

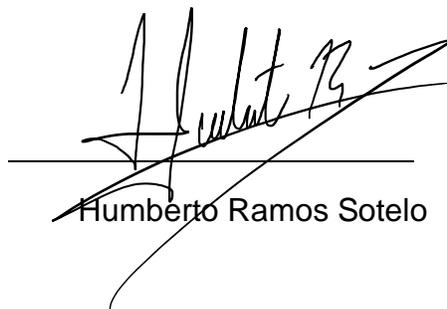


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA

CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Culiacán Rosales, Sinaloa, el día 15 del mes marzo del año 2021, el (la) que suscribe Humberto Ramos Sotelo alumno (a) del Programa del Doctorado en Ciencias en Biotecnología con número de cuenta 1566408-2, de la Unidad Académica Facultad de Ciencias Químico Biológicas manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr Federico Páez Osuna y el Dr Angel Valdez Ortiz y cede los derechos del trabajo titulado “Evaluación del Cultivo Integrado Camarón-Hortalizas sobre la Producción y Parámetros de Calidad de Tomate, Albahaca y Lechuga”, a la Universidad Autónoma de Sinaloa para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales.

La Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México) protege el contenido de la presente tesis. Los usuarios de la información contenida en ella deberán citar obligatoriamente la tesis como fuente, dónde la obtuvo y mencionar al autor intelectual. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



Humberto Ramos Sotelo



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Ciencias Químico Biológicas
Programa Regional Posgrado en Biotecnología
Doctorado en Ciencias en Biotecnología

**Evaluación del Cultivo Integrado Camarón –
Hortalizas sobre la Producción y Parámetros
de Calidad de Tomate, Albahaca y Lechuga**

TESIS

que presenta

MC Humberto Ramos Sotelo

como requisito para
obtener el grado de

**Doctor en Ciencias en
Biotecnología**

Director

Dr Federico Páez Osuna
Dr Angel Valdez Ortiz

Culiacán de Rosales, SIN, MEX

Julio 2021

Dedicatoria

Con todo mi amor para mi esposa Marely

Por su invaluable apoyo en cada paso de este proyecto, por darme el impulso que necesitaba para creer en mi y por la fortaleza otorgada para seguir cuando todo parecía inasequible.

A mi hija Sarah, que llegó como un rayito de sol a nuestras vidas y ahora brilla como una galaxia. Todavía no lo entiendes, pero solo con una sonrisa, haces que mi mundo gire.

Agradecimientos

Al Consejo nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico otorgado para la realización de este proyecto.

A la Universidad Autónoma de Sinaloa, especialmente a la Facultad de Ciencias Químico Biológicas y al programa de Doctorado en Ciencias en Biotecnología por todas las facilidades que me otorgaron para la realización de este trabajo.

A mi director, el Dr. Federico Páez, por darme la oportunidad de trabajar con él, por dedicarme mucho de su tiempo y esfuerzo y sobre todo por enseñarme que se puede ser un profesional exitoso sin perder la humanidad y el respeto hacia los demás.

Al Dr. Cuauhtémoc Reyes por apoyarme en los momentos difíciles de esta etapa gracias por haber llevado todo del lado de la imparcialidad y justicia.

A la Dra. Edith Cuevas, por su gran apoyo desde el ingreso al programa, por abrirme las puertas de su laboratorio, por todos sus consejos durante el transcurso de mis estudios y por el tiempo y esfuerzo que me dedicó hasta el final.

A mis padres Fortunato y Teresa, que a pesar de los años siguen con la ardua tarea de ser padres, siempre pendiente del bienestar de sus hijos, ahora los entiendo más que nunca papás y valoro cada acción y gesto de cariño que siempre han tenido.

A mis hermanos, José, Velia y Nayelli, a pesar de que ya todos seamos mayores siempre los veré con el mismo amor y cariño de cuando éramos niños, gracias a cada uno de ustedes por su apoyo, enseñanzas y jalones de oreja en cada etapa de mi vida.

A mis abuelos, Humberto y Lorenzo, que, aunque fue poco el tiempo que conviví con ustedes, atesoro cada momento en mi corazón y mente. Un abrazo hasta el cielo.

A mis abuelas, Fany y Velia, que cuando era pequeño las veía como algo tan diferente una fuerte y estricta y la otra amorosa y consentidora, al final me doy cuenta de que son dos caras de la misma moneda quienes solo me han demostrado amor.

A mis tíos tanto de Ramos como Sotelo, a todos ustedes les he aprendido algo de provecho para mi vida, en especial a mi tía Sole y tío Martín por su apoyo en un momento muy difícil de salud y a mi tía Adriana por haber hecho de nuestra llegada a Culiacán algo muy grato siempre con todas tus muestras de cariño.

A mi familia Figueroa Pérez, gracias por recibirme como uno de los suyos y por tener la confianza de que siempre veré por el bien de su hija, hermana, sobrina o prima.

A mis amigos, los que conozco hace años, amigos entrañables durante cada etapa de estudio, Luis, Fausto, Karím, Benjamín, Carlos y Omar y los que conozco hace poco, Héctor, David y Carol todos han dejado algo de ustedes en mi corazón, en especial a mis compadres Karen y Pedro que desde el día que nos conocimos los sentí como amigos de toda la vida.

A mis ahijados, Camila, Sofía, Ian y Panchito por recordarme el lado divertido y simple de la vida como solo un niño lo puede ver, siempre veré por ustedes.

A mis compañeros y amigos de laboratorio en Culiacán, en especial Cristian, Claudia y Marco muchas gracias por todos los momentos divertidos dentro y fuera del laboratorio. Así como a mis compañeros y amigos de laboratorio de Mazatlán, Juan, Armando y Suammy por compartirme sus conocimientos y permitirme ser parte de este gran proyecto.

Presentación

- **Laboratorio de Geoquímica y Contaminación Costera, Unidad Académica Mazatlán Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM.**
- **Laboratorio Functional Food and Bioprocess, Room 18 de la Facultad de Ciencias Químico-Biológicas, UAS.**
- **Modulo Experimental de Cultivos Acuapónicos Yum Kaax, Mazatlán, Sin.**
- **Laboratorio de Investigación, Universidad Tecnológica de Culiacán**
- **Colorado Seeds, Inc. Cheraw, Colorado**
- **Lark Seeds International, Antalya, Turkey.**

INDICE GENERAL

	Pag.
I RESUMEN	
ABSTRACT	
II INTRODUCCIÓN	1
III REVISIÓN DE LA LITERATURA	4
A AGRICULTURA Y ACUICULTURA: IMPACTO AMBIENTAL	4
B SOLUCIONES A LOS EFECTOS AMBIENTALES	8
C ACUAPONIA	9
D COMPONENTES PRINCIPALES DE LOS SISTEMAS ACUAPÓNICOS	13
E BENEFICIOS ECONÓMICOS-AMBIENTALES DE LOS CULTIVOS ACUAPÓNICOS	16
F VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LOS SISTEMAS ACUAPÓNICOS	16
G PRODUCCIÓN SUSTENTABLE	18
H DINÁMICA DE NUTRIENTES	19
I NUTRIENTES EN EL SISTEMA ACUAPÓNICO	21
J CULTIVO DE CAMARÓN EN MÉXICO	24
K CULTIVO DE TOMATE Y VALOR NUTRITIVO	29
L CULTIVO DE ALBAHACA Y VALOR NUTRITIVO	30
M CULTIVO DE LECHUGA Y VALOR NUTRITIVO	36
N TOLERANCIA AL ESTRÉS SALINO	42
O COMPUESTOS FENÓLICOS Y SU ACCIÓN ANTIOXIDANTE	47
P SÍNTESIS DE FENOLES EN LAS PLANTAS	53
Q FACTORES QUE AFECTAN LA SÍNTESIS DE FENOLES EN LAS PLANTAS	57
R REGULACIÓN ANTIOXIDANTE DURANTE LA TOLERANCIA AL ESTRÉS SALINO	59
IV JUSTIFICACIÓN	63
V HIPÓTESIS	64
VI OBJETIVOS	65
A OBJETIVO GENERAL	65
B OBJETIVOS ESPECÍFICOS	65
VII MATERIALES Y MÉTODOS	66
A MATERIALES	66

B DISEÑO EXPERIMENTAL	66
1 Cultivo de camarón	66
2 Preparación de los tanques de cultivo	68
3 Adquisición y transporte de postlarvas	68
4 Aclimatación y siembra de postlarvas	69
C VARIABLES A EVALUAR EN EL CULTIVO INTEGRADO	69
CAMARÓN-HORTALIZAS	
1 Producción y rendimiento del camarón	70
2 Producción y rendimiento de las hortalizas	70
3 Análisis proximal de las hortalizas	71
4 Color (luminosidad, hue, croma)	71
5 Análisis sensorial	71
6 pH y sólidos solubles	72
7 Acidez titulable	72
D PROPIEDADES NUTRACÉUTICAS DE LAS HORTALIZAS	73
1 Cuantificación de compuestos fenólicos totales extraíbles	73
2 Cuantificación de compuestos fenólicos totales no extraíbles	73
3 Cuantificación de flavonoides totales	74
4 Identificación de compuestos fenólicos individuales	75
5 Cuantificación de prolina	76
6 Determinación de clorofila	77
7 Capacidad de inhibición del radical DPPH	77
8 Capacidad de inhibición del radica ABTS	78
E ANÁLISIS ESTADÍSTICO	79
VIII RESULTADOS Y DISCUSIÓN	80
A VARIABLES DE CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS	80
B ANÁLISIS PROXIMAL Y CARACTERÍSTICAS FISCOQUÍMICAS	84
C ANÁLISIS PROXIMAL Y SENSORIAL DE LAS MUESTRAS DE	92
CAMARÓN	
D CUANTIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS	97
E CUANTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES	105
F IDENTIFICACIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE COMPUESTOS	108
FENÓLICOS INDIVIDUALES DE LAS FRACCIONES SOLUBLES E	
INSOLUBLES DE LA LECHUGA FRANCISCANA Y OREJONA	
G IDENTIFICACIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE COMPUESTOS	114
FENÓLICOS INDIVIDUALES DE LAS FRACCIONES SOLUBLES E	

	INSOLUBLES DE TOMATE Y ALBAHACA	
	H CUANTIFICACIÓN DE PROLINA	120
	I CAPACIDAD DE INHIBICIÓN DE LOS RADICALES DPPH Y ABTS	122
IX	CONCLUSIONES	129
X	BIBLIOGRAFÍA	131
	Abreviaturas	163

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig.	Descripción	Pág
1	Sistema básico de acuaponia	11
2	Componentes principales de sistemas acuapónicos	14
3	Producción de camarón cultivado en México	25
4	Fruto de la planta de tomate (<i>Lycopersicum esculentum Mill</i>)	31
5	Planta de albahaca (<i>Ocimum basilicum L</i>)	37
6	Parte comestible de la planta de lechuga (<i>Lactuca sativa L</i>)	43
7	Tres mecanismos principales de la tolerancia salina en cultivos de planta	51
8	Rendimiento relativo de cultivo comparado con la conductividad térmica del suelo	52
9	Estructura base de los flavonoides	56
10	Ruta de la biosíntesis de compuestos fenólicos en las plantas	58
11	Factores de estrés en las plantas	60
12	Sistema experimental empleado	67
13	Valores medios de la valoración sensorial en una escala hedónica de 9 puntos de las muestras de camarón cultivado con agua de pozo de baja salinidad y agua de mar diluida	96
14	Contenido de fenoles totales en las fracciones soluble e insoluble de extractos de lechuga franciscana y orejona irrigadas con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	98
15	Contenido de fenoles totales en las fracciones soluble e insoluble de extractos de tomate y albahaca irrigadas con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	103
16	Contenido de flavonoides en las fracciones soluble e insoluble de extractos de lechuga franciscana y lechuga orejona irrigadas con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	106
17	Contenido de flavonoides en las fracciones soluble e insoluble de extractos de tomate y albahaca irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	107
18	Contenido de prolina en extractos de lechuga, franciscana y orejona, y albahaca irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	121
19	Capacidad antioxidante por DPPH en extractos de vegetales irrigados	125

con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)

- 20** Capacidad antioxidante por ABTS en extractos de vegetales irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH) **127**

INDICE DE CUADROS

Cuadro	Descripción	Pág.
1	Estados con mayor producción de tomate 2019	33
2	Producción agrícola de tomate en Sinaloa	34
3	Composición nutricional del tomate por 100 g de producto	35
4	Cierre de la producción agrícola de albahaca en México	39
5	Composición nutricional de albahaca por 100 g de producto	41
6	Cierre de la producción agrícola de lechuga en México	45
7	Composición nutricional de lechuga por 100 g de producto	46
8	Clasificación de compuestos fenólicos	54
9	Variables de crecimiento de lechuga orejona irrigada con efluentes del cultivo de camarón y una solución hidropónica control	81
10	Variables de crecimiento de lechuga franciscana irrigada con efluentes de cultivo de camarón y una solución hidropónica control	83
11	Variables de crecimiento de albahaca irrigada con efluentes del cultivo de camarón y una solución hidropónica control	85
12	Propiedades fisicoquímicas y análisis proximal de lechuga franciscana cultivada con diferentes efluentes de camarón de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica (control)	87
13	Propiedades fisicoquímicas y análisis proximal de lechuga orejona cultivada con diferentes efluentes de camarón de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica (control)	90
14	Propiedades fisicoquímicas y análisis proximal de albahaca cultivada con diferentes efluentes de camarón de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica (control)	91
15	Análisis proximal de tomate cultivado con diferentes efluentes de camarón de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica como (control)	93
16	Análisis proximal de camarón cultivado con diferentes tipos de agua de pozo y agua de mar diluida	95
17	Caracterización química de los efluentes de cultivo de camarón utilizados para la irrigación de las plantas en estudio	101
18	Perfil de compuestos fenólicos de la fracción soluble de extractos de lechuga franciscana y lechuga orejona irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	109
19	Perfil de compuestos fenólicos de la fracción insoluble de extractos	112

	de lechuga franciscana y lechuga orejona irrigadas con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	
20	Perfil de compuestos fenólicos de la fracción soluble de extractos de albahaca y tomate irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	115
21	Perfil de compuestos fenólicos de la fracción insoluble de extractos de albahaca y tomate irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)	117

RESUMEN

Los sistemas integrados de acuicultura-agricultura son métodos sustentables de producción de organismos acuáticos y plantas, donde los desechos de una actividad son utilizados en la producción de su contraparte. Con su implementación se podría disminuir el uso de agua y de fertilizantes, produciendo un impacto ambiental mínimo. El uso de camarón de cultivo a baja salinidad en estos sistemas podría ser útil en la producción de ciertos cultivos agrícolas tolerantes a la salinidad moderada, generando material vegetal con similares o mejores propiedades nutraceuticas. Por tanto, el objetivo de este trabajo fue evaluar la producción y parámetros de calidad de los productos cosechados del cultivo integrado de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) con tomate, albahaca y dos variedades de lechuga usando agua de baja salinidad. En los resultados obtenidos se encontró que el efluente del cultivo de camarón proveniente de cultivos de baja salinidad en recirculación constante tiene el potencial de ser utilizado de manera eficiente como una fuente alternativa de agua y nutrientes para el cultivo de lechuga y albahaca, demostrando ser una opción sostenible para mitigar los efectos ambientales negativos. La salinidad de los efluentes provocó un incremento en los compuestos fenólicos totales y flavonoides de los cuatro cultivos en estudio, principalmente glucósidos de quercetina y ácidos fenólicos, lo cual se vio reflejado en una mayor capacidad antioxidante, siendo mejor el efecto, para el efluente de agua de pozo, esto sin afectar los parámetros fisicoquímicos de las muestras. Sin embargo, el contenido de clorofila disminuyó ligeramente en albahaca y lechuga irrigadas con los efluentes de camarón en comparación con la solución hidropónica. Con base en lo anterior, se concluye que el desarrollo del cultivo integrado camarón-hortalizas a partir del empleo de agua de baja salinidad, permite mejorar las propiedades nutricionales y nutraceuticas de las hortalizas en estudio, sin afectar en gran medida sus características fisicoquímicas.

Palabras clave: Acuaponia, *Litopenaeus vannamei*, lechuga, tomate, albahaca

ABSTRACT

Integrated aquaculture-agriculture systems are sustainable methods to produce aquatic organisms and plants, in which, wastes of an activity are used in the production of its counterpart. With this process, the use of water and fertilizers could be reduced, producing a minimum environmental impact. The use of low salinity farming shrimp used for these systems, could be useful in the production of certain crops resistant to saline stress, which could lead to the generation of plant material with enhanced nutraceutical properties. Therefore, the objective of this work was to evaluate yield and quality parameters of vegetables cultivated in the integrated system of white shrimp with basil, tomato and two varieties of lettuce, using low salinity water effluents. Results showed that low salinity effluents from the shrimp culture in constant recirculation has the potential to be used efficiently as an alternative source of water and nutrients for the cultivation of lettuce and basil as a sustainable option to mitigate the negative environmental effects. Shrimp effluents caused significant increases in the total phenolic and flavonoid content of lettuces and basil, mainly quercetin glycosides and phenolic acids, which was reflected in a greater antioxidant capacity, the highest effect was observed in the well water effluent, additionally, it is important to indicate that, irrigation with shrimp effluents did not affected physicochemical parameters of the vegetables. Furthermore, the chlorophyll content decreased slightly in basil and lettuce irrigated with the effluents compared to the hydroponic solution. However, based on the above, the development of an integrated shrimp-vegetable culture system with the use of low salinity water, allows to improvement of the nutritional and nutraceutical properties of lettuce and basil without affecting their physicochemical characteristics.

Keywords: Aquaponics, *Litopenaeus vannamei*, lettuce, tomato, basil

I INTRODUCCIÓN

Típicamente, el cultivo de camarón ha sido criticado debido a las grandes cantidades de agua utilizadas para el recambio necesario para la dilución de los compuestos potencialmente tóxicos en el agua de los estanques y por las descargas de efluentes enriquecidos con nutrientes y materia orgánica, lo que contribuye al deterioro de la calidad del agua (disminución de oxígeno disuelto, eutrofización y salinización) de los ecosistemas receptores acuáticos (Páez-Osuna 2001; Mariscal-Lagarda y col. 2014; Cardoso-Mohedano y col. 2018). Una manera de mitigar estos efectos ambientales adversos es mediante la integración del cultivo de camarón con la agricultura a través del riego de plantas en el suelo o en sistemas hidropónicos; o bien usando plantas halófitas en el caso del cultivo de camarón marino y salobre (Moroyoqui-Rojo 2012; Pinheiro y col. 2017; Doncato and Costa 2018) o usando vegetales cuando se usa agua de baja salinidad y agua dulce (Miranda y col. 2008; Mariscal-Lagarda y col. 2012; Fierro-Sañudo y col. 2018). Según la FAO (2017), el 15.2% de la producción mundial de camarón cultivado se genera en cultivos de agua dulce y de baja salinidad. Esto aumenta el potencial para integrar o acoplar el cultivo de camarón con una diversidad de plantas, maximizando el uso del agua y minimizando el impacto ambiental.

La importancia de utilizar los efluentes en la agricultura ha ido creciendo, ya que representa una fuente alternativa de agua y nutrientes para los cultivos de plantas. Tanto en los países desarrollados como en los países en desarrollo, las aguas residuales domésticas se han utilizado en la agricultura (da Silva, 2018). Además de

la reutilización del agua, también ha aumentado la búsqueda de sistemas de producción que proporcionen el uso más eficiente del agua en la agricultura. La hidroponía o acuaponia, definida como una técnica de cultivo de plantas sin suelo, utiliza solo agua y nutrientes disueltos, presentando varias ventajas en comparación con la agricultura tradicional, como son: un crecimiento más rápido, alta productividad, fácil manejo y mayor eficiencia en el uso del agua (dos Santos y col. 2013). Además, se ha enfatizado que esta técnica puede ser utilizada para el tratamiento de efluentes (Rana y col. 2011; da Silva, 2018). El uso de efluentes como fuente de irrigación para las plantas ofrece diversos beneficios, como es el aumento de la producción, la optimización del uso del agua y la reducción o eliminación de la dosis de fertilizante. Sin embargo, también hay desventajas en términos de cultivos, como los efectos adversos debido a la salinidad, el exceso o la deficiencia de nutrientes, así como la presencia de coliformes (Almuktar y col. 2015). A diferencia de las aguas domésticas e industriales, los efluentes de baja salinidad del cultivo de camarón contienen nutrientes disponibles (Mariscal-Lagarda y col. 2012) y niveles bajos de metales (León-Cañedo y col. 2019) lo que los hace viables para cultivar plantas, como la lechuga, tomate y albahaca. Uno de los puntos críticos, es si tal efluente de camarón proporciona una cosecha de hortalizas con una calidad comparable o no, con respecto a los producidos usando una solución hidropónica tradicional.

Entre las plantas más frecuentemente cultivadas en sistemas acuaponicos se encuentran la lechuga, albahaca y tomate (Love y col. 2015). Estas plantas han sido acopladas con diferentes cultivos de peces acuáticos como esturión, tilapia del nilo,

trucha arcoiris, gouramy y camarón (Dediu 2012; Buzby y col. 2017; Mariscal-Lagarda y col. 2014; Pinho y col. 2018; Fierro-Sañudo y col. 2018). Estas plantas pueden ser consideradas como aptas para ser utilizadas en sistemas integrados de camarón en acuaponía, debido a que presentan tolerancia al estrés salino (Maggio y col. 2007; Reyes-Pérez y col. 2013; Xu and Mou 2015). Además, se ha demostrado que las plantas, cuando están expuestas a algún tipo de estrés abiótico durante su cultivo, activan un mecanismo de defensa que involucra el aumento de compuestos con propiedades antioxidantes, lo que aumenta sus propiedades nutraceuticas (Oh, Carey, and Rajashekar 2009).

Sin embargo, el estrés salino puede afectar el contenido de nutrientes, crecimiento, entre otras características de interés de la planta (Balal y col. 2011; Karimi and Sadeghi-Seresht 2018). Por lo tanto, en este estudio evaluó el rendimiento de los cultivos de lechuga tomate y albahaca hidropónica cultivada en un sistema hidropónico DFT (Deep Flow Technique) y NFT (Nutrient Film Technique) con dos efluentes de camarón de salinidad baja (agua de pozo y agua de mar diluida de 2.7 dS m^{-1}) con respecto a las concentraciones de clorofila, proteínas, lípidos, carbohidratos, flavonoides, prolina, compuestos fenólicos, capacidad antioxidante y los parámetros físico-químicos en los productos cosechados.

II REVISIÓN DE LA LITERATURA

A AGRICULTURA Y ACUICULTURA: IMPACTO AMBIENTAL

La agricultura se define como la actividad que ejerce el hombre haciendo uso deliberado de la tierra para extraer bienes del suelo gracias al aprovechamiento de la energía solar. Es una actividad estratégica para cualquier sociedad. Destaca el hecho de que las poblaciones que se han desarrollado anteponiéndose a las demás, lo han conseguido al alcanzar en primer lugar una alta eficiencia en la producción de alimentos y fibras (Sinergia, 2006).

A diferencia de la industria, la agricultura, al ser una actividad de producción de alimentos que trabaja con insumos naturales como son la tierra y el agua, ha sido tradicionalmente eximida de ser considerada una actividad que genere un impacto negativo hacia el medio ambiente. Sin embargo, hoy en día esa concepción de la agricultura ha cambiado enormemente al quedar demostrado su potencial nocivo para el entorno, el cual es incluso superior a determinados sectores industriales (Sinergia, 2006).

De hecho, una actividad agraria orientada a maximizar la producción, genera formas de explotación que superan la capacidad de recuperación de los ecosistemas, en contraposición al concepto de producción sostenible, el cual permitiría mantener y aprovechar de forma continua los recursos naturales (Gómez-Orea, 1988). Este mismo autor señala que las causas más conocidas de sobre explotación, por sus efectos en el suelo y en el agua, se relacionan con la intensificación del sistema de cultivo, siendo alguno de sus efectos negativos los

siguientes: **(1)** Disminución de la productividad del suelo por erosión o compactación, pérdida de materia orgánica, retención hídrica, actividad biológica y salinización, **(2)** Acumulación de contaminantes: sedimentos, fertilizantes, pesticidas, etc., **(3)** Falta de agua: sobre explotación al no respetar los ciclos naturales que mantienen su disponibilidad, **(4)** Riesgos potenciales para la salud relacionados con la aparición de residuos en ocasiones tóxicos, en los alimentos.

Los principales impactos se relacionan con la contaminación que afecta a la calidad de las aguas superficiales y subterráneas, al suelo y al paisaje. Estas formas de contaminación obedecen al mayor uso de insumos químicos, perturbando los ecosistemas y acumulándose además en la cadena alimentaria (Banco Mundial, 1992)

Los estudios realizados sobre la calidad de agua y su evolución en el tiempo, señalan que uno de los capítulos de mayor interés en la contaminación de aguas, por su extensión, intensidad y persistencia, es el que originan los nitratos. Hasta tal punto que su concentración de acuíferos en explotación dentro de zonas de agricultura intensiva, llega a ser inquietante por la rapidez de su desarrollo (FAO, 2013). Los nitratos pueden estar presentes en las aguas subterráneas, aunque su concentración no suele superar los 10 mg L⁻¹; por tanto, el incremento de la presencia de compuestos nitrogenados en el agua subterránea indica la existencia de focos de contaminación de distinto origen, aunque, en algunos informes se ha demostrado su asociación principalmente con prácticas de abonado o fertilización intensivo e inadecuado, a base de tales compuestos. El mecanismo de introducción, a partir de la superficie, es el arrastre de contaminación por aguas de infiltración; aunque

también puede obedecer a la penetración de aguas superficiales contaminadas desde ríos, drenes, acequias, etc. Es así, un caso de contaminación dispersa que acaba alterando la calidad de las aguas, con la consiguiente pérdida de su capacidad respecto al uso al que estaban destinadas (FAO, 2013).

Por otra parte, el suelo actúa como un sumidero en el que los contaminantes se filtran o/y se transforman. La eficiencia de este proceso depende de las propiedades del suelo y las características del contaminante. La contaminación es uno de los aspectos que más influyen en la degradación de los suelos, ya que la capacidad de desarrollo de sus funciones se ve afectada negativamente (FAO, 2018). Los principales procesos de degradación del suelo son la erosión, la acidificación y la contaminación por metales pesados, plaguicidas, contaminantes orgánicos persistentes (organoclorados, PCBs, HAs, PBDE, dioxinas), nitratos y fosfatos. Otras amenazas importantes son la compactación del suelo, las pérdidas de materia orgánica debidas a prácticas de manejo incorrectas, la salinización y el encharcamiento (SINERGIA, 2006).

Por otro lado, la acuicultura es el cultivo de organismos acuáticos, incluyendo peces, moluscos, crustáceos y plantas acuáticas (FAO, 2001). Ha sido el sistema de producción alimenticia con el crecimiento más rápido en los últimos 40 años, siendo de 10% en promedio por año, debido al incremento en la demanda mundial de alimentos (entre ellos los de origen marino), la decadencia de las poblaciones silvestres y la sobrepesca (Sien, 2003; FAO 2018).

