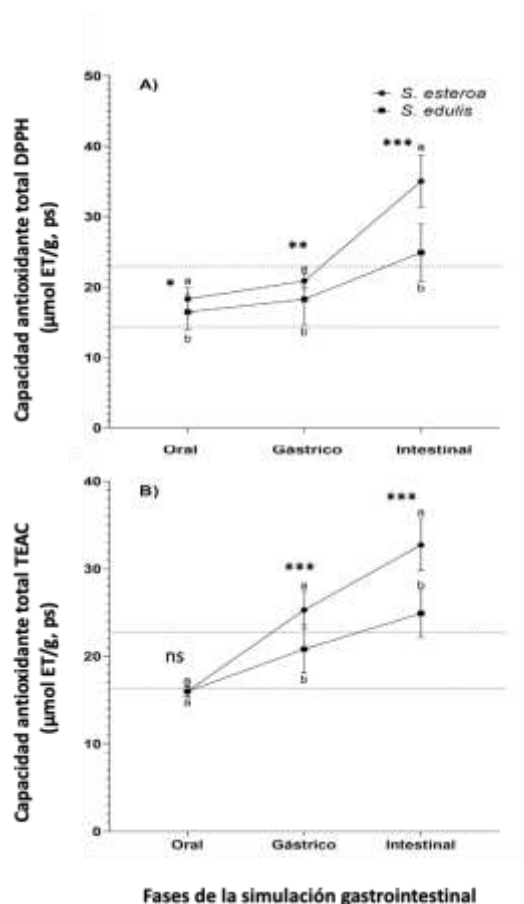


Figura 28. Capacidad antioxidante total por (A) DPPH, y (B) TEAC ($\mu\text{mol ET/g, ps}$: peso seco) de los digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* durante el proceso de simulación gastrointestinal *in vitro*. Las líneas corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones. Los superíndices a y b entre líneas indican diferencias estadísticamente significativas entre especies para cada fase (prueba t-Student, $p < 0.05, 0.01, 0.001$). La línea azul indica la capacidad antioxidante no digerida de *S. esteroa* y la línea roja de *S. edulis*.

7.5.4 Estimación de la bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

A partir del porcentaje de bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales de 590.16 - 1012.93 % y 355.71 - 653.90 % para *S. edulis* y *S. esteroa*, respectivamente, se encontró que la bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales en las tres fases fueron mayores para *S. edulis*, a su vez, la fase intestinal mostró la mayor cantidad de compuestos bioaccesibles (Tabla 12).

Tabla 12. Estimación de la bioaccesibilidad (%) de fenoles totales y flavonoides totales de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Fase Oral	Fase Gástrica	Fase Intestinal
Bioaccesibilidad (%) de fenoles totales (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	104.08	226.73	590.16
<i>S. esteroa</i>	60.04	138.83	355.71
Bioaccesibilidad (%) de flavonoides totales (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	122.13	395.22	1012.93
<i>S. esteroa</i>	78.99	259.99	653.90

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/gramo de muestra, peso seco); los números corresponden a la media de tres repeticiones.

7.5.5 Estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox' durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

Los resultados indican que la recuperación de la capacidad antioxidante total en cada una de las tres fases por ambos métodos colorimétricos fue mayor para *S. edulis*; en la fase intestinal se encontró la mayor capacidad antioxidante total. Se observó una recuperación de la capacidad antioxidante total en DPPH y TEAC de 181.37 - 139.74 y 157.15 - 118.07 % para *S. edulis* y *S. esteroa* respectivamente (Tabla 13).

Tabla 13. Estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

	Fase Oral	Fase Gástrica	Fase Intestinal
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)			
<i>S. edulis</i>	117.85	130.58	181.37
<i>S. esteroa</i>	82.44	93.91	157.15
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)			
<i>S. edulis</i>	89.39	116.13	139.74
<i>S. esteroa</i>	57.77	91.36	118.07

Notas: DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); $\mu\text{mol ET/g}$, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); los números corresponden a la media de tres repeticiones.

7.5.6 Identificación de fenoles y flavonoides totales libres y conjugados mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)

Se identificó un conjunto de compuestos fenólicos en *S. edulis* y *S. esteroa*, según los tiempos de retención y los espectros de cada compuesto en ambas fracciones (libre y conjugada):

- *Ácidos fenólicos*: ferúlico, p-Cumárico y sináptico (hidroxicinámicos); gálico y protocateico (hidroxibenzoicos).

- *Flavonoides*: catequina (flavanoles); quercetina, miricetina y rutina (flavonoles); naringenina y naringina (flavononas).

En la fracción libre, los ácidos ferúlico y gálico fueron los más representativos. Se encontró un mayor contenido de ambos ácidos en *S. edulis* que en *S. esteroa*. Sin embargo, *S. esteroa* presentó una mayor concentración de ácido sináptico. En todas las comparaciones se observaron diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.01$). En cuanto a los flavonoides, se encontró un mayor contenido de quercetina en *S. esteroa* y de rutina en *S. edulis*, mostrando diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.01$, 0.001 respectivamente) (Tabla 14), (Tabla Anexa O).

Tabla 14. Identificación de ácidos fenólicos y flavonoides libres totales de *S. edulis* y *S. esteroa* mediante UHPLC-DAD.

Compuestos		Especies	
		<i>S. edulis</i>	<i>S. esteroa</i>
Ácidos fenólicos totales libres ($\mu\text{g/g}$, ps)	Ferúlico	4467.812 \pm 157.826 **	2543.170 \pm 387.379 **
	Gálico	3388.038 \pm 700.462 **	1.405 \pm 0.110 **
	p-Cumárico	87.876 \pm 7.817 **	61.707 \pm 4.449 **
	Protocateico	191.351 \pm 28.674 **	53.601 \pm 0.206 **
	Sináptico	103.163 \pm 3.593 **	858.769 \pm 169.246 **
Flavonoides totales libres ($\mu\text{g/g}$, ps)	Catequina	6.408 \pm 0.886 **	123.479 \pm 27.704 **
	Quercetina	230.503 \pm 69.148 **	1030.510 \pm 248.152 **
	Miricetina	163.878 \pm 27.843 **	54.720 \pm 5.278 **
	Naringenina	82.574 \pm 8.739 ^{ns}	99.943 \pm 8.705 ^{ns}
	Naringina	44.881 \pm 5.809 ***	258.963 \pm 20.757 ***
	Rutina	15501.879 \pm 822.020 ***	0.437 \pm 0.060 ***

Notas: $\mu\text{g/g}$, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); los números corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones; los superíndices a y b entre columnas indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.01$, 0.001); los superíndices ns entre columnas indican diferencias estadísticamente no significativas entre especies (prueba t-Student, $p > 0.05$).

En la fracción conjugada, los ácidos ferúlico y sináptico reflejaron concentraciones considerables, mostrando diferencias no significativas entre especies ($p > 0.05$). Lo anterior contrasta con bajas concentraciones de flavonoides. Sin embargo, *S. esteroa* evidenció una mayor concentración de naringenina en comparación con *S. edulis*, mostrando diferencias significativas entre especies ($p < 0.05$) (Tabla 15), (Tabla Anexa P).

Tabla 15. Identificación de ácidos fenólicos y flavonoides conjugados totales de *S. edulis* y *S. esteroa* mediante UHPLC-DAD.

Compuestos	Especies		
	<i>S. edulis</i>	<i>S. esteroa</i>	
Ácidos fenólicos totales conjugados (µg/g, ps)	Ferúlico	202.997 ± 52.344 ^{ns}	220.891 ± 5.725 ^{ns}
	Gálico	51.884 ± 5.145 ^{***}	5.235 ± 0.198 ^{***}
	p-Cumárico	36.112 ± 8.521 ^{ns}	32.963 ± 0.305 ^{ns}
	Protocateico	42.972 ± 3.661 ^{***}	16.598 ± 1.821 ^{***}
	Sináptico	638.921 ± 85.105 ^{ns}	716.127 ± 43.578 ^{ns}
	Catequina	0.547 ± 0.055 ^{**}	8.744 ± 1.485 ^{**}
Flavonoides totales conjugados (µg/g, ps)	Quercetina	51.546 ± 12.718 ^{ns}	50.901 ± 10.654 ^{ns}
	Miricetina	50.406 ± 0.787 ^{***}	39.337 ± 0.697 ^{***}
	Naringenina	54.341 ± 3.020 [*]	100.497 ± 25.859 [*]
	Naringina	37.415 ± 0.621 [*]	26.594 ± 4.853 [*]
	Rutina	0.356 ± 0.103 ^{ns}	0.386 ± 0.021 ^{ns}

Notas: µg/g, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); los números corresponden a la media ± desviación estándar de tres repeticiones; los superíndices a y b entre columnas indican diferencias estadísticamente significativas entre especies (prueba t-Student, $p < 0.05$, 0.01 , 0.001); los superíndices ns entre columnas indican diferencias estadísticamente no significativas entre especies (prueba t-Student, $p > 0.05$).

7.5.7 Identificación de fenoles y flavonoides totales durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)

Al igual que en las muestras sin digerir, también se identificaron durante el proceso de la simulación gastrointestinal los mismos ácidos fenólicos y flavonoides, con excepción de la quercetina (flavonol).

Se observó que algunos ácidos fenólicos y flavonoides primero incrementan y después disminuyen a través de las diferentes fases (oral, gástrica e intestinal).

Al comparar lo que sucede con los compuestos en la fase intestinal, que es la más importante debido a que se tendrían compuestos disponibles para su absorción por el intestino para llevar su bioactividad, solo los ácidos gálico y p-Cumárico para *S. edulis* y p-Cumárico, protocateico y sináptico para *S. esteroa* fueron los más representativos al comparar las fases oral y gástrica, mostrando diferencias altamente significativas ($p < 0.001$) y diferencias no significativas entre especies ($p > 0.05$), respectivamente (Tabla 16), (Tabla Anexa S).

Tabla 16. Identificación de ácidos fenólicos totales de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* mediante UHPLC-DAD.

Especies	Compuestos ($\mu\text{g/g}$, ps)	Oral	Gástrica	Intestinal	Bioaccesibilidad (%)
<i>S. edulis</i>	Ferúlico	603.10 \pm 82.93 ^{bA}	157.57 \pm 5.00 ^{ns C}	178.71 \pm 6.37 ^{bB} ↓	3.99
	Gálico	1967.97 \pm 37.66 ^{aC}	3395.58 \pm 273.33 ^{aA}	3099.94 \pm 213.03 ^{aB} ↓	91.49
	p-Cumárico	9.70 \pm 0.05 ^{bC}	35.98 \pm 0.60 ^{ns B}	428.88 \pm 33.71 ^{aA} ↑	488.08
	Protocateico	1.04 \pm 0.11 ^{ns C}	2.02 \pm 0.18 ^{aB}	9.65 \pm 0.67 ^{ns A} ↓	5.04
	Sináptico	66.93 \pm 7.83 ^{aC}	75.77 \pm 2.39 ^{ns A}	75.38 \pm 4.51 ^{ns B} ↓	73.07
<i>S. esteroa</i>	Ferúlico	1114.64 \pm 84.00 ^{aA}	118.32 \pm 47.97 ^{ns C}	264.74 \pm 2.55 ^{aB} ↓	10.40
	Gálico	1.83 \pm 0.20 ^{bA}	1.17 \pm 0.05 ^{bB}	1.14 \pm 0.09 ^{bC} ↓	81.42
	p-Cumárico	30.57 \pm 4.66 ^{aC}	37.27 \pm 4.45 ^{ns B}	70.63 \pm 3.67 ^{bA} ↑	114.47
	Protocateico	0.99 \pm 0.11 ^{ns C}	1.32 \pm 0.06 ^{bB}	8.29 \pm 0.74 ^{ns A} ↓	15.46
	Sináptico	43.95 \pm 7.70 ^{bC}	60.04 \pm 8.99 ^{ns B}	78.07 \pm 4.72 ^{ns A} ↓	9.09

Notas: $\mu\text{g/g}$, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); los números corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones; los superíndices a y b entre columnas indican diferencias estadísticamente significativas del mismo compuesto entre especies; los superíndices A, B y C entre líneas indican diferencias estadísticamente significativas del mismo compuesto entre fases de digestión (prueba t-Student, $p < 0.05$, 0.01, 0.001); los superíndices ns indican diferencias estadísticamente no significativas según las comparaciones anteriores (prueba t-Student, $p > 0.05$); Las flechas $\uparrow\downarrow$ indican aumento o disminución de la concentración de compuestos bioactivos en comparación con una muestra no digerida.

En cuanto a los flavonoides, se encontró un mayor contenido de catequina, miricetina y rutina en *S. edulis* y catequina, miricetina, naringenina y rutina en *S. esteroa* comparando las fases oral y gástrica, mostrando diferencias altamente significativas entre especies ($p < 0.001$) (Tabla 17), (Tabla Anexa S).

Tabla 17. Identificación de flavonoides totales de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* mediante UHPLC-DAD.

Especies	Compuestos ($\mu\text{g/g}$, ps)	Oral	Gástrica	Intestinal	Bioaccesibilidad (%)
<i>S. edulis</i>	Catequina	20.47 \pm 2.74 ^{aC}	39.79 \pm 1.90 ^{aB}	48.91 \pm 3.82 ^{aA} ↑	764.21
	Miricetina	20.37 \pm 1.22 ^{aB}	1.93 \pm 0.02 ^{ns C}	25.57 \pm 0.28 ^{aA} ↓	15.60
	Naringenina	32.99 \pm 1.59 ^{ns A}	13.24 \pm 1.10 ^{bC}	23.30 \pm 1.01 ^{bB} ↓	28.21
	Naringina	173.92 \pm 1.66 ^{bB}	284.47 \pm 39.48 ^{aA}	113.19 \pm 8.25 ^{bC} ↑	252.20
	Rutina	5956.39 \pm 157.77 ^{aB}	4271.25 \pm 641.85 ^{aC}	6911.01 \pm 711.06 ^{aA} ↓	44.58
	Catequina	11.08 \pm 1.97 ^{bB}	7.05 \pm 0.13 ^{bC}	13.18 \pm 0.55 ^{bA} ↓	10.67
<i>S. esteroa</i>	Miricetina	2.49 \pm 0.04 ^{bB}	1.78 \pm 0.10 ^{ns C}	3.02 \pm 0.29 ^{bA} ↓	5.51
	Naringenina	32.92 \pm 3.02 ^{ns C}	64.18 \pm 5.95 ^{aA}	63.21 \pm 7.38 ^{aB} ↓	63.24
	Naringina	395.38 \pm 46.40 ^{aA}	142.20 \pm 17.41 ^{bC}	208.54 \pm 31.99 ^{aB} ↓	80.52
	Rutina	0.74 \pm 0.04 ^{bB}	0.29 \pm 0.04 ^{bC}	8.49 \pm 0.34 ^{bA} ↑	194.41

Notas: $\mu\text{g/g}$, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); los números corresponden a la media \pm desviación estándar de tres repeticiones; los superíndices a y b entre columnas indican diferencias estadísticamente significativas del mismo compuesto entre especies; los superíndices A, B y C entre líneas indican diferencias estadísticamente significativas del mismo compuesto entre fases de digestión (prueba t-Student, $p < 0.01$, 0.001); los superíndices ns indican diferencias estadísticamente no significativas según las comparaciones anteriores (prueba t-Student, $p > 0.05$); Las flechas $\uparrow\downarrow$ indican aumento o disminución de la concentración de compuestos bioactivos en comparación con una muestra no digerida.

En las tablas presentadas, se observa que la concentración de compuestos bioaccesibles comparados con la concentración de compuestos en las plantas sin digerir es variada, de acuerdo con los diferentes tipos de compuestos. Todos los ácidos fenólicos y flavonoides, con excepción de p-Cumárico, catequina y naringina disminuyeron después de la digestión en *S. edulis*. Para *S. esteroa*, el ácido p-Cumárico y la rutina fueron los únicos que no disminuyeron después de la digestión.

Por otro lado, al comparar el contenido de compuestos bioactivos en ambas especies antes y después de la digestión, se observa que la mayoría de los compuestos presentaron muy bajos porcentajes de bioaccesibilidad (< 100 %), sin embargo, el ácido p-Cumárico, catequina y naringina en *S. edulis* y ácido p-Cumárico y rutina en *S. esteroa* presentaron porcentajes de bioaccesibilidad muy adecuados (> 100 %). Lo anterior refleja el efecto dinámico que tiene la digestión sobre la matriz alimentaria y el contenido de compuestos bioactivos.

8. DISCUSIÓN

8.1 Identificación de las especies del género *Suaeda* presentes en el noroeste de México y suroeste de Estados Unidos y comparación de la variabilidad climática de precipitación y temperatura de las localidades de establecimiento aplicando el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental

8.1.1 Distribución y adaptación del género *Suaeda*

Dieciséis especies de la familia Amaranthaceae y del género *Suaeda* crecen en hábitats costeros y salitrales, distribuidos en regiones del noroeste de México y suroeste de Estados Unidos, según lo reportado en las bases de datos (e-HALOPH, Calflora, RHNM y plants-USDA). La mayoría de estas especies se reportan como halófitas o xerófitas y plantas herbáceas con arbustos leñosos, acamadas sobre el suelo. Se distribuyen en las regiones semiáridas del noroeste de México y suroeste de Estados Unidos, donde se establecen y crecen en hábitats costeros y marismas inundables.

8.1.2 Clima y suelo del género *Suaeda* en el noroeste de México y centro de México

De acuerdo con la evidencia encontrada en los registros consultados, los climas y suelos que soportan los ecosistemas del género *Suaeda* difieren de las regiones del centro y noroeste de México. Sin embargo, es factible que *S. edulis* se adapte exitosamente en el noroeste de México, considerando las adaptaciones pertinentes, incluyendo el manejo adecuado del agua de riego y suelo, así como la definición de los periodos de siembra.

8.1.3 Descriptores Hidro-ambientales

Según el Índice de Disponibilidad Hidro-Ambiental, las regiones occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México reflejan una mayor disponibilidad hídrica, donde la Ciudad de México exhibe un clima favorable con el cual el cultivo de *S. edulis* crece y prospera en condiciones adecuadas. En contraste, con las condiciones prevalecientes de suelo seco, la introducción del cultivo de *S. edulis* en el noroeste de México requerirá sistemas de riego adecuados y un manejo eficiente del agua y suelo. Además, serán necesarias prácticas de fitomejoramiento para asegurar su viabilidad como cultivo alternativo (Troyo-Diéguez *et al.*, 2010).

8.2 Análisis de los principales criterios hidro-ambientales para la introducción de *S. edulis* de una región lluviosa del centro de México a una región árida del noroeste de México para el diagnóstico de los requerimientos básicos para su establecimiento

8.2.1 Criterios hidro-ambientales

En relación con la eventual demanda de agua que se requiere para la introducción del cultivo de *S. edulis* a la zona árida del noroeste de México, es importante considerar la demanda evapotranspirativa del microclima de su lugar de origen (occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México). Por ejemplo, para la localidad de Chapingo, Texcoco, Estado de México se reporta una evaporación total anual de 1647.6 mm, con evaporaciones mensuales para los meses de agosto a diciembre de 125.1, 117.3, 121.5, 117.5 y 108.9 mm, respectivamente. Estos datos indican una evaporación media diaria para el año de 4.5 mm. A su vez, para el periodo de crecimiento de agosto a diciembre, la demanda diaria de agua se estima en 3.86 mm, la cual debe ser mitigada por las lluvias, o en su caso, mediante un sistema de riego adecuado (CONAGUA).

La Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) reportó una producción agrícola de 129.0 t/17 ha con un rendimiento promedio de 8 t/ha de biomasa comestible de *S. edulis*, durante el ciclo agrícola primavera-verano de 2020 en la Ciudad de México. En otros municipios de la región y en las localidades rurales aledañas a la Ciudad de México también se reportaron superficies de cultivo, alrededor de 750 ha (SADER).

En cuanto a los posibles impactos relacionados con el cambio en el uso del suelo y la identificación de la eventual modificación del suelo y vegetación en la localidad para la introducción de *S. edulis* debe realizarse fotointerpretación de imágenes con verificación en campo, cuyos resultados deben ser procesados en un sistema de información geográfica. En consecuencia, al adoptar *S. edulis* como un recurso emergente, debe realizarse un cuidadoso inventario de la vegetación y del uso del suelo para determinar la composición y distribución de las áreas susceptibles de explotación (González-Abraham *et al.*, 2010). Asimismo, hay que prever los impactos ambientales sobre el entorno, las posibles modificaciones o alteraciones de los recursos naturales y el paisaje, a consecuencia de la introducción de *S. edulis* a la región noroeste de México.

Según la información generada en las Tablas 10 y 11, se enfatiza que los periodos de altas

temperaturas limitarán los ciclos de cultivo a periodos que reflejen menor estrés térmico. Además, que entre los aspectos más importantes a considerar se encuentra la compatibilidad de *S. edulis* con la disponibilidad de suelos salinos, además de su valor como cultivo que, en principio, no requerirá de agua dulce ni competirá con cultivos convencionales por la disponibilidad de los recursos hídricos.

8.3 Determinación del potencial de germinación de *S. edulis* bajo condiciones de estrés por cloruro de sodio

Según los resultados del primer experimento sobre la respuesta de *S. edulis* a ambos tratamientos con cloruro de sodio, es evidente una notoria latencia de las semillas. En estudios previos sobre la latencia del género *Suaeda*, Binet y Boucaud (1968) y Capiluppo y Ungar (1969) encontraron que las especies *S. maritima* y *S. depressa* tienen semillas con latencia inherente. Este efecto obedece a la resistencia física del tegumento, asociada a bajos niveles de ácido giberélico (Boucaud y Ungar 1973). Otros autores mencionan que la latencia inducida mecánicamente puede estar asociada a un menor control hormonal (Wareing y Saunders, 1971) y que el ácido giberélico es la principal hormona responsable de iniciar la germinación (Khan, 1971).

En el caso de *Salsola affinis* (Chenopodiaceae), la tasa de germinación para germinar y alcanzar el tiempo para obtener el 50 % de la germinación (TG50) (0 - 0.6 mol/L NaCl) disminuye con el aumento de la salinidad. En su hábitat, las semillas no germinan cuando la salinidad es alta en la estación seca; las evidencias sugieren que la semilla permanece inactiva a alta salinidad, pero germina a baja salinidad después de que en la solución del suelo las sales se diluyen con la lluvia, lo que es una adaptación a las condiciones desértico-salinas (Wei *et al.*, 2008). En el presente estudio, una posible explicación se fundamenta en que las semillas mostraron un porcentaje de germinación bajo en el primer y segundo experimentos (0 y 0.0056 %), respectivamente, debido a que las estructuras de las semillas impiden o retardan la absorción de agua y nutrientes, reflejando una permeabilidad selectiva o intrínseca. Pujol *et al.* (2000) observaron una reducción significativa del tiempo, en comparación con la tasa de germinación en agua destilada; al respecto, las halófitas estudiadas necesitaron 6 días después de la transferencia a la siembra para alcanzar el 50 % de la germinación.