En orden de mantener la demanda de productos provenientes del mar, la producción global total ha incrementado un 27.5% del 2010-2018, durante ese

periodo la acuicultura y la captura a incrementado un 29.8% y 10.4% respectivamente (FAO 2018) Desafortunadamente, las operaciones acuícolas también pueden producir impactos negativos en el medioambiente marino (Guangzhi, 2001). La estrategia natural de alimentación de los peces, la densidad de los peces, la biomasa total, la tasa de alimentación, calidad de agua y manejo del agua influye en la asimilación de nutrientes por los peces y la generación de aguas residuales. Estas se acumulan mientras la alimentación continua en el estanque de cultivo (Rafiee y Sadd, 2005).

Los sistemas acuícolas generan continuamente grandes cantidades de desechos (Mateus, 2009), los cuales son descargados directamente en los cuerpos de agua naturales. Estos desperdicios consisten primeramente de alimento no consumido por los peces o el organismo de cultivo en cuestión, materia fecal y otras excretas. Los desperdicios son una fuente de contaminación de nutrientes (Carbono, Nitrógeno, Fósforo) (García y col. 2005) y antibioticos (Hirsch y col. 1999). Además, la acuicultura a gran escala provoca una reducción en los habitas de otras especies (Orth y col. 2006) y rompen el balance del ecosistema. Estos desechos enriquecen de materia orgánica y de nutrientes las aguas y los sedimentos causando un deterioro en el agua descargada y en los sedimentos. El efecto inicial de adicionar grandes acumulaciones de desperdicios orgánicos descomponibles a los sedimentos marinos y fluviales provoca un incremento en la actividad microbiana por las bacterias aeróbicas. Cuando se añaden cada vez más materia orgánica y nutrientes se incrementa la demanda de Oxígeno y ello provoca hipoxia o anoxia localizada, eliminando las formas de vida aeróbicas más susceptibles(Chávez-Crooker y

Obreque-Contreras, 2010) provocando, finalmente, la eutrofización de ríos, lagunas, bahías y mares (Páez-Osuna y col., 2007).

B SOLUCIONES A LOS EFECTOS AMBIENTALES

Como se mencionó anteriormente, los desechos acuícolas pueden causar un impacto negativo en el ambiente debido a la liberación de los efluentes acuícolas en las áreas receptoras de los alrededores. Sin embargo, tales desechos podrían ser utilizados para la fertilización y el riego, ayudando así a reducir el empleo de fertilizantes inorgánicos en tierras de cultivos (Rafiee y Saad, 2005). Durante muchos años, esta estrategia ha sido desarrollada; comenzó con la creación de plantas de tratamiento a partir de humedales, en donde se les hacían llegar los efluentes para que las plantas procesaran el agua (biorremediación) (Mateus, 2009).

El uso de sistemas de recirculación hídrica es una vía de aprovechamiento de este recurso para minimizar el impacto de la acuicultura en el medioambiente. Aunque el total de nutrientes liberados es similar en ambos sistemas, los pequeños volúmenes en la concentración de los efluentes de los sistemas de recirculación son más fáciles de manejar. Diversas actividades se han estado realizando con la finalidad de reducir las descargas de aguas contaminadas en el ambiente en sistemas continuos. Por ejemplo, en China se está empleando la policultura de vieiras, pepino marino y queipo, lo cual reduce la eutrofización y el uso de compuestos anti-incrustantes, los cuales son tóxicos (Guanzhi, 2001).

Según Brister (2001), en reuniones sobre la producción acuícola orgánica, realizadas en los Estados Unidos (Programa Nacional de Acuicultura Orgánica de los

Estados Unidos, USDA) en 2000, se identificaron cuatro aspectos claves que permitirán manejar orgánicamente la acuicultura. Siendo estos la salud, la reproducción, la alimentación, y las estructuras físicas y condiciones de vida de las especies. Dentro de estos últimos aspectos, el grupo de trabajo concluyó que los sistemas integrados y acuapónicos (integración de acuicultura y sistemas hidropónicos) entran en el paradigma de producción orgánica a través de la conservación y el reciclaje de nutrientes.

Otro uso de las plantas acuáticas para el tratamiento del efluente es a través de los humedales artificiales. Lin y col. (2005), demostraron que estos sistemas pueden remover entre el 55 y 66% de los sólidos suspendidos, 37 a 54% de DBO₅, 64 a 66% del amonio, y 83 a 94% del nitrito presentes en el efluente producido por un cultivo.

C ACUAPONIA

La acuaponia es una estrategia donde se combinan dos tecnologías: la acuicultura en recirculación y la hidroponía. No obstante que esta actividad ha sido percibida como una forma de contribuir a sistemas más sostenibles en la producción de alimentos, la tecnología está todavía en una etapa inicial, con diversos retos (Konig y col., 2018). La acuaponía es una forma de agricultura que combina la acuicultura (que se define como cultivo de peces) con la hidroponía (cultivo de plantas sin el uso de suelo), definiendo acuicultura como el cultivo de animales acuáticos como peces, moluscos, crustáceos; e hidroponía, como el cultivo de plantas que se desarrollan en un sustrato inerte, las cuales reciben los minerales aplicando soluciones de nutrientes (Guzmán y Moreno, 2005). En este sistema, los

efluentes ricos en nutrientes de los tanques de los peces, crustáceos o moluscos son utilizados para fertilizar las plantas del sistema hidropónico (Diver, 2006; Rakocy, 2007; Goddek y col., 2019).

En este sistema, las raíces de las plantas y las rizobacterias remueven los nutrientes del agua. Estos nutrientes (derivados principalmente a partir de las heces de los organismos de cultivo, algas y la descomposición de los alimentos) son contaminantes que si no se retiran podrían alcanzar niveles tóxicos para los organismos en cultivo, pero dentro de un sistema acuapónico sirven como fertilizante líquido para el crecimiento de las plantas. A su vez, las camas hidropónicas funcionan como un biofiltro, que mejora la calidad del agua, que será recirculada nuevamente a los tanques de los peces (Mateus, 2009). Nelson (2008) cita que en acuaponía el desecho de los peces funciona como una fuente de alimento para las plantas y éstas a su vez, actúan como un filtro natural del agua en la que viven los peces. Esto crea un miniecosistema en donde tanto las plantas como los peces pueden vivir y prosperar (**Fig. 1**). La acuaponía es una alternativa ideal para solucionar el problema de los acuicultores para deshacerse del agua cargada de Nitrógeno y Fósforo y, asimismo, contribuir a la solución del problema de los agricultores de cómo conseguir el nitrógeno para sus plantas (Mateus, 2009).

La hidroponía es el cultivo de plantas, principalmente hortalizas, sin usar suelo, que es substituido por un sustrato sólido constituido por materiales inertes como en el sistema de camas, o por agua como en el caso del sistema de raíz flotante, y del sistema de “Solución Nutritiva Recirculante”, este último también conocido como “Nutrient Film Technique” (NFT, por sus siglas en inglés). Por ser inerte el sustrato

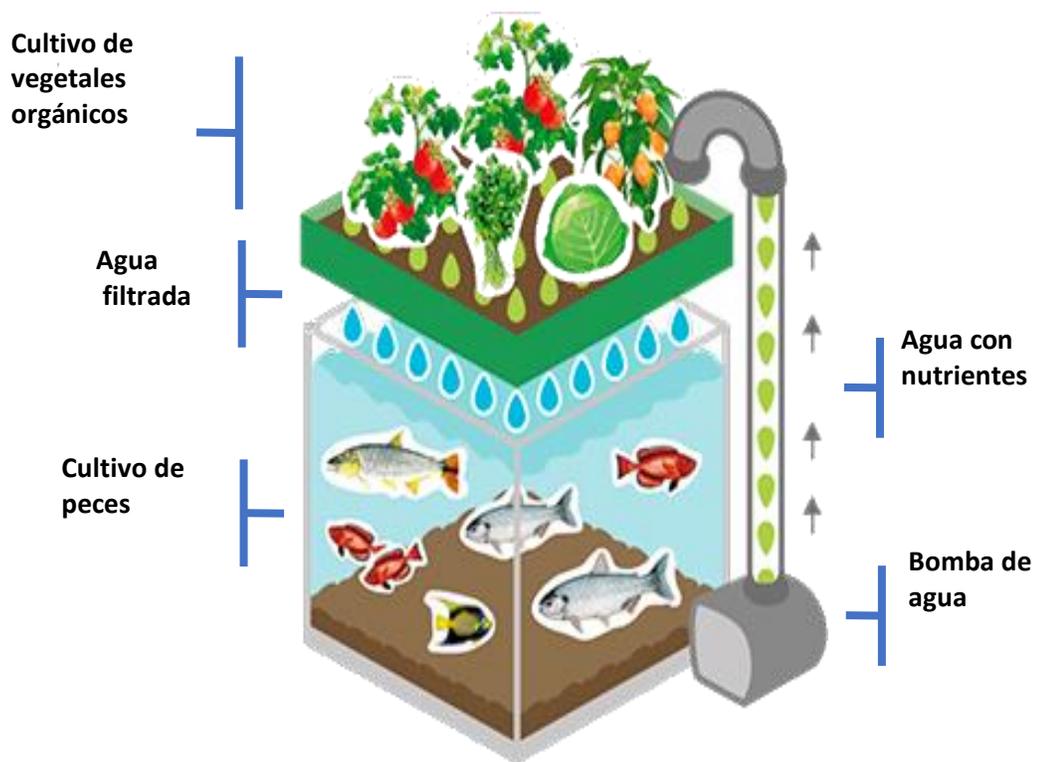


Fig. 1 Sistema básico de acuaponia
Agricultura Ecológica (2016)

cultivo, las plantas hidropónicas se alimentan con una solución nutritiva en la cual se disuelven las sales minerales que aportan a las plantas todos los elementos necesarios para su desarrollo (Soto y Ramírez, 2002).

Los sistemas productivos en acuicultura pueden ser extensivos o intensivos, dependiendo de la densidad de siembra, que se traduce en cuantos peces u otro organismo de cultivo por m² se crían. Entre los sistemas intensivos se mencionan los sistemas acuícolas de reúso y los sistemas de recirculación. En los sistemas de reúso el agua pasa de un estanque a otro, se mueve en una sola dirección, y nunca regresa al mismo estanque dos veces (Losordo y Timmons, 1994). La acuicultura de recirculación es un sistema en el cual el agua fluye desde los estanques de cultivos a los sistemas de tratamientos (filtración), para luego regresar nuevamente a los estanques de cultivo (Losordo y Timmons, 1994). La acuicultura de recirculación requiere menos del 10% de agua comparado con los proyectos de acuicultura extensivas y de reúso (Timmons y col. 2002), y en los cuales los efluentes son eliminados constantemente.

En el agua de los estanques de peces u otro organismo de cultivo se encuentran disueltos típicamente 10 de los 13 nutrientes esenciales que las plantas necesitan, y, aunque las concentraciones de Calcio, Potasio y Hierro suelen ser inferiores a las requeridas por las plantas, éstas pueden suplirse al sistema acuapónico en forma de hierro quelatado (EDTA-Fe), así como con hidróxido de Calcio y Potasio. La adición de estos últimos, permitiría, además, la regulación del pH en caso de acidificación del agua (Rakocy, 2007).

En resumen, como se muestra en la **Fig. 1**, la acuaponía es un sistema en el cual los desechos orgánicos producidos por algún organismo acuático (generalmente peces) sirven como fuente de alimento para las plantas; las cuales, a su vez, al tomar estos desechos, limpian el agua para los peces o el organismo de cultivo actuando como filtro biológico (Ramírez col, 2008). La acuaponía es una técnica de producción intensiva, bio-integrada (Diver, 2006) y altamente productiva en la cual se obtienen peces/u otro organismo y hortalizas en un mismo sistema de producción y con rendimientos altos; Mateus (2009) demostró por ejemplo, que, por cada ton de peces producida en sistemas acuapónicos, se pueden obtener hasta 7 ton de vegetales.

D COMPONENTES PRINCIPALES DE LOS SISTEMAS ACUAPÓNICOS

Entre los principales componentes que se requieren para el desarrollo de un sistema acuapónico (**Fig. 2**) se encuentran: **(1)** El tanque para cultivar los peces (u otros organismos acuáticos), el cual debe ser también fácil de limpiar y permitir la cosecha de los organismos, **(2)** La bomba de aireación para proveerles oxígeno, **(3)** Un sedimentador que permita retener y remover las partículas originadas a partir de los desechos de los peces, comida no consumida y algas para que estas no lleguen a las raíces de las plantas ya que se acumulan y obstruyen el intercambio de nutrientes, **(4)** Un biofiltro para albergar las bacterias nitrificantes (*Nitrosomonas* sp. y *Nitrobacter* sp.) y convertir el amonio, liberado por los peces el cual se vuelve tóxico para los peces en concentraciones altas, a nitritos que son el alimento de las plantas, así como **(5)** un sistema de cultivos hidropónicos como camas de crecimiento que permitan desarrollo y soporte mediante la flotabilidad del cultivo en el

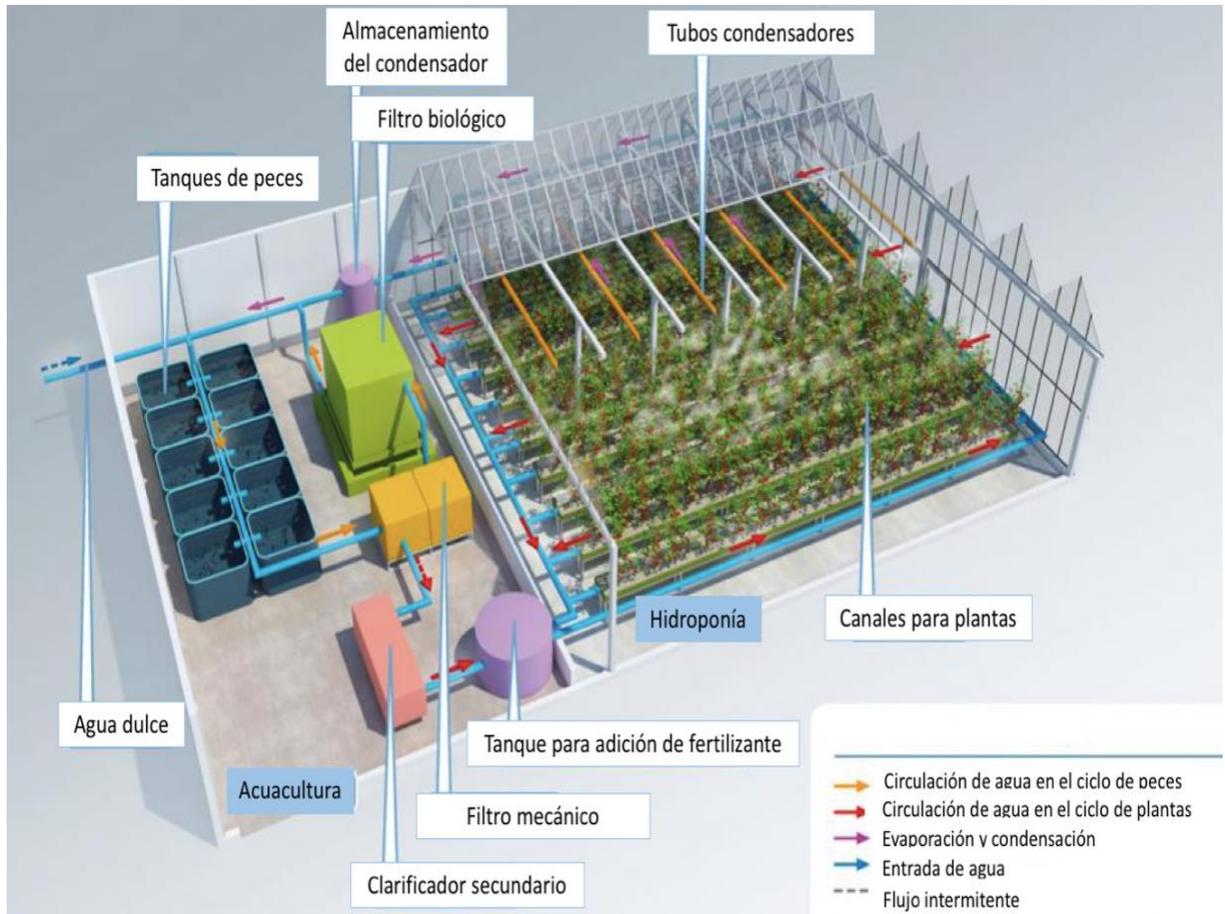


Fig. 2. Componentes principales de sistemas acuapónicos Rakocy (2007).

agua con sustratos sólidos como arena o grava donde las rizobacterias capturan los nutrientes del agua. Además, en los sistemas comerciales se encuentran otros componentes tales como el desgasificador que elimina los excesos de CO₂, y el sedimentador que elimina los sólidos suspendidos. Sin embargo, a pequeña y mediana escala estos elementos no son indispensables (Rakocy, 2002). Todos estos sistemas se conectan de tal forma que el agua con amonio y partículas disueltas pasan al tanque de sedimentación o clarificador donde se elimina la mayor parte (Lennard, 2004). Después el agua pasa al biofiltro el cual consta de pequeñas partículas que ayudan a incrementar el área superficial favoreciendo el contacto las bacterias nitrificantes que convierten el amonio a nitrito y otras que convierten el nitrito en nitrato (Rakocy, 2007). Una vez que se obtienen el nitrato, el agua pasa a el sistema hidropónico para ser aprovechada por las plantas, como paso final el agua pasa a un sumidero que recolecta el agua proveniente de las camas de crecimiento y es regresada al tanque de los organismos acuáticos para reiniciar el ciclo (Rakocy, 2007).

Con respecto a la relación entre la superficie de cultivo de plantas y la de los organismos acuáticos, ésta varía desde 2:1 hasta 10:1 o más, dependiendo de la producción diaria de desechos por parte de los peces (Rakocy, 2002). Lo anterior significa que, por cada metro cúbico de agua de cultivo de peces, se pueden incorporar al sistema, de dos a diez metros cuadrados de área de cultivo hidropónico. Mientras que la capacidad de carga de peces, en un cultivo acuapónico, es de un pez de 500 g por cada 20-40 L (Bernstein, 2011).

E BENEFICIOS ECONÓMICOS – AMBIENTALES DE LOS CULTIVOS

ACUAPÓNICOS

La remuneración económica es alta en los sistemas de acuicultura integrada en comparación con sistemas de monocultivo. Naidoo y col. (2006), al implementar acuicultura integrada, redujeron costos de manejo en el cultivo de abulón, los tanques sirvieron principalmente para un crecimiento mayor en la abulón hasta llegar al tamaño requerido comercial, y cuando se alimentó con una dieta mixta de queipo y alga cultivable, redujo el consumo de queipo y se ahorró energía debido a la reducción de utilización de bomba en la recirculación. Nobre (2010) encontró que el sistema de acuaponía reduce el impacto ambiental. Las descargas de nitrógeno y fósforo decrecen un 44% y 23%, respectivamente, de 11.3 ton por año a 6.3 ton por año. La reducción de la descarga de Nitrógeno es el resultado de la captación del alga y el decrecimiento de la acumulación de nitrógeno en los tanques de abulón. La reducción de la descarga de Fósforo es principalmente explicada por una reducción del 50% en la descarga hacia el océano, lo que contrarresta el pequeño incremento de en la concentración de P en la salida del sistema de recirculación.

F VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LOS SISTEMAS ACUAPÓNICOS

Varios autores han (Rakocy y Bailey, 2003; Verdegem y col. 2006; Diver, 2006; Pantanella, 2008; Grab y Junge, 2009; Martins y col. 2010; Love y col. 2015; Hao y col. 2020) han mencionado las ventajas y desventajas de los sistemas de recirculación de acuaponía.

Entre las ventajas se encuentran: **(1)** Los sistemas de recirculación acuapónicos son un medio eficaz para reducir y aprovechar los residuos que normalmente son vertidos al ambiente, **(2)** Debido a que las plantas recuperan un porcentaje sustancial de los nutrientes disueltos, la tasa de intercambio de agua se puede disminuir. Esto reduce los costos de operación en los sistemas acuapónicos en los climas áridos/semiáridos y los invernaderos con calefacción donde el agua representa un gasto importante, **(3)** La rentabilidad es una de las principales preocupaciones cuando se considera el uso de un sistema de recirculación. A menudo estos sistemas son caros de construir y de operar. Sin embargo, mediante la incorporación de un cultivo secundario de plantas, que recibe la mayoría de los nutrientes necesarios sin costo adicional, el beneficio del sistema de cultivo puede mejorar, **(4)** Las plantas utilizadas en el sistema acuapónico purifican el agua de cultivo y, con un adecuado diseño, pueden eliminar la necesidad de biofiltros separados y costosos. Es así como en sistemas de acuaponía, el componente hidropónico puede proporcionar biofiltración suficiente para el cultivo de organismos acuáticos y por lo tanto evitar el costo de compra y operación de un biofiltro separado.

Entre las desventajas: **(1)** La más obvia de ellas, es la proporción no conocida entre el área de cultivo de plantas y el área superficial para la cría de los organismos acuáticos. La gran proporción para el cultivo de las plantas se necesita para lograr un sistema equilibrado donde los niveles de nutrientes se mantengan relativamente constantes, **(2)** En esencia, los sistemas de acuaponía hacen énfasis en el cultivo de plantas; sin embargo, es importante tener en cuenta que hay dos tipos de producciones, la vegetal y la animal. Por esta razón, es indispensable que se tengan

conocimientos suficientes en las áreas de acuicultura y horticultura para poder ofrecer soluciones y mejoras a los sistemas de producción, **(3)** Por último, los sistemas de producción acuapónico deben utilizar métodos de control biológico en lugar de pesticidas para proteger las plantas de plagas y enfermedades. Esto se debe a que los químicos empleados en la producción normal de plantas pueden alterar las características del agua y por ende afectar el componente acuático utilizado en el sistema. Sin embargo, esta restricción puede ser vista como una ventaja, ya que los productos de origen vegetal pueden ser ofrecidos en el mercado como “libres de pesticidas”.

G PRODUCCIÓN SUSTENTABLE

La acuicultura integrada tiene la promesa de contribuir a la sustentabilidad de la acuicultura (Troell y col. 2009), promueve la sustentabilidad económica y ambiental, mediante la conversión de los nutrientes sólidos y solubles, de los organismos y su alimento (por ejemplo, cultivo intensivo de peces y camarón), en cosechas (organismos extractores), por consiguiente, reducen el potencial de eutrofización, e incrementan la diversificación económica (Reid y col. 2007).

Si se selecciona y ubica apropiadamente, las especies co-cultivadas pueden acelerar su crecimiento mediante la asimilación de los nutrientes extras, proveídos por las especies que se cultivan mediante la adición de alimento (Chopin y col. 2001). Estos mismos autores afirman que esto incrementa la capacidad de asimilación ambiental global de un sitio, por lo tanto, reduce el potencial para que se presenten impactos ambientales negativos. La acuicultura integrada permite al

productor diversificarse, frecuentemente sin la necesidad de nuevas ubicaciones o sitios. Las investigaciones iniciales sugieren que el reciclaje de desechos de un cultivo, como alimento para otros, puede incrementar las ganancias de un sistema integrado. El análisis de escenario, también indica la acuicultura integrada puede reducir el riesgo financiero debido a los riesgos relacionados del clima, las enfermedades y mercado. Más de una docena de estudios han investigado la economía de los sistemas integrados desde 1985 a la fecha (Reid y col. 2007).

H DINÁMICA DE NUTRIENTES

El buen funcionamiento de los sistemas acuapónicos está basado principalmente en un equilibrio dinámico de los ciclos de los nutrientes involucrados (Somerville y col., 2014). Por lo tanto, es de gran importancia comprender estos ciclos y realizar un monitoreo frecuente de las concentraciones de nutrientes en los diferentes compartimentos del sistema, y de ser necesario, complementarlos para prevenir deficiencias en los productos (Eck y col. 2019).

En el caso del Carbono, este se proporciona a los peces a través del alimento y a las plantas a través de la fijación de CO_2 . Los peces pueden usar el 22% del Carbono contenido en el alimento, el resto se expira en forma de CO_2 (52%) o se excreta en forma disuelta (0.7–3%) y sólida (25%) (Timmons y Ebeling, 2013).

El Nitrógeno por su parte, es absorbido por las plantas en forma de nitrato o de amonio según la concentración y la fisiología de la planta (Wongkiew y col. 2017). Los desechos de los organismos acuáticos están compuestos en gran parte de amoníaco (NH_3), el cual deberá ser metabolizado por un grupo específico de

bacterias autótrofas de los géneros *Nitrosomonas spp.* y *Nitrobacter spp.*, que son muy importantes para los sistemas acuapónicos, llamadas bacterias nitrificantes. Estas bacterias convierten en primer lugar el amoníaco en nitrito (NO_2) y, por último, en compuestos de nitrato (NO_3). Las plantas son capaces de utilizar tanto el amoníaco y nitritos para llevar a cabo sus procesos de crecimiento, pero los nitratos son más fácilmente asimilados por sus raíces. La nitrificación en los sistemas acuapónicos proporciona nutrientes para las plantas y además elimina el amoníaco y nitritos que son tóxicos para los peces (Eck y col., 2019).

El Fósforo es uno de los elementos esenciales para el crecimiento de la planta y se puede absorber en su forma de ortofosfato iónico (H_2PO_4^- , HPO_4^{2-} , PO_4^{3-}) (Resh, 2013). Poco se sabe sobre la dinámica del fósforo en la acuaponia, sin embargo, el principal aporte de este nutriente al sistema es a través del alimento para peces (Cerozi y Fitzsimmons, 2017), y en sistemas no suplementados, el fósforo tiende a ser limitante y por lo tanto podría impedir el crecimiento de algunas plantas (Graber y Junge, 2009). Los peces pueden utilizar hasta el 15% del Fósforo contenido en el alimento. Además, hasta el 100% del Fósforo presente en el agua de los peces se puede reciclar en la biomasa de la planta, dependiendo del diseño del sistema.

En el caso del Potasio, este nutriente con frecuencia presenta deficiencias en los sistemas acuapónicos, ya que su principal fuente es el alimento para peces, el cual generalmente tiene a una composición baja de este nutriente ya que no es esencial para los organismos acuáticos (Suhl y col., 2016). Por lo tanto, se puede suplementar con Potasio a los sistemas, para lo cual comúnmente se usa una solución tampón de

KOH que ayuda también a mantener el pH moderadamente alto, que a menudo disminuye en acuapónicos debido a la nitrificación (Graber y Junge, 2009).

I NUTRIENTES EN EL SISTEMA ACUAPÓNICO

El amoníaco es el principal producto final del catabolismo de las proteínas durante el metabolismo de los organismos acuáticos, en un sistema acuapónico camarón-hortalizas, este es producido principalmente por la excreción directa de los camarones, así como por la descomposición bacteriana de toda la materia orgánica que contiene nitrógeno, ya sea bajo condiciones aeróbicas o anaeróbicas (Mariscal-Lagarda y col., 2012). Con la alimentación de los crustáceos aumenta la acumulación de amoníaco total, el cual es rápidamente sometido al proceso de nitrificación para convertirse en nitrato, generando nitrito como intermediario. Tanto el amoníaco, nitrito y nitrato son todos altamente solubles en agua (Peralta, 2007). Es importante resaltar que la utilización de Nitrógeno está directamente relacionada con el pH. Zou y col. (2006) estudiaron el efecto de 3 diferentes niveles de pH (6.0, 7.5 y 9.0) demostrando que la eficiencia en la utilización del Nitrógeno fue mayor a niveles de pH más bajos 50.9% a pH 6.0 seguido de 47.3% a pH 7.5 y 44.7% a pH 9.0.