8.4 Evaluación de un biorregulador exógeno para interrumpir la latencia y promover la germinación de *S. edulis*

Según Nikolaeva (1969, 1977), la clasificación de las semillas con dormancia combinada, considerando los dos tipos endógena y exógena, se refiere a las combinaciones de latencia de la cubierta o el pericarpio en un tipo de latencia fisiológica endógena. En este tipo de latencia, los atributos de las estructuras que rodean al embrión-semilla, incluidos el endospermo, el perispermo, la cubierta de la semilla o las paredes del fruto, impiden o retrasan la germinación. En algunos casos, las semillas no germinan porque sus estructuras son impermeables al agua. Por consiguiente, en las semillas que poseen dormancia endógena o exógena se pueden producir cambios si se mitigan o eliminan estos obstáculos que impiden la germinación. Para romper tales condiciones se pueden utilizar diversos mecanismos, como la escarificación y la estratificación (Baskin y Baskin, 2014). En la clasificación de Nikolaeva (1977), el tipo de dormancia endógena incluye diferentes clasificaciones de dormancia de semillas, entre ellas la dormición fisiológica, morfológica y física, siendo afectados por factores relacionados con el mecanismo de inhibición fisiológica. Sobre el tipo de dormancia exógena, señaló que las semillas con dormición física, química y mecánica se ven afectados por los recubrimientos de las semillas, frutos impermeables al agua, inhibidores de la germinación y estructuras leñosas que restringen el crecimiento. Según Baskin y Baskin (1998, 2004) y Rosbakh et al. (2020), la dormancia fisiológica endógena puede clasificarse en tres categorías: no profunda, intermedia y profunda, que son los tipos más comunes de latencia de semillas.

Encontramos que la técnica de inmersión en agua destilada no fue favorable para romper la latencia de las semillas de *S. edulis*, por lo que inferimos que estas semillas poseen una latencia fisiológica intermedia o profunda. Según Kosma et al. (2014), lo anterior se debe a las estructuras que surgen de células macroescleróticas del tegumento externo, que incorporan depósitos de suberina y desarrollan recubrimientos externos. La latencia física está causada por una o más capas impermeables al agua, compuestas por células dispuestas o agrupadas de manera que la superficie de la semilla o del fruto forma una estructura rígida. Por otra parte, los niveles de ácido abscísico pueden contrarrestar las enzimas promotoras y las sustancias responsables del crecimiento, como el ácido giberélico (Amen, 1968). Para lograr la germinación, varias de estas sustancias se solubilizan en agua y se lixivian en las semillas y los embriones, modificando el

equilibrio de las sustancias químicas responsables de la germinación (Mousavi *et al.*, 2011). En algunos casos, sería necesario mitigar otros compuestos con algunos productos químicos para reducir su concentración (Otroshy *et al.*, 2009). La temperatura también favorece la producción de hormonas y enzimas que promueven el crecimiento en el eje embrionario. Las temperaturas frías desempeñan un papel importante, ya que modifican el equilibrio entre promotores e inhibidores (Erker, 2010).

En la familia Amaranthaceae, los géneros con este tipo de latencia son *Amaranthus*, *Portulaca* y *Suaeda* (Geneve, 1998; Leon *et al.*, 2006). En este sentido, Hameed *et al.* (2013) observaron los valores máximos (50.30 y 20 %) de germinación de semillas bajo oscuridad completa en agua destilada (0 MPa) a 25/35, 20/30 y 15/25 °C. Tiwari *et al.* (2016) sugirieron que el derretimiento y la congelación del suelo pueden romper la cubierta de la semilla de algunos cultivares. Lo anterior explica las condiciones de campo en el centro de México, como Texcoco y la Ciudad de México, donde la especie *S. edulis* se reproduce de manera natural, caracterizadas por un clima templado durante la mayor parte del año, el cual es apropiado para el desarrollo del cultivo. Otra condición asociada a la interrupción de la latencia de *S. edulis* en estas localidades obedece a una baja temperatura nocturna, que al parecer facilita la germinación.

8.5 Determinación del contenido de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante y bioaccesibilidad bajo condiciones gastrointestinales *in vitro* en *S. edulis* y *S. esteroa*

8.5.1 Fenoles totales libres y conjugados

Los compuestos fenólicos en las plantas se encuentran en diferentes formas, realizando una función específica, según su localización (Agati *et al.*, 2012; Singh y Roychoudhury, 2024), entre ellas destacan los efectos antioxidantes (Zhang *et al.*, 2023) para hacer frente a las especies reactivas de oxígeno causadas por diferentes tipos de estrés biótico o abiótico (Kumar *et al.*, 2023; Adhikary y Dasgupta, 2023). Este efecto también es relevante cuando una diversidad de plantas forma parte de dietas convencionales y novedosas, donde los compuestos de la fracción libre podrían ejercer más fácilmente un efecto benéfico sobre el consumidor. Por otro lado, aquellos compuestos ligados estarán sujetos a hidrólisis, por lo que pueden o no ejercer un efecto benéfico si ésta se lleva a cabo durante su digestión (Parada y Aguilera, 2007; Gao *et al.*, 2017).

Según los resultados, las diferencias en el contenido de fenoles entre las dos plantas pueden deberse a las diferentes condiciones de cultivo, donde el suelo, el clima, la luz y otros factores podrían influir significativamente en el contenido de compuestos fenólicos (Bautista *et al.*, 2016). Un estudio previo reveló que la salinidad indujo cambios evidentes en la composición de aminoácidos y perfiles proteicos de las principales proteínas de almacenamiento de semillas de quinua, así como en los contenidos de moléculas bioactivas. La actividad antioxidante de los extractos de proteínas de semillas podría explicarse por la presencia de compuestos fenólicos (Aloisi *et al.*, 2016). En este sentido, es relevante considerar que, para los extractos disponibles, la técnica de Folin-Ciocalteu puede sobreestimar los azúcares reductores o aminoácidos que forman parte de la matriz vegetal, por lo que sería necesario investigar con mayor precisión el compuesto a obtener (Everette *et al.*, 2010; Muñoz-Bernal *et al.*, 2017).

8.5.2 Flavonoides totales libres y conjugados

Los flavonoides se diferencian y clasifican en distintos subgrupos, según el grado de oxidación de los anillos heterocíclicos y el número de grupos hidroxilo o metilo en el anillo bencénico (Liu *et al.*, 2021). En cuanto a su papel en los individuos y los ecosistemas, informes anteriores sugieren que pueden atraer algunas clases de insectos polinizadores, asimismo, en el crecimiento celular, la eliminación de especies reactivas de oxígeno, como moléculas de señalización, ayuda en la tolerancia al calor, la sequía y las heladas en varias especies de plantas (Agati *et al.*, 2020; Dias *et al.*, 2021).

Como se comentó anteriormente, las diferencias entre las halófitas estudiadas en cuanto al contenido de flavonoides, al parecer obedece a las diferentes condiciones de crecimiento, causando diferencias en sus mecanismos de defensa, como la homeostasis iónica, la captación y el transporte de iones, la inducción de osmoprotectores, además, la activación y producción de enzimas y compuestos antioxidantes (Ahmad *et al.*, 2019). Sin embargo, aunque los ácidos fenólicos y los flavonoides comparten algunas funciones en las plantas, los flavonoides en particular pueden acumularse en la epidermis de las hojas y otros tejidos vegetales para absorber la radiación UV y proteger a la planta de los daños causados por la luz solar intensa. Cabe destacar que los ácidos fenólicos participan principalmente en funciones antioxidantes que ayudan a neutralizar los radicales libres generados durante el estrés oxidativo causado por el estrés (Marchiosi *et al.*, 2020).

8.5.3 Fenoles y flavonoides totales durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

Los compuestos fenólicos pueden encontrarse en diferentes conformaciones en la matriz alimentaria; durante el proceso de digestión dichos compuestos se liberan para ser absorbidos y realizar su bioactividad, o bien, para interactuar con el resto de los componentes del alimento y elementos de la digestión (Domínguez-Avila *et al.*, 2017).

En condiciones de digestión, el pH ácido del estómago puede provocar la ruptura de enlaces éster, glucosídicos y disulfuro, causando la liberación de compuestos fenólicos de la matriz alimentaria (Podsędek *et al.*, 2014). Por efecto del pH, la desnaturalización de las proteínas y la despolimerización de los polisacáridos pueden liberar los compuestos que estaban atrapados o unidos a ellas (Shahidi y Yeo, 2016). Asimismo, por acción enzimática la hidrólisis de la estructura de la matriz alimentaria puede provocar una liberación de los compuestos atrapados en ella (Zhang *et al.*, 2020). Por otro lado, el pH alcalino del intestino ayuda a disolver la matriz alimentaria, liberando compuestos fenólicos, así como la presencia de enzimas como la pancreatina, formada por amilasa, lipasa, tripsina y quimotripsina pancreáticas. Dichas enzimas, pueden degradar aún más la matriz alimentaria, predisponiendo la liberación de compuestos antioxidantes (Borges *et al.*, 2013; Gong *et al.*, 2022; McQuilken, 2024).

Aunque la digestión libera compuestos fenólicos, la hidrólisis de los componentes de la matriz alimentaria también provocará interacciones entre ellos (Domínguez-Avila *et al.*, 2017). Los fenoles y las proteínas pueden interactuar, formando entonces complejos proteína-fenol, donde estas interacciones (enlaces no covalentes) afectan la estructura de las proteínas y la disponibilidad de los fenoles para su absorción (Buitimea-Cantúa *et al.*, 2018). Al mismo tiempo, los compuestos fenólicos pueden causar la inhibición de enzimas digestivas al unirse al sitio activo inhibiendo su bioactividad, lo que a su vez disminuye la liberación de compuestos al reducir el número de enzimas que hidrolizan estructuras donde quedan atrapados más compuestos fenólicos (Domínguez-Avila *et al.*, 2017). Por otro lado, los compuestos fenólicos libres interactúan con aquellos carbohidratos hidrolizados durante la digestión, formando enlaces de hidrógeno, donde los grupos hidroxilo de los fenoles y los carbohidratos interactúan (Amoako y Awika, 2016). Asimismo, ocurren interacciones hidrofóbicas donde las porciones no polares se relacionan con los carbohidratos, minimizando

la interacción con el agua (Giuberti *et al.*, 2020). También pueden producirse complejos de inclusión, en los que los fenoles se insertan en las estructuras de los carbohidratos, como ocurre comúnmente con los anillos de glucosa del almidón (Jakobek, 2015).

8.5.4 Bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

El ensayo nos sugiere que los fenoles y flavonoides atrapados en la matriz alimentaria se liberaron en el proceso de digestión. Resultados similares se encontraron en *Hypericum perforatum* L. después de la digestión *in vitro*, donde aumentó significativamente el contenido de fenoles, flavonoides y ácidos fenólicos (Celep *et al.*, 2017). En cambio, se observaron resultados diferentes en brotes de quinua, donde algunas variedades presentaron menor contenido de fenoles y flavonoides en la fracción intestinal (Zhang *et al.*, 2020). Por otro lado, en *Salicornia ramosissima* y *Sarcocornia fruticosa*, el mayor contenido de fenoles totales se encontró en la fase gástrica, lo que fue significativamente diferente al compararla con otras fases (Sousa, 2022).

Aunque la técnica de Folin-Ciocalteu es ampliamente utilizada para determinar el contenido de fenoles totales, es importante considerar que puede sobreestimar o dar falsos positivos a la presencia de polifenoles, ya que durante la extracción es posible obtener algunos compuestos reductores como azúcares (Muñoz-Bernal *et al.*, 2017) y algunos aminoácidos (Rodger y Sanders, 2017), que reaccionan por efectos de la técnica. Por otro lado, es importante saber que, bajo la técnica del tricloruro de aluminio para determinar flavonoides, se pueden indicar falsos positivos o falsos negativos, lo que obedece que, al ser una técnica colorimétrica, debe considerarse que el espectro de absorción de cada flavonoide es diferente. Además, algunos flavonoides no pueden formar complejo con el aluminio (Shraim *et al.*, 2021). Por lo antes expuesto, es esencial identificar a detalle los tipos de compuestos presentes en los extractos.

8.5.5 Capacidad antioxidante total libre y conjugada por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo y TEAC capacidad antioxidante equivalente a Trolox

La actividad antioxidante se estudia ampliamente en matrices vegetales y existe una diversidad de especies y variedades con diferentes proporciones de componentes antioxidantes, al tiempo que se han desarrollado varias técnicas, incluidos los métodos DPPH y TEAC. Giuffré (2019)

descubrió que la correlación entre la actividad antioxidante del zumo de bergamota medida con el ensayo DPPH era alta con el contenido total de flavonoides ($r = 0,764$; $p < 0,001$). En otro estudio, una correlación positiva entre la potencia antioxidante y el contenido fenólico total indicó que los fenoles podrían ser uno de los principales contribuyentes a las capacidades antioxidantes de los residuos de fruta. En un estudio previo, se mencionó que los valores del poder antioxidante reductor férrico (FRAP), la capacidad antioxidante equivalente a Trolox (TEAC) y los fenoles totales fueron mayores en los residuos que en las pulpas (Deng *et al.*, 2012).

El contenido de fenoles y flavonoides tiende a correlacionarse con la actividad antioxidante, dependiendo de la estructura, el número de grupos hidroxilo en el anillo aromático, su posición, la presencia de sustituyentes y la presencia de dobles enlaces, reflejando diferentes actividades (Christodoulou *et al.*, 2022). Debido a lo anterior, en halófitas como *Salsola dendroides* y *Limonium reniforme*, la capacidad antioxidante es diferente, así como la respuesta a las diferentes condiciones estacionales del año, lo que demostraría los diferentes mecanismos de respuesta que presentan este tipo de plantas (Bakhshi *et al.*, 2018).

El clima y las condiciones de crecimiento influyen en el contenido de compuestos fenólicos, en consecuencia, en la actividad antioxidante de las plantas estudiadas; estudios previos reportaron este efecto para *Mesembryanthemum nodiflorum*, *Suaeda maritima* y *Sarcocornia fruticosa* cultivadas y silvestres, donde las halófitas silvestres presentaron más antioxidantes como mecanismo de adaptación a las condiciones extremas, encontrándose valores para *M. nodiflorum* > 10 , *S. maritima* 0.74 y 1 y *S. fruticosa* 9.18 y > 10 mg/mL por DPPH y TEAC, respectivamente (Castañeda-Loaiza *et al.*, 2020).

Asimismo, la concentración, los enlaces de hidrógeno intermoleculares y el efecto sustractor o donador de electrones de estos compuestos son relevantes ya que también existen efectos aditivos, antagónicos (gálico + vanílico) y sinérgicos (ferúlico + p-Cumárico) de la combinación de compuestos (Skroza *et al.*, 2022). En este sentido, es destacable que algunos de ellos podrían estar presentes en las halófitas estudiadas, con una actividad antioxidante esperable.

8.5.6 Capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox' durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

En virtud de que los antioxidantes como los fenoles son moléculas implicadas en la eliminación de radicales libres, participando en la inhibición de peróxidos, oxígeno singlete y diversas especies reactivas del oxígeno, funcionan como quelantes de iones metálicos y eliminan productos de oxidación (Shahidi y Zhong, 2007).

Existen diferentes clasificaciones, incluyendo primarios y secundarios, donde los antioxidantes primarios inhiben la oxidación en cadena actuando como aceptores de radicales libres o donantes de hidrógeno, que compiten con la propagación de la oxidación lipídica, produciendo productos estables (Nawar, 1969). Por otro lado, los antioxidantes secundarios previenen o retrasan la oxidación suprimiendo los promotores de la oxidación, como las enzimas prooxidantes, los iones metálicos y el oxígeno singlete (Shahid y Zhong, 2010). Por lo tanto, determinar la recuperación antioxidante durante el proceso de simulación gastrointestinal nos acerca al potencial efecto benéfico del consumo de alimentos ricos en compuestos fenólicos, que podría promover algunos beneficios, como la disminución de la arteriosclerosis, el envejecimiento y la diabetes, entre otros (Shahid y Zhong, 2015).

8.5.7 Recuperación de la capacidad antioxidante total por los ensayos de DPPH 2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo' y TEAC 'capacidad antioxidante equivalente a Trolox' durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal

Los resultados de la recuperación antioxidante durante la digestión de *S. edulis* y *S. esteroa*, muestran que durante las diferentes fases de la digestión aumenta la capacidad antioxidante, lo que podría deberse a la mayor disponibilidad de compuestos fenólicos resultante de la hidrólisis de la matriz alimentaria (Acosta-Estrada *et al.*, 2014). Al comparar la recuperación antioxidante de la fase intestinal, se constató el valor de las halófitas como alimento potencialmente funcional, sin embargo, *S. edulis* presenta una capacidad antioxidante significativamente mayor que *S. esteroa*, lo que obedecería a un mayor contenido de diferentes tipos de compuestos antioxidantes que en *S. esteroa*. Estas diferencias obedecerían al manejo y mejoramiento tradicional de *S. edulis* y a las condiciones extremas de crecimiento y estrés que prevalecen en el hábitat, en el caso de *S. esteroa* (Waśkiewicz *et al.*, 2013).

Un estudio anterior reportó resultados diferentes para *Salicornia ramosissima* y *Sarcocornia fruticosa*, donde la fase gástrica presentó la mayor recuperación antioxidante durante el proceso de simulación gastrointestinal (Sousa, 2022). A la hora de identificar el potencial antioxidante de cualquier extracto rico en compuestos fenólicos, es necesario tener en cuenta que los resultados observados obedecen a diferentes condiciones, incluyendo la sinergia antioxidante (Hajimehdipoor *et al.*, 2014), los efectos antagónicos (Rúa *et al.*, 2017) y la estructura química de los compuestos presentes (Vuolo *et al.*, 2019). Por lo tanto, si se identifican los compuestos individualmente, se sabrá cómo dichos compuestos aumentan o disminuyen el potencial antioxidante de las muestras.

8.5.8 Identificación de fenoles y flavonoides totales libres y conjugados mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)

A través de la conversión relacionada de carbohidratos, precursores derivados de la glucólisis y las vías de las pentosas fosfato, la vía del ácido shikimico es la vía metabólica para formar aminoácidos aromáticos en las plantas (Marchiosi *et al.*, 2020). A partir de los aminoácidos, se sintetizan glucosinolatos, fitoalexinas, alcaloides, auxinas, tocoferoles, suberina, glucósidos cianogénicos, ácidos hidroxicinámicos y otros (Kutchan *et al.*, 2015). A partir de la fenilalanina, la fenilalanina amonio-liasa cataliza la desaminación de dicho aminoácido para formar el ácido trans-cinámico, que luego es hidroxilado en la posición C4 del anillo aromático, originando el cinamato 4-hidroxilasa, generando entonces el ácido p-Cumárico, que precede a los otros ácidos hidroxicinámicos (Boerjan *et al.*, 2003; Vanholme *et al.*, 2010). A través de esta vía, el corismato (3-dehidroquinato y 3-dehidrohikimato) actúa como precursor, mientras que, a través de la vía de los fenilpropanoides, se pueden formar ácidos hidroxibenzoicos por desaminación del ácido t-cinámico por vías no oxidativas dependientes de CoA, vías β -oxidativas dependientes de CoA y vías β -oxidativas independientes de CoA (Wildermuth, 2006; Widhalm y Dudareva, 2015). Por otro lado, los flavonoides, a través de la fenilalanina, se transforman por acción enzimática en 4-cumaroyl-CoA, que interacciona con enzimas reductasas, isomerasas e hidroxilasas, entre otras, modificando la estructura básica de los flavonoides y dando lugar a la formación de las diferentes subclases (Heller y Forkman, 2017). Los anteriores mecanismos promueven la formación de dichos compuestos fenólicos, los cuales son esperables en las halófitas en estudio, toda vez que forman compuestos señalizadores y antioxidantes, entre otros, que permiten a la planta

sobrevivir en ambientes salinos (Mandal *et al.*, 2010; Padayachee *et al.*, 2012; Kumar y Goel, 2019).

Otros estudios publicaron resultados similares en *Arthrocnemum indicum*, donde se encontró ácido trans-ferúlico, ácido cafeico y ácido p-Cumárico, entre otros (Hajlaoui *et al.*, 2022). Además, se encontraron ácido gálico, ácido clorogénico y ácido p-Cumárico en *Inula crithmoides* y *Raphanus raphanistrum*, respectivamente (Jdey *et al.*, 2017).

En este sentido, Hajlaoui *et al.* (2022) explicaron para *A. indicum* que la mayor actividad antioxidante de los extractos de brotes con el ensayo DPPH se debe a su contenido en polifenoles. Dichos compuestos podrían estar altamente implicados en la actividad biológica del extracto; también encontraron ácido trans-ferúlico (ácido 4-hidroxi-3-metoxicinámico) (CC50 mg/mL), que es conocido por su potente actividad antioxidante. Por otra parte, en *Sarcocornia* recolectada en diferentes regiones de la Península Ibérica, se observaron concentraciones del ácido transcinámico, mientras que, en otras plantas muestreadas, como *Arthrocnemum*, se observó presencia del ácido ferúlico de manera significativa (Sánchez-Gavilán *et al.*, 2021).

La presencia de este tipo de compuestos en las plantas se debe a varias razones; por ejemplo, el ácido ferúlico es un compuesto abundante en las paredes celulares de las plantas de los órdenes de las comelinidas, mientras que se encuentra una pequeña cantidad en las paredes celulares de las dicotiledóneas, solanáceas, brasicáceas y otras (De Oliveira *et al.*, 2014). En las gramíneas, el ácido ferúlico está unido por enlaces éster a la cadena lateral del arabinosilano, formando parte estructural de la lignina y de las paredes celulares (Buanafina y Morris, 2022), mientras que, en las halófitas, otros reportes sugieren que el ácido ferúlico realiza un rol relevante en la función de la glándula de la sal, que ayuda en la secreción de sales de las plantas (Deng *et al.*, 2015). Por el contrario, el ácido gálico está presente en casi todas las partes de las plantas en su estado libre o como constituyente de los taninos (Fitzpatrick y Woldemariam, 2017). Entre otras funciones, regula la inducción de la tolerancia al estrés en las plantas, promoviendo la síntesis de enzimas antioxidantes, fenoles, flavonoides, ascorbato y otros (Zhang *et al.*, 2022). Por lo antes expuesto, nuestros resultados reflejan el dinamismo de los compuestos fenólicos, cuya concentración no varía en algunos estudios, como en *A. indicum*, la cual es una planta halófito abundante en marismas costeras de Europa, suroeste de Asia y norte de África, donde la rutina refleja valores

elevados similares a los encontrados en *S. edulis* (Hajlaoui *et al.*, 2022).

Los flavonoides en las halófitas estudiadas ayudan a contrarrestar las especies reactivas de oxígeno excesivamente sintetizadas por la cadena fotosintética de transporte de electrones, debido al estrés ambiental que deben enfrentar las plantas. En este sentido, informes previos concluyen que los flavonoides desempeñan muchas funciones, como la regulación del crecimiento celular y la protección frente a estreses bióticos y abióticos (Waśkiewicz *et al.*, 2013).

En el caso de la quercetina, sintetizada a partir de la vía fenilpropanoide, se trata de una molécula con estructura de flavon: C6 (anillo A) -C3 (anillo C) -C6 (anillo B), de la que se producen diversas variaciones estructurales (Singh *et al.*, 2021). En las plantas, la quercetina está implicada en la protección contra la luz ultravioleta (Agati *et al.*, 2013), en la mejora de la absorción de nutrientes y agua (Cesco *et al.*, 2012). Es un inhibidor del transporte de auxina (Ng *et al.*, 2015), además, está implicada en la modificación de proteínas (Peer *et al.*, 2011) y ayuda en la eliminación de especies reactivas de oxígeno (Agati *et al.*, 2007). Otros autores reportaron concentraciones de 1 a 1359 mg/100 g de quercetina en tomate, cebolla, uva y orégano (Chagas *et al.*, 2022), mientras que en varias halófitas brasileñas, se han descrito concentraciones entre 4 y 18 µg/g, incluso la ausencia de este compuesto (de Souza *et al.*, 2021). La rutina, por su parte, es un flavonol que se sintetiza a través de la vía fenilpropanoide por la flavona sintasa (Shomali *et al.*, 2022); en plantas, funciona de la misma manera que el resto de los flavonoides, participando como protector frente a la radiación ultravioleta, la salinidad y el estrés oxidativo, estando estructuralmente ligada a la parte hidrofílica del azúcar (Frutos *et al.*, 2019). En plantas como *Chrysanthemum morifolium*, la rutina aumenta con el estrés hídrico (Hodaei *et al.*, 2018), mientras que en halófitas como *Salicornia patula*, promueve la tolerancia a la salinidad (Sánchez-Gavilán *et al.*, 2021). Resultados similares se discuten para *Tamarix africana*, *Arthrocnemum macrostachyum*, *Suaeda fruticosa* (Chekroun-Bechlaghem *et al.*, 2019), *M. nodiflorum*, *S. maritima*, *S. fruticosa* (Zeb, 2020), *A. macrostachyum*, *Halimione portulacoides* y *Salicornia europaea* (Zengin *et al.*, 2018). Ante dichas referencias, se observa que la presencia de este compuesto en altas concentraciones responde a las condiciones de crecimiento de las plantas estudiadas.

Entre los compuestos fenólicos de las plantas, se ha demostrado que los que se encuentran conjugados con polisacáridos, péptidos u oligosacáridos poseen propiedades antiinflamatorias,

especialmente en el colon tras su hidrólisis por bacterias del microbiota intestinal (Gao *et al.*, 2017). En las halófitas los flavonoides conjugados participan en la pigmentación y adaptación al medio marino (Vilela *et al.*, 2014).

La presencia de la naringenina en halófitas se debe a su participación en la protección contra la radiación ultravioleta, la defensa contra patógenos, la atracción de polinizadores e incluso la regulación del crecimiento de las plantas (Šanković y Jakovljević, 2021). Otros autores también describieron la función de la naringenina en diferentes halófitas, como *Rhizophora racemosa* (Chiavaroli *et al.*, 2020) y *Suaeda japonica* (Cho *et al.*, 2013). En las plantas, los compuestos fenólicos están presentes en las vacuolas centrales protectoras, en las células subdérmicas de las hojas y en las células epidérmicas; algunos de estos compuestos están unidos a las paredes celulares, a las ceras y en las superficies externas de las plantas (Pratyusha, 2022); ayudan en la transducción de la energía lumínica (Sun *et al.*, 2002), forman parte de fitohormonas relacionadas con los ritmos circadianos (Ueda *et al.*, 1998), ayudan ejerciendo efectos aleloquímicos que influyen en los nutrientes inorgánicos y orgánicos que las plantas aprovechan (Li *et al.*, 2010), e incluso forman complejos con proteínas ayudando a la consolidación foliar (Begum *et al.*, 2001). Bajo condiciones de estrés biótico, los compuestos fenólicos participan como barreras físicas contra herbívoros, forman parte de la resistencia a microorganismos, e incluso conducen a la inactivación de proteínas digestivas de insectos, causando su muerte (Pratyusha, 2022). Por otro lado, debido a condiciones de estrés abiótico (salinidad, luz ultravioleta, sequía, pesticidas y altas temperaturas), los compuestos fenólicos actúan como antioxidantes (Chaudhry *et al.*, 2024; Ri *et al.*, 2024; Scalzini *et al.*, 2024).

De acuerdo con lo anterior, en diferentes condiciones de crecimiento y desarrollo, *S. edulis* y *S. esteroa* formaron los compuestos necesarios para sobrevivir, algunos de los cuales identificamos en laboratorio. Aunque *S. esteroa* presentó un mayor contenido en fenoles libres totales y actividad antioxidante, otros compuestos que favorecieron el incremento de estas actividades no pudieron ser identificados por las técnicas mencionadas. Un ejemplo de ello es la identificación de diferentes compuestos fenólicos en otras halófitas, como el ácido 3,4-dihidroxibenzoico, ácido vanílico, ácido rosmarico, ácido cinámico (Castañeda-Loaiza *et al.*, 2020), ácido 5-O-feruloilquínico, ácido neoclorogénico (Chiavaroli *et al.*, 2020) y ácido trans-ferúlico, entre otros (Panth *et al.*, 2016).

Los compuestos fenólicos aportan diversos beneficios, desde propiedades antioxidantes, anticancerígenas, antimicrobianas y antiinflamatorias, hasta neuro protectoras y antidiabéticas (Kumar y Goel, 2019). En consecuencia, se están buscando fuentes diversas y más eficaces de compuestos fenólicos. La necesidad de ampliar la diversidad de este tipo de compuestos pone de manifiesto el interés creciente en fuentes de alimentos emergentes sostenibles y disponibles localmente (Nikalje *et al.*, 2018; Lopes *et al.*, 2023). En este escenario, una novedosa investigación de diversos compuestos fenólicos en algunas halófitas revela características únicas, como su resistencia al cambio climático, tolerancia a la salinidad y capacidad para prosperar en condiciones extremas. Estas propiedades posicionan a las especies *S. edulis* y *S. esteroa* como opciones agrícolas sostenibles que podrían ser consideradas como nuevas fuentes de compuestos fenólicos para el desarrollo de alimentos o nutraceuticos que, en última instancia, ayuden a contrarrestar enfermedades crónicas relacionadas con el sobrepeso y la obesidad, como ya se ha hecho con diferentes halófitas tradicionalmente consumidas por sus propiedades organolépticas y medicinales (Ventura y Sagi, 2013), incluyendo las del género *Salicornia* (Chenopodiaceae), apreciada y valorada como alimento gourmet por su sabor salado (Ventura *et al.*, 2011).

Los flavonoides y los ácidos fenólicos constituyen uno de los grupos de fenólicos vegetales más omnipresentes; su importancia en las plantas y en la salud humana motiva la generación de conocimientos para conocer en profundidad, sus actividades biológicas y su potencial como agentes terapéuticos. El efecto de los fenólicos en la dieta es actualmente de gran interés debido a sus actividades antioxidantes y posiblemente anticancerígenas (Ghasemzadeh y Ghasemzadeh, 2011). Los compuestos fenólicos son metabolitos reactivos presentes en una amplia gama de alimentos de origen vegetal; funcionan como terminadores o disipadores de radicales libres y quelantes de iones metálicos capaces de catalizar la oxidación lipídica (Ozcan *et al.*, 2014). De acuerdo con lo anterior, ambas especies de *Suaeda* son prometedoras para enriquecer la canasta básica, con beneficios inherentes para la salud humana.

8.5.9 Identificación de fenoles y flavonoides totales durante la simulación *in vitro* de la digestión gastrointestinal mediante cromatografía líquida de ultra alto rendimiento (UHPLC) equipada con un detector de matriz de diodos (DAD)

Al comparar los compuestos fenólicos encontrados en *S. edulis* y *S. estroa* con el contenido de fenoles y flavonoides totales, se infiere que gran parte de su contenido está dado por los compuestos identificados, sin embargo, otros compuestos que no pudieron ser identificados podrían influir positivamente en la capacidad antioxidante de estas plantas. Ello, se debe a que los compuestos como el ácido cafeoilquínico, el pentóxido de ramnetina hexosil y la dihidroquercetina, entre otros, han sido abundantemente identificados en diferentes halófitas (Sousa, 2022).

Otros autores reportaron resultados similares en cebada observando que, a través de la digestión, algunos compuestos como los ácidos vanílico, ferúlico, p-Cumárico y otros, varían en su concentración. Por lo tanto, al calcular la liberación de este tipo de ácidos, se obtienen porcentajes altos, y en ocasiones bajos, de bioaccesibilidad de algunos de ellos (Drawbridge *et al.*, 2021). Resultados similares se encontraron en trigo, donde después de la digestión, algunos compuestos varían en su concentración; asimismo, se presentan porcentajes de bioaccesibilidad superiores al 500 % en algunos de ellos (Tomé-Sánchez *et al.*, 2021). Por el contrario, en halófitas como *Salicornia ramosissima* y *Sarcocornia fruticosa*, no se detectaron en la fase intestinal compuestos como los ácidos cafeoilquínico y galocatequina identificados antes de la digestión (Sousa, 2022).

La localización de los compuestos fenólicos en diferentes plantas causa una variedad de resultados durante el proceso de digestión, ya que algunos de ellos están libres; pueden estar conjugados o atrapados en elementos más complejos como proteínas, oligosacáridos, polisacáridos. Por su parte, aquellos que estén atrapados podrían ser liberados, pero para quedar conjugados nuevamente (Parada y Aguilera, 2007).

Por ejemplo, los compuestos fenólicos tienden a estar conjugados o atrapados entre proteínas y polisacáridos (Quan *et al.*, 2019, Cirillo *et al.*, 2016), mientras que aquellos compuestos como el ácido ferúlico tienden a estar mayoritariamente unidos a las cadenas de arabinosa de las paredes celulares de las plantas (Bento-Silva *et al.*, 2018). A su vez, el ácido gálico se encuentra libre de

manera abundante en las células vegetales (Miafo *et al.*, 2020).

Evaluar el efecto de la digestión en el contenido de fenoles y flavonoides en halófitas como *S. edulis* y *S. esteroa* ayuda a comprender su función en el tracto gastrointestinal y a dilucidar el potencial efecto benéfico que podría tener su consumo. Lo anterior, se observa también en *Salicornia ramosissima* y *Sarcocornia fruticosa* donde a través de las diferentes fases intestinales el efecto varía de acuerdo con las condiciones de digestión con el ácido cafeoilquínico (Sousa, 2022). Sin embargo, aunque exista adecuada bioaccesibilidad, la bioactividad en los tejidos diana dependerá de la biodisponibilidad, así como de las transformaciones que ocurran a los compuestos bioactivos en el hígado para ser transportados en el torrente sanguíneo, lo que modificaría el potencial antioxidante y efectos benéficos (Rodríguez-Mateos *et al.*, 2014; Velderrain-Rodríguez *et al.*, 2014).

Con las consideraciones anteriores, se vislumbra que es posible utilizar las halófitas *S. edulis* y *S. esteroa* como potenciales alimentos benéficos para contrarrestar algunas enfermedades crónico-degenerativas, ya que algunos compuestos bioaccesibles en estas plantas tienen propiedades anticancerígenas (Gao *et al.*, 2018) y antidiabéticas (Adefegha *et al.*, 2015), entre otros efectos. Por otro lado, promover la producción de este tipo de biomasa vegetal podría contribuir a remediar los suelos salinos, mejorando la producción de alimentos y ayudando a contrarrestar los problemas de inseguridad alimentaria (Petropoulos *et al.*, 2018).

9. CONCLUSIONES

9.1 Objetivos 1 y 2

En el noroeste de México el agua utilizada en la agricultura se está agotando, previendo en consecuencia una escasez y reducción significativa de las superficies agrícolas en un futuro próximo. Asimismo, los suelos de la región están sufriendo un proceso gradual de salinización, que puede afectar al 40 % de las mismas en la próxima década. Por lo tanto, es importante y necesario aumentar la disponibilidad de cultivos tolerantes a las más diversas condiciones ambientales estresantes (salinidad, sequías, temperaturas extremas). *S. edulis* es una planta tolerante y que presenta importancia comercial en el occidente de México, Valle de México y centro-oriente de México, donde el régimen climático es dominado por alta precipitación y temperatura moderada, lo que facilita el cultivo de temporal. Actualmente, aunque no se cultiva en la región noroeste de México, muestra aptitud potencial como cultivo alternativo. Sin embargo, debido a que no existe el cultivo y se carece de información para esta especie en dicha región, es importante determinar los parámetros y variables agroclimáticas relacionadas con otras especies del género *Suaeda*, incluyendo *S. esteroa* que es silvestre y adaptada a las zonas áridas.

S. edulis produce 8 t/ha de biomasa, bajo condiciones de precipitación mensual de hasta 255 mm, con al menos cinco meses por arriba de 100 mm y una temperatura mensual que oscila entre 4 a 24.5 °C. Las especies adaptadas a las regiones noroeste de México y suroeste de Estados Unidos reciben precipitación mensual de 0 a 92 mm, con dos meses arriba de 90 mm y una temperatura mensual de 7 a 30.5 °C. La precipitación en las regiones del centro de México es cuatro veces mayor que la del noroeste de México. Por ello, para lograr la correcta introducción y adaptación de *S. edulis* a la región noroeste de México, es importante planear estrategias de abastecimiento de agua, como el riego por goteo, la agricultura protegida, la hidroponía y la acuaponía, entre otros. Además, deben ser abordados diversos retos con respecto al cultivo de *S. edulis* y demás especies, que permita adquirir el conocimiento y la planeación en el uso sostenible, manejo y preservación como un recurso natural para ser empleado en la industria agroalimentaria de las zonas costeras semiáridas de México. Cabe destacar que las halófitas pueden representar en un futuro próximo la última opción viable de fuente de alimento para ser cultivadas en suelos salinos y con escasez de agua. Varios estudios han demostrado sus usos y valor potenciales para el sector

agroalimentario (Menzel y Lieth, 2003).

9.2 Objetivos 3 y 4

El género *Suaeda* y la especie *S. edulis* son descritos como un grupo de plantas con latencia fisiológica endógena con embriones completamente desarrollados. La principal causa de latencia se atribuye a un mecanismo de inhibición fisiológica que no es de tipo morfológico o morfofisiológico con embriones subdesarrollado. Sin embargo, también puede ocurrir en combinación con la latencia física exógena ya que las semillas son duras, suberizadas e impermeables al agua (Nikolaeva, 1977).

En el primer experimento ambos tratamientos con cloruro de sodio y el control con agua destilada no interrumpieron la latencia en *S. edulis* según los resultados obtenidos. La aplicación de diferentes tiempos de inmersión combinados con diferentes tratamientos de ácido giberélico evidenció una tendencia favorable para interrumpir la latencia, aunque los valores de porcentaje de germinación fueron bajos. La evidencia experimental sugiere que las combinaciones más favorables para el porcentaje de germinación, como una de las variables más importantes, donde se observaron los valores más altos fueron con el T4 (37.5 mg/L, AG) a las 24 h con 5 unidades y el T3 (25.0 mg/L, AG) a las 48 y 72 h con 5.5 y 6 unidades, respectivamente.

Para solventar la latencia al menos parcialmente, el ácido giberélico y otros reguladores (ácido indolacético y zeatina) estimularon un porcentaje de germinación muy bajo de *S. edulis*. Se concluye que, para mejorar su germinación, es necesario evaluar un gradiente de ácido giberélico de 25.0 - 37.5 mg/L con valores intermedios y altos, para romper la latencia. Es importante señalar que la germinación en cultivos alternativos, que aún presentan una gama amplia de atributos silvestres, como es el caso de *S. edulis*, no resulta en un procedimiento sencillo, ya que, para su adopción se requiere de ensayos preliminares lo que implica altos costos de inversión para lograr un establecimiento exitoso.

9.3 Objetivo 5

S. esteroa reflejó el mayor contenido de fenoles totales, flavonoides totales y capacidad antioxidante total (DPPH y TEAC) que *S. edulis* en las extracciones químicas (fracciones libres y conjugados) y digestión *in vitro* (fracciones oral, gástrica e intestinal).

S. edulis reflejó un mayor porcentaje de bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales y recuperación de la capacidad antioxidante total (DPPH y TEAC) durante la digestión *in vitro* (fracciones oral, gástrica e intestinal), observándose en la fracción intestinal un mayor contenido de compuestos bioactivos.

En *S. edulis*, los ácidos ferúlico y gálico y en *S. esteroa* el ácido ferúlico (fracción libres) presentaron la mayor concentración en las muestras analizadas.

En *S. esteroa*, la quercetina y en *S. edulis* la rutina (fracción libres) fueron los flavonoides que presentaron la mayor concentración.

En ambas especies, los ácidos ferúlico y sináptico (fracción conjugados) presentaron la mayor concentración que los demás ácidos fenólicos.

En ambas especies, todos los flavonoides (fracción conjugados) presentaron bajas concentraciones, sin embargo, en *S. esteroa* se observó una concentración considerable de naringenina.

En ambas especies se observaron muy altos porcentajes de bioaccesibilidad de fenoles y flavonoides totales y recuperación de la capacidad antioxidante total (DPPH y TEAC) durante la digestión *in vitro* (fracción intestinal) (> 100 %).

En *S. edulis*, el ácido gálico y en *S. esteroa* el ácido ferúlico (fracción intestinal) presentaron la mayor concentración que los demás ácidos fenólicos.

En *S. edulis*, la rutina y en *S. esteroa* la naringina (fracción intestinal) presentaron la mayor concentración.

En ambas especies, al comparar el contenido de compuestos bioactivos antes y después de la digestión, se observaron muy bajos porcentajes de bioaccesibilidad (< 100 %), sin embargo, el ácido p-Cumárico, catequina y naringina en *S. edulis* y ácido p-Cumárico y rutina en *S. esteroa* presentaron elevados porcentajes de bioaccesibilidad (> 100 %).

Ambas especies, son recursos vegetales emergentes, con alto potencial como alternativas para desarrollar nuevos alimentos saludables y funcionales debido a las valiosas concentraciones de compuestos bioactivos presentes en su matriz alimentaria.

La utilización de las plantas estudiadas podría ayudar a contrarrestar enfermedades crónico-degenerativas relacionadas con la obesidad, al tiempo que pueden contribuir a remediar los suelos marginales y salinos para solventar los problemas relacionados a la inseguridad alimentaria contribuyendo a resolver los problemas de la falta de alimentos en las regiones que enfrentan escasez de agua y altas temperaturas.

9.4 Recomendaciones

Para obtener una mejor comprensión del potencial bioactivo de los compuestos fenólicos presentes en *S. edulis* y *S. esteroa*, es recomendable realizar estudios en modelos *in vivo*, así como experimentos de dietas novedosas en humanos.

Además del potencial bioactivo presente en *S. edulis* y *S. esteroa*, es importante dirigirlas hacia poblaciones más vulnerables, principalmente donde se perciba un riesgo latente de insuficiencia alimentaria o desabasto de alimentos.

Para aumentar el consumo y tener mayor aceptabilidad, es recomendable desarrollar productos formulados a base de harinas de *S. edulis* y *S. esteroa*.