A pesar que el nitrito usualmente es convertido en nitrato tan pronto como se produce, la falta de oxidación biológica del nitrito resultará en niveles elevados que pueden ser tóxicos para los peces, camarones y otros organismos; por tanto, debe ser constantemente monitoreado ya que los niveles altos podrían indicar una inminente falla del biofiltro (Galli y Sal, 2007).

En un estudio previo, Mariscal-Lagarda y col. (2014) evaluaron los componentes de efluentes del cultivo de camarón utilizado para la irrigación de plantas de tomate, encontrando concentraciones medias de fosfato, 0.11 ± 0.16 mg/mL; amoníaco total, 0.20 ± 0.15 mg/mL; nitrito, 0.58 ± 0.89 mg/mL; y nitrato, 419 ± 77 mg/ mL.

En un sistema acuapónico con efluentes del cultivo de camarón, el principal aporte de Nitrógeno al sistema proviene de la adición de alimento (43.6%), seguido de fertilizantes (22.7%), agua de llenado (19.7%) y reemplazo de los niveles de agua (13.8%). Mientras que el aporte de Fósforo se deriva principalmente de la adición de alimento (98.8%). Respecto a la producción de Fósforo, esta se da principalmente por la acumulación de lodos orgánicos (24.6%). La remoción de los nutrientes del sistema se da a través del agua de descarga durante la cosecha (drenaje del tanque), remoción de los camarones, transferencia a la atmósfera y formación de lodos orgánicos (Mariscal-Lagarda y col., 2014).

Durante el desarrollo de los organismos de cultivo, la biomasa incrementa por unidad en el sistema experimental. Es aceptado que la tasa de producción de lodo y la asimilación de nutrientes en los sistemas de cultivo, dependen del ciclo de vida del organismo de cultivo en cuestión, el cual puede variar durante el tiempo en un sistema de cultivo experimental (Rafiee y Saad, 2005). Se ha estimado que la tilapia roja por ejemplo, puede capturar en promedio, 11.5% de Fe, 13.4% de Zn, 6.8% de Mn, 3.5% de Cu, 26.8% de Ca, 20.3% de Mg, 32.5% de N, 7.2% de K, y 16.0% de P, del total de alimento introducido durante un periodo de cultivo de 20 a 200 g (Rafiee y Saad, 2005). En el caso del camarón, se ha estimado que estos organismos retienen

entre un 22.8 y 30.7 y 10 y 12.8% de Nitrógeno y Fósforo, respectivamente (Thakur y col. 2003).

En un sistema de acuicultura integrada, es necesaria la remoción de sólidos y el tratamiento del agua de manera constante, ya que, en lugar de intercambiar agua con el medio ambiente circundante, estos sistemas dependen de una densa comunidad microbiana para mineralizar y asimilar nutrientes nocivos que de otro modo se acumularían por la degradación de los alimentos y las excreciones de los camarones (Ray y col., 2010).

En el caso de sistemas acuapónicos, se han desarrollado diversos métodos para eliminar los desechos de los organismos acuáticos, entre ellos, técnicas de sedimentación o filtros mecánicos, los cuales se sitúan inmediatamente a después del tanque que contendrá los organismos acuáticos y se destinan a eliminar las partículas sólidas en suspensión que existan en el sistema. Si dichos sólidos quedaran dentro del sistema, tapan cualquier otro filtro que se intente colocar, y en un corto plazo, se interrumpiría el correcto funcionamiento del sistema. Es por esto, que los sólidos en suspensión son los primeros en eliminarse en un sistema acuapónico (Caló, 2011). Fierro-Sañudo y col. (2018) diseñaron un sistema acuapónico utilizando efluentes del cultivo de camarón para la producción de albahaca, utilizando un sedimentador de 180 L conectado directamente a los tanques de cultivo, a través del cual se hacían pasar los efluentes del camarón, antes de llegar al biofiltro con las bacterias nitrificantes para prevenir obstrucciones en el sistema y la acumulación de sedimentos.

J CULTIVO DE CAMARÓN EN MÉXICO

En los últimos años, la tasa de crecimiento en la producción de camarón de granja, ha superado la producción de captura pesquera (**Fig. 3**). Informes recientes de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, 2018) indican que la producción mundial de camarón en el 2016, fue de 8.6 millones de ton, representando la acuicultura el 60% de esta producción.

Los camarones marinos predominan en la producción de crustáceos que se crían habitualmente en la acuicultura costera y constituyen una importante fuente de ingresos en divisas para varios países en desarrollo de América Latina y Asia. En el 2017 la producción por camaronicultura a nivel mundial fue de 5'511,914 ton, de las cuales el 85 % correspondió a producción en agua salobre, 3.6 % en agua marina y el 12 % en agua dulce (FAO, 2018), mientras que en México la producción total para ese mismo año fue 150,030 ton.

De la producción mundial, 79% de camarón de acuicultura se concentra en cinco países del sureste asiático. En 2016 China cultivó 49.2 millones ton (69.5%), India aportó 5.7 millones ton (7.1%); Indonesia 4.9 millones ton (6.2%) y Vietnam 3.6 millones ton (4.5%).

En América Latina, se espera en el 2019 un crecimiento en la producción para los principales países productores de camarón cultivado: Ecuador (480,000 ton); México (178,000 ton) y Brasil (80,000 ton) (FAO, 2018).

Debido a los nuevos conocimientos científicos alcanzados en los últimos años, el cultivo de camarón con el uso de agua de mar ha alcanzado un crecimiento significativo, con base en estadísticas preliminares del Servicio de Información

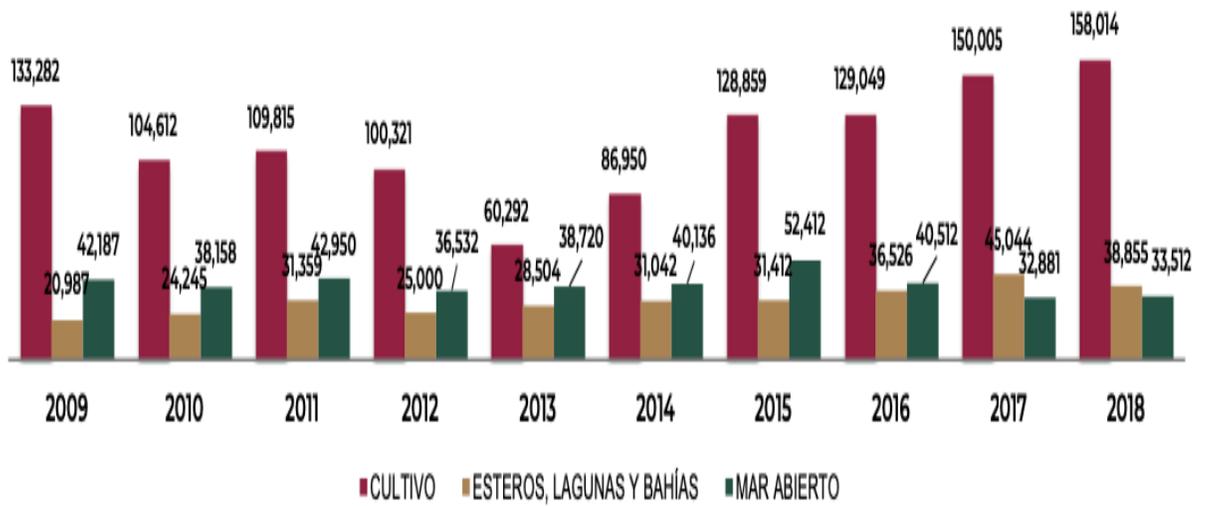


Fig. 3. Producción de camarón cultivado en México.
SAGARPA (2019)

Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), la SAGARPA reportó que la producción de este crustáceo en México ha presentado una tasa media de crecimiento anual de 1.59% entre el 2008 y el 2018, al pasar de 196,300 a 229,800 ton, respectivamente, con lo que la producción nacional del crustáceo alcanzó un nuevo máximo histórico, 71% proveniente del cultivo y 29 % de la captura (SAGARPA, 2019).

Las cinco entidades de mayor importancia son Sinaloa, Sonora, Nayarit, Tamaulipas y Campeche, las cuales concentran al 93% de la producción nacional, que equivale a 230,381 ton. En un comparativo de la producción de camarón entre el 2017 y el 2018 se concluyó que la captura de camarón tuvo un decremento del 7% correspondiente a 5,587 ton en peso vivo, en cambio la acuacultura tuvo un aumento del 5% correspondiente a 8,039 ton de peso vivo, por lo que se prevee que la acuacultura de camarón siga aumentando (SAGARPA, 2019).

A nivel porcentual, Sinaloa concentra el 46.9% de la producción nacional y Sonora, el 28%; las tres entidades restantes aportan el 18% del volumen nacional de este crustáceo. Otros estados en los que también se produce camarón son Campeche, Colima, Veracruz, Oaxaca, Chiapas, Tabasco, Baja California, Guerrero, Quintana Roo, Yucatán, Jalisco y Aguascalientes.

A pesar de este crecimiento, los productores han sufrido grandes pérdidas económicas debido a enfermedades virales como la “Enfermedad de la Mancha Blanca” (WSD, por sus siglas en inglés); también conocida como “Baculovirus del Síndrome de la Mancha Blanca” (WSBV, por sus siglas en inglés) o “Virus del Síndrome de las Manchas Blancas” (WSSV, por sus siglas en inglés) donde el camarón severamente infectado manifiesta reducción en el consumo de alimentos,

letargo; alta mortalidad, hasta del 100 % entre 3 y 10 días a partir de la manifestación de signos clínicos; cutículas sueltas con manchas blancas de 0.5-2.0 mm de diámetro.

Durante 2009, se observó en algunos países del continente asiático una enfermedad que causaba necrosis aguda de la glándula digestiva o hepatopáncreas, el órgano más importante del sistema digestivo de los camarones, esta enfermedad conocida como “Síndrome de la Necrosis Aguda del Hepatopáncreas” (AHPNS, por sus siglas en inglés), y definida en un inicio como “Síndrome de la Mortalidad Temprana” (EMS, por sus siglas en inglés), producía mortalidades masivas de camarones durante los primeros treinta días de cultivo. En 2013, los productores de la región Noroeste del Pacífico Mexicano comenzaron a observar camarones moribundos con una palidez y atrofia en hepatopáncreas, síntomas característicos de AHPNS. A partir de ese año, la producción total de camarón disminuyó hasta en un 60% en nuestro país debido al “Síndrome de la Mortalidad Temprana” (FAO, 2017).

Otra enfermedad que afecta comúnmente el cultivo de estos crustáceos es el “Síndrome del Taura” (TS, por sus siglas en inglés)); también conocido como “Virus del Síndrome de Taura” (TSV, por sus siglas en inglés) o Enfermedad de Cola Roja. Ocurre durante la única muda en los juveniles a los 5 a 20 d tras la siembra, los síntomas son, caparazón blando, tracto digestivo vacío y expansión difusa de cromatóforos rojos en los apéndices; la mortalidad varía de 5 a 95%. Debido a que estos virus se establecen mejor en agua de mar y para contrarrestar el impacto de estas enfermedades virales, se ha impulsado el cultivo de camarón con agua subterránea de salinidad baja y, en años recientes, se ha desarrollado en diversas

regiones de Estados Unidos de Norteamérica (McGraw y col., 2002), Ecuador, Tailandia (Saoud y col., 2003; Roy y col., 2007), China (Cheng y col., 2005) y México (Tamayo, 1998). Lo cual da pauta para empezar a realizar estudios relacionados con la factibilidad de cultivar el camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone) con agua subterránea de salinidad baja.

Una de las limitantes para desarrollar este tipo de cultivo es la composición iónica de la fuente de agua, lo cual implica que en principio los estudios se deben de avocar a determinar la factibilidad de crecimiento y supervivencia de esta especie en diferentes fuentes de agua que potencialmente contengan diferente perfil iónico. Experiencias de campo y algunos estudios indican que los principales iones limitantes para el desarrollo del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) son el potasio, sodio y magnesio (Zhu y col., 2004). Con respecto a la salinidad, se ha determinado que el camarón *L. vannamei* puede tolerar un amplio intervalo de salinidades, pasando desde condiciones de agua dulce (0.5–2.0 g/L) hasta hipersalinas (60 g/L) (Stern y col., 1990; Saoud y col., 2003). Boyd (1989) registró que salinidades entre 15 y 25 g/L son ideales para este crustáceo. Samocha y col. (2004) mostraron que este crustáceo cultivado con agua de baja salinidad (<3 g/L), crece hasta 14 g mientras que Davis y col. (2002) usando agua de salinidad menor (2.0 g/L) alcanzaron a producir 12 ton/ha. Experiencias en México indican que, a nivel comercial, este crustáceo puede cultivarse exitosamente en agua de salinidad baja (0.5-5.0 g/L) (Tamayo 1998; Van Wyk y col., 1999). De manera comercial el cultivo de camarón en aguas de salinidad baja se ha venido desarrollando en los últimos cinco años con cierto éxito en México, Colima, Baja California y

recientemente en Sinaloa y Sonora donde existen unas cuantas granjas. A la fecha ninguna de estas granjas maneja cultivos integrados, todas son operadas como monocultivos.

K CULTIVOS INTEGRALES DE CAMARÓN

Uno de los mayores problemas que presenta la acuicultura es la gran cantidad de agua necesaria para llevar acabo los recambios en los tanques de cultivo aproximadamente 10% diario (Oberdieck y Verreth., 2009). Los sistemas integrados de acuicultura-agricultura ayudan a disminuir de manera drástica estos recambios para ambas actividades siendo esta una alternativa viable tanto económica como ambiental, por lo que estos tipos de sistemas pueden implementarse en lugares donde el recurso natural agua es un factor limitante (Prinsloo y Schoonbee, 1993; Ingram y col. 2000). Además, debido a que se tienen dos o más productos finales a la vez, el retorno económico por metro cubico de agua es mayor (McIntosh y Fitzsimmons, 2003). El cultivo de camarón puede integrarse en la actividad agrícola mediante el uso de un sistema hidropónico aprovechando los efluentes de las granjas, los cuales son ricos en amonio y puede ser convertido en nitritos por la acción de *nitrosomonas* los cuales después son convertidos a nitratos por *nitrobacter* y aprovechados por las plantas (Ward., 2008). De esta manera se han logrado producir diversos cultivos como tomate (Mariscal-Lagarda y col., 2012), melón y forraje (Miranda y col., 2008a; 2010) aceitunas (McIntosh y Fitzsimmons, 2003) y arroz (Flaherty y col., 2000), logrando obtener mayores ganancias debido a la cosecha del policultivo y al mismo tiempo aminorar el impacto ambiental producido

por los efluentes de esta actividad, lo que convierte a los cultivos integrales de camarón en una excelente opción para el desarrollo sustentable de ambas actividades. Además, el uso de esta técnica logra minimizar el uso de fertilizantes en la agricultura (Fernando y Halwart, 2000) evitando los problemas asociados con la agricultura intensiva (Gómez-Orea, 1994).

L CULTIVO DE TOMATE Y VALOR NUTRITIVO

El tomate (**Fig. 4**) es una planta de origen americano, al parecer de la zona Norte del Perú - Ecuador. Su nomenclatura se deriva de los términos aztecas “tomatl”, “xitomate”. En principio se cree que se utilizó como planta ornamental; su introducción en Europa se realizó en el Siglo XVI y se sabe que a mediados del Siglo XVIII era cultivado con fines alimenticios, principalmente en Italia (Gatica, 2004). Según Maroto (1995), la planta de tomate tiene un sistema radicular amplio, constituido por una raíz principal que puede alcanzar hasta 50-60 cm de profundidad, provista de una gran cantidad de ramificaciones secundarias y reforzado por la presencia de un gran número de raíces adventicias surgida desde la base de los tallos. Aunque el sistema radicular puede profundizar hasta 1.5 m la mayor parte del mismo se sitúa en los primeros 50 cm (Gatica, 2004). El tallo del tomate es anguloso, recubierto en toda su longitud de pelos perfectamente visibles, muchos de los cuales, al ser de naturaleza glandular, le confieren a la planta un olor característico. En un principio el porte del tallo es erguido, hasta que llega un momento en que, por simples razones de peso, rastrea sobre el suelo.



Fig. 4. Fruto de la planta de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill)

Según Krarup (1987), los productos hortícolas son componentes nutricionales claves de una dieta balanceada, ya que proporcionan cantidades significativas de minerales y vitaminas esenciales con aporte mínimo de calorías. Argumentando esta información Maroto (1995) señala que el fruto del tomate tiene un contenido alto en vitaminas, principalmente, ácido ascórbico convirtiéndose en una hortaliza fundamental en la alimentación mundial actual, siendo su consumo, en la mayor parte de los países europeos, cercano a los 10 kg / persona / año, mientras que en España e Italia esta cifra se incrementa notablemente. En el **Cuadro 1** se presenta la producción de tomate en México. Sinaloa es el principal productor de tomate a nivel nacional de acuerdo con datos de SIAP-Sader. En el 2019 participó con 60% de la producción, con un volumen de 265,280 ton, cuyo valor fue de 2,537 millones de pesos, en una superficie de 3,090 ha. Los sistemas de producción son a cielo abierto y bajo malla sombra e invernadero, ambos con fechas de siembra a partir de septiembre y cosecha en el primer sistema, de diciembre a mediados de abril, y para el segundo de diciembre a finales de mayo, por lo cual, para el 7 de mayo del 2019,

La composición química y el valor nutricional del tomate (**Cuadro 3**) varían según la variedad, las condiciones de cultivo, la época de producción, el grado de madurez, el tiempo y las condiciones de almacenamiento, entre otros factores. Dicha hortaliza contiene aproximadamente un 94% de agua, y el 6% restante es una mezcla compleja en la que predominan los azúcares libres y ácidos orgánicos, que contribuyen a dar al fruto su textura y sabor característicos (Coronel y Castillo, 2009).

Por otra parte, se ha demostrado que los carotenoides presentes en el tomate inhiben el crecimiento de las células cancerosas prostáticas humanas en cultivos de

Cuadro 1. Estados con mayor producción de tomate bola durante 2019

Orden	Estado	Producción (ton)
1	Sinaloa	265,280
2	Baja California	36,782
3	México	33,642
4	Jalisco	25,178
5	Guanajuato	18,483
6	San Luis Potosí	13,229
7	Sonora	10,126
8	Aguascalientes	8,374
9	Coahuila	8,329
10	Zacatecas	6,350

SIAP 2019

Cuadro 2. Producción agrícola de tomate en Sinaloa

Cultivo	Tomate
Superficie sembrada (ha)	3,090
Producción (ton)	265,280
Rendimiento (ton/ha)	85.84

SIAP (2019)

Cuadro 3. Composición nutricional del tomate por 100 g de producto

Componente		Componente	
Macronutrientes (g)		Vitaminas (mg)	
Proteínas	0.875	Tiamina (B ₁)	0.07
Lípidos	0.21	Riboflavina (B ₂)	0.04
Fibra	1.40	Ac. Ascórbico (C)	26.6
Carbohidratos	3.50	Acido Fólico (µg)	28.8
Agua	94.00	Cianocobalamina (B ₁₂) (µg)	0
Minerales (mg)		Carotenos (µg)	1,302
Calcio	10.6	Retinol (A) (µg)	217
Hierro	0.7	Vitamina D (µg)	0
Magnesio	8.3	Tocoferoles (E) (µg)	0.89
Zinc	0.16		
Sodio	9		
Potasio	242		
Fósforo	24		
Yodo (µg)	2.2		
Selenio (µg)	0.985		

DIAL (2015)

tejidos (células cultivadas en el laboratorio), esto se le ha atribuido principalmente al licopeno. Sin embargo, en varios estudios se ha señalado que es el tomate entero, y no el licopeno por sí solo, el que previene el cáncer de próstata, donde se ha confirmado los beneficios del tomate en la prevención del cáncer de próstata frente a una dieta estándar u otra con licopeno puro, un carotenoide que proporciona el color rojo a la solanácea y cuyo consumo se había asociado a un menor riesgo de este tumor, lo que sugiere que este antioxidante no actúa solo en el papel preventivo (Gatica, 2004).

El tomate es uno de los vegetales más comúnmente utilizados con una capacidad antioxidante alta, algunos compuestos químicos como la alanina, β caroteno y licopeno, los cuales contribuyen a la capacidad antioxidante total del tomate (Kanabur y Reddy, 2014). Los tomates orgánicos poseen una concentración mayor de quercetina, fenoles totales y ácido ascórbico en comparación con tomates cultivados de manera convencional por lo que muestran una capacidad antioxidante mayor (Alexander y col., 2006).

M CULTIVO DE ALBAHACA Y VALOR NUTRITIVO

La albahaca (*Ocimum basilicum*) (**Fig. 5**) es una planta aromática de crecimiento rápido tanto en sistemas hidropónicos como en tierra, con un amplio rango de tolerancia ambiental, y que se emplea como ingrediente en medicina tradicional, aromaterapia y en la preparación de alimentos. Esta planta es originaria del sureste de Asia y de las regiones cálidas de África; además, se encuentra naturalizada en Brasil. Su nombre genérico deriva de la palabra griega *okimon* = oloroso por la



Fig 5. Planta de Albahaca (*Ocimum basilicum* L.)

fragancia de sus hojas (Muñoz, 2002). El género *Ocimum* está representado por más de 150 especies y tiene una amplia distribución geográfica por todas las regiones de clima tropical y subtropical (Sánchez y col., 2000). Es una planta anual, perteneciente a la familia de las *Labiadas*, natural del sur de Europa, el Norte de África y Oriente adyacente. Suele cultivarse con frecuencia en huertas y jardines (Biasney y col., 2006).

La albahaca es una planta dicotiledónea aromática y medicinal, herbácea, anual, de tallos erectos y ramificados, frondosa. Las hojas de 2 a 5 cm, suaves, oblongas, opuestas, pecioladas, aovadas, lanceoladas y ligeramente dentadas. Las flores son blancas, dispuestas en espigas alargadas, asilares, en la parte superior del tallo o en los extremos de las ramas. Esta planta puede llegar a tener 60 cm, pero es más aromática cuando es joven (20 cm). La planta presenta flores de color blanco a ligeramente purpúreas dispuestas en espigas o tirsos de 10 a 20 cm. de longitud; alargadas, axilares se ubican en la parte superior del tallo y en los extremos de las ramas laterales. El cáliz es de forma ovoide con cinco dientes, el labio superior de la corola se caracteriza por presentar cuatro hendiduras similares. Las glándulas conteniendo aceites esenciales se encuentran entre los carpelos. Posee 4 estambres y 2 estigmas.

Los frutos de la albahaca son de forma ovoide, están formados por cuatro aquenios pequeños (tetraquenios), lisos, indehiscentes y con el pericarpio separado del tegumento de la semilla. La semilla es dura, pequeña y está envuelta en una sustancia mucilaginosa que se hincha en contacto con el agua. En promedio cada planta de albahaca produce 360 g durante su ciclo de producción. En el **Cuadro 4** se

Cuadro 4. Cierre de la producción agrícola de albahaca en México.

Cultivo	Albahaca
Superficie sembrada (ha)	389
Producción (ton)	3,103
Rendimiento (ton/ha)	8.01

SIAP (2019)

presenta la producción agrícola de albahaca en México. Los rendimientos de albahaca son de 18-20 ton/ha en fresco, en un tiempo comprendido entre 12 y 16 semanas; deshidratada se pueden obtener unas 10 ton/ha de albahaca seca y cerca de 80 kg/ha de aceite esencial. La albahaca es capaz de producir un rendimiento de masa verde del orden de las 20 ton ha año en dos cortes (12 ton/ha y 8 ton/ha, respectivamente) y de 40 kg/ha de aceite esencial (Vega y col., 2011).

Love y col. (2015) investigaron la producción de 257 invernaderos con sistemas acuaponicos de los cuales el 81% se encuentra en Estados Unidos de América y el resto en otros 22 países encontrando que la planta más utilizada en estos sistemas es la albahaca con un 81%.

La composición química de la albahaca comprende un 92% de agua, además de aportar vitaminas, vitamina C, minerales, antioxidantes, betacarotenos y magnesio. Cada 100 gramos de albahaca aportan 25 kilocalorías (**Cuadro 5**); mientras que el aceite esencial representa un 1% de sus propiedades, destacándose el eugenol (antiinflamatorio) y estragol (carcinógeno y teratógeno).

La albahaca es muy valorada como un excelente acompañante culinario y a su vez, de gran utilidad en la medicina natural por sus propiedades curativas, pues es muy empleada para tratar afecciones nerviosas, digestivas (mareos, vómitos), y estrés. Posee propiedades antiespasmódicas, antibacterianas, antiinflamatorias, estimulantes, sedantes, galactógena, antioxidantes, propiedades que ayudan a mejorar el funcionamiento del sistema digestivo, inmune y por ende las defensas del organismo.

Cuadro 5. Composición nutricional de albahaca por 100 g de producto

Componente		Componente	
Macronutrientes (g)		Vitaminas (mg)	
Proteínas	3.20	Tiamina (B ₁)	0.034
Lípidos	0.64	Riboflavina (B ₂)	0.076
Fibra	1.60	Ac. Ascórbico (C)	18.00
Carbohidratos	1.10	Acido Fólico (µg)	68.00
Agua	92.10	Cianocobalamina (B ₁₂) (µg)	0
Minerales (mg)		Carotenos (µg)	1,563
Calcio	177	Retinol (A) (µg)	264
Hierro	3.2	Vitamina D (µg)	0
Magnesio	64	Tocoferoles (E) (µg)	0.80
Zinc	0.81		
Sodio	4		
Potasio	295		
Fósforo	56		
Yodo (µg)	0.00		
Selenio (µg)	0.30		

DIAL (2015)

A continuación se muestra un resumen de los beneficios potenciales de los extractos de albahaca, basados principalmente en estudios en ratones e in vitro. Los estudios preliminares sugieren que la albahaca puede: **(1)** Reducir la pérdida de memoria asociada con el estrés y el envejecimiento (Ayuob y col, 2018), **(2)** Reducir la depresión relacionada con el estrés crónico (Ali y col, 2017), **(3)** Reducir el daño por accidente cerebrovascular y ayudar a la recuperación (Singh y col, 2018), **(4)** Mejorar la absorción del azúcar en sangre, colesterol y triglicéridos (El-Beshbishy y Bahashwan, 2012; Amrani y col, 2006; Ezeani y col, 2017), **(5)** Reducir la presión sanguínea en personas con hipertensión (Umar y col, 2010), **(6)** Prevenir ciertos tipos de cáncer, incluyendo de pecho, colon y páncreas (Elansary y Mahmoud, 2015; Fitsiou y col, 2016).