10. LITERATURA CITADA

- Abrol, I. P., Yadav, J. S. P. y Massoud, F. I. (1988). Salt-affected soils and their management, 39 Food & Agriculture Organization of the United Nations. ISBN: 92-5-102686-6.
- Acosta-Estrada, B. A., Gutiérrez-Urbe, J. A., y Serna-Saldívar, S. O. (2014). Bound phenolics in foods, a review. *Food Chemistry*, 152: 46-55. doi: 10.1016/j.foodchem.2013.11.093
- Adefegha, S. A., Oboh, G., Ejakpovi, I. I., y Oyeleye, S. I. (2015). Antioxidant and antidiabetic effects of gallic and protocatechuic acids: a structure–function perspective. *Comparative Clinical Pathology*, 24: 1579-1585. doi: 10.1007/s00580-015-2119-7
- Adhikary S. y Dasgupta N. (2023). Role of secondary metabolites in plant homeostasis during biotic stress. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 50: 102712. doi: 10.1016/j.bcab.2023.102712
- Adom, K. K. y Liu, R. H. (2002). Antioxidant activity of grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(21): 6182-6187. doi: 10.1021/jf0205099
- Agati, G., Azzarello, E., Pollastri, S., y Tattini, M. (2012). Flavonoids as antioxidants in plants: location and functional significance. *Plant Science*, 196: 67-76. doi: 10.1016/j.plantsci.2012.07.014
- Agati, G., Brunetti, C., Di Ferdinando, M., Ferrini, F., Pollastri, S., y Tattini, M. (2013). Functional roles of flavonoids in photoprotection: new evidence, lessons from the past. *Plant Physiology and Biochemistry*, 72: 35-45. doi: 10.1016/j.plaphy.2013.03.014
- Agati, G., Brunetti, C., Fini, A., Gori, A., Guidi, L., Landi, M., y Tattini, M. (2020). Are flavonoids effective antioxidants in plants? Twenty years of our investigation. *Antioxidants*, 9(11): 1098. doi: 10.3390/antiox9111098
- Agati, G., Matteini, P., Goti, A., y Tattini, M. (2007). Chloroplast-located flavonoids can scavenge singlet oxygen. *New Phytologist*, 174(1): 77-89. doi: 10.1111/j.1469-8137.2007.01986.x
- Aharoni, A. y Galili, G. (2011). Metabolic engineering of the plant primary-secondary metabolism interface. *Current Opinion in Biotechnology*, 22(2): 239-244. doi: 10.1016/j.copbio.2010.11.004
- Ahmad, R., Hussain, S., Anjum, M. A., Khalid, M. F., Saqib, M., Zakir, I., y Ahmad, S. (2019). Oxidative stress and antioxidant defense mechanisms in plants under salt stress. En: *Plant abiotic stress tolerance: agronomic, molecular, and biotechnological approaches*, Hasanuzzaman, M., Hakeem, K., Nahar, K., Alharby, H. Eds., Springer, Cham, 191-205. doi: 10.1007/978-3-030-06118-0_8
- Al-Mudaris, M. A. (1998). Notes on various parameters recording the speed of seed germination. *Der Tropenlandwirt-Journal of Agriculture in the Tropics and Subtropics*, 99(2): 147-154. Disponible en: <https://www.jarts.info/index.php/tropenlandwirt/article/view/1495> [consulta: 10 septiembre 2021].
- Aloisi, I., Parrotta, L., Ruiz, K. B., Landi, C., Bini, L., Cai, G., y Del Duca, S. (2016). New insight into quinoa seed quality under salinity: Changes in proteomic and amino acid profiles, phenolic content, and antioxidant activity of protein extracts. *Frontiers in Plant Science*, 7: 183977. doi: 10.3389/fpls.2016.00656
- Amaya Rodríguez, L. M. y Portillo Membreño, C. E. (2013). Determinación de fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante en melaza, azúcar blanco y moreno en el ingenio Chaparrastique por el método de espectrofotometría ultravioleta-visible. Tesis doctoral. Universidad de El Salvador. San Salvador, El Salvador. Disponible en: <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/5311/> [consulta: 5 marzo 2022].
- Amen, R. D. (1968). A model of seed dormancy. *The Botanical Review*, 34: 1-31. doi: 10.1007/BF02858619
- Amestoy-Alonso, J. y Amestoy-García, J. (2009). Precipitaciones, aridez, sequía y desertificación de la comarca del campo de Cartagena. *Lurralde. Inves. Espac.* 32: 119-154. Disponible en:

- <https://www.ingeba.org/lurralde/lurranet/lur32/32amest/32amestoy.pdf.pdf> [consulta: 20 abril 2021].
- Amoako, D. y Awika, J. M. (2016). Polyphenol interaction with food carbohydrates and consequences on availability of dietary glucose. *Current Opinion in Food Science*, 8: 14-18. doi: 10.1016/j.cofs.2016.01.010
- Angelino, D. Cossu, M., Marti, A., Zanoletti, M., Chiavaroli, L., Brighenti, F., y Martini, D. (2017). Bioaccessibility and bioavailability of phenolic compounds in bread: a review. *Food & Function*, 8(7): 2368-2393. doi: 10.1039/C7FO00574A
- Arámbula, L. T. (2005). Problemática y alternativas de desarrollo de las zonas áridas y semiáridas de México. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, 4(2): 17-21. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/4555/455545052003.pdf> [consulta: 28 enero 2020].
- Arbona, V., Manzi, M., Zandalinas, S. I., Vives-Peris, V., Pérez-Clemente, R. M., y Gómez-Cadenas, A. (2017). Physiological, metabolic, and molecular responses of plants to abiotic stress. *Stress Signaling in Plants: Genomics and Proteomics Perspective*, 2: 1-35. doi: 10.1007/978-3-319-42183-4_1
- Aronson, J.A. y Whitehead, E. E. HALOPH: A data base of salt tolerant plants of the world. (1989). Disponible en: <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=XF2015023968> [consulta: 5 noviembre 2020].
- Avalos, H. C., Sotelo, E., Dominguez, J., Zorrilla, M., Cortina, S., y Quiñones, L. (2007). La conservación de suelos: un asunto de interés público. *Gaceta Ecológica*, 83: 5-71. ISSN: 1405-2849. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Helena-Avalos/publication/28253655_La_conservacion_de_suelos_un_asunto_de_interes_publico/links/0fcfd506f0b3714001000000/La-conservacion-de-suelos-un-asunto-de-interes-publico.pdf [consulta: 15 enero 2020].
- Avella, D. M. G., García, C. A. O., y Cisneros, A. M. (2008). Medición de fenoles y actividad antioxidante en malezas usadas para alimentación animal. In *Memorias del Simposio de Metrología*. Centro Nacional de Metrología. Santiago de Querétaro, México, 22 al 24 de octubre 2008. Disponible en: https://www.cenam.mx/simposio2008/sm_2008/memorias/m2/sm2008-m220-1108.pdf [consulta: 12 enero de 2022].
- Bakhshi S., Abbaspour H., y Saeidisar S. (2018). Study of phytochemical changes, enzymatic and antioxidant activity of two halophyte plants: *Salsola dendroides* Pall and *Limonium reniforme* (Girard) Lincz in different seasons. *Journal of Plant Environmental Physiology*, 46: 79-92. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/H-Abbaspour/publication/328800077_Study_of_phytochemical_changes_enzymatic_and_antioxidant_activity_of_two_halophyte_plants_Salsola_dendroides_Pall_and_Limonium_reniforme_Girard_Lincz_in_different_seasons/links/6536919 [consulta: 12 enero de 2022]
- Baskin, C. y Baskin, J. (2014). *Seeds: ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination*. Second edition. Elsevier, San Diego, CA. 1573 p.
- Baskin, C. C. y Baskin, J. M. (1998). *Seeds: ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination*. Elsevier. Disponible en: <https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=vXfNCgAAQBAJ&oi=fnd&pg=PP1&dq=Seeds:+ecology,+biogeography,+and+evolution+of+dormancy+and+germination&ots=-rhk-hGRve&sig=CbjKNJwKk6JbaHvowEPGGCEtMjo#v=onepage&q=Seeds%3A%20ecology%2C%20biogeography%2C%20and%20evolution%20of%20dormancy%20and%20germination&f=false> [consulta: 15 octubre 2021].

- Baskin, J. M. y Baskin, C. C. (2004). A classification system for seed dormancy. *Seed Science Research*, 14(1): 1-16. doi: 10.1079/SSR2003150
- Basurto, P. F. (2011). Los quelites de México: especies de uso actual. *Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad alimentaria*. L.M. Mera O., D. Castro L. y R.A. Bye B.(eds.). Instituto de Biología, UNAM. México, D.F. pp. 23-46.
- Basurto-Peña, F., Martínez-Alfaro, M. A., y Villalobos-Contreras, G. (1998). Los quelites de la Sierra Norte de Puebla, México: Inventario y formas de preparación. *Botanical Sciences*, (62): 49-62. doi: 10.17129/botsci.1550
- Bautista, I., Boscaiu, M., Lidón, A., Llinares, J. V., Lull, C., Donat, M. P., y Vicente, O. (2016). Environmentally induced changes in antioxidant phenolic compounds levels in wild plants. *Acta Physiologiae Plantarum*, 38: 1-15. doi: 10.1007/s11738-015-2025-2
- Beevers, H. Metabolic sinks. (1969). *Agronomy & Horticulture-Faculty Publications* 182. Disponible en: <https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1189&context=agronomyfacpub> [consulta: 15 septiembre 2021].
- Begum, A. A., Leibovitch, S., Migner, P., y Zhang, F. (2001). Specific flavonoids induced nod gene expression and pre-activated nod genes of *Rhizobium leguminosarum* increased pea (*Pisum sativum* L.) and lentil (*Lens culinaris* L.) nodulation in controlled growth chamber environments. *Journal of Experimental Botany*, 52(360): 1537-1543. doi: 10.1093/jexbot/52.360.1537
- Bento-Silva, A., Patto, M. C. V., do Rosário Bronze, M. (2018). Relevance, structure, and analysis of ferulic acid in maize cell walls. *Food Chemistry*, 246: 360-378. doi: 10.1016/j.foodchem.2017.11.012
- Bewley, J. D., y Black, M. (2012). *Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination: volume 2: viability, dormancy, and environmental control*. Springer Science & Business Media. Disponible en: https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=91nsCAAQBAJ&oi=fnd&pg=PA1&dq=Physiology+and+biochemistry+of+seeds+in+relation+to+germination&ots=sy3VshRCLs&sig=1nACcMkiGfliDeN_eqZklKwFxl#v=onepage&q=Physiology%20and%20biochemistry%20of%20seeds%20in%20Orelatio [consulta: 10 septiembre 2021].
- Binet, P. y Boucaud, J. (1968). Dormance, levée de dormance et aptitude à germer en milieu salé dans le genre *Suaeda* forsk. *Bulletin Société Française Physiologie Végétale*, 14: 125-132.
- Blois, M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181(4617): 1199-1200. doi: 10.1038/1811199a0
- Boerjan, W., Ralph, J., y Baucher, M., (2003). Lignin biosynthesis. *Annual Review of Plant Biology* 54(1): 519-546. doi: 10.1146/annurev.arplant.54.031902.134938
- Borgeat Meza, M., Luengo-Charath, X., Arancibia, M., y Madrid, E. (2018). Pautas Éticas del Consejo de Organizaciones Internacionales de las Ciencias Médicas: avances y temáticas no resueltas en la actualización 2016. *Medwave*, 18(2): e7208-e7208. doi: 10.5867/medwave.2018.02.7208
- Borges, G., Lean, M. E., Roberts, S. A., Crozier, A. (2013). Bioavailability of dietary (poly) phenols: a study with ileostomists to discriminate between absorption in small and large intestine. *Food & Function*, 4(5): 754-762. doi: 10.1039/C3FO60024F
- Boucaud, J., y Ungar, I. A. (1976). Hormonal control of germination under saline conditions of three halophytic taxa in the genus *Suaeda*. *Physiologia Plantarum*, 37(2): 143-148. doi: 10.1111/j.1399-3054.1976.tb03948.x
- Boucaud, J. y Ungar, I. A. (1973). The role of hormones in controlling the mechanically induced dormancy of *Suaeda* spp. *Physiologia Plantarum*, 29(1): 97-102. doi: 10.1111/j.1399-3054.1973.tb04816.x

- Bourgaud, F., Gravot, A., Milesi, S., y Gontier, E. (2001). Production of plant secondary metabolites: a historical perspective. *Plant Science*, 161(5): 839-851. doi: 10.1016/S0168-9452(01)00490-3
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., y Berset, C. L. W. T. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food Science and Technology*, 28(1): 25-30. doi: 10.1016/S0023-6438(95)80008-5
- Breckle, SW. (1990). Salinity tolerance of different halophyte types. En: El Bassam, N., Dambroth, M., Loughman, B.C. (eds). *Genetic aspects of plant mineral nutrition. Developments in Plant and Soil Sciences*, vol 42. Springer, Dordrecht. doi: 10.1007/978-94-009-2053-8_26
- Brown, J. J., y Glenn, E. P. (1999). Reuse of highly saline aquaculture effluent to irrigate a potential forage halophyte, *Suaeda esteroa*. *Aquacultural Engineering*, 20(2): 91-111. doi: 10.1016/S0144-8609(99)00009-6
- Brown, J. J., Glenn, E. P., Fitzsimmons, K. M., y Smith, S. E. (1999). Halophytes for the treatment of saline aquaculture effluent. *Aquaculture*, 175(3-4): 255-268. doi: 10.1016/S0044-8486(99)00084-8. doi: 10.1016/S0044-8486(99)00084-8
- Buanafina, M. M. D. O., y Morris, P. (2022). The impact of cell wall feruloylation on plant growth, responses to environmental stress, plant pathogens and cell wall degradability. *Agronomy*, 12(8): 1847. doi: 10.3390/agronomy12081847
- Buhmann, A. K., Waller, U., Wecker, B., y Papenbrock, J. (2015). Optimization of culturing conditions and selection of species for the use of halophytes as biofilter for nutrient-rich saline water. *Agricultural Water Management*, 149: 102-114. doi: 10.1016/j.agwat.2014.11.001
- Buitimea-Cantúa, N. E., Gutiérrez-Urbe, J. A., Serna-Saldívar, S. O. (2018). Phenolic-protein interactions: Effects on food properties and health benefits. *Journal of Medicine Food*, 21(2): 188-198. doi: 10.1089/jmf.2017.0057
- Bye, B. R. A. y Linares, M. E. (2000). Los quelites, plantas comestibles: una reflexión sobre intercambio cultural. *Biodiversitas*, 31: 11-14.
- Calflora. Information on wild California Plants. Disponible en: <https://www.calflora.org/> [consulta: 25 marzo 2021].
- Capilupo, F. y Ungar, I. A. (1969). An ecological life history study of *Suaeda depressa* (Pursh) Wats. *Advancing Frontiers Plant Science*, 23: 137-158. Disponible en: <https://ci.nii.ac.jp/naid/10016578686/> [consulta: 10 septiembre 2021].
- Castañeda-Loaiza, V., Oliveira, M., Santos, T., Schüler, L., Lima, A. R., Gama, F., y Barreira, L. (2020). Wild vs cultivated halophytes: Nutritional and functional differences. *Food Chemistry*, 333: 127536. doi: 10.1016/j.foodchem.2020.127536
- Castro, L. D., Basurto, P. F., y Bye, B. R. A. (2011). Los quelites una tradición milenaria. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México.
- Castro-Lara, D., Basurto-Peña, F., Mera-Ovando, L.M., y Bye-Boettler, R. A. (2011). Los quelites, tradición milenaria en México. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México. ISBN 9786071202024.
- Castro-Lara, D., Bye-Boettler, R., Basurto-Peña, F., Mera-Ovando, L.M., Rodríguez-Servín, J., Álvarez-Vega, J., Morales de León, J., Caballero-Roque, A. (2014). Revalorización, conservación y promoción de quelites: Una tarea conjunta. *Agroproductividad*, 7(1): 8-12. Disponible en: <https://revista-agroproductividad.org/index.php/agroproductividad/article/view/497/377> [consulta: 12 abril 2020].
- Castro Servín, J. M. (2013). Manual de procedimiento para la preparación de soluciones en los laboratorios de caracterización y calidad del agua y operación de plantas de tratamiento de aguas. Disponible en: <https://repositoriodigital.ipn.mx/> [consulta: 10 agosto 2021].

- Celep, E., İnan, Y., Akyüz, S., Yesilada, E. (2017). The bioaccessible phenolic profile and antioxidant potential of *Hypericum perforatum* L. after simulated human digestion. *Industrial Crops and Products*, 109: 717-723. doi: 10.1016/j.indcrop.2017.09.032
- Cesco, S., Mimmo, T., Tonon, G., Tomasi, N., Pinton, R., Terzano, R., y Nannipieri, P. (2012). Plant-borne flavonoids released into the rhizosphere: impact on soil bioactivities related to plant nutrition. A review. *Biology and Fertility of Soils*, 48: 123-149. doi: 10.1007/s00374-011-0653-2
- Chagas, M. D. S. S., Behrens, M. D., Moragas-Tellis, C. J., Penedo, G. X., Silva, A. R., y Gonçalves-de-Albuquerque, C. F. (2022). Flavonols and flavones as potential anti-inflammatory, antioxidant, and antibacterial compounds. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*. doi: 10.1155/2022/9966750
- Chaudhry, U. K., Öztürk, Z. N., y Gökçe, A. F. (2024). Assessment of salt and drought stress on the biochemical and molecular functioning of onion cultivars. *Molecular Biology Reports*, 51(1): 37. doi: 10.1007/s11033-023-08923-2
- Cheeseman, J. M. (2015). The evolution of halophytes, glycophytes and crops, and its implications for food security under saline conditions. *New Phytologist*, 206(2): 557-570. doi: 10.1111/nph.13217
- Chekroun-Bechlaghem, N., Belyagoubi-Benhammou, N., Belyagoubi, L., Gismondi, A., Nanni, V., Di Marco, G., y Atik Bekkara, F. (2019). Phytochemical analysis and antioxidant activity of *Tamarix africana*, *Arthrocnemum macrostachyum* and *Suaeda fruticosa*, three halophyte species from Algeria. *Plant Biosystems-An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology*, 153(6): 843-852. doi: 10.1080/11263504.2018.1555191
- Chiavaroli, A., Sinan, K. I., Zengin, G., Mahomoodally, M. F., Bibi Sadeer, N., Etienne, O. K., y Ferrante, C. (2020). Identification of chemical profiles and biological properties of *Rhizophora racemosa* G. Mey. extracts obtained by different methods and solvents. *Antioxidants*, 9(6): 533. doi: 10.3390/antiox9060533
- Cho, J. Y., Yang, X., Park, K. H., Park, H. J., Park, S. Y., Moon, J. H., y Ham, K. S. (2013). Isolation and identification of antioxidative compounds and their activities from *Suaeda japonica*. *Food Science and Biotechnology*, 22: 1547-1557. doi: 10.1007/s10068-013-0250-2
- Christodoulou, M. C., Orellana Palacios, J. C., Hesami, G., Jafarzadeh, S., Lorenzo, J. M., Domínguez, R., y Hadidi, M. (2022). Spectrophotometric methods for measurement of antioxidant activity in food and pharmaceuticals. *Antioxidants*, 11(11): 2213. doi: 10.3390/antiox11112213
- CIOMS (2016). International ethical guidelines for health-related research involving humans. Council for International Organizations of Medical Sciences, Geneva. Disponible en: https://cioms.ch/wp-content/uploads/2017/12/CIOMS-EthicalGuideline_SP_INTERIOR-FINAL.pdf [consulta: 5 abril 2022].
- Cirillo, G., Curcio, M., Vittorio, O., Iemma, F., Restuccia, D., Spizzirri, U. G., Picci, N. (2016). Polyphenol conjugates and human health: a perspective review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 56(2): 326-337. doi: 10.1080/10408398.2012.752342
- CONABIOa. Regiones terrestres prioritarias de México. El Vizcaíno-El Barril RTP-5. Gob.mx. Disponible en: http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/regionalizacion/doctos/rtp_005.pdf [consulta: 5 agosto 2020].
- CONABIOb. Regiones terrestres prioritarias de México. Gran Desierto de Altar-El Pinacate RTP-14. Gob.mx. Disponible en: http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/regionalizacion/doctos/rtp_014.pdf [consulta: 6 agosto 2020].
- CONAGUA. Normales Climatológicas por Estado. Disponible en: <https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/informacion-climatologica/normales->

- climatologicas-por-estado [consulta: 5 septiembre 2020].
- CONAPO (2023). Día mundial de la población. Las proyecciones de la población de México para los próximos 50 años: 2020-2070. Disponible en: <https://www.gob.mx/conapo/prensa/dia-mundial-de-la-poblacion-las-proyecciones-de-la-poblacion-de-mexico-para-los-proximos-50-anos-2020-2070?idiom=es#:~:text=En%20el%20marco%20del%20D%C3%ADa,del%20Consejo%20Nacional%20de%20Poblaci%C3%B3n.&text=El%20volumen> [consulta: 10 enero 2024].
- Creus, E. G. (2004). Compuestos fenólicos. *Offarm*, 23(6): 80-84. Disponible en: <https://www.elsevier.es/es-revista-offarm-4-articulo-compuestos-fenolicosun-analisis-sus-13063508> [consulta: 10 enero 2023].
- Darwin, C., y Wallace, A. R. (2009). Selección natural: tres fragmentos para la historia. Los libros de la Catarata, Madrid. Disponible en: https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=Mz7514ZrKmUC&oi=fnd&pg=PA41&dq=Selecci%C3%B3n+natural:+tres+fragmentos+para+la+historia&ots=-Qj05o9C3C&sig=TEVF2RdDj4UtPpcz3iQDFe1gd_l#v=onepage&q=Selecci%C3%B3n%20natural%3A%20tres%20fragmentos%20para%20la%20his [consulta: 5 marzo 2020].
- Deng, G. F., Shen, C., Xu, X. R., Kuang, R. D., Guo, Y. J., Zeng, L. S., y Li, H. B. (2012). Potential of fruit wastes as natural resources of bioactive compounds. *International Journal of Molecular Sciences*, 13(7): 8308-8323. doi: 10.3390/ijms13078308
- Deng, Y., Feng, Z., Yuan, F., Guo, J., Suo, S., y Wang, B. (2015). Identification and functional analysis of the autofluorescent substance in *Limonium bicolor* salt glands. *Plant Physiology and Biochemistry*, 97: 20-27. doi: 10.1016/j.plaphy.2015.09.007
- Denny, A., y Buttriss, J. (2007). Plant foods and health: focus on plant bioactives. *Synthesis Report*, 4:1-64. Disponible en: https://www.bezpecnostpotravin.cz/UserFiles/File/Kvasnickova2/EuroFIR_4.pdf [consulta: 10 enero 2023].
- de Jesús-Contreras, D., Ramírez-De la O, I. L. y Thomé-Ortiz, H. (2016). Cultivos nativos y valorización simbólica del suelo rural de la Ciudad de México. *Eutopía - Revista de Desarrollo Económico Territorial*, (10): 97. doi: <http://orcid.org/0000-0002-6714-3490>
- De Martonne, E. (1927). Regions of interior-basin drainage, *Geographical Review*, 17(3): 397. doi: 10.2307/208323
- de Oliveira, D. M., Finger-Teixeira, A., Rodrigues Mota, T., Salvador, V. H., Moreira-Vilar, F. C., Correa Molinari, H. B., y Dantas dos Santos, W. (2015). Ferulic acid: a key component in grass lignocellulose recalcitrance to hydrolysis. *Plant Biotechnology Journal*, 13(9): 1224-1232. doi: 10.1111/pbi.12292
- de Souza, M. M., da Silva, B., Badiale-Furlong, E., y Costa, C. S. (2021). Phenolic acid profile, quercetin content, and antioxidant activity of six Brazilian halophytes. En: *Handbook of halophytes: from molecules to ecosystems towards biosaline agriculture*. Grigore, M. N. Eds., Springer, Cham, 1395-1419. doi: 10.1007/978-3-030-57635-6_44
- Dias, M. C., Pinto, D. C., y Silva, A. M. (2021). Plant flavonoids: chemical characteristics and biological activity. *Molecules*, 26(17): 5377. doi: 10.3390/molecules26175377
- Domínguez-Avila, J. A., Wall-Medrano, A., Velderrain-Rodríguez, G. R., Chen, C. Y. O., Salazar-López, N. J., Robles-Sánchez, M., González-Aguilar, G. A. (2017). Gastrointestinal interactions, absorption, splanchnic metabolism, and pharmacokinetics of orally ingested phenolic compounds. *Food & Function*, 8(1): 15-38. doi: 10.1039/C6FO01475E
- Douglas, M. W., Maddox, R.A., Howard, K., y Reyes, S. (1993). The mexican monsoon. *Journal of Climate*, 6(8): 1665-1677. doi: 10.1175/1520-0442(1993)006<1665:TMM>2.0.CO;2

- Drawbridge, P. C., Apea-Bah, F., Hornung, P. S., Beta, T. (2021). Bioaccessibility of phenolic acids in Canadian hullless barley varieties. *Food Chemistry*, 358:129905. doi: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129905>
- Easycalculation.com. Disponible en: <https://www.easycalculation.com/unit-conversion/ppm-microsiemens-conversion.php> [consulta: 15 de marzo 2021].
- eHALOPH. Halophytes Database-University of Sussex. Disponible en: <https://www.sussex.ac.uk/affiliates/halophytes/> [consulta: 4 septiembre 2020].
- Ekka, P., Patra, S., Upreti, M., Kumar, G., Kumar, A., y Saikia, P. (2023). Land degradation and its impacts on biodiversity and ecosystem services. En: *Land and environmental management through forestry*. Wiley Online Library, pp. 77-101. doi: 10.1002/9781119910527.ch4
- Elsharabasy, F. S., Metwally, N. S., Mahmoud, A. H., Soliman, M. S., Youness, E. R., Farrag, A. H. (2019). Phytoconstituents and Hepatoprotective Effect of Suaeda Monoica Forssk and Suaeda Pruinosa Lange. *Biomedical & Pharmacology Journal*, 12(1): 117-129. doi: 10.13005/bpj/1620
- Erker, B. (2010). Seed dormancy mechanisms. Colorado Seed Laboratory, Department of Soil & Crop Sciences.
- Everette, J. D., Bryant, Q. M., Green, A. M., Abbey, Y. A., Wangila, G. W., y Walker, R. B. (2010). Thorough study of reactivity of various compound classes toward the Folin–Ciocalteu reagent. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(14): 8139-8144. doi: 10.1021/jf1005935
- Fedoroff, N. V., Battisti, D. S., Beachy, R. N., Cooper, P. J., Fischhoff, D. A., Hodges, C. N., y Zhu, J. K. (2010). Radically rethinking agriculture for the 21st century. *Science (New York, N.Y.)*, 327(5967): 833-834. doi: 10.1126/science.1186834
- Fernández Pinto, J. V. (2010). Barrido sistemático de la actividad antioxidante total y el contenido de compuestos fenólicos (flavonoides y fenoles totales) de alimentos vegetales del departamento de La Paz. Tesis Doctoral. Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
Disponible en: <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/17919/T-193.pdf?sequence=1&isAllowed=y> [consulta: 5 marzo 2022].
- Ferren Jr, W. R., y Whitmore, S. A. (1983). Suaeda esteroa (Chenopodiaceae), a new species from estuaries of Southern California and Baja California. *Journal California Botanical Society* Madroño, 30(3): 181-190. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/41424425> [consulta: 15 marzo 2020].
- Finch-Savage, W. E., y Leubner-Metzger, G. (2006). Seed dormancy and the control of germination. *New Phytologist*, 171(3): 501-523. doi: 10.1111/j.1469-8137.2006.01787.x
- Finkelstein, R., Reeves, W., Ariizumi, T., y Steber, C. (2008). Molecular aspects of seed dormancy. *Annual Review of Plant Biology*, 59: 387-415. doi: 10.1146/annurev.arplant.59.032607.092740
- Fitzpatrick, L. R., y Woldemariam, T. (2017). Small-molecule drugs for the treatment of inflammatory bowel disease. En: *Comprehensive medicinal chemistry III*. Elsevier. pp. 495-510. doi: 10.1016/B978-0-12-409547-2.12404-7
- Flores-Olvera, H., Czaja, A., Estrada-Rodríguez, J. L., y Méndez, U. R. (2016). Floristic diversity of halophytic plants of Mexico. En: *Sabkha Ecosystems*. Springer, Cham, pp. 299-327. doi: 10.1007/978-3-319-27093-7_17
- Flowers, S. (1934). Vegetation of the Great Salt Lake region. *Botanical Gazette*, 95(3): 353-418. Disponible en: <https://www.journals.uchicago.edu/doi/abs/10.1086/334398?journalCode=botanicalgazette> [consulta: 5 marzo 2020].
- Flowers, T. J., y Colmer, T. D. (2008). Salinity tolerance in halophytes. *New phytologist*, 179 (4): 945-963. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/25150520> [consulta: 5 febrero 2020].

- Flowers, T. J., Galal, H. K., y Bromham, L. (2010). Evolution of halophytes: multiple origins of salt tolerance in land plants. *Functional Plant Biology*, 37(7): 604-612. doi: 10.1071/FP09269
- Flowers, T. J., Hajibagheri, M. A., y Clipson, N. J. W. (1986). Halophytes. *The Quarterly Review of Biology*, 61(3): 313-337. Disponible en: <https://www.journals.uchicago.edu/doi/epdf/10.1086/415032> [consulta: 5 febrero 2020].
- Flowers, T. J., Troke, P. F., y Yeo, A. R. (1977). The mechanism of salt tolerance in halophytes. *Annual Review of Plant Physiology*, 28(1): 89-121. doi: 10.1146/annurev.pp.28.060177.000513
- Frutos, M. J., Rincón-Frutos L. y Valero-Cases E., (2019). Chapter 2.14 - Rutin. En: *Nonvitamin and nonmineral nutritional supplements*. Academic Press, pp. 111-117. doi: 10.1016/B978-0-12-812491-8.00015-1
- Gaag, J. J., Paulissen, M. P. C. P., y Slim, P. A. (2010). Halophyte filters as saline treatment wetlands; Applicators and constraints. (No. 2115). Alterra, Wageningen, 54 p. Disponible en: <https://library.wur.nl/WebQuery/wurpubs/reports/401115> [consulta: 25 marzo 2020].
- Gao, J., Yu, H., Guo, W., Kong, Y., Gu, L., Li, Q., Wang, Y. (2018). The anticancer effects of ferulic acid is associated with induction of cell cycle arrest and autophagy in cervical cancer cells. *Cancer Cell International*, 18: 1-9. doi: 10.1186/s12935-018-0595-y
- Gao, Y., Ma, S., Wang, M., y Feng, X. Y. (2017). Characterization of free, conjugated, and bound phenolic acids in seven commonly consumed vegetables. *Molecules*, 22(11): 1878. doi: <https://doi.org/10.3390/molecules22111878>
- García, E. (1988). *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen*. Instituto de Geografía, UNAM, México, D.F.
- García, E. (2004). *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen*. Instituto de Geografía, UNAM, México, D.F.
- Gaxiola-Morales, M. G. y Brito-Castillo, L. (2019). Análisis de los factores de radiación-evapotranspiración en el Desierto Sonorense. *Biotecnia*, 21(2): 137-144. doi: 10.18633/biotecnia.v21i2.939
- Geneve, R. L. (1998). Seed dormancy in commercial vegetable and flower species. *Seed Technology*, 20(2): 236-250. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/23433025> [consulta: 16 octubre 2021].
- Ghasemzadeh, A., y Ghasemzadeh, N. (2011). Flavonoids and phenolic acids: Role and biochemical activity in plants and human. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(31): 6697-6703. doi: 10.5897/JMPR11.1404
- Giuberti, G., Rocchetti, G. y Lucini, L. (2020). Interactions between phenolic compounds, amylolytic enzymes and starch: An updated overview. *Current Opinion in Food Science*, 31: 102-113. doi: 10.1016/j.cofs.2020.04.003
- Giuffrè A. M. (2019). Bergamot (*Citrus bergamia*, Risso): The effects of cultivar and harvest date on functional properties of juice and cloudy juice. *Antioxidants* 8(7): 221. doi: 10.3390/antiox8070221
- Glenn, E. P., Anday, T., Chaturvedi, R., Martinez-Garcia, R., Pearlstein, S., Soliz, D., y Felger, R. S. (2013). Three halophytes for saline-water agriculture: An oilseed, a forage, and a grain crop. *Environmental and Experimental Botany*, 92: 110-121. doi: 10.1016/j.envexpbot.2012.05.002
- Gong, X., Hui, X., Wu, G., Morton, J. D., Brennan, M. A., Brennan, C. S. (2022). In vitro digestion characteristics of cereal protein concentrates as assessed using a pepsin-pancreatin digestion model. *Food Research International*, 152: 110715. doi: 10.1016/j.foodres.2021.110715
- González-Abraham, C. E., Garcillán., y P.P., Ezcurra, E. (2010). Ecorregiones de la península de Baja California: una síntesis. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 87: 69-82. doi:

10.17129/botsci.302

- González, R. L. (2016). Digestión de alimentos: Tendencias en los modelos de digestión in vitro. *Revista Doctorado UMH*, 2(2): 1-10. Disponible en: <https://revistas.innovacionumh.es/index.php/doctorado/article/view/625/976> [consulta: 15 abril 2022].
- González-Zertuche, L. y Orozco-Segovia, A. (1996). Métodos de análisis de datos en la germinación de semillas, un ejemplo: *Manfreda brachystachya*. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 58: 15-30. doi: 10.17129/botsci.1484.
- Google Earth. Google.com. Adaptación propia. Disponible en: <https://www.google.com/intl/es-419/earth/> [consulta: 18 agosto 2020].
- Granados-Sánchez, D., Hernández-García, M. Á., Vázquez-Alarcón, A., y Ruíz-Puga, P. (2013). Los procesos de desertificación y las regiones áridas. *Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 19(1): 45-66. Disponible en: <https://www.scielo.org.mx/pdf/rcscfa/v19n1/v19n1a5.pdf> [consulta: 25 enero 2020].
- GraphPad Prism Versión 10.2.1. Disponible en: <https://www.graphpad.com/updates> [consulta: 25 enero 2024].
- Greenway, H., y Munns, R. (1980). Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes. *Annual Review of Plant Physiology*, 31(1): 149-190. doi: 10.1146/annurev.pp.31.060180.001053
- Griggs, R. F. (1934). The problem of arctic vegetation. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, 24(4): 153-175. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/24522338> [consulta: 25 enero 2020]
- Grigore, M. N. (2021). Definition and classification of halophytes as an ecological group of plants. En: *Handbook of halophytes: from molecules to ecosystems towards biosaline agriculture*. Springer, Cham, pp. 3-50. doi: 10.1007/978-3-030-57635-6_1
- Hajimehdipoor, H., Shahrestani, R. y Shekarchi, M. (2014). Investigating the synergistic antioxidant effects of some flavonoid and phenolic compounds. *Research Journal of Pharmacognosy*, 1(3): 35-40. Disponible en: https://www.rjpharmacognosy.ir/article_5776_609.html [consulta: 22 mayo 2023].
- Hajlaoui, H., Arraouadi, S., Mighri, H., Ghannay, S., Aouadi, K., Adnan, M., y Kadri, A. (2022). HPLC-MS profiling, antioxidant, antimicrobial, antidiabetic, and cytotoxicity activities of *Arthrocnemum indicum* (Willd.) Moq. extracts. *Plants*, 11(2): 232. doi: 10.3390/plants11020232
- Hameed, A.; Ahmed, M.Z.; Gulzar, S.; Gul, B.; Alam, J.; Hegazy, A.K.; Alatar, A.R.A.; y Khan, M.A. (2013). Seed germination and recovery responses of *Suaeda heterophylla* to abiotic stresses. *Pakistan Journal of Botany*, 45(5): 1649-1656. Disponible en: <http://142.54.178.187:9060/xmlui/handle/123456789/15811> [consulta: 27 diciembre 2021].
- Hasanuzzaman, M., Nahar, K., Alam, M. M., Bhowmik, P. C., Hossain, M. A., Rahman, M. M., y Fujita, M. (2014). Potential use of halophytes to remediate saline soils. *BioMed Research International*. doi: 10.1155/2014/589341
- Hawkins, B. A., Field, R., Cornell, H.V., Currie, D.J., Guégan, J.F., Kaufman, D.M., y Turner, J.R. (2003) Energy, water, and broad-scale geographic patterns of species richness. *Ecology*, 84(12): 3105-3117. doi: 10.1890/03-8006
- Heller, W., y Forkmann, G. (2017). Biosynthesis of flavonoids. En: *The flavonoids advances in research since 1986*. Routledge, 499-535. Disponible en: <https://www.taylorfrancis.com/chapters/edit/10.1201/9780203736692-11/biosynthesis-flavonoids-werner-heller-gert-forkmann> [consulta: 12 marzo de 2023].
- Heredia Gutiérrez, A. B., Asensio Grau, A., Calvo Lerma, J., y Andrés Grau, A. M. (2021). Simulación

- in vitro de la digestión gastrointestinal de alimentos. Universitat Politècnica de Valencia. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10251/158446> [consulta: 12 marzo 2022].
- Hodaei, M., Rahimmalek, M., Arzani, A., y Talebi, M. (2018). The effect of water stress on phytochemical accumulation, bioactive compounds and expression of key genes involved in flavonoid biosynthesis in *Chrysanthemum morifolium* L. *Industrial Crops and Products*, 120: 295-304. doi: 10.1016/j.indcrop.2018.04.073
- Hossain, A., Krupnik, TJ, Timsina, J., Mahboob, MG, Chaki, AK, Farooq, M., y Hasanuzzaman, M. (2020). Degradación de las tierras agrícolas: procesos y problemas que socavan la seguridad alimentaria futura. En: Medio ambiente, clima, crecimiento de plantas y vegetación. Springer, Cham, pp. 17-61. doi: 10.1007/978-3-030-49732-3_2
- Ikhsanov, Y. S., Litvinenko, Y. A., Seitimova, G. A., y Burasheva, G. S. (2019). Comparative analysis of certain micronutrients of plants of the *Suaeda* genus. *Series Chemistry and Technology*, 6(438): 30-35. doi: 10.32014/2019.2518-1491.70
- Infobae. Productores alistan 2 mil toneladas de romeritos para la cena navideña de las familias mexicanas. Disponible en: <https://www.infobae.com/mexico/2023/11/28/productores-alistan-2-mil-toneladas-de-romeritos-para-la-cena-navidena-de-las-familias-mexicanas/#:~:text=%C2%BFCu%C3%A1l%20es%20el%20precio%20de,hasta%2080%20pesos%20por%20kilo>. [consulta: 01 enero 2024].
- INTAGRI, (2018). La salinidad de los suelos, un problema que amenaza su fertilidad. Disponible en: <https://www.intagri.com/articulos/suelos/salinidad-de-suelos-problema-de-fertilidad> [consulta: 25 enero 2020].
- ISTA (2016). Normas internacionales para el análisis de las semillas. Disponible en: http://sgci.dyndns.org/view/ArchivosDambo/ISTA_Rules_2016_Spanish.pdf [consulta: 15 agosto 2021].
- Jakobek, L. (2015). Interactions of polyphenols with carbohydrates, lipids, and proteins. *Food Chemistry*, 175: 556-567. doi: 10.1016/j.foodchem.2014.12.013
- Jáuregui, E. (2000). El clima de la ciudad de México. Plaza y Valdés. Disponible en: https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=smASCDDI1_UC&oi=fnd&pg=PA9&dq=El+clima+de+la+ciudad+de+M%C3%A9xico+&ots=f9OmLMWebb&sig=bt3tA8kVgulE33wBb1GNpCWGgN4#v=onepage&q=El%20clima%20de%20la%20ciudad%20de%20M%C3%A9xico&f=false [consulta: 12 abril 2020].
- Jdey, A., Falleh, H., Jannet, S. B., Hammi, K. M., Dauvergne, X., Ksouri, R., y Magné, C. (2017). Phytochemical investigation and antioxidant, antibacterial and anti-tyrosinase performances of six medicinal halophytes. *South African Journal of Botany*, 112: 508-514. doi: 10.1016/j.sajb.2017.05.016
- Jurado, E., y Flores, J. (2005). Is seed dormancy under environmental control or bound to plant traits?. *Journal of Vegetation Science*, 16(5): 559-564. doi: 10.1111/j.1654-1103.2005.tb02396.x
- Kadmon, R. y Danin, A. (1999). Distribution of plant species in Israel in relation to spatial variation in rainfall. *Journal of Vegetation Science*, 10(3): 421-432. doi: 10.2307/3237071
- Keiffer, C. H., y Ungar, I. A. (1997). The effect of extended exposure to hypersaline conditions on the germination of five inland halophyte species. *American Journal of Botany*, 84(1): 104-111. doi: 10.2307/2445887
- Khan, A. A. (1971). Cytokinins: permissive role in seed germination: With other plant hormones, cytokinins regulate germination and dormancy by a novel mechanism, *Science (New York, N.Y.)*, 171(3974): 853-859. doi: 10.1126/science.171.3974.853
- Khan, M. A. (2002). Halophyte seed germination: success and pitfalls. En: *International symposium*

- on optimum resource utilization in salt affected ecosystems in arid and semi arid regions, 346-358 Reno: Desert Research Centre. Disponible en: https://www.halophyte.org/pdfs/drkhan_pdfs/105.pdf [consulta: 10 agosto 2020].
- Khan, M. A., Gul, B. y Weber, D. J. (2001). Germination of dimorphic seeds of *Suaeda moquinii* under high salinity stress. *Australian Journal of Botany*, 49(2): 185-192. doi: 10.1071/BT00020
- Khan, M. A., Ungar, I. A., y Showalter, A. M. (2000). The effect of salinity on the growth, water status, and ion content of a leaf succulent perennial halophyte, *Suaeda fruticosa* (L.) Forssk. *Journal of Arid Environments*, 45(1): 73-84. doi: 10.1006/jare.1999.0617
- Kolmogorov-Smirnov Test of Normality (Social Science Statistics). Prueba de normalidad. Disponible en: <https://www.socscistatistics.com/tests/kolmogorov/default.aspx> [consultas: 10 septiembre 2021; 20 abril 2022].
- Kosma, D. K., Murmu, J., Razeq, F. M., Santos, P., Bourgault, R., Molinal., y Rowland, O. (2014). At MYB 41 activates ectopic suberin synthesis and assembly in multiple plant species and cell types. *The Plant Journal*, 80(2): 216-229. doi: 10.1111/tpj.12624
- Krasilnikov, P., Gutierrez-Castorena, D. C. y Ahrens, R. J. (2013). *The soils of Mexico*. Springer New York, NY. Disponible en: <https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=scNAAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PR3&dq=The+soils+of+Mexico&ots=sBsV1zVkkI&sig=ZjP90c21ixlzAaLt0c4DjfsKk#v=onepage&q=The%20soils%20of%20Mexico&f=false> [consulta: 15 abril 2020].
- Krauss, K.W. y Ball, M.C. (2013). On the halophytic nature of mangroves. *Trees*, 27: 7-11. doi: 10.1007/s00468-012-0767-7
- Krishnamurthy, P., Mohanty, B., Wijaya, E., Lee, D. Y., Lim, T. M., Lin, Q., y Kumar, P. P. (2017). Transcriptomics analysis of salt stress tolerance in the roots of the mangrove *Avicennia officinalis*. *Scientific Reports*, 7(1): 10031. doi: 10.1038/s41598-017-10730-2
- Kühn, U., Bittrich, V., Carolin, R., Freitag, H., Hedge, I. C., Uotila, P., y Wilson, P. G. (1993). *Chenopodiaceae*. En: *Flowering plants dicotyledons. The families and genera of vascular plants*. Springer, Berlin, Heidelberg, 2: pp. 253-281. doi: 10.1007/978-3-662-02899-5_26
- Kumar, K., Debnath, P., Singh, S., y Kumar, N. (2023). An overview of plant phenolics and their involvement in abiotic stress tolerance. *Stresses*, 3(3): 570-585. doi: 10.3390/stresses3030040
- Kutchan TM Gershenzon J Moller BL, et al. (2015) *Natural products*. En: *Biochemistry and molecular biology of plants*, Buchanan BB, Grisse W, Jones RL. Eds., Wiley, New York, 1132-1205.
- Lailhacar, S., Rivera, H., Silva, H., y Caldenty, J. (1995). Rendimiento de leña y recuperación al corte en diferentes especies y procedencias arbustivas del género *Atriplex*. *Revista de Ciencias Forestales*, 10(1-2): 85-97. Disponible en: https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/72878707/RENDIMIENTO_DE_LEA_Y_RECUPERACION_AL_CORT20211016-25481-l21uxh.pdf?1634422222=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DRENDIMIENTO_DE_LENA_Y_RECUPERACION_AL_CO.pdf&Expires=1715543501&Signature=BezU9C [consulta: 25 agosto 2020].
- Lal, R. (2020). Soil quality and sustainability. En: *Methods for assessment of soil degradation*. CRC Press, pp. 17-30. Disponible en: <https://www.taylorfrancis.com/chapters/edit/10.1201/9781003068716-2/soil-quality-sustainability-lal> [consulta: 26 abril 2020].
- Lee, K. M., Kalyani, D., Tiwari, M. K., Kim, T. S., Dhiman, S. S., Lee, J. K., y Kim, I. W. (2012). Enhanced enzymatic hydrolysis of rice straw by removal of phenolic compounds using a novel laccase from yeast *Yarrowia lipolytica*. *Bioresource Technology*, 123: 636-645. doi: 10.1016/j.biortech.2012.07.066

- León de la Luz, J. L., Rebman, J. P., Van Devender, T. R., Sánchez-Escalante, J. J., Delgadillo-Rodríguez, J., Medel-Narváez, A. (2018). El conocimiento florístico actual del Noroeste de México: desarrollo, recuento y análisis del endemismo. *Botanical Sciences*, 96(3): 555-568. doi: 10.17129/botsci.1885
- Leon, R. G., Bassham, D. C. y Owen, M. D. K. (2006). Germination and proteome analyses reveal intraspecific variation in seed dormancy regulation in common waterhemp (*Amaranthus tuberculatus*). *Weed Science*, 54(02): 305-315. doi: 10.1614/WS-05-115R1.1
- Leopold, L. B., Clarke, F. E., Hanshaw, B. B. y Balsley, J. E. (1971). A procedure for evaluating environmental impact. U.S. Geological Survey Circular 645, Washington, D.C.
- Leos-Rivas, C., Rivas-Morales, C., y García-Hernández, D. (2016). Actividad antioxidante y toxicidad. En: *Investigación en plantas de importancia médica*. OmniaScience, Barcelona, España, pp. 41-76. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8595967> [consulta: 5 marzo 2022].
- Levene's Homocedasticity Test of Similarity of Variances (Statistics Kingdom). Prueba de homocedasticidad (similitud de varianzas) Disponible en: https://www.statskingdom.com/230var_levenes.html [consultas: 10 septiembre 2021; 20 abril de 2022].
- Liang, L., Liu, W., Sun, Y., Huo, X., Li, S., y Zhou, Q. (2017). Phytoremediation of heavy metal contaminated saline soils using halophytes: current progress and future perspectives. *Environmental Reviews*, 25(3): 269-281. doi: 10.1139/er-2016-0063
- Li, Z. H., Wang, Q., Ruan, X., Pan, C. D., y Jiang, D. A. (2010). Phenolics and plant allelopathy. *Molecules*, 15(12): 8933-8952. doi: 10.3390/molecules15128933
- Linares E. y Aguirre, J. (1992). Los quelites, un tesoro culinario, México: Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología, México, 143 p.
- Linares E. y Bye, R. (2012). Naturaleza e identidad nacional. En: *Elogio de la cocina mexicana, patrimonio cultural de la humanidad*. México: Conservatorio de la Cultura Gastronómica Mexicana S.C. y Artes de México, 57-67.
- Lindig-Cisneros, R. y Zedler, J. B. (2002). Halophyte recruitment in a salt marsh restoration site. *Estuaries*, 25(6): 1174-1183. doi: 10.1007/BF02692214
- Linkies, A., y Leubner-Metzger, G. (2012). Beyond gibberellins and abscisic acid: how ethylene and jasmonates control seed germination. *Plant Cell Reports*, 31: 253-270. doi: 10.1007/s00299-011-1180-1
- Liu, W., Feng, Y., Yu, S., Fan, Z., Li, X., Li, J., y Yin, H. (2021). The flavonoid biosynthesis network in plants. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(23): 12824. doi: 10.3390/ijms222312824
- Luna-Guido, M. L., Beltrán-Hernández, R. I., Solís-Ceballos, N. A., Hernández-Chávez, N., Mercado-García, F., Catt, J. A., Olalde-Portugal., y V., Dendooven, L. (2000). Chemical and biological characteristics of alkaline saline soils from the former Lake Texcoco as affected by artificial drainage, Biology, and Fertility of Soils, 32(2): 102-108. doi: 10.1007/s003740000223
- Lutts, S., y Lefèvre, I. (2015). How can we take advantage of halophyte properties to cope with heavy metal toxicity in salt-affected areas? *Annals of Botany*, 115(3): 509-528. doi: 10.1093/aob/mcu26
- Manach, C., Williamson, G., Morand, C., Scalbert, A., y Rémésy, C. (2005). Bioavailability and bioefficacy of polyphenols in humans. I. Review of 97 bioavailability studies. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 81(1): 230S-242S. doi: <https://doi.org/10.1093/ajcn/81.1.230S>
- Mandal, S. M., Chakraborty, D., y Dey, S. (2010). Phenolic acids act as signaling molecules in plant-microbe symbioses. *Plant Signaling & Behavior*, 5(4): 359-368. doi: 10.4161/psb.5.4.10871
- Marchiosi, R., dos Santos, W. D., Constantin, R. P., de Lima, R. B., Soares, A. R., Finger-Teixeira, A., y Ferrarese-Filho, O. (2020). Biosynthesis and metabolic actions of simple phenolic acids in plants.