N CULTIVO DE LECHUGA Y VALOR NUTRITIVO

La lechuga (*Lactuca sativa*) (**Fig. 6**) es una planta herbácea propia de las regiones semitempladas que se cultiva con fines alimentarios. Este cultivo se originó probablemente en la Cuenca Mediterránea, una prueba evidente es la existencia de una forma primitiva de lechuga, casi silvestre *Lactuca serriola* L. (Martínez, 2008). Las primeras indicaciones sugieren que la existencia de la lechuga data de aproximadamente 4,500 años A.C. en grabados de tumbas egipcias, en las que se representan lechugas similares a las que hoy son conocidas como “tipo espárrago”. Igualmente, fue conocida y utilizada por los antiguos persas, griegos y romanos. El nombre latino de la lechuga (*Lactuca sativa* L.), se deriva de la raíz lac, que significa “leche” y sativa “cultivada” (García, 2013).



Fig 6. Parte comestible de la planta de lechuga (*Lactuca sativa* L.)

La lechuga es una planta herbácea anual, autógena, de hojas basales lisas, sésiles, con ápice redondo o rizado, su color va del verde amarillo hasta el morado claro dependiendo de la variedad y cultivar. Su tallo es cilíndrico y su raíz que no sobrepasa los 25 cm es pivotante con ramificaciones. La inflorescencia presenta capítulos florales en racimos o corimbos. Los frutos son aquenios blancos crema, de 4-2 mm de largo (Mampholo y col, 2016). Después de la autofecundación se producen frutos secos, indehiscentes y uniseminados llamados aquenios, de 2 a 3 mm. de largo, blancos o negros, y conocidos en términos prácticos como la “semilla” de la especie. En algunas variedades de lechuga las semillas tienen un periodo de latencia después de su recolección, que es inducido por temperaturas altas. Muchas variedades germinan mal en los primeros dos meses después de su recolección (García, 2013). Los mayores productores de lechuga en México son Guanajuato, Zacatecas y Puebla con 142,869 ton, 87,414 ton y 67,674 ton, respectivamente; en el 2019 juntos esos tres estados producen el 61% de la producción nacional (SIAP, 2019). En el **Cuadro 6** se presenta la producción nacional, superficie cultivada y rendimiento por hectárea de la lechuga en México.

La lechuga es una hortaliza con un elevado contenido de agua (**Cuadro 7**) y con un contenido bajo de carbohidratos y proteínas, sin embargo, se sabe que este alimento posee un contenido alto en minerales y vitamina C.

Cuadro 6. Cierre de la producción agrícola de lechuga en México

Cultivo	Lechuga
Superficie sembrada (ha)	21,022
Producción (ton)	486,439
Rendimiento (ton/ha)	23.70

SIAP (2019)

Cuadro 7. Composición nutricional de la lechuga por 100 g de producto

Componente		Componente	
Macronutrientes (g)		Vitaminas (mg)	
Proteínas	1.37	Tiamina (B ₁)	0.06
Lípidos	0.60	Riboflavina (B ₂)	0.07
Fibra	1.50	Ac. Ascórbico (C)	13.00
Carbohidratos	1.40	Acido Fólico (µg)	33.60
Agua	95.10	Cianocobalamina (B ₁₂) (µg)	0
Minerales (mg)		Carotenos (µg)	1,122
Calcio	34.7	Retinol (A) (µg)	187
Hierro	1.00	Vitamina D (µg)	0
Magnesio	8.70	Tocoferoles (E) (µg)	0.601
Zinc	0.23		
Sodio	3.00		
Potasio	220		
Fósforo	28		
Yodo (µg)	3.00		
Selenio (µg)	1.00		

DIAL (2015)

O TOLERANCIA AL ESTRÉS SALINO

El principal efecto de la salinidad sobre los cultivos es el descenso de su rendimiento y calidad, que se traduce en pérdidas económicas a la vez que convierte las tierras en improductivas, con su consiguiente abandono y posterior desertización (Jamil, 2005). El estrés por salinidad implica cambios en diversos procesos fisiológicos y metabólicos, dependiendo de la severidad y la duración del estrés, y en última instancia, inhibe la producción de cultivos (Rozema y Flowers, 2008; James y col., 2011). Se sabe que la salinidad del suelo reprime el crecimiento de plantas en un inicio, debido al estrés osmótico que genera y posteriormente por la toxicidad producida por los iones (Rahnama y col., 2010; James y col., 2011). Durante las fases iniciales del estrés por salinidad, la capacidad de absorción de agua de los sistemas de raíces disminuye, asimismo, la pérdida de agua de las hojas se acelera debido al estrés osmótico y a la acumulación de sal en el suelo y en la planta, por lo que al exceso de salinidad también se le considera como el estrés hiperosmótico (Munns, 2005). Durante este estado se producen diversos cambios fisiológicos, tales como la interrupción de las membranas, el desequilibrio de nutrientes, una disminución en la capacidad de las células vegetales para desintoxicar especies reactivas de oxígeno (ROS), y un deterioro en la síntesis y actividad de las enzimas antioxidantes, lo que conlleva a una disminución de la actividad fotosintética, y disminución de la apertura estomática (Munns y Tester, 2008; Rahnama y col., 2010). Uno de los efectos más perjudiciales del estrés de salinidad es la acumulación de iones de Na^+ y Cl^- en los tejidos de las plantas expuestas a suelos con altas concentraciones de NaCl . La entrada de ambos Na^+ y Cl^- en las células provoca un

desequilibrio severo de estos iones y el exceso de absorción de estos puede provocar trastornos fisiológicos. La concentración alta de Na^+ inhibe la absorción de iones K^+ , que es un elemento esencial para el crecimiento y el desarrollo de la planta, lo que se traduce en una menor productividad y puede incluso conducir a la muerte (James y col., 2011). Por otra parte, la producción de ROS se potencia, incrementando las concentraciones de oxígeno, superóxido, radical hidroxilo, y peróxido de hidrógeno, (Ahmad y Umar 2011), lo cual conduce a daños oxidativos en varios componentes celulares tales como proteínas, lípidos y ADN, afectando las funciones vitales de las plantas.

La adaptación de las plantas a la salinidad puede dar origen a una disminución de las reservas energéticas necesarias para el crecimiento. Estas pérdidas energéticas pueden deberse a la desviación de los fotosintatos necesarios para el crecimiento hacia 6 funciones osmorreguladoras o a la energía consumida en el transporte iónico (Karimi y Sadeghi-Seresht, 2018).

Los iones K^+ y Ca^{++} están íntimamente relacionados con la tolerancia a la salinidad en las plantas y con la presencia de iones Na^+ en el medio. La concentración de K^+ en la solución del suelo suele ser baja debido a que este elemento es rápidamente adsorbido. Sin embargo, la alta afinidad de las células de la raíz por el potasio frente al sodio, permiten a la planta satisfacer sus necesidades. Este grado de afinidad por el ión K^+ frente al ión Na^+ en suelos salinos varía con la especie y el cultivar, por lo que la relación K^+/Na^+ en la planta ha sido utilizada en algunos cultivos como indicador de su tolerancia (Sairam y col. 2004; Munns y Tester 2008). Por otra parte, existen evidencias de que, en algunas especies de plantas, se

puede sustituir parte del potasio por sodio, como en las glicofitas, sin que se observe merma en su crecimiento (James y col., 2011).

Así como la salinidad tiene muchos efectos diferentes en una planta, también hay diversos mecanismos para que las plantas toleren este estrés. Estos mecanismos se pueden clasificar en tres categorías principales: **(1)** La tolerancia osmótica, que está regulada por señales de larga distancia que reducen el crecimiento de los brotes y se desencadena antes de disparar la acumulación de Na^+ ; **(2)** La exclusión de iones, Na^+ y Cl^- donde procesos de transporte en las raíces reducen la acumulación de concentraciones tóxicas de Na^+ y Cl^- en las hojas; y **(3)** La tolerancia del tejido, donde concentraciones altas de sal se encuentran en las hojas pero compartimentados a nivel celular e intracelular, especialmente en la vacuola (Mittler y col., 2001).

Muy poco, o nada, se sabe acerca de la tolerancia a la "fase osmótica". Este proceso debe involucrar la rápida de señalización, de larga distancia, tal vez a través de procesos tales como las ondas de ROS y Ca^{+2} , o incluso la señalización eléctrica de larga distancia. Las diferencias en la tolerancia osmótica pueden ser debido a diferencias en esta señalización de larga distancia, o pueden implicar diferencias en la percepción inicial de la sal o las diferencias en la respuesta a las señales (Maischak y col., 2010).

Mucho más se sabe acerca de la "fase iónica", que se debe a la acumulación de Na^+ y Cl^- en la lámina de la hoja (un rasgo que es relativamente fácil de fenotipo). Las plantas pueden reducir la toxicidad durante la fase iónica mediante la reducción de la acumulación de iones tóxicos en las láminas de las hojas (Na^+ y Cl^- exclusión),

y/o mediante el aumento de su capacidad para tolerar las sales que no han podido excluir de la sesión, como por compartimentación en vacuolas (tolerancia de los tejidos) (**Fig. 7**) (Stuart y col., 2014).

Ambos procesos implican la activación de una serie de transportadores y controladores en la membrana plasmática, lo que provoca la eliminación de Na^+ desde el citosol y su compartimentación en la vacuola, evitando que genere un efecto perjudicial sobre los procesos celulares, también es probable que requiera la síntesis de solutos compatibles y los controles de nivel superior para coordinar los procesos de transporte y bioquímicos, por lo tanto, tiene un papel tanto en la osmoprotección como en el ajuste osmótico (Munns y Tester, 2008; Flowers y col., 2008; Plett y Moller, 2010).

Actualmente, la albahaca se siembra en suelos de fertilidad media y con buen drenaje, con conductividad eléctrica de hasta 4 dSm^{-1} sin que se afecten los rendimientos y su desarrollo (**Fig. 8**); por arriba de este nivel, se ve afectado con pérdidas superiores al 60% (Ramírez y col., 2001). También se sabe que el tomate y la lechuga son cultivos moderadamente sensibles. En la **Fig. 8** se muestra una relación entre la salinidad y el rendimiento relativo del cultivo, teniendo en cuenta que los cultivos utilizados en este trabajo son moderadamente sensibles y se trabajó con una conductividad eléctrica de 3.125 dS/m , se espera que el rendimiento relativo no se vea afectado ya que según la **Fig. 8** la reducción en el porcentaje de rendimiento de cultivos moderadamente sensible comienza a partir de 4 dS/m , que corresponde a una concentración 2.56 g/L superior a lo establecido en este trabajo (2 g/L).

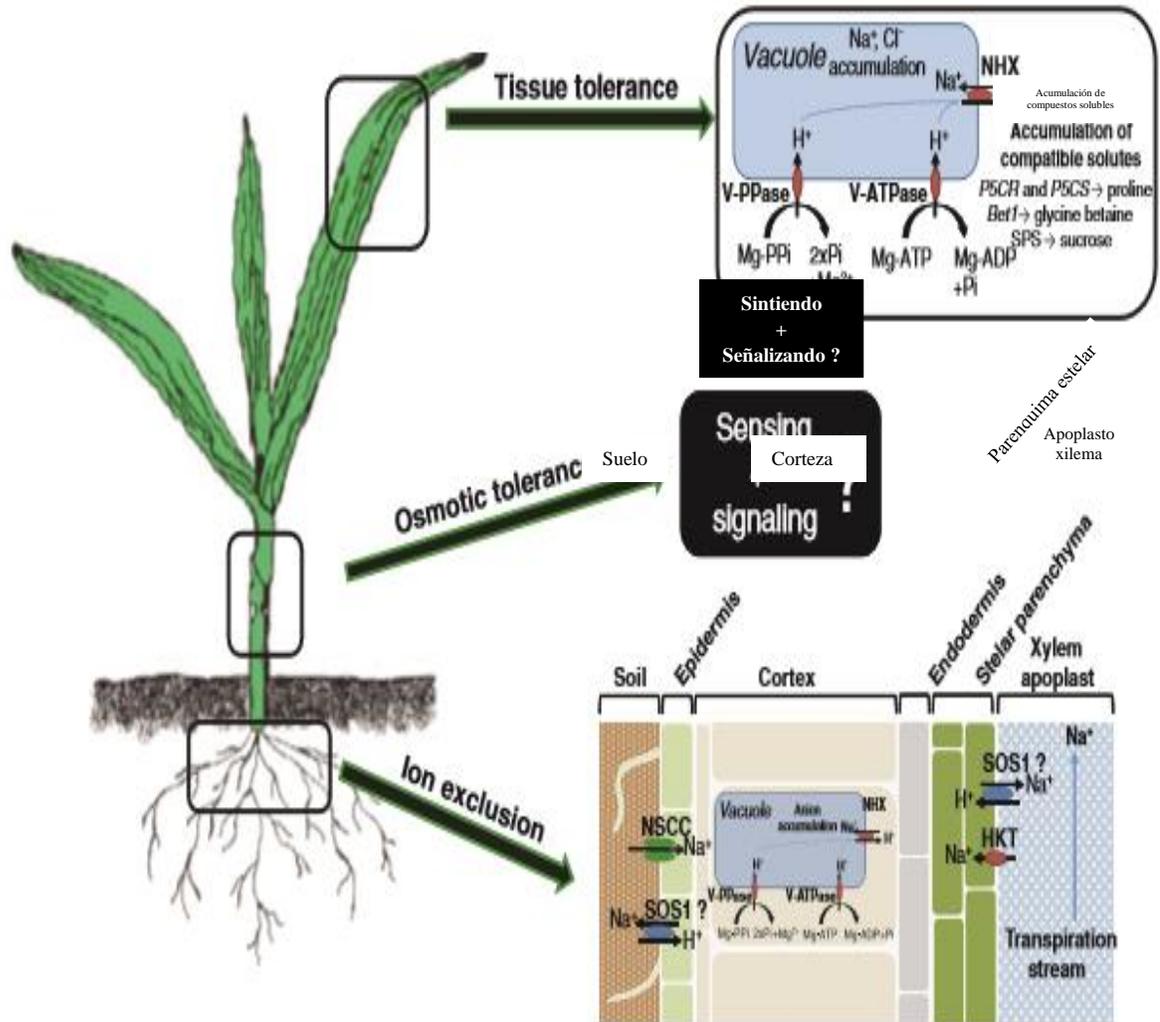


Fig 7. Tres mecanismos principales de la tolerancia salina en cultivos de planta Stuart y col. (2014).

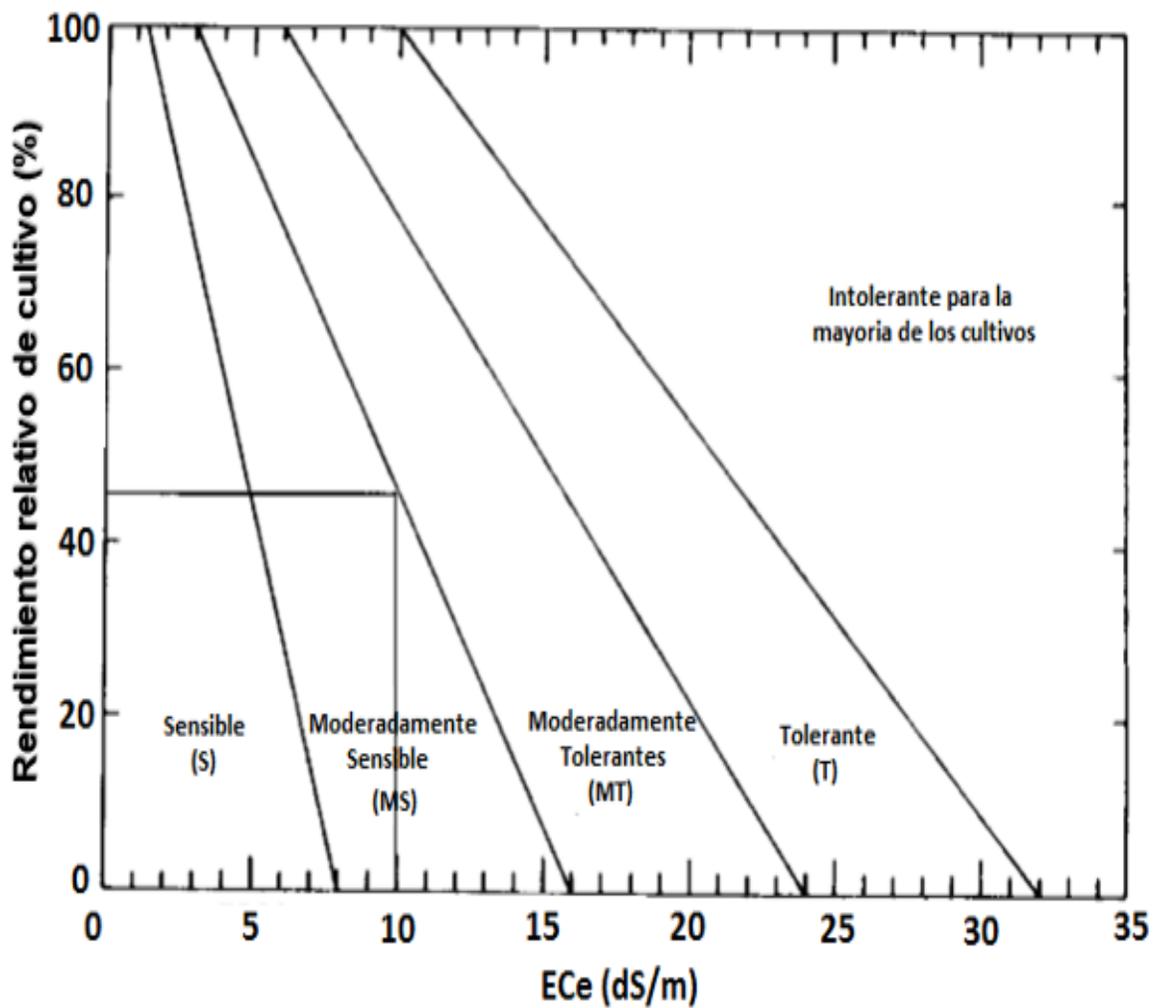


Fig 8. Rendimiento relativo de cultivo comparado con la conductividad eléctrica del suelo FAO (2002)

P COMPUESTOS FENÓLICOS Y SU ACCIÓN ANTIOXIDANTE

Los compuestos fenólicos son estructuras químicas formadas por un anillo aromático de benceno unido a uno o más grupos hidroxilo. Estos compuestos se encuentran presentes en todo el reino vegetal, frecuentemente se encuentran conjugados con uno o más residuos de azúcar unidos a los grupos hidroxilo, aunque en algunos casos se pueden producir uniones directas entre el azúcar y un anillo del carbono aromático. Los compuestos fenólicos se pueden clasificar en función de su estructura química básica como se puede ver en la **Cuadro 8** (Galanakis y col., 2018).

Su importante actividad antioxidante se debe a su estructura química, ya que la presencia de anillos aromáticos y grupos hidroxilo implica la deslocalización de electrones y permite a los polifenoles reaccionar con los radicales libres, donándoles electrones, transformando al polifenol en un radical intermedio, más estable y menos reactivo. A este mecanismo se le conoce como capacidad secuestradora de radicales libres (scavengers); además, los compuestos fenólicos tienen la capacidad de quelar iones metálicos y de donar protones, lo cual también favorece su actividad antioxidante (Márquez y col., 2005).

Entre los polifenoles de mayor importancia biológica se encuentran principalmente el de los grupos de los ácidos fenólicos, flavonoides y taninos. Los ácidos fenólicos simples más abundantes en la naturaleza son derivados del ácido benzoico y del ácido cinámico; habitualmente se encuentran conjugados, más frecuentemente como

Cuadro 8. Clasificación de compuestos fenólicos

Clasificación	Número de átomos de carbono	Esqueleto
Fenoles simples	6	C ₆
Ácidos fenólicos	7	C ₆ -C ₁
Acetofenonas, ácido fenilacético	8	C ₆ -C ₂
Ácido hidroxicinámico, cumarinas	9	C ₆ -C ₃
Naftoquinonas	10	C ₆ -C ₄
Xantonas	13	C ₆ -C ₁ -C ₆
Estilbenos	14	C ₆ -C ₂ -C ₆
Flavonoides	15	C ₆ -C ₃ -C ₆
Lignanos	18	(C ₆ -C ₃) ₂
Biflavonoides	30	(C ₆ -C ₃ -C ₆) ₂
Ligninas	N	(C ₆ -C ₃) _n
Catecolamina	N	(C ₆) _n
Taninos condensados	N	(C ₆ -C ₃ -C ₆) _n

ésteres que como glicósidos, algunos ejemplos son el ácido gálico, el caféico y el rosmarínico que se han encontrado en frutos como fresa, uva y pera; plantas comestibles como el té verde y la hierbabuena y en algunos granos como el maíz y el arroz (Galanakis y col., 2018).

La familia más común de compuestos fenólicos es la del grupo de los flavonoides, de la que se conocen más de 5,000 estructuras diferentes. Los flavonoides son polifenoles de peso molecular bajo formados por la combinación de derivados de fenilalanina y el ácido acético. En la **Fig. 9** se observa la estructura común de un flavonoide, caracterizada por tener un esqueleto difenilpropano ($C_6-C_3-C_6$) formado por 3 anillos conocidos como A, B y C (Martínez-Flórez y col., 2002)

Las diferencias entre los diversos grupos de flavonoides se establecen por el grado de aromaticidad (dobles enlaces conjugados), el patrón de hidroxilación (orden y número) o el tipo de sustituciones (glicosilación, metilación, etc). Las moléculas de flavonoides no unidas a un glúcido se conocen como agliconas, mientras que las formas glicosiladas se llaman glicósidos. Las variaciones estructurales en los anillos permiten subdividir a los flavonoides en 6 subclases: **(1)** Flavonoles, **(2)** Flavonas, **(3)** Flavanonas, **(4)** Isoflavonas, **(5)** Flavanoles y **(6)** Antocianidinas. Se les ha encontrado en una gran variedad de alimentos de origen vegetal, como el té verde y el vino tinto, otorgándoles importantes propiedades antioxidantes (Martínez-Flórez y col., 2002).

Por otra parte, los taninos son una variedad de compuestos formados por fenoles unidos mediante enlaces C-C para formar polímeros. Estos polímeros se encuentran

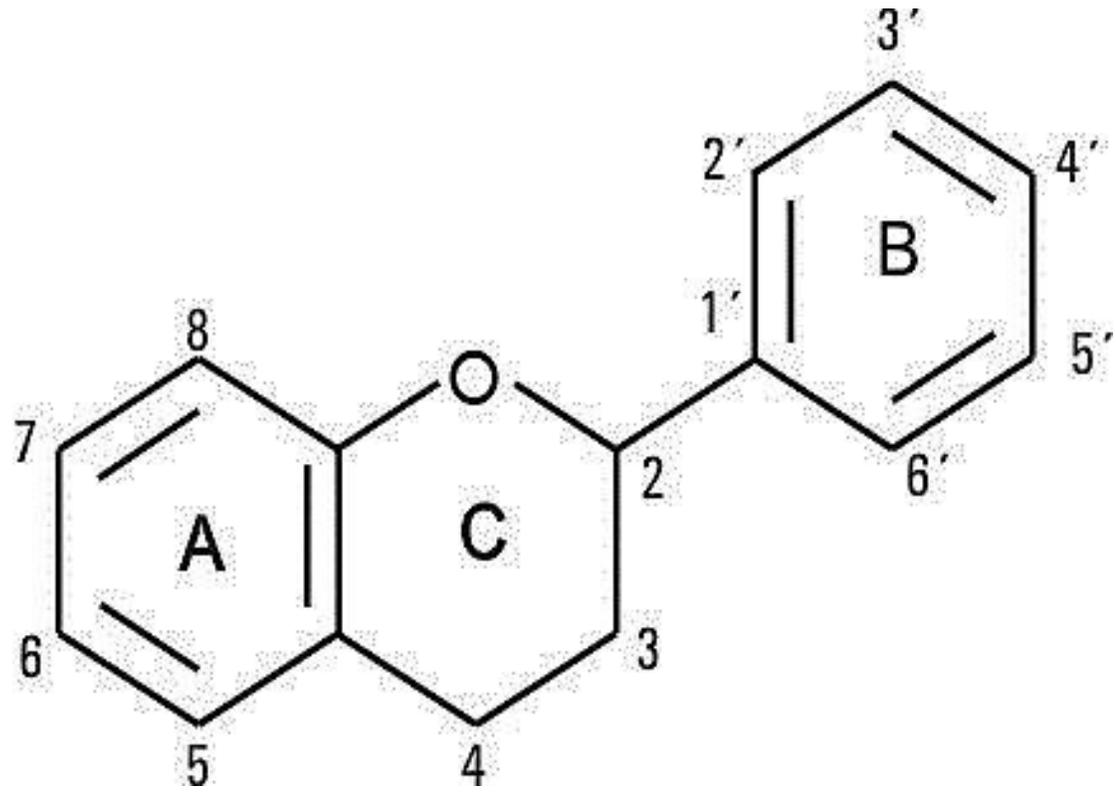


Fig 9. Estructura base de los flavonoides
Martínez-Flórez y col. (2002)

en un gran número de alimentos como el té, el vino tinto, frutas, legumbres y cereales. Los taninos se clasifican a su vez, en taninos hidrolizables y taninos condensados. Siendo los primeros, polímeros heterogéneos formados por ácido gálico y azúcares simples, mientras que los taninos condensados (también llamados proantocianidinas) son polímeros de flavonoides. Los taninos también juegan un papel muy importante en la actividad antioxidante de los compuestos que los contienen (Grotewold y col, 2006).

Q SÍNTESIS DE FENOLES EN LAS PLANTAS

En la formación de polifenoles, participan dos rutas metabólicas, la vía de los policétidos, minoritaria en plantas superiores y la vía del ácido shiquímico. Ambas vías pueden participar conjuntamente en la formación de fenoles complejos. La ruta del ácido shiquímico, que es dependiente de luz, se inicia en los plastos por condensación de dos productos, la eritrosa 4-P con el fosfoenolpiruvato (PEP), y por diversas modificaciones se obtiene el ácido shiquímico, del cual derivan directamente algunos fenoles en los vegetales, como ácido gálico y taninos hidrolizables (Figura 9) (Strack y col., 1997).