- Phytochemistry Reviews, 19: 865-906. doi: 10.1007/s11101-020-09689-2
- Markham, K. R. y Mabry, T. J. (1968). A procedure for the ultraviolet spectral detection of ortho-dihydroxyl groups in flavonoids, *Phytochemistry*, 7(7): 1197-1200. doi: 10.1016/S0031-9422(00)88270-9
- Martínez, A. M., (2005). Flavonoides. Facultad de Química Farmacéutica, Universidad de Antioquia. Medellín, Septiembre. Disponible en: https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/40384839/Flavonoides-libre.pdf?1448501892=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DFlavonoides.pdf&Expires=1718860372&Signature=eXxGfnelzu8fforz5cilLNI4IECpiaVLt~zWne-sGCCPksrNCBYCMiuCP4TKoUN4nlf8I5zbbfSaP9VqE8PUjwWAOYA4O4eVIOchqfjnIPJRZMmFeLoSXSMz1Fy5lfsuee1zN0ialbi~Mgh25S2Z3ILDuS6QnT4~6~emDzleDs6e5nYXzEpHUkx1qE-9~fuEi-jr4n7jC6c-HYTVIfQHENEgyWnKH4ckYdePgK~N08PXNjJRaKRxyzUotw1TpmPFyPJ1z1-IWg7pcH~N7GE7bDoSBlu3zDZ-hPGMRTGy19gkZDmVqF~TAcTz-Brl47pTulaDKM3X9TvvRtIZZ6rJ6A__&Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA [consulta: 15 abril 2022].
- Masters, D. G., Benes, S. E., y Norman, H. C. (2007). Biosaline agriculture for forage and livestock production. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 119(3-4): 234-248. doi: 10.1016/j.agee.2006.08.003
- Mata-González, R., Abdallah, M. A., Trejo-Calzada, R., y Wan, C. (2017). Growth and leaf chemistry of *Atriplex* species from Northern Mexico as affected by salt stress. *Arid Land Research and Management*, 31(1): 57-70. doi: 10.1080/15324982.2016.1199065
- Mazari, E. L., y Boettler, R. B. (2015). Especies vegetales de uso tradicional subvaloradas y subutilizadas de las milpas de México. *Revista Digital Universitaria*, 16(5). Disponible en: <https://www.revista.unam.mx/ojs/index.php/rdu/article/view/545> [consulta: 15 marzo 2020].
- Mazuela Águila, P. C. (2013). Agricultura en zonas áridas y semiáridas. *Idesia (Arica)*, 31(2): 3-4. doi: 10.4067/S0718-34292013000200001
- McQuilken, S. (2024). The mouth, stomach, and intestines. *Anaesthesia & Intensive Care Medicine*, 25(4): 286-292. doi: 10.1016/j.mpaic.2024.01.006
- Medrano, F. G. (2012). Las zonas áridas y semiáridas de México y su vegetación. Instituto Nacional de Ecología. Disponible en: [https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=2g8g-4DnQ9wC&oi=fnd&pg=PA9&dq=Medrano,+F.+G.+\(2012\).+Las+zonas+%C3%A1ridas+y+semi%C3%A1ridas+de+M%C3%A9xico+y+su+vegetaci%C3%B3n.+Instituto+Nacional+de+Ecolog%C3%ADa.&ots=0gkewSCfKk&sig=pAumunuFbDG7vCPVf7kjgtK_Mkk#v=onepage&q&f=false](https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=2g8g-4DnQ9wC&oi=fnd&pg=PA9&dq=Medrano,+F.+G.+(2012).+Las+zonas+%C3%A1ridas+y+semi%C3%A1ridas+de+M%C3%A9xico+y+su+vegetaci%C3%B3n.+Instituto+Nacional+de+Ecolog%C3%ADa.&ots=0gkewSCfKk&sig=pAumunuFbDG7vCPVf7kjgtK_Mkk#v=onepage&q&f=false) [consulta: 20 marzo 2021].
- Mendez, M. O., y Maier, R. M. (2008). Phytostabilization of mine tailings in arid and semiarid environments—an emerging remediation technology. *Environmental Health Perspectives*, 116(3): 278-283. doi: 10.1289/ehp.10608
- Menzel, U. y Lieth, Helmut. (2003). Halophyte database Vers. 2.0 in alphabetical order including some updates. En: *Cash crop halophytes: recent studies*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 221-250. doi: 10.1007/978-94-017-0211-9
- Mera Ovando, L. M. (2011). Documento de Diagnostico de *Portulaca Oleracea* L. Disponible en: <https://www.sidalc.net/search/Record/KOHA-OAI-ECOSUR:53378/Description> [consulta: 12 febrero 2020].
- Mera Ovando, L. M., Castro Lara, D., y Bye Boettler, R. (2011). Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad alimentaria. Disponible en:

- <https://www.sidalc.net/search/Record/KOHA-OAI-TEST:232930/Description> [consulta: 12 febrero 2020].
- Mercado-Mancera, G., Troyo-Diéguez, E., Aguirre-Gómez, A., Murillo-Amador, B., Beltrán-Morales, L. F., y García-Hernández, J. L. (2010). Calibración y aplicación del índice de aridez de De Martonne para el análisis del déficit hídrico como estimador de la aridez y desertificación en zona áridas. *Universidad y Ciencia*, 26(1): 51-64. Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0186-29792010000100004&script=sci_arttext [consulta: 12 abril 2020].
- Miafo, A. P. T., Koubala, B. B., Kansci, G., Muralikrishna, G. (2020). Antioxidant properties of free and bound phenolic acids from bran, spent grain, and sorghum seeds. *Cereal Chemistry*, 97(6): 1236-1243. doi: 10.1002/cche.10348
- Miller, N. J., Rice-Evans, C., Davies, M. J., Gopinathan, V., y Milner, A. (1993). A novel method for measuring antioxidant capacity and its application to monitoring the antioxidant status in premature neonates. *Clinical Science (London)*, 84(4): 407-412. doi: 10.1042/cs0840407
- Morales-Acuña, E., Torres, C.R., Delgadillo-Hinojosa, F., Linero-Cueto, J.R., Santamaría-del-Ángel, E., y Castro, R. (2019). The Baja California Peninsula, a significant source of dust in northwest Mexico. *Atmosphere*, 10(10): 582. doi: 10.3390/atmos10100582
- Morales L, J., de Bourges, H., y Vázquez, M. (2013). La composición nutrimental de los quelites. *Cuadernos de Nutrición*, 36(1): 26-30.
- Mousavi, S. R., Rezaei, M., y Mousavi, A. (2011). A general overview on seed dormancy and methods of breaking it. *Advances in Environmental Biology*, 5(10): 3333-3337. Disponible en: <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20113400219> [consulta: 15 octubre 2021].
- Muhsin, T. M. y Booth, T. (1987). Fungi associated with halophytes of an inland salt marsh, Manitoba, Canada. *Canadian Journal of Botany*, 65(6): 1137-1151. doi: 10.1139/b87-159
- Munns, R. y Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59(1): 651-681. doi: 10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911
- Muñoz-Bernal, Ó. A., Torres-Aguirre, G. A., Núñez-Gastélum, J. A., Rosa, L. A., Rodrigo-García, J., Ayala-Zavala, J. F., Álvarez-Parrilla, E. (2017). New approach to the interaction between Folin-Ciocalteu reactive and sugars during the quantification of total phenols. *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 20(2): 23-28. doi: 10.1016/j.recqb.2017.04.003
- Nawar, W. W. (1969). Thermal degradation of lipids. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 17(1): 18-21. doi: 10.1021/jf60161a012
- Ng, J. L. P., Hassan, S., Truong, T. T., Hocart, C. H., Laffont, C., Frugier, F., y Mathesius, U. (2015). Flavonoids and auxin transport inhibitors rescue symbiotic nodulation in the *Medicago truncatula* cytokinin perception mutant cre1. *The Plant Cell*, 27(8): 2210-2226. doi: 10.1105/tpc.15.00231
- Nikalje, G. C., Srivastava, A. K., Pandey, G. K., y Suprasanna, P. (2018). Halophytes in biosaline agriculture: Mechanism, utilization, and value addition. *Land Degradation & Development*, 29(4): 1081-1095. doi: 10.1002/ldr.2819
- Nikoaleva, M.G. Factors controlling the seed dormancy pattern (1977). En: *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*. North-Holland, Amsterdam, The Netherlands; New York, NY, USA, pp. 51-74. Disponible en: <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201302404007> [consulta: 15 octubre 2021].
- Nikolaeva, M.G. (1969). *Physiology of deep dormancy in seeds*. Izdatel'stvo "Nauka," Leningrad. Translated from Russian by Z. Shapiro, National Science Foundation, Washington, D.C. Disponible en: <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201300461276> [consulta: 15 octubre 2021].

- Noguez-Hernández, R., Carballo-Carballo, A. y Flores-Olvera, H. (2013). *Suaeda edulis* (Chenopodiaceae), una nueva especie de lagos salinos del centro de México. *Botanical Sciences*, 91(1): 19-25. doi: 10.17129/botsci.400
- Núñez Cuerda, E. (2020). Respuestas a la salinidad en varias especies halófitas adaptadas a diferentes hábitats. Grado en Biología, Universidad de Jaén. Repository of Academic Reports, University of Jaén. 2020. Disponible en: [Tauja.ujaen.es/handle/10953.1/12300](https://tauja.ujaen.es/handle/10953.1/12300) [consulta: 9 septiembre 2021].
- Obeidy, A.A. (2008). Introducing new crops with high water-use efficiency in the Middle East and North Africa. En: *The future of drylands*. Springer: Dordrecht. doi: 10.1007/978-1-4020-6970-3_56
- O'Geen, A. (2018). Consejos sobre la sequía: Recuperar los suelos salinos, sódicos y salino-sódicos. Universidad de California Agricultura y Recursos Naturales. ANR Publicación 8629. doi: 10.3733/ucanr.8629
- Orchard, T. J. (1977). Estimating the parameters of plant seedling emergence. *Seed Science and Technology*, 5:61-69. Disponible en: <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201302496360> [consulta: 10 septiembre 2021].
- OSPI. Washington Office of Superintendent of Public Instruction. Disponible en: <https://ospi.k12.wa.us/sites/default/files/2023-10/p3lesson2tradcoastsalishfoods-sv.pdf> [consulta: 04 enero 2024].
- Otroshy, M., Zamani, A., Khodambashi, M., Ebrahimi, M., y Struik, P. C. (2009). Effect of exogenous hormones and chilling on dormancy breaking of seeds of asafoetida (*Ferula assafoetida* L.). *Research Journal of Seed Science*, 2(1): 9-15. doi: 10.3923/rjss.2009.9.15
- Ozcan, T., Akpinar-Bayazit, A., Yilmaz-Ersan, L., y Delikanli, B. (2014). Phenolics in human health. *International Journal of Chemical Engineering and Applications*, 5(5): 393-396. doi: 10.7763/IJCEA.2014.V5.416
- Padayachee, A., Netzel, G., Netzel, M., Day, L., Zabarar, D., Mikkelsen, D., y Gidley, M. J. (2012). Binding of polyphenols to plant cell wall analogues—Part 2: Phenolic acids. *Food Chemistry* 135(4): 2287-2292. doi: 10.1016/j.foodchem.2012.07.004
- Palafox-Carlos, H., Ayala-Zavala, J. F., y González-Aguilar, G. A. (2011). The role of dietary fiber in the bioaccessibility and bioavailability of fruit and vegetable antioxidants. *Journal of Food Science*, 76(1): R6-R15. doi: 10.1111/j.1750-3841.2010.01957.x
- Orchard, T. J. (1977). Estimating the parameters of plant seedling emergence. *Seed Science and Technology*, 5(1): 61-69. Disponible en: <https://repositorio.uam.es/handle/10486/700201> [consulta: 06 junio 2022].
- Pandey, K. B. y Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2(5): 270-278. doi: 10.4161/oxim.2.5.9498
- Panta, S., Flowers, T., Lane, P., Doyle, R., Haros, G., y Shabala, S. (2014). Halophyte agriculture: Success stories. *Environmental and Experimental Botany*, 107: 71-83. doi: 10.1016/j.envexpbot.2014.05.006
- Panth, N., Park, S. H., Kim, H. J., Kim, D. H., y Oak, M. H. (2016). Protective effect of *Salicornia europaea* extracts on high salt intake-induced vascular dysfunction and hypertension. *International Journal of Molecular Sciences*, 17(7): 1176. doi: 10.3390/ijms17071176
- Parada, J. y Aguilera, J. M. (2007). Food microstructure affects the bioavailability of several nutrients. *Journal of Food Science*, 72(2): R21-R32. doi: 10.1111/j.1750-3841.2007.00274.x
- Parr, A. J. y Bolwell, G. P. (2000). Phenols in the plant and in man. The potential for possible nutritional enhancement of the diet by modifying the phenols content or profile. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80(7): 985-1012. doi: 10.1002/(SICI)1097-

- 0010(20000515)80:7<985::AID-JSFA572>3.0.CO;2-7
- PAST (The Past of the Future) Version 4.04. Disponible en: <https://www.nhm.uio.no/english/research/resources/past/> [consulta: 5 septiembre 2020; 12 septiembre 2021].
- PAST (The Past of the Future) Version 4.10. Disponible en: <https://www.nhm.uio.no/english/research/resources/past/> [consulta: 20 abril 2022].
- Peer, W. A., Blakeslee, J. J., Yang, H., y Murphy, A. S. (2011). Seven things we think we know about auxin transport. *Molecular Plant*, 4(3): 487-504. Disponible en: [https://www.cell.com/molecular-plant/pdf/S1674-2052\(14\)60581-5.pdf](https://www.cell.com/molecular-plant/pdf/S1674-2052(14)60581-5.pdf) [consulta: 5 agosto 2022].
- Peñarrieta, J. M., Tejada, L., Mollinedo, P., Vila, J. L., y Bravo, J. A. (2014). Compuestos fenólicos y su presencia en alimentos. *Revista Boliviana de Química*, 31(2): 68-81. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/4263/426339682006.pdf> [consulta: 5 abril 2023].
- Petrini, C. (2012). Buena limpia y justa. La comida tradicional mexicana. Elogio de la cocina mexicana, patrimonio cultural de la humanidad. México DF: Artes de México y Conservatorio de la Cultura Gastronómica Mexicana.
- Petropoulos, S. A., Karkanis, A., Martins, N., Ferreira, I. C. (2018). Edible halophytes of the Mediterranean basin: Potential candidates for novel food products. *Trends in Food Science & Technology*, 74: 69-84. doi: 10.1016/j.tifs.2018.02.006
- Plants-USDA The Plants Database-Plant List of Accepted Nomenclature, Taxonomy, and Symbols. USDA, NRCS, National Plant Data Team: Greensboro, NC, USA, 2021. Disponible en: <http://plants.sc.egov.usda.gov/> [consulta: 26 marzo 2021].
- Podsędek, A., Redzyna, M., Klewicka, E., Koziolkiewicz, M. (2014). Matrix effects on the stability and antioxidant activity of red cabbage anthocyanins under simulated gastrointestinal digestion. *Biomed Research International*, 2014: 365738. doi: 10.1155/2014/365738
- Ponce, V. (2017). The Leopold Matrix for evaluating environmental impact. Disponible en: https://edisciplinas.usp.br/pluginfile.php/5778102/mod_resource/content/1/full_leopold_matrix.pdf [consulta: 25 febrero 2021].
- Pratyusha S. (2022). Phenolic compounds in the plant development and defense: an overview. En: *Plant Stress Physiology-perspectives in Agriculture*. IntechOpen, pp.125-140. Disponible en: https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=zNBuEAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PA125&dq=Phenolic+compounds+in+the+plant+development+and+defense:+an+overview.+&ots=P8d0bcSFvD&sig=Vp2_ZH5S5d7CDrRdmclbfmn5kYY#v=onepage&q=Phenolic%20compounds%20in%20the%20plant%20developm[consulta: 05 febrero 2023].
- Prior, R. L. y Cao, G. (1999). In vivo total antioxidant capacity: comparison of different analytical methods. *Free Radical Biology and Medicine*, 27(11-12): 1173-1181. doi: 10.1016/S0891-5849(99)00203-8
- Pujol, J.A., Calvo, J.F., y Ramirez-Diaz, L. (2000). Recovery of germination from different osmotic conditions by four halophytes from southeastern Spain. *Annals of Botany*, 85(2): 279-286. doi: 10.1006/anbo.1999.1028
- Quan, T. H., Benjakul, S., Sae-leaw, T., Balange, A. K., Maqsood, S. (2019). Protein–polyphenol conjugates: Antioxidant property, functionalities, and their applications. *Trends in Food Science & Technology*, 91: 507-517. doi: 10.1016/j.tifs.2019.07.049
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., y Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9-10): 1231-1237. doi: 10.1016/S0891-5849(98)00315-3
- Red de Herbarios del Noroeste de México (RHNM) Google Map. Herbanwmex.net. Disponible en:

- <https://herbanwmex.net/portal/collections/map/googlemap.php?usethes=1&taxa=7078>
[Consulta: 18 agosto 2020].
- Red de Herbarios del Noroeste de México (RHNM). Disponible en: <https://www.herbanwmex.net/portal/collections/harvestparams.php> [consulta: 4 septiembre 2020].
- Redmann, R. E. y Fedec, P. (1987). Mineral ion composition of halophytes and associated soils in Western Canada. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 18(5): 559–579. doi: 10.1080/00103628709367841
- Reyes, E. A. y Flores-Olvera, H. (2013). *Suaeda pulvinata* (Chenopodiaceae), a new species from saline lakes of central Mexico. *Willdenowia*, 43(2): 309-314. doi: 10.3372/wi.43.43211
- Rhoades, J. D. (1996). Salinity: Electrical conductivity and total dissolved solids. *Methods of soil analysis: Part 3. Chemical Methods*, 5: 417-435. doi: 10.2136/sssabookser5.3.c14
- Ri, I., Pak, S., Pak, U., Yun, C., y Tang, Z. (2024). How does UV-B radiation influence the photosynthesis and secondary metabolism of *Schisandra chinensis* leaves? *Industrial Crops and Products*, 208: 117832. doi: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2023.117832>
- Richards, L. A. (1954). Diagnosis and improvement of saline and alkali soils. *Soil Science*, 78(2): 154. doi: 10.1097/00010694-195408000-00012
- Robert-Seilaniantz, A., Bari, R., y Jones, J. D. (2009). A biotic or abiotic stress? Abiotic stress adaptation in plants: physiological, molecular, and genomic foundation. Springer, pp. 103-122. doi: 10.1007/978-90-481-3112-9_6
- Rodger, A. y Sanders, K. (2017). Uv-visible absorption spectroscopy, bio-macromolecular applications. In: *Encyclopedia of spectroscopy and spectrometry*. Elsevier, pp. 495-502. doi: 10.1016/B978-0-12-803224-4.00108-4
- Rodriguez-Mateos, A., Vauzour, D., Krueger, C. G., Shanmuganayagam, D., Reed, J., Calani, L., Crozier, A. (2014). Bioavailability, bioactivity, and impact on health of dietary flavonoids and related compounds: an update. *Archives of Toxicology*, 88: 1803-1853. doi: 10.1007/s00204-014-1330-7
- Romero Álvarez, I. y E. Gómez Chang. 2019. ¿Control y prevención de la gastritis con quelites? 2019. En: Gálvez Mariscal, Amanda (Coord.). *Alimentación, recursos tradicionales y ciencia: el prisma de los quelites. Un proyecto multidisciplinario*. Universidad Nacional Autónoma de México. pp. 59-61.
- Rosbakh, S., Baskin, C. C., y Baskin, J. M. (2020). Nikolaeva et al.'s reference book on seed dormancy and germination. *Ecology*, 101(7): e03049. doi: 10.1002/ecy.3049
- Rozema, J., y Schat, H. (2013). Salt tolerance of halophytes, research questions reviewed in the perspective of saline agriculture. *Environmental and Experimental Botany*, 92: 83-95. doi: 10.1016/j.envexpbot.2012.08.004
- Rúa, J., de Arriaga, D., García-A., M. R., Busto, F., Del Valle, P. (2017). Binary combinations of natural phenolic compounds with gallic acid or with its alkyl esters: An approach to understand the antioxidant interactions. *European Food Research and Technology*, 243: 1211-1217. doi: <https://doi.org/10.1007/s00217-016-2838-2>
- Ruiz-Hernández, A. A., Cárdenas-López, J. L., Cortez-Rocha, M. O., González-Aguilar, G. A., y Robles-Sánchez, R. M. (2021). Optimization of germination of white sorghum by response surface methodology for preparing porridges with biological potential, *CyTA - Journal of Food*, 19(1): 49-55. doi: 10.1080/19476337.2020.1853814
- SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural). *Alistan productores de romeritos volumen suficiente para abastecer demanda*. Disponible en: <https://www.gob.mx/agricultura/prensa/alistan-productores-de-romeritos-produccion->

- suficiente-paraabastecer-demanda?idiom=es [consulta: 8 febrero 2021].
- Salazar-Moreno, R., Rojano-Aguilar, A., y López-Cruz, I. L. (2014). La eficiencia en el uso del agua en la agricultura controlada. *Tecnología y Ciencias del Agua*, 5(2): 177-183. Disponible en: <https://www.scielo.org.mx/pdf/tca/v5n2/v5n2a12.pdf> [consulta: 8 febrero 2020].
- Salazar-López, N. J., Astiacarán-García, H., González-Aguilar, G. A., Loarca-Piña, G., Esquerra-Brauer, J. M., Domínguez Avila, J. A., y Robles-Sánchez, M. (2017). Ferulic acid on glucose dysregulation, dyslipidemia, and inflammation in diet-induced obese rats: an integrated study. *Nutrients*, 9(7): 675. doi: 10.3390/nu9070675
- Salazar-López, N. J., González-Aguilar, G. A., Rouzaud-Sández, O., y Robles-Sánchez, M. (2018). Bioaccessibility of hydroxycinnamic acids and antioxidant capacity from sorghum bran thermally processed during simulated in vitro gastrointestinal digestion. *Journal of Food Science and Technology*, 55(6): 2021-2030. doi: 10.1007/s13197-018-3116-z
- Salazar-Lopez, N. J., Loarca-Piña, G., Campos-Vega, R., Gaytán Martínez, M., Morales Sánchez, E., Esquerra-Brauer, J.M., y Robles Sánchez, M. (2016). The extrusion process as an alternative for improving the biological potential of sorghum bran: phenolic compounds and antiradical and anti-inflammatory capacity. *Hindawi, Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*. doi: 10.1155/2016/8387975
- Sánchez del Pino, I.; Flores-Olvera, H.; Valdés, J. (2009). La familia Amaranthaceae en la flora halófila y gipsófila de México. *Anales del Instituto de Biología Serie Botánica*. 70: 29-44. Disponible en: <https://revistas.unam.mx/index.php/bot/article/view/1913> [consulta: 20 septiembre 2020].
- Sánchez-Gavilán, I., Ramírez Chueca, E., y de la Fuente García, V. (2021). Bioactive compounds in *Sarcocornia* and *Arthrocnemum*, two wild halophilic genera from the Iberian Peninsula. *Plants*, 10(10): 2218. doi: 10.3390/plants10102218
- Sánchez-Gavilán, I., Ramírez, E., y de La Fuente, V. (2021). Bioactive compounds in *Salicornia patula* duval-jouve: A mediterranean edible euhalophyte. *Foods*, 10(2): 410. doi: 10.3390/foods10020410
- Sánchez-Tizapantzi, G., y Ruiz-Font, A. (2012). Efecto del NaCl y de los termoperiodos sobre la germinación de semillas de *Suaeda mexicana* (Standl.) Standl. (Chenopodiaceae). *Tecnología en Marcha*, 25(3): 58-69. doi: 10.18845/tm.v25i3.458
- Santiago-Saenz, Y. O., Hernández-Fuentes, A. D., López-Palestina, C. U., Garrido-Cauich, J. H., Alatorre-Cruz, J. M., y Monroy-Torres, R. (2019). Importancia nutricional y actividad biológica de los compuestos bioactivos de quelites consumidos en México. *Revista Chilena de Nutrición*, 46(5): 593-605. doi: 10.4067/S0717-75182019000500593
- Santos, J., Al-Azzawi, M., Aronson, J., y Flowers, T. J. (2016). eHALOPH a database of salt-tolerant plants: helping put halophytes to work. *Plant and Cell Physiology*, 57(1): e10-e10. doi: 10.1093/pcp/pcv155
- Saura-Calixto, F., Serrano, J. y Goñi, I. (2007). Intake and bioaccessibility of total polyphenols in a whole diet. *Food Chemistry*, 101(2): 492-501. doi: 10.1016/j.foodchem.2006.02.006
- Scalzini, G., Vernhet, A., Carillo, S., Roi, S., Véran, F., Jørgensen, B., y Poncet-Legrand, C. (2024). Cell wall polysaccharides, phenolic extractability, and mechanical properties of Aleatico winegrapes dehydrated under sun or in controlled conditions. *Food Hydrocolloids*, 149: 109605. doi: 10.1016/j.foodhyd.2023.109605
- Shahidi, F. y Yeo, J. (2016). Insoluble-bound phenolics in food. *Molecules*, 21(9): 1216. doi: 10.3390/molecules21091216
- Shahidi, F. y Zhong, Y. (2010). Lipid oxidation and improving the oxidative stability. *Chemical Society Reviews*, 39(11): 4067-4079. doi: 10.1039/B922183M

- Shahidi, F. y Zhong, Y. (2015). Measurement of antioxidant activity. *Journal of Functional Foods*, 18: 757-781. doi: 10.1016/j.jff.2015.01.047
- Shahidi, F. y Zhong, Y. (2007). Measurement of antioxidant activity in food and biological systems. *ACS Symposium Series eBooks*, 956(4): 36-66. doi: 10.1021/bk-2007-0956.ch004
- Shahid, M. A., Sarkhosh, A., Khan, N., Balal, R. M., Ali, S., Rossi, L., y Garcia-Sanchez, F. (2020). Insights into the physiological and biochemical impacts of salt stress on plant growth and development. *Agronomy*, 10(7): 938. doi: 10.3390/agronomy10070938
- Shimazu, T. Inoue, M., Sasazuki, S., Iwasaki, M., Sawada, N., Yamaji, y T. Tsugane, S. (2010). Isoflavone intake and risk of lung cancer: a prospective cohort study in Japan. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 91(3): 722-728. doi: 10.3945/ajcn.2009.28161
- Shomali, A., Das, S., Arif, N., Sarraf, M., Zahra, N., Yadav, V., y Hasanuzzaman, M. (2022). Diverse physiological roles of flavonoids in plant environmental stress responses and tolerance. *Plants*, 11(22): 3158. doi: 10.3390/plants11223158
- Shraim, A. M., Ahmed, T. A., Rahman, M. M., Hijji, Y. M. (2021). Determination of total flavonoid content by aluminum chloride assay: A critical evaluation. *LWT*, 150: 111932. doi: 10.1016/j.lwt.2021.111932
- Shreve, F. y Wiggins, I. L. (1964). *Vegetation and flora of the Sonoran Desert*. Stanford University Press: Palo Alto, CA, USA. 591.
- Shrivastava, P., y Kumar, R. (2015). Soil salinity: A serious environmental issue and plant growth promoting bacteria as one of the tools for its alleviation. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 22(2): 123-131. doi: 10.1016/j.sjbs.2014.12.001
- SIAP. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Disponible en: <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/> [consulta: 15 enero 2024].
- Singh A., y Roychoudhury A. (2024) Role of phenolic acids and flavonoids in the mitigation of environmental stress in plants. En: *Biology and biotechnology of environmental stress tolerance in plants*, Ankur Singh, Aryadeep Roychoudhury. Eds., Apple Academica Press, 1 st Edition: 22. Disponible en: <https://www.taylorfrancis.com/chapters/edit/10.1201/9781003346173-11/role-phenolic-acids-flavonoids-mitigation-environmental-stress-plants-ankur-singh-aryadeep-roychoudhury> [consulta: 5 enero 2024].
- Singh, P., Arif, Y., Bajguz, A., y Hayat, S. (2021). The role of quercetin in plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 166: 10-19. doi: 10.1016/j.plaphy.2021.05.023
- Skroza, D., Šimat, V., Vrdoljak, L., Jolić, N., Skelin, A., Čagalj, M., y Generalić Mekinić, I. (2022). Investigation of antioxidant synergisms and antagonisms among phenolic acids in the model matrices using FRAP and ORAC methods. *Antioxidants*, 11(9): 1784. doi: 10.3390/antiox11091784
- Sofaer, H. R., Barsugli, J. J., Jarnevich, C. S., Abatzoglou, J. T., Talbert, M. K., Miller, B. W., y Morisette, J. T. (2017). Designing ecological climate change impact assessments to reflect key climatic drivers. *Global Change Biology*, 23(7): 2537-2553. doi: 10.1111/gcb.13653
- Song, J., y Wang, B. (2015). Using euhalophytes to understand salt tolerance and to develop saline agriculture: Suaeda salsa as a promising model. *Annals of Botany*, 115(3): 541-553. doi: 10.1093/aob/mcu194
- Soria, P. T. (2001). Flora fanerogámica de la zona arqueológica de Teotihuacán, Estado de México. *Polibotánica*, (12): 57-83. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=62101204> [consulta: 15 abril 2020]
- Sousa, J. H. G. (2022). In vitro bioaccessibility and bioactivity of phenolic compounds from halophyte plants. Master Thesis. Nova University Lisbon. Nova School of Science & Technology. Department of Chemistry, Lisbon. Disponible en:

- https://run.unl.pt/bitstream/10362/145155/1/Sousa_2022.pdf [consulta: 15 enero 2023].
- Stanković, M. y Jakovljević D. (2021). Phytochemical diversity of halophytes. In: Handbook of halophytes, Grigore, M.N. Eds., Springer, Cham, pp. 2089-2114. doi: 10.1007/978-3-030-57635-6_125
- Sun, R., Sun, X. F., Wang, S. Q., Zhu, W., y Wang, X. Y. (2002). Ester and ether linkages between hydroxycinnamic acids and lignins from wheat, rice, rye, and barley straws, maize stems, and fast-growing poplar wood. *Industrial Crops and Products*, 15(3): 179-188. doi: 10.1016/S0926-6690(01)00112-1
- Svenning, J. C. y Sandel, B. (2013). Disequilibrium vegetation dynamics under future climate change. *American Journal of Botany*, 100(7): 1266-1286. doi: <https://doi.org/10.3732/ajb.1200469>
- Swingle, R. S., Glenn, E. P., y Squires, V. (1996). Growth performance of lambs fed mixed diets containing halophyte ingredients. *Animal Feed Science and Technology*, 63(1-4): 137-148. doi: 10.1016/S0377-8401(96)01018-8
- Terrazas Rueda, J. M. (2019). Aprovechamiento del suelo salino: agricultura salina y recuperación de suelos. *Apthapi*, 5(1): 1539-1563. ISSN 0102-0304. Disponible en: http://revistasbolivianas.umsa.bo/scielo.php?pid=S0102-03042019000100016&script=sci_arttext&lng=es [consulta: 28 abril 2020].
- Thomas, D. S. y Middleton, N. J. (1994). *Desertification: exploding the myth*. John Wiley & Sons, UK. 194 p.
- Tiwari, A. K., Tiwari, T. N. y Prasad, S. R. (2016). Seed dormancy in ornamental plants: A review. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 86(5): 580-592. Disponible en: <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20163195467> [consulta: 15 octubre 2021].
- Toderich, K. N., Ismail, S., Juylova, E. A., Rabbimov, A. A., Bekchanov, B. B., Shyuskaya, E. V., y Radjabov, T. B. (2008). New approaches for biosaline agriculture development, management, and conservation of sandy desert ecosystems. In: *Biosaline agriculture and high salinity tolerance*. Birkhäuser Basel. pp. 247-264 doi: 10.1007/978-3-7643-8554-5_23
- Tomé-Sánchez, I., Martín-Diana, A. B., Peñas, E., Frias, J., Rico, D., Jiménez-Pulido, I., Martínez-Villaluenga, C. (2021). Bioprocessed wheat ingredients: Characterization, bioaccessibility of phenolic compounds, and bioactivity during in vitro digestion. *Frontiers in Plant Science*, 12:790898. doi: 10.3389/fpls.2021.790898
- Troyo-Diéguez, E., Cruz-Falcón, A., Norzagaray-Campos, M., Beltrán-M, L.F., Murillo-Amador, B., Beltrán-M, F.A., García-Hernández, J.L., y Valdez-Cepeda, R.D. (2010). Agotamiento hidro-agrícola a partir de la Revolución Verde: Extracción de agua y gestión de la tecnología de riego en Baja California Sur, México. *Estudios Sociales (Hermosillo, Son.)*, 18(36): 178-201. Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0188-45572010000200008&script=sci_abstract&lng=pt [consulta: 25 mayo 2020].
- Troyo Diéguez, E., Mercado Mancera, G., Cruz falcón, A., Nieto Garibay, A., Valdez Cepeda, R., García Hernández, J., Murillo Amador, B. (2013). Análisis de la sequía y desertificación mediante índices de aridez y estimación de la brecha hídrica en Baja California Sur, noroeste de México. *Investigaciones Geográficas*, 85: 66-81. doi: 10.14350/rig.32404
- Uddin, M. K. y Juraimi, A. S. (2013). Salinity tolerance turfgrass: history and prospects. *The Scientific World Journal*, 409413. doi: 10.1155/2013/409413
- Ueda, M., SAwAI, Y., Shibazaki, Y., Tashiro, C., Ohnuki, T., y Yamamura, S. (1998). Leaf-opening substance in the nyctinastic plant, *Albizzia julibrissin* Durazz. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 62(11): 2133-2137. doi: 10.1271/bbb.62.2133

- UNCCD (1994). United Nations Convention to Combat Desertification. Convención de las Naciones Unidas de Lucha contra la Desertificación en los Países Afectados por Sequía Grave o Desertificación, en particular en África, Asamblea General. p. 4. Disponible en: https://www.unccd.int/sites/default/files/2022-02/UNCCD_Convention_text_SPA.pdf [consulta: 20 abril 2020].
- UNEP. United Nations Environment Programme (2002). Global environment outlook 3: past, present, and future perspectives. *Environmental Management and Health*, 13(5): 560-561. doi: 10.1108/emh.2002.13.5.560.1
- UPNA. Herbario de la Universidad Pública de Navarra. Disponible en: https://www.unavarra.es/herbario/pratenses/htm/Chenopodiaceae_p.htm#:~:text=Distribuci%C3%B3n%3A%20zonas%20templadas%20y%20subtropicales,100%20g%C3%A9neros%20y%201500%20especies [consulta: 20 enero 2020].
- USDA, (2008). Bases de datos de investigación. Bibliografía sobre la tolerancia a la sal. George E. Brown, Jr. Salinity Lab. Dep. EE. UU. Agric., Agric. Res. Serv. Riverside, CA. Disponible en: <http://www.ars.usda.gov/Services/docs.htm?docid=8908>. [consulta: 20 enero 2020].
- Valenzuela-González, M., Rouzaud-Sández, O., Ledesma-Osuna, A. I., Astiazarán-García, H., Salazar-López, N. J., Vidal-Quintanar, R. L., y Robles-Sánchez, M. (2022). Bioaccessibility of phenolic compounds, antioxidant activity, and consumer acceptability of heat-treated quinoa cookies. *Food Science and Technology*, 42. doi: 10.1590/fst.43421
- Vanholme, R., Demedts, B., Morreel, K., Ralph, J., y Boerjan, W. (2010). Lignin biosynthesis and structure. *Plant physiology*, 153(3): 895-905. doi: 10.1104/pp.110.155119
- Velderrain-Rodríguez, G. R., Palafox-Carlos, H., Wall-Medrano, A., Ayala-Zavala, J. F., Chen, C. O., Robles-Sánchez, M., González-Aguilar, G. A. (2014). Phenolic compounds: their journey after intake. *Food & Function*, 5(2): 189-197. doi: 10.1039/C3FO60361J
- Ventura, Y., y Sagi, M. (2013). Halophyte crop cultivation: The case for *Salicornia* and *Sarcocornia*. *Environmental and Experimental Botany*, 92: 144-153. doi: 10.1016/j.envexpbot.2012.07.010
- Ventura, Y., Wuddineh, W. A., Myrzabayeva, M., Alikulov, Z., Khozin-Goldberg, I., Shpigel, M., y Sagi, M. (2011). Effect of seawater concentration on the productivity and nutritional value of annual *Salicornia* and perennial *Sarcocornia* halophytes as leafy vegetable crops. *Scientia Horticulturae*, 128(3): 189-196. doi: 10.1016/j.scienta.2011.02.001
- Vilela, C., Santos, S. A., Coelho, D., Silva, A. M., Freire, C. S., Neto, C. P., y Silvestre, A. J. (2014). Screening of lipophilic and phenolic extractives from different morphological parts of *Halimione portulacoides*. *Industrial Crops and Products*, 52: 373-379. doi: 10.1016/j.indcrop.2013.11.002
- Viota, M. (2020). Objetivos de desarrollo sostenible y salud: una mirada desde el enfoque de servicios de los ecosistemas. *DIECISIETE*. doi: 10.36852/2695-4427_2020_03.09
- Vizcaya Canales, I. (1953). *Agricultura en Nuevo León*. Instituto de Estudios Sociales de Monterrey, AC, Monterrey.
- Vogl, R. J. (1966). Salt-marsh vegetation of upper Newport Bay, California. *Ecology*, 47(1): 80-87. doi: 10.2307/1935746
- Vuolo, M. M., Lima, V. S. y Junior, M. R. M. (2019). Phenolic compounds: Structure, classification, and antioxidant power. *Bioactive Compounds: health benefits and potential applications*. Woodhead Publishing, pp. 33-50. doi: 10.1016/B978-0-12-814774-0.00002-5
- Walsh, E. J., Schröder, T., Wallace, R. L., Ríos-Arana, J. V., y Rico-Martínez, R. (2008). Rotifers from selected inland saline waters in the Chihuahuan Desert of México. *Saline Systems*, 4: 1-11. doi: 10.1186/1746-1448-4-7
- Wang, Q. y Takahashi, H. (1999). A land surface water deficit model for an arid and semiarid region:

- Impact of desertification on the water deficit status in the Loess Plateau, China. *Journal of Climate*, 12(1): 244-257. doi: 10.1175/1520-0442(1999)012<0244:ALSWDM>2.0.CO;2
- Wareing, P. F. y Saunders, P. F. (1971). Hormones and dormancy. *Annual Review of Plant Physiology*, 22(1): 261-288. doi: 10.1146/annurev.pp.22.060171.001401
- Waśkiewicz, A., Muzolf-Panek, M. y Goliński, P. (2013). Phenolic content changes in plants under salt stress. In: *Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress*. Ahmad, P., et al. Azooz, M., Prasad, M. Eds., Springer, New York, NY. doi: 10.1007/978-1-4614-4747-4_11
- Wei, Y., Dong, M., Huang, Z. Y., y Tan, D. Y. (2008). Factors influencing seed germination of *Salsola affinis* (Chenopodiaceae), a dominant annual halophyte inhabiting the deserts of Xinjiang, China. *Flora*, 203(2): 134-140. doi: 10.1016/j.flora.2007.02.003
- Widhalm, J. R., y Dudareva, N. (2015). A familiar ring to it: biosynthesis of plant benzoic acids. *Molecular Plant*, 8(1): 83-97. doi: 10.1016/j.molp.2014.12.001
- Wildermuth, M. C. (2006). Variations on a theme: synthesis and modification of plant benzoic acids. *Current Opinion in Plant Biology*, 9(3): 288-296. doi: 10.1016/j.pbi.2006.03.006
- Wink, M. (2003). Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. *Phytochemistry*, 64(1): 3-19. doi: 10.1016/S0031-9422(03)00300-5
- World Climate. Rainfall and Temperature Data. Disponible en: <http://www.worldclimate.com/> [consulta: 5 septiembre 2020].
- Zamora-Arroyo, F., Nagler, P. L., Briggs, M., Radtke, D., Rodriguez, H., Garcia, J., y Glenn, E. P. (2001). Regeneration of native trees in response to flood releases from the United States into the delta of the Colorado River, Mexico. *Journal of Arid Environments*, 49(1): 49-64. doi: 10.1006/jare.2001.0835
- Zeb, A. (2020). Concept, mechanism, and applications of phenolic antioxidants in foods. *Journal of Food Biochemistry*, 44(9): e13394. doi: 10.1111/jfbc.13394
- Zedler, J. B. (1977). Salt marsh community structure in the Tijuana Estuary, California. *Estuarine and Coastal Marine Science*, 5(1): 39-53. doi: 10.1016/0302-3524(77)90072-X
- Zengin, G., Aumeeruddy-Elalfi, Z., Mollica, A., Yilmaz, M. A., y Mahomoodally, M. F. (2018). In vitro and in silico perspectives on biological and phytochemical profile of three halophyte species—A source of innovative phytopharmaceuticals from nature. *Phytomedicine*, 38: 35-44. doi: 10.1016/j.phymed.2017.10.017
- Zhang, B., Zhang, Y., Li, H., Deng, Z., Tsao, R. (2020). A review on insoluble-bound phenolics in plant-based food matrix and their contribution to human health with future perspectives. *Trends in Food Science & Technology*, 105: 347-362. doi: 10.1016/j.tifs.2020.09.029
- Zhang, Q., Xing, B., Sun, M., Zhou, B., Ren, G., Qin, P. (2020). Changes in bio-accessibility, polyphenol profile and antioxidants of quinoa and dhal sprouts during in vitro simulated gastrointestinal digestion. *Food Science & Nutrition*, 8(8): 4232-4241. doi: 10.1002/fsn3.1718
- Zhang, X., Ran, W., Li, X., Zhang, J., Ye, M., Lin, S., y Sun, X. (2022). Exogenous application of gallic acid induces the direct defense of tea plant against *Ectropis obliqua* Caterpillars. *Frontiers in Plant Science*, 13: 833489. doi: 10.3389/fpls.2022.833489
- Zhang, Y., Li, Y., Ren, X., Zhang, X., Wu, Z., y Liu, L. (2023). The positive correlation of antioxidant activity and prebiotic effect about oat phenolic compounds. *Food Chemistry*, 402: 134231. doi: 10.1016/j.foodchem.2022.134231
- Zhu, J. K. (2016). Abiotic stress signaling and responses in plants. *Cell*, 167(2): 313-324. doi: 10.1016/j.cell.2016.08.029
- Zörb, C., Geilfus, C. M., y Dietz, K. J. (2019). Salinity and crop yield. *Plant Biology*, 21: 31-38. doi: 10.1111/plb.12884

Zulueta, A., Esteve, M. J., y Frígola, A. (2009). ORAC and TEAC assays comparison to measure the antioxidant capacity of food products. *Food Chemistry*, 114(1): 310-316. doi: 10.1016/j.foodchem.2008.09.033

11. ANEXOS

Anexo A. Prueba de normalidad para las variables porcentaje de germinación (%) (valores transformados), tiempo medio de germinación (días), tasa de germinación (%/día) y coeficiente de velocidad de germinación (días) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).

t. i. h.	Estadístico D	Valor-p	Significación
Porcentaje de germinación (%) valores transformados			
24	0.22857	0.32239 ^{ns}	} No difiere de la distribución normal
48	0.1677	0.69854 ^{ns}	
72	0.20154	0.47375 ^{ns}	
Tiempo medio de germinación (días)			
24	0.20237	0.46857 ^{ns}	} No difiere de la distribución normal
48	0.21015	0.42179 ^{ns}	
72	0.22082	0.36213 ^{ns}	
Tasa de germinación (%/día)			
24	0.29324	0.10301 ^{ns}	} No difiere de la distribución normal
48	0.20585	0.44733 ^{ns}	
72	0.23889	0.27428 ^{ns}	
Coeficiente de velocidad de germinación (días)			
24	0.2446	0.24996 ^{ns}	} No difiere de la distribución normal
48	0.1574	0.76720 ^{ns}	
72	0.31936	0.05965 ^{ns}	

Notas: t. i. h. (tiempo de inmersión en horas); las p no significativas ($p > 0.05$) se indican con (^{ns}).