Pero la vía del ácido shiquímico normalmente continúa, y la incorporación de una segunda molécula de PEP forma la fenilalanina, que por acción de la enzima fenilalanina amonioliasa (PAL) se transforma en el ácido cinámico. Esta enzima está situada en un punto de ramificación entre el metabolismo primario y secundario por lo que la reacción que cataliza es una importante etapa reguladora en la formación de muchos compuestos fenólicos. Los ácidos trans-cinámico y p-cumárico se

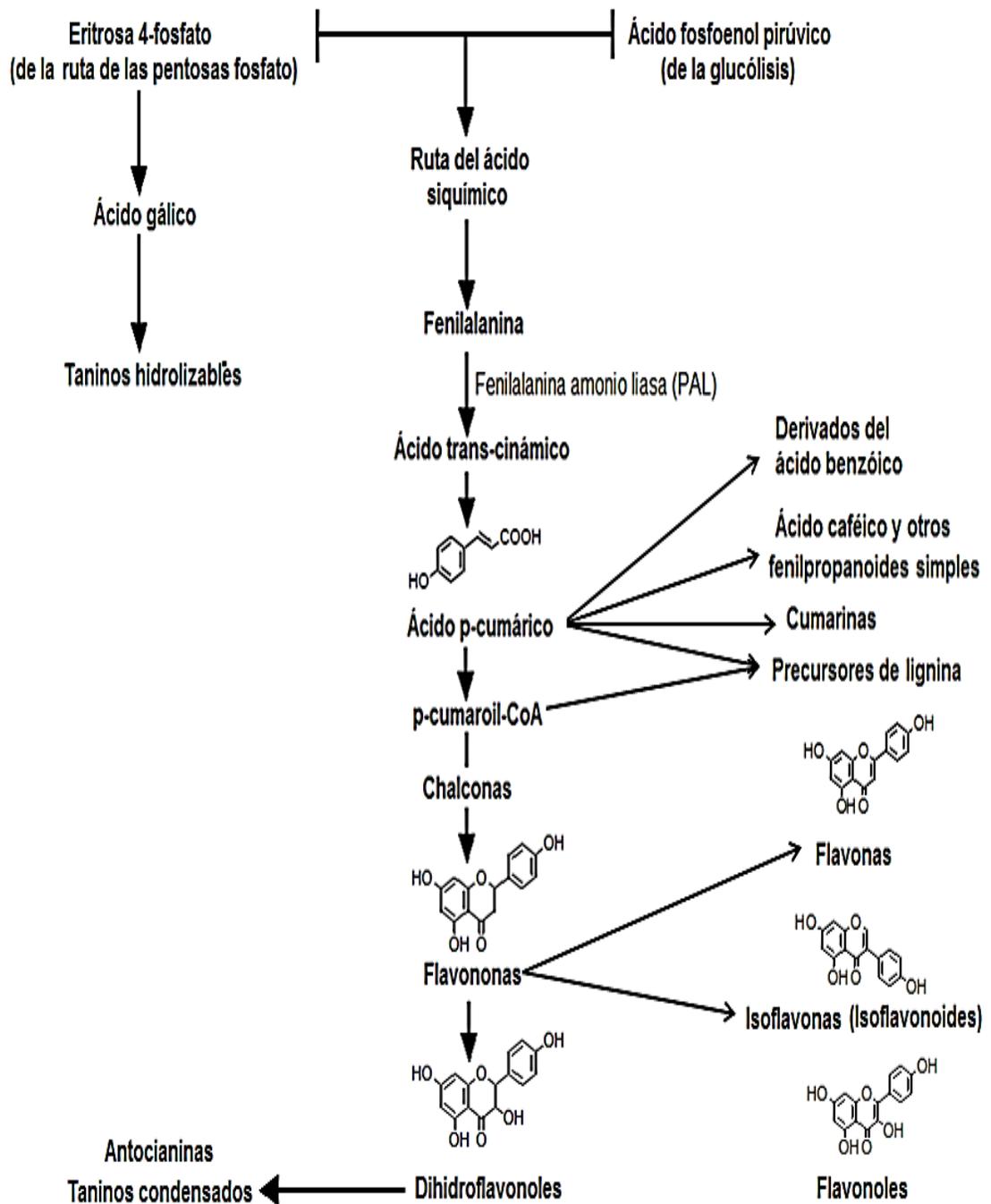


Fig 10. Ruta de biosíntesis de compuestos fenólicos en las plantas
 Adaptado de Santos-Sánchez (2018)

R FACTORES QUE AFECTAN LA SÍNTESIS DE FENOLES EN LAS PLANTAS

Los compuestos fenólicos juegan un importante rol en las plantas, en las últimas décadas se les ha definido como “metabolitos de defensa ante el estrés” ya que su síntesis se incrementa cuando la planta es sometida a algún tipo de situación desfavorable, como por ejemplo el déficit de humedad o temperaturas extremas (**Fig. 11**). Recientemente se ha comprobado que el efecto que tiene el estrés sobre la síntesis de fenoles está dado por un incremento en la actividad de algunas enzimas clave en la ruta del ácido siquímico, como es el caso de la fenilalanina amonio liasa (PAL); en diversos estudios se ha comprobado que esta enzima es activada por la luz, temperatura y depende además de la concentración de diferentes hormonas vegetales. También, en general, la actividad de PAL aumenta cuando a los vegetales se les somete a situaciones de estrés, como la falta de agua, infecciones fúngicas o bacterianas y radiaciones UV, lo cual se ve también reflejado en un incremento en la síntesis de compuestos fenólicos (Cohen y Kennedy, 2010).

S REGULACIÓN ANTIOXIDANTE DURANTE LA TOLERANCIA AL ESTRÉS

SALINO

El estrés abiótico y biótico en los organismos vivos, incluyendo las plantas, puede causar desbordamiento, la desregulación, o incluso la interrupción de las cadenas de transporte de electrones (ETC) en cloroplastos y mitocondrias. En estas condiciones el oxígeno molecular (O_2) actúa como un aceptor de electrones, dando lugar a la acumulación de ROS. El oxígeno singlete, una forma excitada del oxígeno molecular (1O_2), el radical hidroxilo ($OH\cdot$), el radical superóxido ($O_2^{\cdot-}$), y peróxido de hidrógeno



Fig. 11. Factores de estrés en las plantas
Adaptado de Cohen y Kennedy (2010).

(H₂O₂) son compuestos fuertemente oxidantes y por lo tanto potencialmente perjudiciales para la integridad de la célula (Grob y col., 2014). El metabolismo antioxidante, incluyendo enzimas antioxidantes y compuestos no enzimáticos, juegan un rol crítico en la desintoxicación de ROS inducida por estrés por salinidad. La tolerancia a la salinidad se correlaciona positivamente con la actividad de las enzimas antioxidantes, tales como la superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT), glutatión peroxidasa (GPX), ascorbato peroxidasa (APX), y glutatión reductasa (GR) y con la acumulación de compuestos antioxidantes no enzimático (Asada, 1999; Gupta y col. 2005). Gill y Tuteja (2010) describieron un par de proteínas helicasa (por ejemplo, DEDS-box helicasa y OsSUV3 doble helicasa) que funcionan en la tolerancia a la salinidad de plantas mediante la mejora/mantenimiento de la fotosíntesis y la maquinaria antioxidante. Kim y col. (2014) reportaron que la aplicación de silicio en la zona de las raíces de arroz influyó en las respuestas hormonales y antioxidantes bajo estrés por salinidad. Los resultados mostraron que los tratamientos con silicio aumentaron significativamente el crecimiento de la planta de arroz en comparación con los controles bajo estrés por salinidad. Los tratamientos de silicio reducen la acumulación de sodio lo que resulta en una baja fuga electrolítica y peroxidación lipídica en comparación con el control de las plantas bajo estrés por salinidad. Las respuestas de las enzimas antioxidantes (catalasa, peroxidasa y polifenol oxidasa) fueron más pronunciadas en las plantas de control que en las plantas tratadas con silicio bajo estrés por salinidad.

El ascorbato es uno de los principales antioxidantes presentes dentro de la célula. Plantas de guisante cultivadas bajo estrés con solución salina (NaCl 150 mM)

mostraron un incremento en la actividad de la enzima antioxidante ascorbato-peroxidasa, así como un aumento del contenido de H₂O₂, NO, y S-nitrosotiol (SNO), consecuencia común del aumento de esta enzima (Begara-Morales y col. 2014). La aplicación exógena de ascorbato mitiga los efectos adversos del estrés de salinidad en varias especies de plantas y promueve la recuperación de las plantas del estrés (Agarwal y Shaheen, 2004; Munir y Aftab, 2011). Otro antioxidante importante en la mitigación de del estrés salino es el glutatión, el cual puede reaccionar con el radical superóxido, radical hidroxilo, y peróxido de hidrógeno, funcionando como un agente capturador (scavenger) o barredor de radicales libres. También puede participar en la regeneración de ascorbato a través del ciclo ascorbato-glutatión (Foyer, 1997). Cuando se aplica de forma exógena el glutatión ayuda a mantener la permeabilidad de la membrana plasmática y la viabilidad celular durante el estrés por salinidad en plantas de ajo (Aly-Salama y Al-Mutawa, 2009). La aplicación de glutatión y ascorbato parece ser bastante eficaz para contrarrestar los daños en el crecimiento de la planta sometida a estrés salino así como en su contenido de carbohidratos, polifenoles, xantofilas minerales (Rawia y col. 2011).

IV JUSTIFICACIÓN

Sinaloa, es el estado líder en la producción de alimentos en México, y actualmente está clasificado como un estado con alto grado de presión hídrica, por lo que resulta preponderante el desarrollo de innovaciones que permitan un manejo más sustentable de dicho recurso. Con la reciente expansión del cultivo de camarón en aguas dulces y de salinidad baja, el aprovechamiento de los efluentes ricos en nutrientes para la producción de biomasa vegetal como las hortalizas, ello contribuiría, por un lado, en el cuidado del medio ambiente, reduciendo las descargas a los cuerpos de agua naturales receptores, y por el otro, aprovechar el recurso hídrico y nutrientes para la producción de dos o más productos finales a la vez, convirtiendo así a la camaronicultura y a la agricultura en actividades complementarias y sustentables. Por lo anterior, es de suma importancia el desarrollo de una biotecnología de cultivo que además de mejorar los rendimientos de los productos, permita a su vez la obtención de alimentos de buena calidad con características fisicoquímicas, sensoriales y nutraceuticas deseables para el consumidor, con un mínimo impacto ambiental y con un alto potencial de escalamiento a nivel comercial.

V HIPÓTESIS

El desarrollo del cultivo integrado camarón-hortalizas a partir del empleo de agua de baja salinidad, con la concentración y proporción de iones suficientes en recirculación constante, es viable en términos de producción y rendimiento de los productos involucrados; además, permite mantener y, en algunos casos, mejorar las propiedades nutricionales y nutracéuticas de las hortalizas, sin afectar sus características fisicoquímicas y sensoriales.

VI OBJETIVOS

A OBJETIVO GENERAL

Evaluar la producción y parámetros de calidad de los productos cosechados del cultivo integrado de camarón *Litopenaeus vannamei* con tomate (*Lycopersicon esculentum Mill*), albahaca (*Ocimum basilicum*) y lechuga orejona (*Lactuca sativa*) utilizando agua de salinidad baja.

B OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- (1) Evaluar la calidad sensorial y nutricional de camarón cultivado en agua de pozo y compararla con la de camarón cultivado en agua de mar diluida a la misma conductividad eléctrica (salinidad).
- (2) Evaluar y comparar la producción y parámetros de crecimiento de albahaca, tomate y lechuga irrigados con efluentes de camarón, cuando se emplea agua de pozo, agua de mar diluida y una solución nutritiva comercial.
- (3) Determinar si existe un cambio en los parámetros fisicoquímicos y calidad nutricional de albahaca, tomate y lechuga al ser irrigados con efluentes de camarón de baja salinidad y con una solución nutritiva comercial.
- (4) Evaluar las propiedades nutraceuticas de albahaca, tomate y lechuga irrigadas con agua de pozo, agua de mar diluida del cultivo de camarón y con una solución nutritiva comercial.

VII MATERIALES Y MÉTODOS

A DISEÑO EXPERIMENTAL

El sistema experimental (**Fig. 12**) consistió en seis tanques circulares para el cultivo de camarón con medidas de 2 m de diámetro x 1.2 m de altura, equivalente a un volumen de 3.14 m³ por tanque. Tres tanques se llenaron con agua de pozo a una salinidad de 2 g/L (EC= 3.125 ds/m) y los tres restantes se llenaron con agua de mar diluida a la misma conductividad (tratamiento control para cultivo de camarón). Cada tanque se conectó a un sistema de “Técnica de Flujo Profundo” (DFT, por sus siglas en inglés) para el cultivo de albahaca y lechuga hidropónica (cada una en su respectivo ciclo de cultivo), y a un sistema de “Técnica de la Película Nutritiva” (NFT, por sus siglas en inglés) para el cultivo de tomate hidropónico. Paralelo a los cultivos hidropónicos, se construyó un sistema DFT y un sistema NFT extras para el cultivo de las hortalizas ya mencionadas, pero se irrigan con soluciones nutritivas comerciales propuestas por Samperio-Ruiz (2000) (tratamiento control para hortalizas). Cada uno de los tratamientos se realizó por triplicado con una distribución completamente al azar y en dos ocasiones.

B DESARROLLO DE PROCESO DE PRODUCCIÓN

1 Cultivo de camarón

Se seleccionó camarón blanco del Pacífico (*Litopenaeus vannamei*) para llevar a cabo el experimento debido a que esta especie soporta un amplio rango de salinidades (>1.0 a 30 g/L) (Gao y col., 2016), se desarrolla bien a altas densidades,

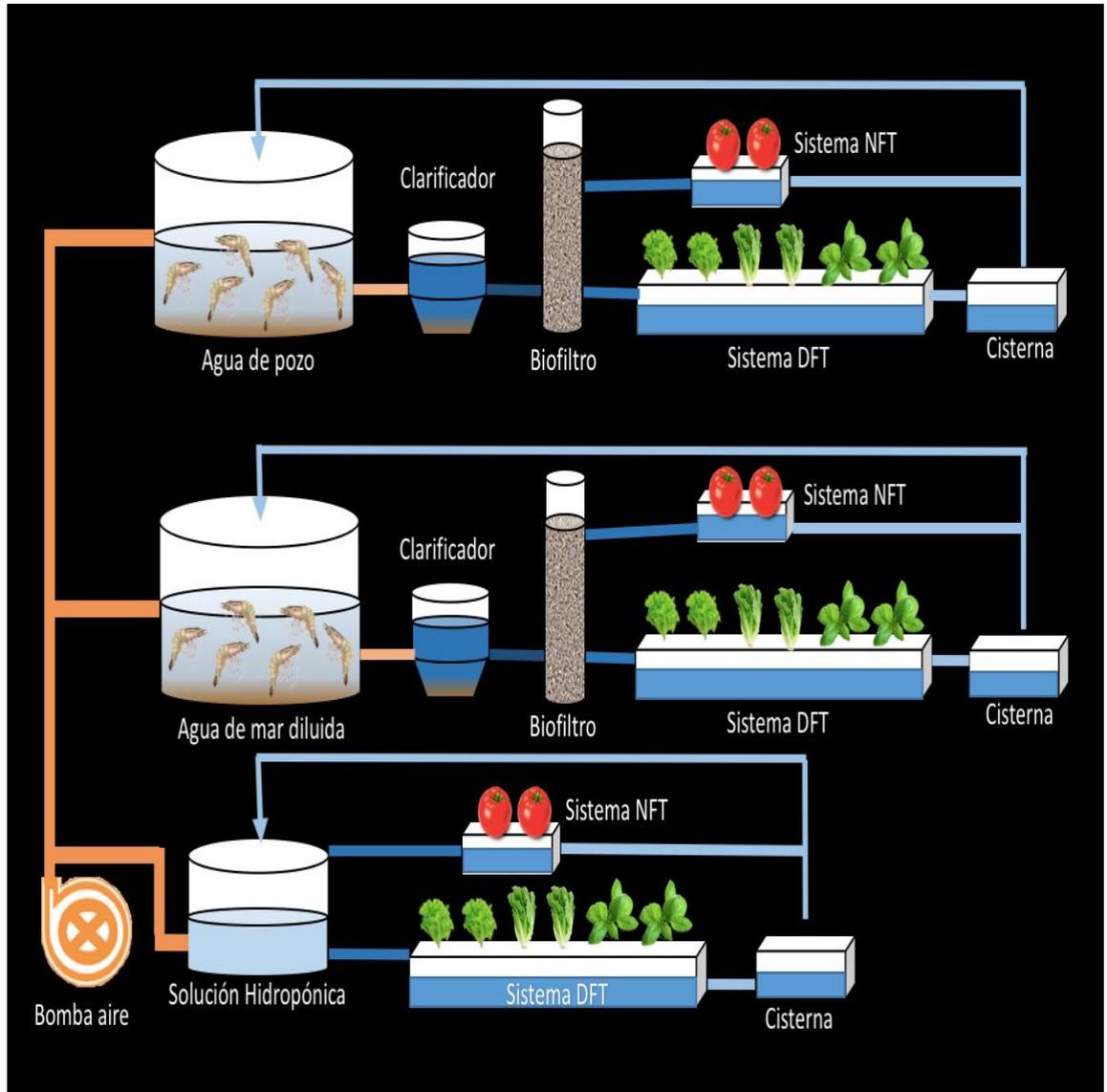


Fig. 12. Sistema experimental empleado

se adapta a las condiciones de cautiverio, posee un ciclo de vida aproximado de 16 semanas y tiene un buen precio y aceptación en el mercado.

2 Preparación de los tanques de cultivo

Se realizó la desinfección de los tanques mediante lavados con hipoclorito de sodio diluido (10%) y jabón con un subsecuente enjuague con agua para evitar que los residuos se mezclaran con el agua de pozo o de mar. Posteriormente se dejaron secar al sol durante 3 días y una vez secos, se llenaron con agua de mar o de pozo y se les adicionó la cantidad necesaria de agua dulce para alcanzar una salinidad de ~2 g/L.

3 Adquisición y transporte de postlarvas

Las postlarvas utilizadas se donaron por el laboratorio FITMAR, Proveedora de Larvas S.A. de C.V., ubicado en playa El Caimanero, Rosario, Sinaloa. Para el transporte de las postlarvas, se empacaron en tres bolsas de plástico con 15 L de agua a una salinidad de 8 g/L con aproximadamente 2,000 postlarvas cada una, regulando la temperatura a 23°C con hielo para favorecer la disminución metabólica del organismo y se saturó a 19 mg/L de oxígeno, hecho esto se transportaron las bolsas en hieleras para mantener la temperatura hasta su llegada al módulo experimental YK ubicado en Mazatlán, Sinaloa, Mexico (23° 12' 11.9" N; 106° 25' 41.29" W).

4 Aclimatación y siembra de postlarvas

Una vez obtenidas las postlarvas en el módulo experimental se dispuso de tres tanques tipo Rotoplas de 450 L donde se depositaron las bolsas de 15 L con las postlarvas dentro, se midió la temperatura y la concentración salina de los tanques antes de liberar las postlarvas, verificando que estos parámetros fueran lo más cercano posible a las condiciones de transporte y así evitar estrés o daño en las branquias de los organismos al momento de la transferencia. Se mantuvieron las postlarvas a una concentración salina de aclimatación (8 g/L), durante 24 h, posteriormente se inició la dilución paulatina de la salinidad hasta alcanzar 2 g/L. Esto se llevó a cabo eliminando un porcentaje del agua del tanque de aclimatación y recuperando esta misma al añadir cada media hora agua dulce durante 10 h hasta llegar a la salinidad deseada.

C VARIABLES A EVALUAR EN EL CULTIVO INTEGRADO CAMARÓN-HORTALIZAS

Durante el ciclo de cultivo, a la par de este proyecto, se monitorearon algunos parámetros importantes para el manejo del sistema, tales como los parámetros físico-químicos del agua (haciendo dos mediciones diarias a las 6:00 y 18:00 h, de oxígeno disuelto, pH, conductividad eléctrica y temperatura), y la alimentación (tres veces diarias a las 08:00, 14:00 y 18:00 h). Como parte de otros dos estudios en paralelo se monitorearon semanalmente otras variables de calidad del agua: nitratos, nitritos, amonio, nitrógeno total, fósforo disuelto, fósforo total, clorofila a, alcalinidad, Mg, Ca, K, Na, Cl, Zn, Fe, B, Cd, Hg y Mn.

1 Producción y rendimiento del camarón

Para la evaluación de los parámetros relacionados con la producción de camarón en el cultivo integral, una vez concluido el estudio, se evaluó el peso final promedio (g), la supervivencia (%), el crecimiento (g/semana^{-1}), la tasa de crecimiento específico ($\% \text{ dia}^{-1}$), el factor de conversión alimenticia, y el rendimiento (ton.ha^{-1}). Todo esto, utilizando la metodología descrita por Smith y col. (2002), Araneda y col. (2008) y Esparza-Leal y col. (2010).

2 Producción y rendimiento de las hortalizas

Para la evaluación del efecto del sistema de cultivo sobre la producción de albahaca se evaluaron diferentes variables de crecimiento de las plantas (hojas y tallos, en cm), el peso fresco (g), la superficie aérea de la planta (cm planta^{-1}) y el rendimiento del cultivo (t ha^{-1}), mediante métodos previamente descritos por Attia y col. (2009) y Tarchoune y col. (2012). En el caso de tomate, se evaluó la producción de fruto acumulada por planta (g planta^{-1}), la talla de las plantas (cm), el peso promedio del fruto (g), el número de tomates por planta, y el rendimiento (ton. ha^{-1}) (Magán y col., 2008). Finalmente, en la lechuga se determinó el peso fresco (g) y el rendimiento (ton.ha^{-1}) mediante la metodología descrita por Martínez-Carrillo y col. (2015).

3 Análisis proximal de las hortalizas

El análisis nutrimental de las hortalizas se realizó con base en las técnicas especificadas en el AOAC (1997) y las Normas Oficiales Mexicanas: **(1)** Humedad. Método gravimétrico de pérdida de peso, NMX-F-083, determinación de humedad en productos alimenticios, **(2)** Cenizas: Método gravimétrico de calcinación, NMX-F-066-S-1978, determinación de cenizas en alimentos, **(3)** Proteínas: Método de Kjeldahl, NMX-F-068, determinación de proteínas en productos alimenticios, **(4)** Grasas: Método Soxhlet, NMX-F-089, determinación de extracto etéreo en alimentos, **(5)** Fibra: Método gravimétrico de digestión con ácido sulfúrico y calcinación, NMX-F-090, determinación de fibra cruda en alimentos, **(6)** Carbohidratos: por diferencia.

4 Color (luminosidad, hue, croma)

Se registraron los valores L, a y b en dos zonas opuestas de cada hortaliza utilizando un colorímetro Minolta CM-2002. Asimismo, con estos valores se calculó el ángulo de tono (hue) y la pureza del color (croma) mediante el método descrito por Dominguez y col (2012).

5 Análisis sensorial

La preferencia por los productos con respecto a su color, sabor, textura y preferencia global se analizó utilizando el test de Ordenación-Preferencia propuesto por Dutcosky (1996) y Meilgaard y col. (1991). Como participantes se incluyeron estudiantes de la Universidad Autónoma de Sinaloa, de ambos sexos, siendo un total de 50 individuos por cada día del análisis. Las muestras se presentaron a los

panelistas de manera individual, a temperatura ambiente, y codificadas con números de tres dígitos. A los participantes se les solicitó ordenar las muestras de forma descendiente, con relación al atributo sensorial evaluado.

6 pH y sólidos solubles

En el caso de tomate, los frutos se cortaron longitudinalmente y se recolectaron tres gotas de jugo, las cuales se colocarán sobre la celda de un refractómetro digital ATAGO PR-100 con escala de 0-32 % (Honcho, ItabashiKu, Tokyo Japón). El valor de SST se expresó en % (AOAC, 1997). El pH se determinó usando un potenciómetro (Corning 12 Scientific Instruments, EE.UU.) según lo descrito por López-Ordaz y col. (2008). Con una precisión de 1.55 a 15.59 para sólidos solubles y de 0.03 a 3.24 para pH.

7 Acidez titulable

Se realizó siguiendo la metodología de la AOAC (1997), tomando una alícuota de 10 mL de muestra a la cual se le adicionaron 0.3 mL de fenolftaleína al 1% como indicador para su titulación con NaOH 0.1 N. Los resultados se expresaron como porcentaje de ácido cítrico por cada 100 g de muestra. Con una precisión de 8.44 a 24.87

D PROPIEDADES NUTRACÉUTICAS DE LAS HORTALIZAS

1 Cuantificación de compuestos fenólicos totales extraíbles

Para la obtención del extracto se empleó la metodología planteada por Hassan y col. (2011), que consiste en una primera extracción con metanol/agua (50:50, pH: 2) acidificada con HCl concentrado seguida de una extracción con acetona/agua (70:30). Se mezclaron ambos extractos para realizar la determinación de fenoles totales correspondientes a la fracción de los polifenoles extraíbles, y se guardó el residuo para las determinaciones de polifenoles no extraíbles.

Para la determinación de polifenoles totales se utilizó el método de Folin y Ciocalteu sugerido por Singleton y col. (1999). La cuantificación se realizó utilizando una curva estándar de ácido gálico (AG), y se expresó como mg equivalentes de ácido gálico por gramo de muestra seca (mg equivalentes AG/g de muestra seca). Con una precisión de 2.48 a 24.66.

2 Cuantificación de compuestos fenólicos totales no extraíbles

Se llevó a cabo una hidrólisis ácida con el fin de romper la estructura de la pared celular e hidrolizar polisacáridos y proteínas, permitiendo de esta manera la liberación de los compuestos fenólicos no extraíbles (Arranz, 2010). Se pesaron 20 mg del pellet seco de la técnica de fenoles extraíbles descrita en la sección VII.2.12.1, se adicionaron 2 mL de metanol/H₂SO₄ (90:10), se dejó incubar a 85°C durante 20 h. Después de este tiempo se centrifugaron los tubos a 3,000xg y al sobrenadante se le ajustó el volumen a 3 mL con agua destilada, y se añadieron 4

volúmenes de etanolamina comercial 50 μL , agitando entre cada adición. A cada muestra se le agregaron 500 μL de acetato de amonio 3.7 M y se ajustó de nuevo el pH a 5.5 con etanolamina. Se aforó a 4 mL con agua destilada y se mezcló. Se transfirieron 100 μL de la muestra en un tubo de 2 mL, se le agregaron 350 μL de agua y 1000 μL de metanol y se mezcló. Para preparar el blanco en cada muestra se reemplazó la muestra con 350 μL de agua por HCl al 0.3 N. Se añadió 40 μL de KIO_3 y se colocó a baño maría a 30 °C durante 50 min. Se leyó la absorbancia a 525 nm (Hartzfeld y col., 2002). Con una precisión de 2.92 a 14.73.

3 Cuantificación de flavonoides totales

La cuantificación de flavonoides se llevó a cabo usando el método colorimétrico descrito por Heimler y col. (2006), partiendo de los extractos obtenidos en el punto VII.2.12.1. A cada una de las muestras se le adicionaron 1250 μL de agua destilada y después 75 μL de NaNO_2 al 5%, la reacción se dejó reposar durante 6 min. Se adicionaron 150 μL de ICl_3 al 10% y se dejaron reposar 5 min más. Posteriormente, se agregaron 500 μL de NaOH 1M y después de 30 min se leyó la absorbancia a 510 nm, los resultados se expresaron en mg de (+)-catequina por gramo de extracto (mg cat/g extracto). Con una precisión para polifenoles extraíbles de 3.81 a 17.39 y para no extraíbles de 4.29 a 21.85.