Anexo B. Prueba de homocedasticidad para las variables porcentaje de germinación (%) (valores transformados), tiempo medio de germinación (días), tasa de germinación (%/día) y coeficiente de velocidad de germinación (días) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).

t. i. h.	Valor-p	Estadístico F	Significación
Porcentaje de germinación (%) valores transformados			
24	0.13524	2.2473 ^{ns}	} Se acepta la similitud de varianzas
48	0.13077	2.2864 ^{ns}	
72	0.0880	2.7612 ^{ns}	
Tiempo medio de germinación (días)			
24	0.14799	2.1433 ^{ns}	} Se acepta la similitud de varianzas
48	0.2475	1.5718 ^{ns}	
72	0.2542	1.5430 ^{ns}	
Tasa de germinación (%/día)			
24	0.1009	2.5943 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
48	0.0313	4.1436 [*]	No se acepta la similitud de varianzas
72	0.0214	4.7075 [*]	No se acepta la similitud de varianzas
Coeficiente de velocidad de germinación (días)			
24	0.0515	3.4506 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
48	0.0010	10.8974 ^{**}	No se acepta la similitud de varianzas
72	0.2685	1.4843 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas

Notas: t. i. h. (tiempo de inmersión en horas); las p no significativas ($p > 0.05$) se indican con (^{ns}); las p significativas ($p < 0.05, 0.01$) se indican con (* o **).

Anexo C. Comparación de medias de porcentaje de germinación (%) (valores transformados) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS (mg/L, AG).

t. i. h.	Tratamientos	T1	T2	T3	T4
24	T1	--	0.02226 *	0.002878 **	0.0002785 ***
	T2	4.855	--	0.6484 ^{ns}	0.08674 ^{ns}
	T3	6.528	1.673	--	0.4876 ^{ns}
	T4	8.597	3.741	2.069	--
48	T1	--	0.02955 *	0.00287 **	0.01978 *
	T2	4.626	--	0.5534 ^{ns}	0.9955 ^{ns}
	T3	6.53	1.904	--	0.6865 ^{ns}
	T4	4.95	0.324	1.58	--
72	T1	--	0.2357 ^{ns}	0.0005322 ***	0.004179 ***
	T2	2.85	--	0.01548 *	0.1342 ^{ns}
	T3	7.998	5.148	--	0.6034 ^{ns}
	T4	6.217	3.366	1.782	--

Notas: t. i. h. (tiempo de inmersión en horas); T1 tratamiento 1 (0 mg/L AG); T2 tratamiento 2 (12.5 mg/L AG); T3 tratamiento 3 (25.0 mg/L AG); T4 tratamiento 4 (37.5 mg/L AG); a la derecha de las diagonales con (--) se indican los valores de p (valor-p) y a la izquierda las diferencias calculadas; las p no significativas (prueba Tukey, $p > 0.05$) se indican con (^{ns}); las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01, 0.001$) se indican con (*, ** o ***).

Anexo D. Comparación de medias de tiempo medio de germinación (días) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS ácido giberélico (AG).

t. i. h.	T	T1	T2	T3	T4
24	T1	--	0.07434 ^{ns}	0.04124 *	0.0007001 ***
	T2	3.871	--	0.9854 ^{ns}	0.07349 ^{ns}
	T3	4.356	0.4851	--	0.1298 ^{ns}
	T4	7.751	3.881	3.395	--
48	T1	--	0.002576 **	0.0006433 ***	0.2006 ^{ns}
	T2	6.621	--	0.8284 ^{ns}	0.1003 ^{ns}
	T3	7.827	1.206	--	0.02313 *
	T4	3.003	3.618	4.824	--
72	T1	--	0.1074 ^{ns}	0.03655 *	0.01208 *
	T2	3.56	--	0.9196 ^{ns}	0.6005 ^{ns}
	T3	4.454	0.8944	--	0.9196 ^{ns}
	T4	5.349	1.789	0.8944	--

Notas: t. i. h. (tiempo de inmersión en horas); T1 tratamiento 1 (0 mg/L AG); T2 tratamiento 2 (12.5 mg/L AG); T3 tratamiento 3 (25.0 mg/L AG); T4 tratamiento 4 (37.5 mg/L AG); a la derecha de las diagonales con (--) se indican los valores de p (valor-p) y a la izquierda las diferencias calculadas; las p no significativas (prueba Tukey, $p > 0.05$) se indican con (^{ns}); las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01, 0.001$) se indican con (*, ** o ***).

Anexo E. Comparación de medias de tasa de germinación (%/día) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS ácido giberélico (AG).

t. i. h.	T	T1	T2	T3	T4
24	T1	--	0.8973 ^{ns}	0.5842 ^{ns}	0.06628 ^{ns}
	T2	0.9819	--	0.9306 ^{ns}	0.2046 ^{ns}
	T3	1.828	0,8465	--	0.4608 ^{ns}
	T4	3.966	2.985	2.138	--
48	T1	--	0.3662 ^{ns}	0.04498 [*]	0.5347 ^{ns}
	T2	2.401	--	0.5615 ^{ns}	0.9882 ^{ns}
	T3	4.285	1.884	--	0.3888 ^{ns}
	T4	1.95	0.4514	2.335	--
72	T1	--	0.7354 ^{ns}	0.007195 ^{**}	0.02845 [*]
	T2	1.458	--	0.04353 [*]	0.1619 ^{ns}
	T3	5.77	4.312	--	0.859 ^{ns}
	T4	4.657	3.199	1.113	--

Notas: t. i. h. (tiempo de inmersión en horas); T1 tratamiento 1 (0 mg/L AG); T2 tratamiento 2 (12.5 mg/L AG); T3 tratamiento 3 (25.0 mg/L AG); T4 tratamiento 4 (37.5 mg/L AG); a la derecha de las diagonales con (--) se indican los valores de p (valor-p) y a la izquierda las diferencias calculadas; las p no significativas (prueba Tukey, $p > 0.05$) se indican con (^{ns}); las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01$) se indican con (^{*} o ^{**}).

Anexo F. Comparación de medias de coeficiente de velocidad de germinación (días) de *S. edulis* con 24, 48 y 72 h de inmersión en Biozyme® TS ácido giberélico (AG).

t. i. h.	T	T1	T2	T3	T4
24	T1	--	0.5142 ^{ns}	0.04111 [*]	0.2805 ^{ns}
	T2	2.001	--	0.3811 ^{ns}	0.9621 ^{ns}
	T3	4.359	2.358	--	0.6458 ^{ns}
	T4	2.68	0.6785	1.679	--
48	T1	--	0.4839 ^{ns}	0.2085 ^{ns}	0.009695 ^{**}
	T2	2.078	--	0.9209 ^{ns}	0.1221 ^{ns}
	T3	2.967	0.889	--	0.3155 ^{ns}
	T4	5.527	3.449	2.56	--
72	T1	--	0.8897 ^{ns}	0.006601 ^{**}	0.1634 ^{ns}
	T2	1.01	--	0.02295 [*]	0.4444 ^{ns}
	T3	5.84	4.83	--	0.2892 ^{ns}
	T4	3.191	2.181	2.649	--

Notas: t. i. h. (tiempo de inmersión en horas); T1 tratamiento 1 (0 mg/L AG); T2 tratamiento 2 (12.5 mg/L AG); T3 tratamiento 3 (25.0 mg/L AG); T4 tratamiento 4 (37.5 mg/L AG); a la derecha de las diagonales con (--) se indican los valores de p (valor-p) y a la izquierda las diferencias calculadas; las p no significativas (prueba Tukey, $p > 0.05$) se indican con (^{ns}); las p significativas (prueba Tukey, $p < 0.05, 0.01$) se indican con (^{*} o ^{**}).

Anexo G. Prueba de normalidad para fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH y TEAC de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Estadístico D	Valor-p	Significación
Fenoles totales libres (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.15698	0.70977 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.20713	0.37106 ^{ns}	
Fenoles totales conjugados (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.21261	0.34055 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.21874	0.30841 ^{ns}	
Flavonoides totales libres (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.16211	0.67293 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.17655	0.56922 ^{ns}	
Flavonoides totales conjugados (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.2221	0.29172 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.13346	0.86459 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total libre DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.14078	0.82037 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.187	0.49692 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total conjugada DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.19873	0.42102 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.20741	0.36946 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total libre TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.15886	0.69633 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.26829	0.12371 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total conjugada TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.14361	0.80208 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.13623	0.84842 ^{ns}	

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); $\mu\text{mol ET/g}$, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); las p no significativas ($p > 0.05$) se indican con (^{ns}).

Anexo H. Prueba de homocedasticidad para fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH y TEAC de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Estadístico F	Valor-p	Significación
Fenoles totales libres (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	4.7183	0.0369 *	No se acepta la similitud de varianzas
Fenoles totales conjugados (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	16.2312	0.0002 ***	No se acepta la similitud de varianzas
Flavonoides totales libres (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	4.1945	0.0483 *	No se acepta la similitud de varianzas
Flavonoides totales conjugados (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.3860	0.5385 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total libre DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	6.0511	0.0191 *	No se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total conjugada DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.4003	0.2448 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total libre TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.7286	0.3992 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total conjugada TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	17.1516	0.0002 ***	No se acepta la similitud de varianzas

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); μmol ET/g, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); las p no significativas (p > 0.05) se indican con (^{ns}); las p significativas (p < 0.05, 0.001) se indican con (* o ***).

Anexo I. Prueba de normalidad para fenoles totales, flavonoides totales y capacidad antioxidante total por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Estadístico D	Valor-p	Significación
Fenoles totales fase oral (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.17052	0.61236 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.16176	0.67547 ^{ns}	
Fenoles totales fase gástrica (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.12526	0.90745 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.25721	0.15434 ^{ns}	
Fenoles totales fase intestinal (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.19481	0.44562 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.13809	0.83715 ^{ns}	
Flavonoides totales fase oral (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.20749	0.36899 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.14929	0.76379 ^{ns}	
Flavonoides totales fase gástrica (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.12773	0.89539 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.16658	0.64073 ^{ns}	
Flavonoides totales fase intestinal (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.21827	0.31079 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.17922	0.55042 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total fase oral DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.15944	0.69218 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.24944	0.1792 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total fase gástrica DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.14617	0.78503 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.13763	0.83996 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total fase intestinal DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.16104	0.68068 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.1431	0.80538 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total fase oral TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.16776	0.63218 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.21835	0.31042 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total fase gástrica TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.19897	0.41954 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.9716	0.98927 ^{ns}	
Capacidad antioxidante total fase intestinal TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.16194	0.67419 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.15101	0.75187 ^{ns}	

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); μmol ET/g, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); las p no significativas (p > 0.05) se indican con (^{ns}).

Anexo J. Prueba de homocedasticidad para fenoles totales, flavonoides totales y capacidad antioxidante total por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Estadístico F	Valor-p	Significación
Fenoles totales fase oral (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.3372	0.2555 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Fenoles totales fase gástrica (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.7248	0.4005 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Fenoles totales fase intestinal (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	18.3034	0.0001 ^{***}	No se acepta la similitud de varianzas
Flavonoides totales fase oral (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.0879	0.7686 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Flavonoides totales fase gástrica (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	2.7752	0.1049 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Flavonoides totales fase intestinal (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	9.6861	0.0037 ^{**}	No se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total fase oral DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	3.1588	0.0844 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total fase gástrica DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	13.9980	0.0006 ^{**}	No se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total fase intestinal DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.0250	0.8751 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total fase oral TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.1187	0.7325 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total fase gástrica TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.1455	0.7052 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Capacidad antioxidante total fase intestinal TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.1102	0.7418 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); μmol ET/g, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); las p no significativas (p > 0.05) se indican con (^{ns}); las p significativas (p < 0.01, 0.001) se indican con (^{**} o ^{***}); ps: peso seco.

Anexo K. Prueba de normalidad para la estimación de la bioaccesibilidad (%) de fenoles totales y flavonoides totales y estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Estadístico D	Valor-p	Significación
Bioaccesibilidad (%) de fenoles totales fase oral (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.20436	0.38712 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.17507	0.57978 ^{ns}	
Bioaccesibilidad (%) de fenoles totales fase gástrica (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.1705	0.61247 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.25422	0.16358 ^{ns}	
Bioaccesibilidad (%) de fenoles totales fase intestinal (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.19332	0.45519 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.17951	0.54837 ^{ns}	
Bioaccesibilidad (%) de flavonoides totales fase oral (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.10365	0.97915 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.15135	0.74951 ^{ns}	
Bioaccesibilidad (%) de flavonoides totales fase gástrica (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.16663	0.64036 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.15671	0.71168 ^{ns}	
Bioaccesibilidad (%) de flavonoides totales fase intestinal (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.1243	0.91196 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.13219	0.87169 ^{ns}	
Recuperación de la capacidad antioxidante (%) fase oral DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.12084	0.92719 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.9002	0.99567 ^{ns}	
Recuperación de la capacidad antioxidante (%) fase gástrica DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.1302	0.88253 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.15291	0.73865 ^{ns}	
Recuperación de la capacidad antioxidante (%) fase intestinal DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.12828	0.89257 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.2007	0.40895 ^{ns}	
Recuperación de la capacidad antioxidante (%) fase oral TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.14057	0.82169 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.1268	0.90002 ^{ns}	
Recuperación de la capacidad antioxidante (%) fase gástrica TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.2146	0.3299 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.14576	0.78783 ^{ns}	
Recuperación de la capacidad antioxidante (%) fase intestinal TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i>	0.16147	0.6776 ^{ns}	No difiere de la distribución normal
<i>S. esteroa</i>	0.14553	0.78931 ^{ns}	

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); μmol ET/g, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); las p no significativas (p > 0.05) se indican con (ns).

Anexo L. Prueba de homocedasticidad para la estimación de la bioaccesibilidad (%) de fenoles totales y flavonoides totales y estimación de la recuperación de la capacidad antioxidante total (%) por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Estadístico F	Valor-p	Significación
Bioaccesibilidad (%) de fenoles totales fase oral (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.2361	0.2740 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Bioaccesibilidad (%) de fenoles totales fase gástrica (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.2104	0.2789 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Bioaccesibilidad (%) de fenoles totales fase intestinal (mg EAG/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.2625	0.2690 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Bioaccesibilidad (%) de flavonoides totales fase oral (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.5632	0.4581 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Bioaccesibilidad (%) de flavonoides totales fase gástrica (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	2.1668	0.1502 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Bioaccesibilidad (%) de flavonoides totales fase intestinal (mg EQ/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.2001	0.6574 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) fase oral DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.0140	0.3210 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) fase gástrica DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.9526	0.0200 ^{***}	No se acepta la similitud de varianzas
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) fase intestinal DPPH (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	7.3838	0.0102 [*]	No se acepta la similitud de varianzas
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) fase oral TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	7.6237	0.0092 ^{***}	No se acepta la similitud de varianzas
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) fase gástrica TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	3.0526	0.0896 ^{ns}	Se acepta la similitud de varianzas
Recuperación de la capacidad antioxidante total (%) fase intestinal TEAC (μmol ET/g, ps)			
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	11.3065	0.0019 ^{**}	No se acepta la similitud de varianzas

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); μmol ET/g, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); las p significativas (p < 0.05, 0.01, 0.001) se indican con (*, ** o ***).

Anexo M. Prueba t-Student para fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante total libre y conjugada por DPPH y TEAC de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Valor t-Student	Valor p 0.05	Valor p 0.01	Valor p 0.001	Significación
Fenoles totales libres (mg EAG/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	14.996 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Fenoles totales conjugados (mg EAG/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	87.72 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Flavonoides totales libres (mg EQ/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	19.19 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Flavonoides totales conjugados (mg EQ/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	25.53 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Capacidad antioxidante total libre DPPH ($\mu\text{mol ET/g, ps}$)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	11.63 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Capacidad antioxidante total conjugada DPPH ($\mu\text{mol ET/g, ps}$)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	15.75 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Capacidad antioxidante total libre TEAC ($\mu\text{mol ET/g, ps}$)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	16.78 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Capacidad antioxidante total conjugada TEAC ($\mu\text{mol ET/g, ps}$)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	30.50 ***	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); $\mu\text{mol ET/g, ps}$ (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); la significación de las diferencias estadísticas de los valores t-Student se indican para ($p < 0.001$) con (***).

Anexo N. Prueba t-Student para fenoles totales, flavonoides totales y capacidad antioxidante total por DPPH y TEAC de digestos en fase oral, gástrica e intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Valor t-Student	Valor-p 0.05	Valor-p 0.01	Valor-p 0.001	Significación
Fenoles totales fase oral (mg EAG/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.51896 ^{ns}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es no significativa
Fenoles totales fase gástrica (mg EAG/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	4.8613 ^{***}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Fenoles totales fase intestinal (mg EAG/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	6.1868 ^{***}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Flavonoides totales fase oral (mg EQ/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.076039 ^{ns}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es no significativa
Flavonoides totales fase gástrica (mg EQ/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.3691 ^{ns}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es no significativa
Flavonoides totales fase intestinal (mg EQ/g, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.053357 ^{ns}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es no significativa
Capacidad antioxidante total fase oral DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	2.5842 [*]	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es significativa
Capacidad antioxidante total fase gástrica DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	2.9291 ^{**}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Capacidad antioxidante total fase intestinal DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	7.8472 ^{***}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Capacidad antioxidante total fase oral TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.070314 ^{ns}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es no significativa
Capacidad antioxidante total fase gástrica TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.3953 ^{***}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa
Capacidad antioxidante total fase intestinal TEAC ($\mu\text{mol ET/g}$, ps)					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	7.651 ^{***}	2.0322	2.7283	3.6007	La diferencia entre especies es altamente significativa

Notas: mg EAG/g, ps (miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra, peso seco); mg EQ/g, ps (miligramos de equivalentes de quercetina/ gramo de muestra, peso seco); DPPH (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo); TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity); $\mu\text{mol ET/g}$, ps (micromoles de equivalentes Trolox/gramo de muestra, peso seco); la significación de las diferencias estadísticas de los valores t-Student se indican para ($p > 0.05$) con (^{ns}); para ($p < 0.05, 0.01, 0.001$) con (^{*}, ^{**}, ^{***}).

Anexo O. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales libres por UHPLC-DAD de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Valor t-Student	Valor-p 0.05	Valor-p 0.01	Valor-p 0.001	Significación
Ácidos fenólicos totales libres (µg/g, ps)					
Ferúlico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	7.969 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Gálico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	8.374 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
p-Cumárico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.039 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Protocateico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	6.445 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Sináptico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.989 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Flavonoides totales libres (µg/g, ps)					
Catequina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	7.316 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Quercetina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.379 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Miricetina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.447 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Naringenina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	2.439 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Naringina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	17.203 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Rutina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	35.78 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa

Notas: µg/g, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); la significación de las diferencias estadísticas de los valores t-Student se indican para ($p > 0.05$) con (^{ns}); para ($p < 0.01, 0.001$) con (**,***).

Anexo P. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales conjugados por UHPLC-DAD de *S. edulis* y *S. esteroa*.

Especies	Valor t-Student	Valor-p 0.05	Valor-p 0.01	Valor-p 0.001	Significación
Ácidos fenólicos totales conjugados (µg/g, ps)					
Ácido Ferúlico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.457 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Ácido Gálico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	12.812 ^{***}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Ácido p-Cumárico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.496 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Ácido Protocateico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	9.119 ^{***}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Ácido Sináptico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.399 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Flavonoides totales conjugados (µg/g, ps)					
Catequina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	7.403 ^{**}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Quercetina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.249 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Miricetina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	18.235 ^{***}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Naringenina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	3.071 [*]	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es significativa
Naringina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	3.831 [*]	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es significativa
Rutina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.395 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa

Notas: µg/g, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); la significación de las diferencias estadísticas de los valores t-Student se indican para (p > 0.05) con (ns); para (p < 0.05, 0.01, 0.001) con (*, **,***).

Anexo Q. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales de digestos en fase oral de *S. edulis* y *S. esteroa* por UHPLC-DAD.

Especies	Valor t-Student	Valor-p 0.05	Valor-p 0.01	Valor-p 0.001	Significación
Ácidos fenólicos totales fase oral (µg/g, ps)					
Ferúlico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	6.728 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Gálico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	99.04 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
p-Cumárico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	6.321 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Protocateico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.481 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Sináptico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	3.247 *	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es significativa
Flavonoides totales fase oral (µg/g, ps)					
Catequina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	4.82 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Miricetina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	19.659 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Naringenina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.028 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Naringina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	6.745 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Rutina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	50.645 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa

Notas: µg/g, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); la significación de las diferencias estadísticas de los valores t-Student se indican para (p > 0.05) con (^{ns}); para (p < 0.05, 0.01, 0.001) con (*, **, ***).

Anexo R. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales de digestos en fase gástrica de *S. edulis* y *S. esteroa* por UHPLC-DAD.

Especies	Valor t-Student	Valor-p 0.05	Valor-p 0.01	Valor-p 0.001	Significación
Ácidos fenólicos totales fase gástrica (µg/g, ps)					
Ferúlico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.409 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Gálico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	17.563 ^{***}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
p-Cumárico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.387 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Protocateico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	4.984 ^{**}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Sináptico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	2.305 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Flavonoides totales fase gástrica (µg/g, ps)					
Catequina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	24.221 ^{***}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Miricetina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	1.932 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Naringenina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	11.893 ^{***}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Naringina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	8.927 ^{***}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Rutina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.057 ^{**}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa

Notas: µg/g, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); la significación de las diferencias estadísticas de los valores t-Student se indican para (p > 0.05) con (ns); para (p < 0.01, 0.001) con (**, ***).

Anexo S. Prueba t-Student para ácidos fenólicos y flavonoides totales de digestos en fase intestinal de *S. edulis* y *S. esteroa* por UHPLC-DAD.

Especies	Valor t-Student	Valor-p 0.05	Valor-p 0.01	Valor-p 0.001	Significación
Ácidos fenólicos totales fase intestinal ($\mu\text{g/g}$, ps)					
Ferúlico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	17.407 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Gálico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	20.571 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
p-Cumárico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	14.94 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Protocateico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	2.14 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Sináptico					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	0.714 ^{ns}	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es no significativa
Flavonoides totales fase intestinal ($\mu\text{g/g}$, ps)					
Catequina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	12.478 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Miricetina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	77.616 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Naringenina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	10.067 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Naringina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	5.312 **	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa
Rutina					
<i>S. edulis</i> y <i>S. esteroa</i>	13.024 ***	2.7764	4.6040	8.6103	La diferencia entre especies es altamente significativa

Notas: $\mu\text{g/g}$, ps (microgramos/gramo de muestra, peso seco); la significación de las diferencias estadísticas de los valores t-Student se indican para ($p > 0.05$) con (^{ns}); para ($p < 0.01, 0.001$) con (**, ***).