4 Identificación de compuestos fenólicos individuales

Para la identificación de los metabolitos individuales en las plantas evaluadas, se realizó una “Cromatografía Líquida de Ultra Rendimiento” (UPLC, por sus siglas en inglés), acoplada a un “Detector de Matriz de Fotodiodos” (PDA) y un “Espectrómetro de Masas de Tiempo de Vuelo con Cuadropolo” (QTOF), con un “Ionizador de Electrospray” (ESI) a presión atmosférica (Vion, Waters Co., MA, EUA), utilizando la interfase específica para la identificación de compuestos fenólicos. Los extractos se disolvieron en 1 mL de la fase móvil (95% de agua acidificada con 0,1% de ácido fórmico y 5% de acetonitrilo acidificado con ácido fórmico) y se filtraron con filtros de jeringa PVDF de 0,2 μm . Posteriormente se inyectaron (2 μL) en una columna C18 BEH Acquity (100 x 2.1 mm, 1.7, μm , Waters Co.) a 35°C. Las fases móviles utilizadas para este análisis fueron (A) agua con ácido fórmico al 0,1% y (B) acetonitrilo con ácido fórmico al 0,1%. La configuración de los gradientes utilizados fue la siguiente: proporción de inicio 95/5 (A/B), que se mantuvo durante 2 min, luego se modificó a 5/95 (A/B) en un gradiente lineal durante 20 min, manteniéndolo durante 3 min. Finalmente, la columna se volvió a equilibrar a 95/5 (A/B) en 2 minutos, y se mantuvo durante 3 minutos más, con un tiempo total de 30 minutos. Las condiciones de espectrometría de masas fueron las siguientes: 120 °C de temperatura de la fuente, 450 °C y 800 L / h para el gas de desolvatación (N_2), 50 L / h de flujo para el gas del cono. Los datos se analizaron en espectrómetro de masas, con un rango de exploración de masas de 50-1800 m/z. La energía de colisión se estableció en 5 eV para baja energía y 15-45 eV para la rampa de alta energía. Se usó leucina-encefalina (50 pg/ml, 556,2766 m/z) para la corrección de la masa de

bloqueo, que se infundió en un intervalo de 5 minutos durante 2 s a 10 μL / min. El análisis de los datos obtenidos se llevó a cabo con el Software UNIFI (Waters Co.) La identidad máxima se evaluó mediante la comparación de la masa exacta del ion pseudomolecular obtenido (confirmación por composición molecular con un error de masa <10 ppm), la distribución isotópica y el patrón de fragmentación. Los espectros de masas se analizaron por comparación con las siguientes bibliotecas: Phenol-Explorer, Food Database y PubChem. Con una precisión de 2.21 a 49.78.

5 Cuantificación de prolina

El contenido total de prolina en las muestras fue determinado mediante la técnica descrita por Bates (1973). Se congeló en Nitrógeno líquido 1 g de tejido foliar por muestra y se homogenizó con 10 mL de ácido sulfosalicílico al 3 %. Posteriormente se filtró con papel Whatman # 2. Del filtrado se tomó 1 mL y se hizo reaccionar con 1 mL ninhidrina ácida y 1 mL de ácido acético glacial a 100°C por una hora. La reacción se detuvo en baño con hielo. El cromóforo conteniendo la prolina se extrajo con 2 mL de tolueno agitándolo vigorosamente durante 15-20 s. Después se separó la fase orgánica que contiene la prolina, posteriormente se cuantificó en un espectrofotómetro Helios- γ (Spectronic Unicam, England) a 520 nm usando tolueno como blanco y L-prolina para la curva de calibración en concentraciones de 0, 12.5, 50, 100, y 200 μM , realizando el mismo procedimiento que la muestra. Los resultados se expresaron como μmoles de prolina por gramo de peso fresco de material. Con una precisión de 4.28 a 7.65.

6 Determinación de clorofila

Para la determinación del contenido de clorofilas totales se utilizó el método espectrofotométrico propuesto por Hausmann (1973). 2 g de muestra se trituraron y disolvieron en 10 mL de acetona-agua al 90% (v/v), esta mezcla se agitó y se dejó reposar en la oscuridad a 4°C durante 24 h. Después de este periodo se llevó a temperatura ambiente, reponiendo el disolvente que pudiera haberse evaporado. Posteriormente se centrifugó a 2,700xg durante 5 min. Al final se midió la absorbancia del sobrenadante a 665, 645 y 630 nm, comprobando que no existiera turbidez ni partículas en suspensión. Como blanco se utilizó el propio disolvente. Para la cuantificación se utilizó la ecuación propuesta por Strickland y Parsons (1972):

$$\mathbf{Ca} \text{ (mg/L)} = \mathbf{11.6 (DO_{665}) - 1.31 (DO_{645}) - 0.14 (DO_{630})}$$

$$\mathbf{Cb} \text{ (mg/L)} = \mathbf{20.7 (DO_{645}) - 4.34 (DO_{665}) - 4.42 (DO_{630})}$$

$$\mathbf{Cc} \text{ (mg/L)} = \mathbf{55.0 (DO_{630}) - 4.64 (DO_{665}) - 16.3 (DO_{645})}$$

Donde: **Ca**, **Cb** y **Cc** son las concentraciones de clorofila a, b y c respectivamente, y **DO** es la densidad óptica medida. Con una precisión de 1.91 a 9.66.

7 Capacidad de inhibición del radical DPPH

La capacidad antioxidante se determinó por el método del DPPH (2,2-difenil-1picrilhidrazilo), el cual se basa en la reducción del radical libre 2,2-difenil-1picrilhidrazilo. La determinación se realizó utilizando una alícuota de los diferentes extractos orgánicos provenientes de las muestras de estudio.

Se construyó una curva de calibración de Trolox (0.25 mg/mL) como sustancia antioxidante control a concentraciones de 50 a 800 μ M con intervalos de 100 μ M. De cada solución estándar se tomaron 20 μ L y se colocaron en una placa de microtitulación de 96 pozos y se adicionaron 200 μ L del radical DPPH previamente preparado (1.5 mg de DPPH con 20.5 mL de metanol y 4.5 mL de agua destilada). Para la determinación de la capacidad antioxidante por el método DPPH en las muestras, se tomaron 20 μ L del extracto metanólico en estudio, y se adicionaron 200 μ L del radical DPPH, para el blanco se tomaron 20 μ L de metanol, y se adicionaron 200 μ L del radical DPPH. La absorbancia se midió a 520 nm en un fotómetro de microplacas Multiskan Ascent (Thermo Electron Co., Finland), durante 90 min, en lapsos de 10 min hasta completar 90 min. Los resultados se expresaron como porcentaje de captación de radicales libres DPPH. Con una precisión de 0.88 a 15.67.

8 Capacidad de inhibición del radical ABTS

El radical catiónico ABTS \bullet •+ es un cromóforo que absorbe a una longitud de onda de 734 nm y se genera por una reacción de oxidación del ABTS (2,2'-azino-bis- (3-etil benzotiazolin-6-sulfonato de amonio) con persulfato de potasio. Las mediciones se realizaron a una longitud de onda de 734 nm. Para la evaluación se utilizaron 10 μ L de extracto y 990 μ L de la solución del radical ABTS \bullet •+. A los 30 min de reacción a temperatura ambiente y en la oscuridad, se leyó el cambio en la absorbancia respecto a la referencia del reactivo, a una longitud de onda de 734 nm. La referencia del reactivo consistió en una solución del radical ABTS \bullet •+ con el solvente de la

muestra. Los resultados se expresaron como valores TEAC (trolox equivalent antioxidant capacity) mediante la construcción de una curva patrón usando como antioxidante TROLOX®. Con una precisión de 0.20 a 11.94.

E ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los datos procesaron utilizando la prueba de Shapiro-Wilk, para verificar la normalidad y se analizaron utilizando el software JMP ver. 10.0.0 (Copyright © 2012 SAS Institute Inc.), mediante la prueba de Kruskal-Wallis unidireccional no paramétrica. Las comparaciones entre las medias se llevaron a cabo utilizando el método de Wilcoxon con nivel de significancia de $P < 0.05$ y un límite de confianza del 95%. Para determinar las diferencias entre los parámetros de calidad del agua de los efluentes del camarón se utilizó un ANOVA de una sola vía.

VIII RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A VARIABLES DE CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS

El rendimiento y las variables de crecimiento de las plantas son características muy importantes a considerar cuando se evalúa el efecto de alguna condición de cultivo sobre estas, ya que se desea que el tratamiento o condición evaluada no afecte de manera importante el rendimiento de las plantas. En la **Cuadro 9** se muestra el efecto de la irrigación con los efluentes de camarón y la solución hidropónica, en lechuga orejona. Se puede observar que, para este cultivo, la irrigación con los efluentes de camarón que contenían un mayor nivel de salinidad, provocó un estrés moderado en las plantas, disminuyendo algunas de las variables de crecimiento, principalmente, el peso de las hojas. Es importante considerar que, aunque la disminución fue estadísticamente significativa, tal disminución fue de 8 a 10%.

Estos resultados coinciden con estudios previos registrados por otros autores, quienes encontraron que el estrés salino inhibe el crecimiento de las plantas y las frutas (Keutgen y Pawelzik. 2008; Zushi y col. 2009; Rubio y col. 2009). Las diferencias encontradas en el crecimiento de lechugas irrigadas con agua de pozo y agua de mar diluida podrían estar asociadas a una disminución en los niveles de nutrientes en la planta debido al estrés y a una posible acumulación de Cl^- que genera un estrés osmótico que conduce a una reducción en la absorción de agua por parte de la planta, y en consecuencia de su producción de materia seca (Nemati y col., 2011).

Cuadro 9. Variables de crecimiento de lechuga orejona irrigada con efluentes del cultivo de camarón y una solución hidropónica control.

Parámetro	Agua de pozo	Agua de mar diluida	Solución hidropónica
Producción por planta (g planta ⁻¹)	29.3±0.9 ^b	25.2±0.7 ^c	31.5±1.1 ^a
Peso individual promedio (g)	224.9±7.9 ^b	193.8±9.6 ^c	234.8±7.1 ^a
Número de hojas por planta	21.9±1.4 ^b	17.8±1.0 ^c	23.8±1.1 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

En el caso de la lechuga franciscana se evaluaron el peso individual de las plantas, el número de hojas y el rendimiento. En el **Cuadro 10** se observa que el estrés por salinidad afectó de manera significativa todos los parámetros, principalmente, el peso por planta. Sin embargo, es importante resaltar que los valores de las variables de crecimiento encontradas en este experimento, fueron mayores a los registrados previamente por Geisenhoff y col. (2016) en un sistema acuapónico con tilapia, y a los de lechuga cultivada con efluente del cultivo de esturión por Dediu y col. (2012), quienes describieron sus valores de rendimiento como favorables. Además, se han obtenido pesos comparables de lechuga en otros co-cultivos utilizando lechuga de roble verde con Maccullochella (Lennard y col., 2006) y lechuga mantecosa con tilapia (Ajitama y col., 2018), por lo tanto, se podría sugerir que a pesar de que las variables de crecimiento disminuyen, al cultivo podría considerarse aceptable y aún dentro de los parámetros favorables.

En el caso de albahaca, se determinó solamente la producción por planta, sin embargo, para este cultivo, no se encontraron grandes diferencias en cuanto al rendimiento con respecto a la irrigación con los efluentes de camarón de agua de pozo. Respecto al efluente de agua de mar diluida, hubo una disminución del 22% en comparación con el control de la solución hidropónica (**Cuadro 11**). Miranda y col. (2011) observaron un efecto diferenciado de la producción de la materia vegetal, bajo diferentes soluciones salinas, lo cual se debió a la disminución de la expansión del área foliar como una medida de ahorro de agua (Dodd y Davies, 2004), ya que, para compensar el estrés salino, las plántulas absorben menos agua y disminuyen su actividad metabólica (Marschner, 2002).

Cuadro 10. Variables de crecimiento de lechuga franciscana irrigada con efluentes del cultivo de camarón y una solución hidropónica control

Parámetro	Agua de pozo	Agua de mar diluida	Solución hidropónica
Peso por planta (g)	135.8±26.6 ^b	103.7±40.7 ^b	201.4±47.0 ^a
Número de hojas	13.8±2.0 ^b	15.1±1.1 ^b	21.6±2.4 ^a
Rendimiento (kg m ⁻²)	2.2±0.4 ^b	1.7±0.6 ^b	3.2±0.7 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

^{a, b, c} Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

B ANÁLISIS PROXIMAL Y CARACTERÍSTICAS FISICOQUÍMICAS

En el **Cuadro 12** se muestran los resultados correspondientes a los parámetros fisicoquímicos, clorofila y análisis proximal de las muestras de lechuga franciscana irrigada con los efluentes de camarón en estudio. Se puede observar que no hubo cambios significativos en el pH de las muestras evaluadas, sin embargo, la acidez titulable fue menor para las muestras irrigadas con agua de pozo, mientras que el contenido de sólidos solubles mostró niveles más altos para estas muestras. Estos resultados concuerdan con los resultados presentados por Coca y col. (2012), quienes registraron que la adición de NaCl en el agua de riego genera un incremento significativo en cantidad de SST en las cebollas regadas con niveles crecientes de NaCl respecto a las plantas control.

Respecto a los niveles de clorofila, se encontraron valores más bajos en las plantas irrigadas con efluentes de camarón de agua de pozo con respecto al control de la solución hidropónica. Se sabe que la cantidad de clorofila es un indicador del proceso de fotosíntesis. Por lo tanto, el hecho de que el contenido de clorofila disminuya al aumentar la salinidad del cultivo demuestra que la fotosíntesis podría estar siendo inhibida. El estrés iónico ocurrido por el incremento en la salinidad, altera el flujo lineal del fotosistema I hacia el flujo cíclico. Esta alteración en el fotosistema I contribuye a la disminución de la proporción NADPH/NADP y a su vez indica una disminución de las actividades biosintéticas, incluida la síntesis de clorofila.

Respecto al análisis proximal realizado, se encontró una tendencia general de solución hidropónica > agua de pozo > agua de mar diluida para la grasa, ceniza y

Cuadro 11. Variables de crecimiento de albahaca irrigada con efluentes del cultivo de camarón y una solución hidropónica control.

Parámetro	Agua de pozo	Agua de mar diluida	Solución hidropónica
Producción por planta (kg planta ⁻¹)	0.61±0.04 ^a	0.42±0.02 ^b	0.58±0.02 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

^{a, b, c} Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis

proteínas con excepción de los carbohidratos, donde el agua de mar diluida mostró mayores niveles que el agua de pozo (**Cuadro 12**). Respecto a la humedad, esta fue significativamente menor en la solución hidropónica que en los otros tratamientos, lo que puede deberse al estrés salino. Ekinci y col. (2012) reportaron también un comportamiento lineal de pérdida de peso seco a medida que aumentaba el estrés salino. Las plantas responden a las condiciones de estrés reprogramando prácticamente todo su metabolismo, lo cual puede verse reflejado a nivel genómico, transcriptómico, proteómico y metabolómico (Cohen y col. 2010).

A nivel genómico, la tolerancia a la salinidad implica la presencia de genes únicos para la respuesta al estrés (genes que no se encuentran en especies susceptibles) o en todo caso a modificaciones en la estructura genómica, como duplicaciones de ciertos genes (así se aumentaría la dosis de expresión genética) o variaciones nucleotídicas en los genes o en sus promotores que generarían una diferencia de expresión en respuesta al estrés salino. A nivel transcriptómico, se aumenta la tasa de transcripción de ciertos genes, además de la necesidad de factores de transcripción especiales. A nivel proteómico, aumenta también la concentración de proteínas estructurales de respuesta a estrés (una de ellas es la osmotina) y la aparición de proteínas asociadas a la defensa contra el daño mecánico o por plaga. A nivel metabolómico, el estrés salino genera una presión para la adaptación de muchas vías metabólicas, sea para la producción de energía o para la protección contra el daño oxidativo consecuencia del estrés salino, así como para la activación de la síntesis de compuestos osmóticamente activos. Evidentemente, para la

Cuadro 12. Propiedades fisicoquímicas y análisis proximal de lechuga franciscana cultivada con diferentes efluentes de camaron de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica (control)

Propiedad	Agua de pozo (AP)	Agua de mar diluida (AMD)	Solución hidropónica (SH)
<i>Fisicoquímica</i>			
pH	6.02±0.03 ^a	6.00±0.05 ^a	6.04±0.04 ^a
Acidez titulable (AT)	0.10±0.01 ^b	0.12±0.01 ^a	0.11±0.02 ^{ab}
Sólidos solubles totales (SST)	3.82±0.65 ^a	2.63±0.35 ^b	2.77±0.27 ^b
Luminosidad (L)	44.5±5.3 ^c	48.7±5.4 ^b	53.5±3.2 ^a
Croma (c)	28.5±2.9 ^c	32.2±2.9 ^b	35.3±2.8 ^a
<i>Composición química</i>			
Clorofila a (mg g ⁻¹ peso seco)	16.3±1.3 ^b	18.1±0.7 ^a	18.3±0.6 ^a
Clorofila b (mg g ⁻¹ peso seco)	11.8±0.2 ^a	11.6±0.1 ^b	11.5±0.1 ^b
Humedad (% , bh)	94.6±0.5 ^a	93.2±2.2 ^a	91.6±1.6 ^b
Lípidos (% , bh)	0.47±0.04 ^a	0.38±0.02 ^b	0.49±0.02 ^a
Cenizas (% , bh)	0.88±0.08 ^a	0.75±0.07 ^b	0.88±0.05 ^a
Proteínas (% , bh)	0.72±0.04 ^b	0.69±0.05 ^b	1.07±0.03 ^a
Carbohidratos (% , bh)	3.3±0.5 ^b	4.9±1.9 ^a	5.9±1.3 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas P≤0.05 (prueba de Kruskal-Wallis).

actividad a todos estos niveles, es necesario la participación de proteínas (factores de transcripción, proteínas de control osmótico y, sobre todo, enzimas que participan en la activación de vías de señalización intracelular) lo que permite suponer que el contenido de proteínas sintetizadas en una planta expuesta a la salinidad debe ser diferente al de una planta que no se encuentra en estrés salino (Kosová y col., 2013). Al igual que se asume que se deben activar la síntesis de muchas proteínas de respuesta al estrés, se debe considerar también que debe ocurrir una inactivación de la expresión de otros genes, por lo que disminuiría también la síntesis de otros tipos de proteínas. Bajo condiciones de estrés salino, las actividades enzimáticas son afectadas y se perturban las vías metabólicas básicas, de tal forma que, para mantener la homeostasis bajo el estrés, las plantas necesitan fortificar sus mecanismos de resistencia tales como transporte de iones, eliminación de especies reactivas de oxígeno (ERO) y la síntesis de osmolitos, para lo cual también requieren una fuente extra de energía (Yan y col., 2005). En raíces de tomate, por ejemplo, se ha mostrado la activación de la síntesis de proteínas importantes para la glucólisis, ciclo del citrato, metabolismo de aminoácidos, biosíntesis de ATP, fotosíntesis, así como la síntesis de proteínas relacionadas a la defensa y detoxificación (Manaa y col., 2013). Las plantas reducen el consumo de glucosa necesario para la síntesis de sacarosa y de esta forma proveen más glucosa por la vía glucolítica para obtener energía. Por tanto, se espera una sobreexpresión de enzimas de la vía glucolítica, así como de la cadena respiratoria para permitir una mayor síntesis de ATP (Yan y col., 2005).

Con respecto a los cultivos de lechuga orejona y albahaca, los resultados se muestran en las **Cuadros 13 y 14**, respectivamente. De manera general, se observa en ambos cultivos una tendencia muy similar a la observada para lechuga franciscana tanto para los parámetros fisicoquímicos como para el análisis proximal. Por otra parte, el color es uno de los principales parámetros cualitativos de los alimentos y su importancia radica en que es el primer factor organoléptico que percibe el consumidor (Rickmany col., 2007). En el reino vegetal, el color está determinado por la presencia de tres grupos de compuestos principales: clorofilas, flavonoides y antocianinas. Casi todos los compuestos fenólicos muestran una fuerte absorción en la región ultravioleta, pero las antocianinas son el único grupo significativo de compuestos fenólicos que es visible (Brouillard y col. 1983).

En los resultados obtenidos en este estudio sobre la determinación de color, se muestran los valores L, cuyo valor cercano a 100 indica niveles altos de luminosidad y cromaticidad (C), el cual está relacionado con los valores de a^* y b^* , e indica la intensidad de la tonalidad o la saturación de un color; cuando este valor es cercano a cero, la tonalidad tiene una baja saturación y la muestra presenta una tendencia al color blanco. Los resultados mostraron que el color de las hojas cambió de manera progresiva de verde intenso a verde apagado en las plantas expuestas a ambos tipos de efluentes y esto posiblemente se deba a una degradación de la clorofila. Se sabe que el potasio mejora la fijación fotosintética de CO_2 y el transporte de fotosintatos en los órganos receptores e inhibición de la transferencia de electrones fotosintéticos a O_2 , lo que reduce la formación de especies reactivas de oxígeno.

Cuadro 13. Propiedades fisicoquímicas y análisis proximal de lechuga orejona cultivada con diferentes efluentes de camaron de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica (control)

Propiedad	Agua de pozo (AP)	Agua de mar diluida (AMD)	Solución hidropónica (SH)
<i>Fisicoquímica</i>			
pH	6.05±0.04 ^b	6.03±0.07 ^b	6.10±0.04 ^a
Acidez titulable (AT)	0.12±0.01 ^a	0.13±0.01 ^a	0.12±0.02 ^a
Sólidos solubles totales (SST)	2.97±0.53 ^a	2.21±0.55 ^b	2.54±0.61 ^b
Luminosidad (L)	44.23±5.3 ^c	41.97±5.1 ^b	42,37±4.3 ^a
Croma (c)	28.2±6.6 ^c	28.73±2.8 ^b	29.18±4.1 ^a
<i>Composición química</i>			
Clorofila a (mg g ⁻¹ peso seco)	17.64±1.70 ^b	18.69± 0.45 ^a	18.99±0.92 ^a
Clorofila b (mg g ⁻¹ peso seco)	11.35±1.00 ^a	11.70±0.48 ^a	11.68±0.22 ^a
Humedad (% , bh)	92.16±2.5 ^a	90.53±2.7 ^b	90.4±1.4 ^b
Lípidos (% , bh)	0.41±0.02 ^b	0.42±0.04 ^b	0.46±0.05 ^a
Cenizas (% , bh)	0.85±0.04 ^a	0.79±0.04 ^b	0.82±0.06 ^a
Proteínas (% , bh)	0.95±0.03 ^c	1.07±0.11 ^b	1.50±0.06 ^a
Carbohidratos (% , bh)	4.09±0.66 ^c	4.5±0.7 ^b	5.1±0.78 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas P≤0.05 (prueba de Kruskal-Wallis).

Cuadro 14. Propiedades fisicoquímicas y análisis proximal de albahaca cultivada con diferentes efluentes de camaron de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica (control)

Propiedad	Agua de pozo (AP)	Agua de mar diluida (AMD)	Solución hidropónica (SH)
<i>Fisicoquímica</i>			
pH	6.04±0.23 ^a		6.22±0.18 ^a
Acidez titulable (AT)	0.72±0.06 ^a		0.61±0.05 ^b
Sólidos solubles totales (SST)	5.50±0.15 ^a		4.67±0.16 ^b
Luminosidad (L)	50.41±2.57 ^a		45.53±3.62 ^a
Croma (c)	44.55±3.61 ^a		35.39±2.54 ^b
<i>Composición química</i>			
Clorofila a (mg g ⁻¹ peso seco)	15.71±0.39 ^b	17.42±1.50 ^a	19.15±1.29 ^a
Clorofila b (mg g ⁻¹ peso seco)	9.56±0.25 ^a	10.32±0.35 ^b	11.07±0.13 ^c
Humedad (% , bh)	88.06±3.18 ^a	89.9±2.29 ^a	84.36±3.09 ^b
Lípidos (% , bh)	0.83±0.06 ^a	0.71±0.02 ^b	1.16±0.12 ^a
Cenizas (% , bh)	1.75±0.15 ^a	1.57±0.08 ^b	2.34±0.12 ^a
Proteínas (% , bh)	2.24±0.13 ^b	2.51±0.26 ^b	2.88±0.12 ^a
Carbohidratos (% , bh)	4.11±0.72 ^a	3.78±2.12 ^a	3.39±1.05 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ (prueba de Kruskal-Wallis).

Con respecto al cultivo de tomate, se llevó a cabo el análisis proximal de las muestras, los resultados se presentan en el **Cuadro 15**. La mayoría de los parámetros no mostraron cambios importantes con respecto a los efluentes con los que se irrigó el cultivo, a excepción de los niveles de proteína, los cuales fueron aproximadamente un 20% menor en los efluentes de camarón de agua de pozo con respecto a la solución hidropónica control, lo que concuerda con los resultados obtenidos por Deivanai y col. (2011), quienes encontraron también una disminución del contenido de proteínas en hojas de arroz malayo por efecto de concentraciones altas de sal en el medio, quizá debido a un cambio en el metabolismo de aminoácidos y la limitación del suministro de CO₂ y la disfunción del aparato fotosintético. Manaa y col. (2013) también encontraron que el contenido proteico disminuyó en una variedad de tomate tolerante y de otra sensible a la salinidad, independientemente del fenotipo de ambas variedades, y que la disminución era más acentuada a medida que los niveles de sal se elevaban.

C ANÁLISIS PROXIMAL Y SENSORIAL DE LAS MUESTRAS DE CAMARÓN

El término calidad es muy amplio, no solo abarca la aceptabilidad del producto desde el punto de vista del proveedor, si no también se refiere a la calidad percibida desde el punto de vista del consumidor (Grunert, 2005). En el caso de los mariscos las expectativas del consumidor incluyen, la seguridad, la calidad nutricional, la disponibilidad, la integridad y la calidad de la frescura. Se le considera al aroma, textura, sabor como los factores más importantes que determinan la calidad de los

Cuadro 15. Análisis proximal de tomate cultivado con diferentes efluentes de camarón de agua de pozo, agua de mar diluida y solución hidropónica (control)

Propiedad	Agua de pozo (AP)	Agua de mar diluida (AMD)	Solución hidropónica (SH)
<i>Composición química</i>			
Humedad (% , bh)	91.6±2.54 ^a	91.1±2.71 ^a	92.6±3.17 ^a
Lípidos (% , bh)	0.41±0.04 ^b	0.41±0.01 ^b	0.47±0.01 ^a
Cenizas (% , bh)	0.43±0.04 ^c	0.57±0.06 ^b	0.67±0.07 ^a
Proteínas (% , bh)	0.59±0.04 ^b	0.66±0.04 ^b	0.79±0.05 ^a
Carbohidratos (% , bh)	4.11±0.72 ^a	3.78±2.12 ^a	3.39±1.05 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ (prueba de Kruskal-Wallis).

mariscos. Estos parámetros generalmente se ven influenciados por la frescura o el grado de deterioro de la materia prima o el producto, además el ambiente en el que se desarrolló el producto podría modificar sus características químicas y/o sensoriales (Marwaha, 2010). Con base en lo anterior, se realizó un análisis proximal y sensorial de las muestras de camarón cultivado en agua de pozo y en agua de mar diluida, como se puede observar en el **Cuadro 16** no se observaron diferencias significativas en ninguno de los parámetros con respecto al tipo de agua donde se cultivó el camarón, para el análisis sensorial se evaluaron cuatro atributos sensoriales: **(1) Color, (2) Sabor, (3) Aroma y (4) Apariencia**. Los perfiles sensoriales de las muestras evaluadas se presentan en la **Fig. 13**, donde se puede observar, de manera general, que todas las muestras resultaron dentro del rango “aceptable” con calificaciones alrededor de ocho. Además, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos comparados, a excepción del parámetro “sabor”, el cual presentó alrededor de un 6% menos aceptación entre los jueces para los camarones cultivados en agua de mar diluida, en comparación con el agua de pozo.

Cuadro 16. Análisis proximal de camarón cultivado con diferentes tipos de agua: agua de pozo y agua de mar diluida

Componente	Agua de pozo (AP)	Agua de mar diluida (AMD)
Humedad	78.37±1.62 ^a	78.44±1.15 ^a
Grasas	2.51±0.42 ^a	2.36±0.31 ^a
Cenizas	0.35±0.04 ^a	0.35±0.03 ^b
Proteínas	15.80±0.47 ^a	16.28±0.79 ^a
Carbohidratos	2.74±1.72 ^a	2.20±1.38 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=9).

^{a,b} Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

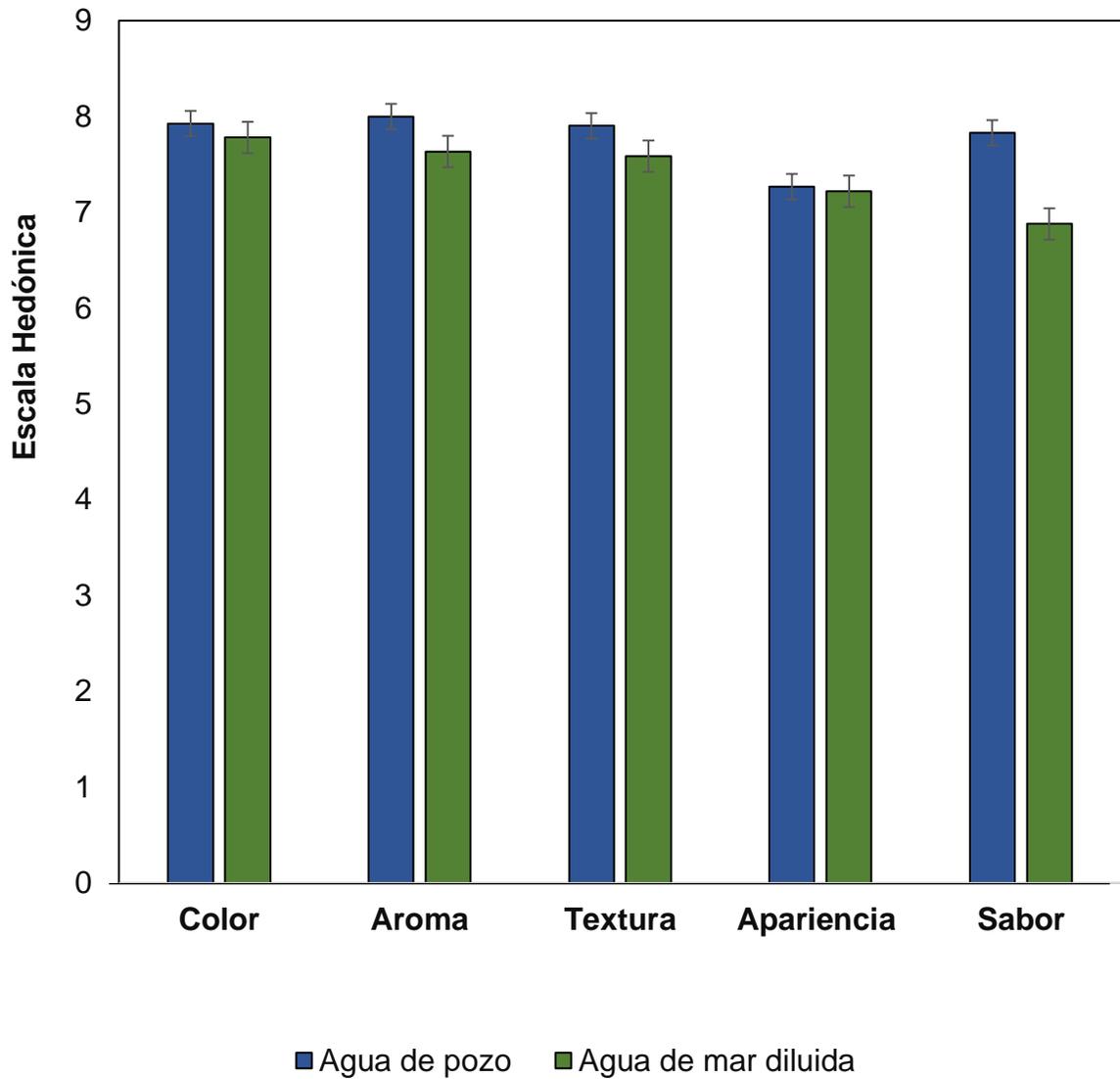


Fig.13. Valores medios de la valoración sensorial en una escala hedónica de 9 puntos de las muestras de camarón cultivado con agua de pozo de baja salinidad y agua de mar diluida (media ± DE, n=50).

D CUANTIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS

Los compuestos fenólicos representan un gran e importante grupo de metabolitos secundarios en las plantas, que pueden encontrarse libres o ligados a otros compuestos y se sintetizan de manera natural y cuyo perfil y concentración se modifica cuando estas son sometidas a alguna situación desfavorable durante su cultivo, como, por ejemplo, un déficit de humedad, ataque de plagas y enfermedades o, en este caso, niveles altos o moderados de salinidad en el suelo o solución nutritiva (Cohen y col., 2010). Con base en esto, se evaluó la concentración de compuestos fenólicos totales en los vegetales irrigados con agua de pozo y agua de mar diluida y se compararon con el contenido de estos compuestos en las muestras irrigadas con la solución hidropónica como control. En la **Fig.14** se observa que, para los cultivos de lechuga franciscana, la irrigación con agua de pozo incrementó en aproximadamente un 23% el contenido de compuestos fenólicos totales en las plantas en comparación con el control de la solución hidropónica y no se mostró un incremento para el caso de aquellas irrigadas con agua de mar diluida. Para el cultivo de lechuga orejona se observó un incremento mayor de compuestos fenólicos para agua de pozo 44% comparado con el control y una diferencia significativa entre el tratamiento de agua de mar diluida comparado con el control.

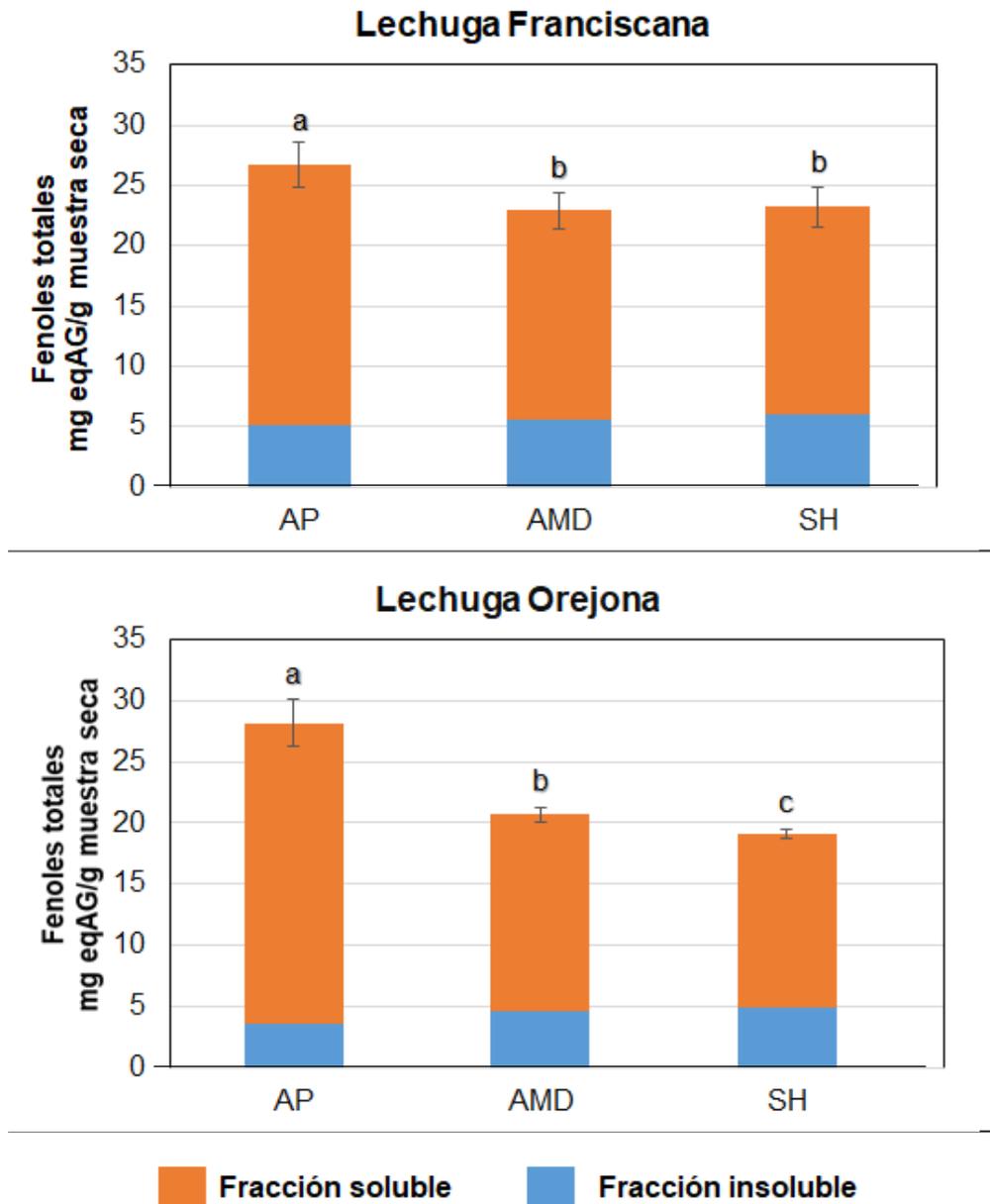


Fig.14. Contenido de fenoles totales en las fracciones soluble e insoluble de extractos de lechuga franciscana y lechuga orejona irrigadas con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

Los datos se expresan como la media \pm DE (n=9).

^{a, b, c} Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

De manera interesante, se observa que, para la fracción insoluble, la concentración de estos compuestos se mantuvo muy similar en los tres tratamientos, sin embargo, en la fracción soluble se presentó un incremento muy marcado para el tratamiento de agua de pozo en ambos cultivos.

Las condiciones de cultivo de las plantas juegan un papel muy importante sobre sus parámetros de calidad, por ejemplo, en estudios previos se ha demostrado que el crecimiento de la lechuga (*Lactuca sativa* L.) en campo abierto es similar al de las plantas en el invernadero. Sin embargo, las condiciones de campo abierto conducen a la acumulación de diversos fitoquímicos en el producto (Ramakrishna y Ravishankar, 2002). En la presente investigación, tanto el agua de pozo como el agua de mar diluida se mantuvieron a una conductividad equivalente de salinidad de 1.7 g/L, lo que podría haber causado un estrés en las plantas. Diversos estudios muestran que el estrés por salinidad incrementa el contenido de compuestos fenólicos en las plantas (Waśkiewicz y col., 2013), lo que nos da una idea del motivo de nuestros resultados, sin embargo, el tratamiento con agua de mar diluida no mostró diferencia con el control, por lo que se considera que otro factor pudiera estar influyendo en el contenido de compuestos fenólicos.

El cultivo óptimo de lechuga requiere una concentración adecuada de nutrientes, principalmente N, P, K, Ca, Mg, S y micronutrientes como Fe, Zn, Mo, Mn, B y Cu (Mahlangu y col., 2016). La deficiencia de Ca durante el cultivo de plantas, puede inducir el aumento de metabolitos secundarios, principalmente, compuestos fenólicos (Chishaki y Horiguchi, 1997). En un estudio previo se realizó un análisis a los micronutrientes de los efluentes utilizados para nuestro experimento (León-Cañedo y

col. 2019). Sin embargo, los dos efluentes (agua de pozo y agua de mar diluida), mostraron niveles similares de Ca (52.1 ± 3.3 a 61.4 ± 8.9 mg L⁻¹) y K (32.9 ± 9.2 a 35.9 ± 2.9 mg L⁻¹) durante la etapa inicial y final del cultivo de cultivos. Por otro lado, el contenido de Mg en el agua de pozo fue mayor en comparación con la solución hidropónica y el agua de mar en un 17 y 18%, respectivamente, durante la etapa inicial del cultivo y 31% más alto al final de este (**Cuadro 17**).

Kobayashi y col. (2005) registraron un efecto antagónico entre el Ca, el K y el Mg, es decir, niveles altos de uno puede ocasionar una disminución en la absorción de otro, por lo tanto, los niveles altos de Mg en el efluente de pozo, podría disminuir la absorción de Ca por parte de las plantas, ocasionando una deficiencia de este nutriente e incrementando el contenido de compuestos fenólicos. Entre los principales compuestos fenólicos identificados en la lechuga se encuentran los ácidos 5-O-cafeína, el ácido cafeico-malimalil y los ácidos dicailo-tartáricos, que han demostrado contribuir con varios beneficios para la salud, por lo tanto, los aumentos en estos compuestos podrían mejorar las propiedades nutraceuticas de la lechuga (Oh y col., 2009).

Cuadro 17. Caracterización química de los efluentes de cultivo de camarón utilizados para la irrigación de las plantas en estudio.

Variable	n	Agua de pozo		Agua de mar diluida		SH
		Inicial	Final	Inicial	Final	
Temp. (°C)	6	21.5 ± 2.2 ^{a,1}	19.3 ± 1.3 ^{a,1}	21.2 ± 1.0 ^{a,1}	19.6 ± 2.1 ^{a,1}	21.6
DO (mg L ⁻¹)	6	7.8 ± 0.3 ^{a,1}	7.6 ± 0.4 ^{a,1}	7.9 ± 0.4 ^{a,1}	7.5 ± 0.3 ^{a,1}	7.1
pH	6	6.9 ± 0.4 ^{a,1}	7.0 ± 0.3 ^{a,1}	7.0 ± 0.3 ^{a,1}	6.7 ± 0.2 ^{a,1}	6.1
EC (dS m ⁻¹)	6	2.7 ± 0.1 ^{a,1}	2.6 ± 0.3 ^{a,1}	2.7 ± 0.1 ^{a,1}	2.8 ± 0.4 ^{a,1}	2.3
NTA (µg L ⁻¹)	3	13.8 ± 6.9 ^{a,1}	31.1 ± 14.7 ^{a,1}	27.8 ± 11.8 ^{a,1}	37.9 ± 22.1 ^{a,1}	41,200
NO ₂ ⁻ -N (µg L ⁻¹)	3	2.8 ± 1.2 ^{a,1}	32.4 ± 3.9 ^{b,1}	18.8 ± 16.8 ^{a,1}	20.0 ± 3.5 ^{a,1}	2.5
NO ₃ ⁻ -N (µg L ⁻¹)	3	489 ± 156 ^{a,1}	668 ± 171 ^{a,1}	640 ± 139 ^{a,1}	587 ± 168 ^{a,1}	140,790
NT (mg L ⁻¹)	3	3.4 ± 1.3 ^{a,1}	2.5 ± 0.1 ^{a,1}	2.4 ± 0.4 ^{a,1}	3.1 ± 0.5 ^{a,1}	190.3
PO ₄ ⁻ -P (µg L ⁻¹)	3	82 ± 76 ^{a,1}	262 ± 21 ^{a,1}	133 ± 62 ^{a,1}	211 ± 103 ^{a,1}	45,600
PT (µg L ⁻¹)	3	171 ± 42 ^{a,1}	318 ± 25 ^{a,1}	164 ± 81 ^{a,1}	303 ± 125 ^{a,1}	45,600
K ⁺ (mg L ⁻¹)	3	32.9 ± 9.2 ^{a,1}	33.6 ± 4.4 ^{a,1}	34.3 ± 2.7 ^{a,1}	35.9 ± 2.9 ^{a,1}	211.6
Mg ²⁺ (mg L ⁻¹)	3	58.2 ± 8.1 ^{a,1}	57.5 ± 14.3 ^{a,1}	47.6 ± 8.5 ^{a,1}	43.7 ± 2.0 ^{a,1}	49.6
Na ⁺ (mg L ⁻¹)	3	230 ± 13 ^{a,1}	245 ± 41 ^{a,1}	265 ± 64 ^{a,1}	236 ± 17 ^{a,1}	41.6
Cl ⁻ (mg L ⁻¹)	3	729 ± 38 ^{a,1}	669 ± 45 ^{a,1}	690 ± 132 ^{a,1}	620 ± 34 ^{a,1}	13.6
Ca ²⁺ (mg L ⁻¹)	3	59.8 ± 6.1 ^{a,1}	61.4 ± 8.9 ^{a,1}	52.1 ± 3.3 ^{a,1}	53.7 ± 2.7 ^{a,1}	131.2
Fe (mg L ⁻¹)	3	ND	ND	ND	ND	2.9
Cu (µg L ⁻¹)	3	19.6 ± 1.2 ^{a,1}	22.0 ± 0.7 ^{a,1}	22.0 ± 5.3 ^{a,1}	20.9 ± 4.9 ^{a,1}	100
Mn (µg L ⁻¹)	3	1.0 ± 0.4 ^{a,1}	1.9 ± 0.7 ^{a,1}	1.2 ± 0.6 ^{a,1}	1.7 ± 0.4 ^{a,1}	400
Zn (µg L ⁻¹)	3	33.0 ± 6.8 ^{a,1}	38.4 ± 14.4 ^{a,1}	58.0 ± 15.0 ^{a,1}	36.1 ± 7.1 ^{a,1}	100
Hg (µg L ⁻¹)	3	6.7 ± 0.6 ^{b,1}	0.7 ± 0.1 ^{a,1}	6.7 ± 0.4 ^{b,1}	0.7 ± 0.3 ^{a,1}	<0.2

Promedios con diferente letra (^{a,b}) entre agua inicial y final para el mismo tratamiento indica diferencias significativas ($p < 0.05$); promedios con diferentes números (^{1,2}) entre **AP** y **AMD** para la misma etapa (inicial o final) indica diferencias significativas ($P < 0.05$); **ND**, no detectado ($< 0.005 \text{ mg L}^{-1}$); **NTA**, nitrógeno total amoniacal; **NT**, nitrógeno total; **PT**, fósforo total.* **SH** Solución hidropónica se preparó cada 2-4 sem; análisis estadístico ANOVA de una vía.

Respecto a los cultivos de tomate y albahaca, en la **Fig. 15** se observa que el contenido de fenoles totales tuvo un comportamiento muy similar en albahaca al observado para lechuga orejona, mostrando el efluente de agua de pozo valores significativamente mayores de fenoles totales a los encontrados en las plantas irrigadas con agua de mar diluida y la solución hidropónica control. Cabe resaltar que para este cultivo irrigado con ambos efluentes el incremento fue del 100 y 40% comparado con el control para agua de pozo y agua de mar diluida, respectivamente, esto es de especial interés debido a que Love (2015) registró al cultivo de albahaca como el más importante, para el cultivo de tomate no se observó un comportamiento similar al de los demás cultivos debido a que para este experimento no se desarrolló suficientemente bien el fruto posiblemente por un estrés nutricional mayor al que la planta puede tolerar.

Diversos estudios señalan que la hoja de albahaca es rica en diversos tipos de compuestos bioactivos, entre los que se incluyen los terpenos, alcaloides y compuestos fenólicos (Kwee y Niemeyer, 2011). Los principales ácidos fenólicos que contiene la albahaca son rosmarínico, chicórico, caféico y cafeico (Toussaint y col. 2007; Lee y Scagel, 2009; Kwee y Niemeyer, 2011) cuyos contenidos en el tejido vegetal pueden variar por muchos factores, y algunos están involucrados como respuesta ante factores de estrés tanto bióticos como abióticos. Los ácidos rosmarínico, chicórico y en menor concentración caféico y cafeico, son utilizados en diferentes tratamientos para mejorar la salud humana, para prevenir la obesidad, enfermedades cardíacas, cáncer de colon, trastornos gastrointestinales, y también para reducir la diabetes (Ignat y col. 2011). El ácido rosmarínico se utiliza como

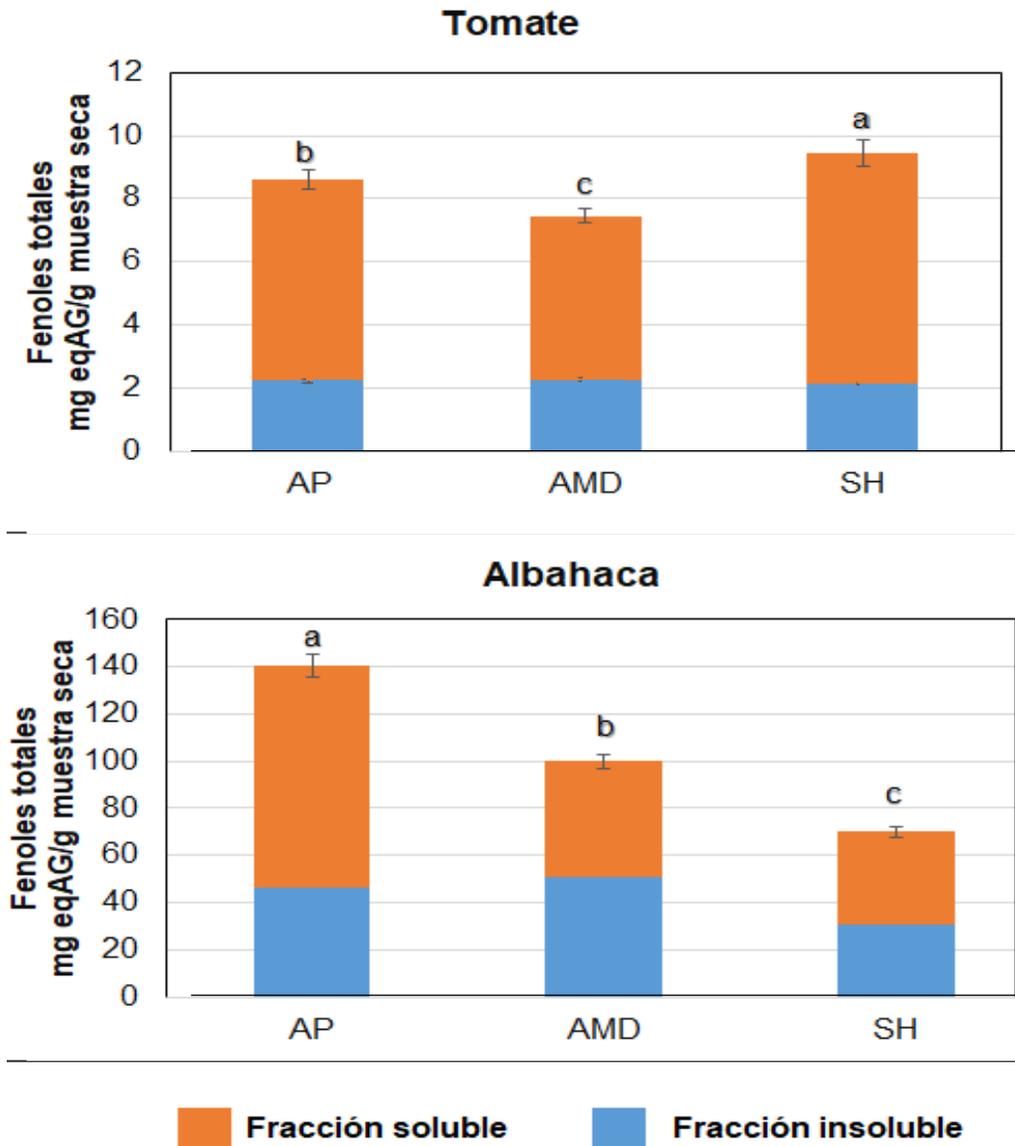


Fig. 15. Contenido de fenoles totales en las fracciones soluble e insoluble de extractos de tomate y albahaca irrigadas con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

Los datos se expresan como la media \pm DE (n=9).

^{a,b,c} Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal – Wallis.

agente anti-inflamatorio debido a que presenta características analgésicas y antipiréticas, y en el tratamiento de la artritis y lesiones de músculos, ligamentos y tendones para evitar el dolor y la inflamación (Kim y col., 2003). El ácido chicórico es inhibidor de la integrasa del VIH-I, y ayuda en la moderación del estrés crónico y la depresión (Lee y Scagel, 2009). Además, los compuestos fenólicos totales (CFT) tienen propiedades antioxidantes que son parte importante de los procesos no enzimáticos de defensa contra el estrés oxidativo causado por la formación de especies reactivas de oxígeno (Gill y Tuteja, 2010; Ignat y col., 2011; Zulfugarov y col., 2011). Por lo tanto, el incremento de este tipo de compuestos en las plantas irrigadas con agua de pozo podría ser un factor muy interesante sobre las características de este cultivo que a menudo es utilizado con fines medicinales.

Sin embargo, para el caso de tomate, el comportamiento fue diferente, ya que el contenido de compuestos fenólicos fue mayor en aquellos irrigados con la solución hídrica control. Esto podría deberse a que en el caso de este cultivo, el fruto no se desarrolló de manera óptima, es decir, el estrés afectó el crecimiento de la planta y se sabe que cuando el estrés es severo, se afectan los parámetros de crecimiento, la planta utiliza su energía en contrarrestar su senescencia, lo que provoca que la síntesis de metabolitos secundarios disminuya (Cohen y col., 2010).

E CUANTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES

El contenido de flavonoides, antocianinas y compuestos fenólicos no flavonoides están relacionados con el contenido de fenoles totales, sin embargo, un mayor contenido de fenoles totales no necesariamente determina un mayor contenido de flavonoides (Bedascarruasbure y col., 2004). No obstante, en los resultados obtenidos para el contenido de flavonoides en las muestras de lechuga franciscana y orejona se observó una tendencia similar a la observada para fenoles totales (**Fig. 16**). De manera interesante, se puede observar que, a pesar de que, en el valor total de flavonoides, las lechugas irrigadas con el efluente de agua de pozo mostraron niveles más altos, y las lechugas de la solución hidropónica control exhibieron un mayor nivel de flavonoides en la fracción soluble, por lo cual, se puede sugerir que con el estrés por salinidad podría ocurrir un desdoblamiento de flavonoides, lo que provoca un incremento de estos en la fracción soluble y una disminución en la fracción insoluble.

Respecto a los cultivos de albahaca y tomate (**Fig. 17**), se observó la misma tendencia que en el caso de compuestos fenólicos totales. Se ha encontrado que los principales flavonoides en tomate son la rutina y la quercetina, los cuales han demostrado en diversos estudios un importante efecto antioxidante (por inhibir la peroxidación de lípidos y la oxidación de LDL), además tienen una función antiviral, antibacteriana, antiinflamatoria, antialérgica, anticancerosa, un papel preventivo frente a la obesidad y las enfermedades cardiovasculares. Por lo tanto, estos productos podrían considerarse con un mayor potencial nutracéutico.

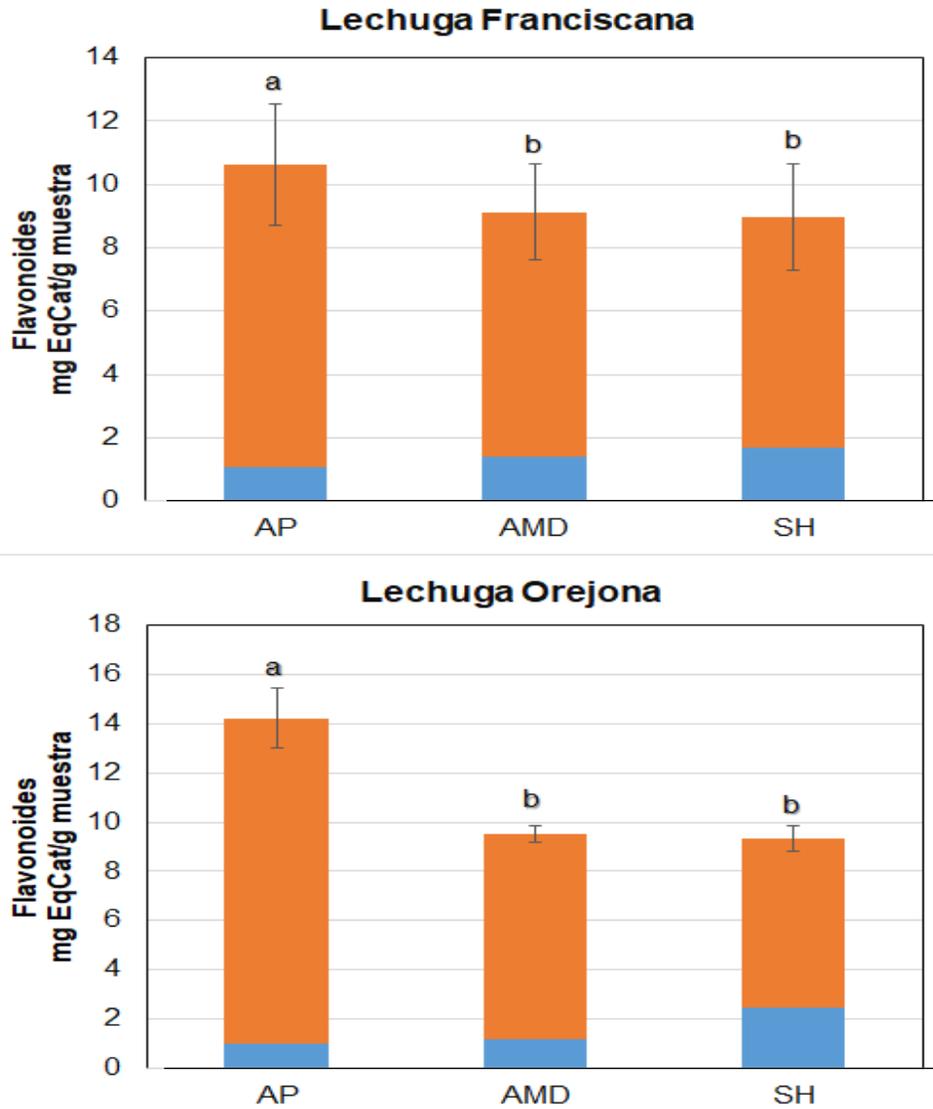


Fig. 16. Contenido de flavonoides en las fracciones soluble e insoluble de extractos de lechuga franciscana y lechuga orejona irrigadas con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

Los datos se expresan como la media \pm DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal – Wallis.

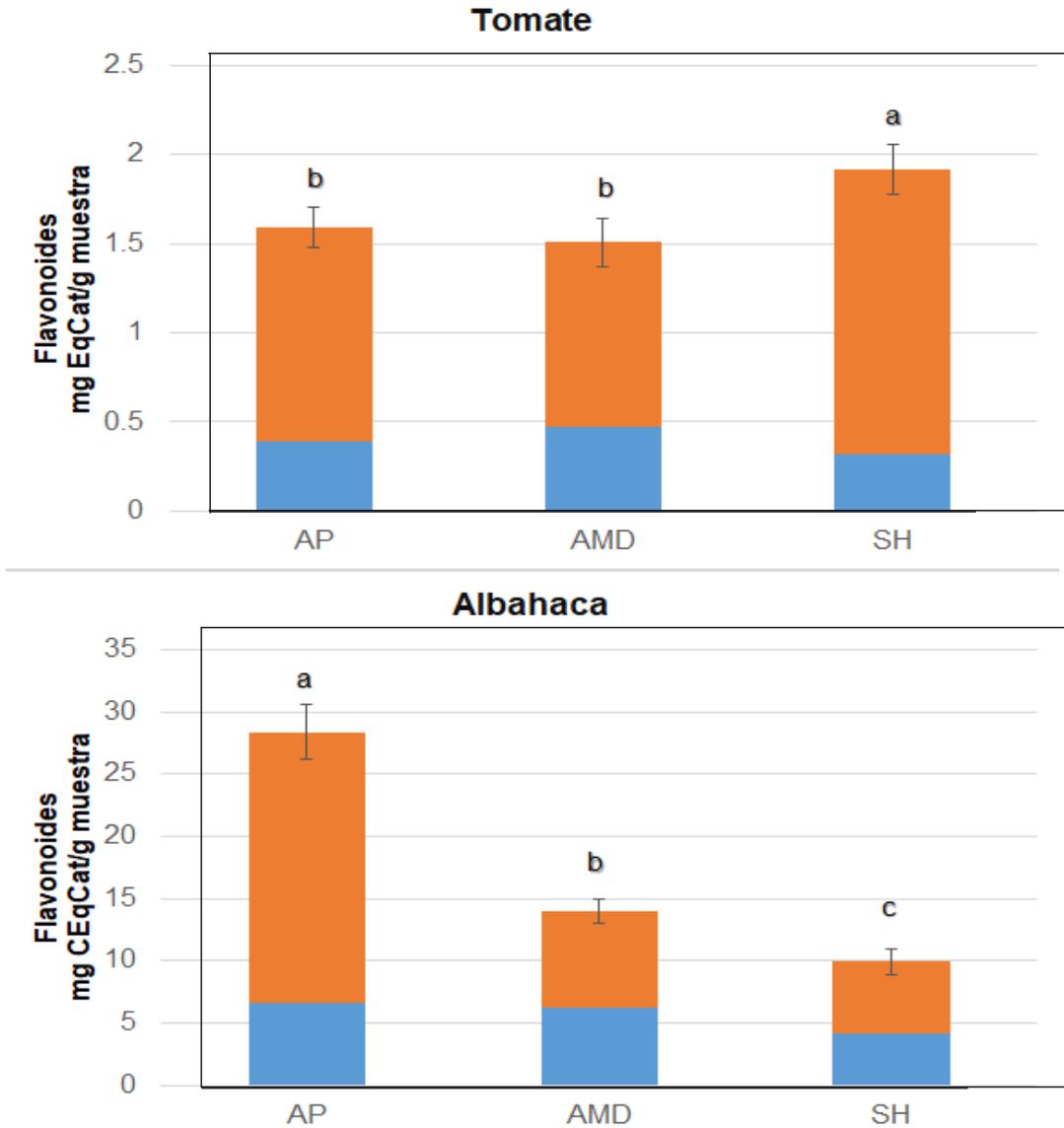


Fig. 17. Contenido de flavonoides en las fracciones soluble e insoluble de extractos de tomate y albahaca irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

Los datos se expresan como la media \pm DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal – Wallis.

F IDENTIFICACIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS INDIVIDUALES DE LAS FRACCIONES SOLUBLES E INSOLUBLES DE LA LECHUGA FRANCISCANA Y OREJONA

Debido a los resultados interesantes obtenidos en los análisis de fenoles y flavonoides totales, se realizó un análisis de cromatografía líquida de ultra rendimiento, acoplada a un espectrómetro de masas, con la finalidad de conocer los compuestos específicos cuya síntesis o acumulación fue modificada por efecto del estrés salino, el cual fue causado por los efluentes de irrigación en los cultivos. Estos estudios se realizaron tanto en las fracciones soluble e insoluble de cada muestra.

En los **Cuadros 18** y **19** se muestran los resultados obtenidos para ambas fracciones de los cultivos de lechuga franciscana y orejona. Se observa que, para el cultivo de lechuga franciscana, los compuestos mayoritarios encontrados fueron los ácidos fenólicos, principalmente p-Hidroxibenzoico, caféico y ferúlico, entre los flavonoides mayoritarios se encontraron Isoramnetina 3-O-glucosido, Quercetin 3-O-glucosido y kaempferol. Ribas-Agustí y col. (2011) realizaron un análisis cromatográfico de la fracción soluble de extractos de lechuga, en el cual encontraron compuestos muy similares a los que se observaron en nuestro estudio, identificando 11 compuestos individuales, principalmente ésteres de ácido caféico y coumárico así como glucósidos de quercetina.

Cuadro 18. Perfil de compuestos fenólicos de la fracción soluble de extractos de lechuga franciscana y lechuga orejona irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

TR (min)	Compuesto	Masa (m/z)	Concentración (µg/mg)					
			Lechuga Franciscana			Lechuga orejona		
			AP	AMD	SH	AP	AMD	SH
4.15	Isoramnetina 3-O-glucósido	477.07	6.40 ± 1.60 ^a	3.17 ± 2.06 ^{ab}	1.95 ± 0.97 ^c	3.26 ± 0.60 ^b	5.95 ± 0.93 ^a	1.12 ± 0.16 ^c
4.24	Quercetina 3-O-glucósido	463.09	ND	13.51 ± 2.37 ^a	6.34 ± 1.21 ^b	17.64 ± 3.15 ^a	13.81 ± 2.66 ^b	4.19 ± 0.80 ^c
4.40	Kaempferol 3-O-glucósido	447.09	0.46 ± 0.04 ^a	0.38 ± 0.02 ^a	0.46 ± 0.09 ^a	0.63 ± 0.08 ^a	0.83 ± 0.12 ^a	0.70 ± 0.12 ^a
5.17	Quercetin 3-O-ramnósido	447.09	0.27 ± 0.02 ^a	0.30 ± 0.02 ^a	0.18 ± 0.05 ^b	0.57 ± 0.04 ^a	0.43 ± 0.13 ^a	0.18 ± 0.04 ^b
8.73	Quercetina*	301.03	0.40 ± 0.06 ^a	0.45 ± 0.06 ^a	0.37 ± 0.08 ^a	0.37 ± 0.07 ^b	0.77 ± 0.13 ^a	0.39 ± 0.05 ^b
8.85	Kaempferol* Ácido	285.04	1.17 ± 0.31 ^b	2.26 ± 0.16 ^a	1.63 ± 0.46 ^{ab}	0.54 ± 0.12 ^b	1.60 ± 0.52 ^a	0.70 ± 0.09 ^b
1.81	dihidroxibenzoico glucósido isómero I Ácido	315.07	0.81 ± 0.06 ^b	0.72 ± 0.10 ^b	1.38 ± 0.12 ^a	0.52 ± 0.48 ^a	1.08 ± 0.47 ^a	1.07 ± 0.32 ^a
1.90	dihidroxibenzoico glucósido isómero II Ácido	315.07	0.52 ± 0.16 ^a	0.88 ± 0.19 ^a	0.50 ± 0.24 ^a	0.83 ± 0.15 ^a	1.28 ± 0.37 ^a	0.81 ± 0.14 ^a
2.07	dihidroxibenzoico glucósido isómero III Ácido	315.07	0.28 ± 0.02 ^b	0.31 ± 0.03 ^b	0.52 ± 0.04 ^a	0.32 ± 0.03 ^a	0.28 ± 0.03 ^a	ND
2.38	p-Hidroxibenzoico* Ácido	137.02	3.07 ± 0.42 ^a	3.03 ± 0.19 ^a	2.58 ± 0.49 ^a	1.9 ± 1.42 ^a	3.25 ± 0.36 ^a	2.75 ± 0.48 ^a
2.49	dihidrobencóico isomero II	153.02	ND	0.38 ± 0.02 ^a	0.32 ± 0.03 ^a	ND	2.09 ± 0.13 ^a	0.44 ± 0.08 ^b
2.97	Ácido benzoico	121.03	0.23 ± 0.01 ^a	0.20 ± 0.01 ^a	ND	0.26 ± 0.01 ^b	0.33 ± 0.04 ^{ab}	0.36 ± 0.06 ^a
2.12	Ácido caféico 4-O-glucosido	341.09	0.40 ± 0.02 ^a	0.25 ± 0.01 ^b	0.48 ± 0.05 ^a	0.34 ± 0.10 ^a	0.46 ± 0.01 ^a	0.40 ± 0.04 ^a

2.80	Ácido caféico*	179.04	17.49 ± 6.09 ^b	39.64 ± 10.9 ^a	41.38 ± 4.62 ^a	18.09 ± 5.18 ^c	60.16 ± 5.82 ^a	43.96 ± 5.04 ^b
3.44	Ácido p-Coumárico*	163.04	2.03 ± 0.24 ^a	2.25 ± 0.34 ^a	1.31 ± 0.21 ^b	3.82 ± 0.37 ^a	3.49 ± 0.43 ^a	2.43 ± 0.28 ^b
3.91	Ácido ferúlico*	193.05	0.28 ± 0.03 ^a	0.23 ± 0.02 ^a	0.28 ± 0.03 ^a	0.41 ± 0.07 ^a	0.31 ± 0.04 ^a	ND

Los datos se expresan como la media ± DE (n=3).

^{a, b, c} Letras diferentes indican diferencias significativas P≤0.05 con la prueba de Kruskal-Wallis.

TR: Tiempo de retención. *Confirmado con estándares comerciales. ND: no detectado. Cuantificación relativa en comparación

con naringenina, kaempferol, ácido 3p-hidroxibenzoico y ácido cafeico.

Por otra parte, se puede observar que varios de estos compuestos incrementaron significativamente en las plantas irrigadas con agua de pozo y agua de mar diluida en comparación con los cultivos control, irrigados con la solución hidropónica. Específicamente, los flavonoides isoramnetina 3-O-glucósido, y quercetina 3-O ramnósido incrementaron 3 y 4 veces, respectivamente, su concentración en las plantas irrigadas con agua de pozo y el ácido benzoico que no fue detectado en los extractos de plantas control, se presentó en las irrigadas con agua de pozo y agua de mar diluida. Por otra parte, la quercetina 3-O-glucósido, incrementó al doble su concentración en los extractos de agua de mar diluida, sin embargo, los extractos de planta irrigada con agua de pozo mostraron menores concentraciones de este compuesto, un comportamiento similar ocurrió para un isómero del ácido dihidrobenzoico y para el ácido caféico. Este efecto podría deberse a que algunos de estos compuestos son utilizados por la planta como base para la síntesis de los metabolitos en los que se mostró el incremento, como la quercetina y el ácido benzoico (Santos-Sánchez y col., 2018).

Respecto a la fracción insoluble, cuyos resultados se muestran en el **Cuadro 17**, se observó un comportamiento similar, donde los flavonoides isoramnetina 3-O-glucosido, quercetina 3-O-glucósido y algunos isómeros de los ácidos cafeoilquínico y p-Coumaroilquínico mostraron valores significativamente mayores en las plantas irrigadas con agua de pozo y agua de mar diluida con respecto a las plantas control. Específicamente, el mayor efecto fue mostrado por la irrigación con agua de pozo, lo cual concuerda con los datos encontrados en el análisis de fenoles y flavonoides totales (**Fig. 14 y 16**).

Cuadro 19. Perfil de compuestos fenólicos de la fracción insoluble de extractos de lechuga franciscana y lechuga orejona irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH)

TR (min)	Compuesto	Masa (m/z)	Concentración					
			Lechuga franciscana			Lechuga orejona		
			AP	AMD	SH	AP	AMD	SH
4.10	(Iso)ramnetina 3-O-glucósido	477.07	3.14 ± 0.13 ^a	0.90 ± 0.01 ^b	0.21 ± 0.00 ^c	3.54 ± 0.15 ^a	0.55 ± 0.00 ^b	0.00 ± 0.00 ^c
4.17	Quercetina 3-O-glucósido	463.09	3.32 ± 0.11 ^a	1.30 ± 0.02 ^b	0.74 ± 0.01 ^c	4.64 ± 0.20 ^a	1.37 ± 0.02 ^b	0.04 ± 0.00 ^c
4.37	Kaempferol 3-O-glucósido	447.09	ND	ND	ND	0.01 ± 0.00 ^a	0.00 ± 0.00 ^a	0.00 ± 0.00 ^a
1.79	4-O-glucósido de ácido dihidroxibenzoico isómero I	315.07	0.01 ± 0.001 ^b	0.004 ± 0.001 ^b	0.14 ± 0.001 ^a	ND	0.02 ± 0.00 ^a	0.02 ± 0.00 ^a
2.01	4-O-glucósido de ácido dihidroxibenzoico isómero II	315.07	0.002 ± 0.00 ^b	0.002 ± 0.0001 ^b	0.05 ± 0.00 ^a	0.01 ± 0.00 ^a	0.00 ± 0.00 ^a	ND
2.49	4-O-glucósido de ácido caféico	341.09	0.15 ± 0.00 ^c	0.59 ± 0.00 ^b	0.76 ± 0.00 ^a	0.23 ± 0.00 ^b	0.35 ± 0.00 ^a	0.01 ± 0.00 ^c
2.55	Ácido cafeoilquinico isómero I	353.09	2.35 ± 0.04 ^a	0.57 ± 0.01 ^b	0.46 ± 0.00 ^c	3.75 ± 0.02 ^a	0.45 ± 0.00 ^b	0.02 ± 0.00 ^c
3.01	Ácido p-Coumaroilquinico isómero I	337.09	0.03 ± 0.00 ^a	0.00 ± 0.00 ^a	ND	0.12 ± 0.00 ^a	0.01 ± 0.00 ^b	ND
5.10	Ácido Dicafeoilquinico isómero I	515.12	1.20 ± 0.02 ^a	0.05 ± 0.00 ^b	1.28 ± 0.02 ^a	3.23 ± 0.05 ^a	0.08 ± 0.00 ^b	0.01 ± 0.00 ^c
6.14	Ácido Dicafeoilquinico isómero II	515.12	0.01 ± 0.00 ^b	ND	0.08 ± 0.00 ^a	0.03 ± 0.00 ^a	0.01 ± 0.00 ^a	0.00 ± 0.00 ^a

Los datos se expresan como la media ± DE (n=3).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

TR: Tiempo de retención. *Confirmado con estándares comerciales. ND: no detectado. Cuantificación relativa en comparación con naringenina, kaempferol, ácido 3p-hidroxibenzoico y ácido cafeico.

Con respecto al cultivo de lechuga orejona, se encontraron efectos muy similares a los observados para lechuga franciscana, identificando la presencia de 18 compuestos en la fracción soluble y 12 en la fracción insoluble. Específicamente, se encontraron valores significativamente mayores de Isoramnetina 3-O-glucósido, Quercetina 3-O-glucósido, Quercetina 3-O-ramnósido, ácido dihidroxibenzoico, ácido p-Coumárico y ácido Ferúlico en las plantas irrigadas con agua de pozo y agua de mar diluida en comparación con el control de solución hidropónica. Este tipo de compuestos, principalmente los glucósidos de Quercetina han sido asociados con la disminución de complicaciones derivadas de enfermedades inflamatorias, como la obesidad, la diabetes y algunos tipos de cáncer, que por cierto se encuentran en altas cantidades altas en el té verde (Boots y col., 2008), por lo que el incremento de estos compuestos en las plantas irrigadas con agua de pozo resulta de gran importancia en la calidad nutracéutica de los productos obtenidos en este estudio.

Por otra parte, el ácido cafeico mostró valores menores en la irrigación con agua de pozo con respecto al control, sin embargo, esta disminución no ocurrió en las muestras de agua de mar diluida. A este compuesto se le han atribuido diferentes propiedades benéficas a la salud, como antioxidante, anticancerígeno y antiviral, se encuentra en grandes cantidades en alimentos como el café, el vino tinto, las manzanas y otros frutos (Sato y col., 2011), por lo que su incremento en las plantas podría sugerir que se obtiene un material con mayores propiedades benéficas a la salud. Respecto a la fracción insoluble, la tendencia fue muy similar que, para la soluble, encontrando incrementos mayoritarios en las plantas irrigadas con agua de pozo.

G IDENTIFICACIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS INDIVIDUALES DE LAS FRACCIONES SOLUBLE E INSOLUBLE DE TOMATE Y ALBAHACA

En los **Cuadros 20** y **21** se presentan los resultados del perfil de compuestos fenólicos encontrados en las fracciones soluble e insoluble de los extractos de tomate y albahaca irrigados con los dos efluentes del cultivo de camarón y del control irrigado con la solución hidropónica.

En el caso del cultivo de albahaca, se observa que los compuestos mayoritarios son los ácidos fenólicos, principalmente el caféico, p-Hidroxybenzoico, p-Coumárico, Ferúlico y Rosmarínico en la fracción soluble, mientras que en la fracción insoluble solo se identificó este último (**Cuadro 20**). Asimismo, el estrés salino provocado por la irrigación con efluentes marinos, provocó incrementos significativos en la mayoría de los compuestos en comparación con las plantas control, por ejemplo, el rutinósido, glucósido y ramnósido de Quercetina, incrementaron hasta cinco veces en el tratamiento con agua de mar diluida y hasta diez veces en la irrigación con agua de pozo. Se ha reportado en diferentes estudios que el estrés salino en general incrementa la síntesis de glucósidos de Quercetina, debido a que provoca un aumento en la expresión del gen F3'H , que promueve la síntesis de moléculas con anillos orto-dihidroxilados, lo que acelera la producción de estos flavonoides, además de incrementar la síntesis de glutatión S transferasa, la cual promueve la liberación de los derivados de la quercetina desde la vacuola (Brunetti, 2011).

Cuadro 20. Perfil de compuestos fenólicos de la fracción soluble de extractos de albahaca y tomate irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

TR (min)	Compuesto	Masa (m/z)	Concentración					
			Albahaca			Tomate		
			AP	AMD	SH	AP	AMD	SH
3.37	Eriodictiol	287.06	ND	ND	ND	0.06 ± 0.01 ^a	0.06 ± 0.01 ^a	ND
3.65	Naringenina 7-O-glucósido	433.11	0.15±0.03 ^a	0.16±0.03 ^a	0.2 ±0.10 ^a	ND	ND	ND
5.22	Naringina*	579.17	ND	ND	ND	0.05 ± 0.02 ^a	ND	0.02 ± 0.01 ^b
10.89	Naringenina*	271.06	ND	ND	ND	14.95 ± 3.01 ^a	18.77 ± 1.44 ^a	3.78 ± 2.24 ^b
4.00	Kaempferol 3,7-O-diglucósido	609.15	ND	ND	ND	0.84 ± 0.35 ^a	0.69 ± 0.05 ^a	0.17 ± 0.05 ^b
4.00	Quercetina 3-O-rutinósido*	609.14	0.76 ± 0.30	ND	ND	0.84 ± 0.35 ^a	0.67 ± 0.07 ^a	ND
4.24	Quercetina 3-O-glucósido	463.09	1.33 ± 0.02 ^a	0.53 ± 0.06 ^b	0.14 ± 0.03 ^c	0.08 ± 0.02	ND	ND
4.40	Kaempferol 3-O-glucósido	447.09	0.41 ± 0.04 ^a	0.18 ± 0.01 ^b	0.16±0.03 ^b	ND	ND	ND
4.93	Kaempferol 3-O-rutinósido	593.15	0.26 ± 0.05 ^a	0.26 ± 0.03 ^a	ND	0.13 ± 0.03 ^a	0.14 ± 0.02 ^a	ND
5.17	Quercetina 3-O-ramnósido	447.09	0.47 ± 0.02 ^a	0.35 ± 0.04 ^b	0.18 ± 0.03 ^c	ND	ND	ND
8.85	Kaempferol*	285.04	1.21 ± 0.54 ^a	0.66 ± 0.07 ^a	0.82±0.36 ^a	ND	ND	ND
1.79	Ácido vanillico*	167.03	0.78 ± 0.05 ^b	1.11 ± 0.09 ^a	0.66 ±0.12 ^b	ND	ND	ND
1.81	Ácido dihidroxibenzoico glucósido isómero I	315.07	0.69 ± 0.08 ^a	0.47 ± 0.02 ^b	ND	ND	ND	ND
1.90	Ácido dihidroxibenzoico glucósido isómero II	153.02	1.07 ± 0.30 ^a	0.87 ± 0.15 ^a	0.60±0.29 ^a	0.21 ± 0.02 ^a	0.25 ± 0.02 ^a	0.23 ± 0.08 ^a
2.38	Ácido p- Hidroxybenzoico*	137.02	11.47± 1.11 ^a	11.09 ± 0.72 ^a	8.44±3.98 ^a	0.61 ± 0.09 ^a	0.70 ± 0.04 ^a	0.70 ± 0.05 ^a
2.49	Ácido dihidrobencóico isómero II	153.02	0.98 ± 0.21 ^a	0.83 ± 0.10 ^a	0.58±0.03 ^b	0.42 ± 0.02 ^a	0.25 ± 0.03 ^a	0.35 ± 0.18 ^a
2.97	Ácido benzóico	121.03	ND	ND	0.43 ± 0.02	1.32 ± 0.10 ^b	1.78 ± 0.10 ^a	0.79 ± 0.29 ^c
2.98	Ácido siringico	197.05	1.01±0.10 ^a	0.76 ± 0.12 ^a	0.72±0.32 ^a	ND	ND	ND
2.12	Ácido caféico 4-O-glucósido	341.09	0.69±0.17 ^{ab}	0.48 ± 0.02 ^b	0.97±0.14 ^a	0.76 ± 0.16 ^a	1.01 ± 0.11 ^a	0.35 ± 0.12 ^b
2.80	Ácido caféico*	179.04	102.8±10.15 ^a	106.6±3.64 ^a	39.8±5.22 ^b	2.03 ± 0.64 ^a	1.86 ± 0.19 ^a	1.26 ± 0.76 ^a
3.44	Ácido p- Coumárico*	163.04	3.19 ± 0.86 ^a	2.65 ± 0.16 ^a	1.63±1.05 ^a	6.27 ± 0.62 ^a	5.95 ± 0.39 ^a	3.14 ± 1.23 ^b
3.91	Ácido ferúlico*	193.05	4.17 ± 1.08 ^a	2.89 ± 0.19 ^a	2.67±1.66 ^a	0.26 ± 0.07 ^a	0.31 ± 0.06 ^a	0.23 ± 0.04 ^a
6.22	Ácido rosmarínico*	359.08	23.10 ± 5.49 ^a	4.29 ± 0.45 ^b	1.50±1.82 ^b	ND	ND	ND

Los datos se expresan como la media \pm DE (n=3).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

TR: Tiempo de retención. *Confirmado con estándares comerciales. ND: no detectado. Cuantificación relativa en comparación con naringenina, kaempferol, ácido 3p-hidroxibenzoico y ácido cafeico.

Cuadro 21. Perfil compuestos fenólicos de la fracción insoluble de extractos de albahaca y tomate irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y soln hidropónica (SH)

TR (min)	Compuesto	Masa (m/z)	Concentración					
			Albahaca			Tomate		
			AP	AMD	SH	AP	AMD	SH
3.50	Quercetin 3-O-xilosil- rutinósido	741.19	ND	ND	ND	0.01±0.00 ^a	0.00±0.00 ^a	ND
3.93	Quercetin 3- Orutinósido*	609.15	0.06±0.00 ^a	0.00±0.00 ^b	ND	0.59±0.01 ^a	0.65±0.01 ^a	0.01±0.00 ^b
6.12	Ácido rosmarínico*	359.08	18.39±0.57 ^a	0.60± 0.00 ^b	0.01± 0.00 ^c	ND	ND	ND

Los datos se expresan como la media ± DE (n=3).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

TR: Tiempo de retención. *Confirmado con estándares comerciales. ND: no detectado.

Cuantificación relativa en comparación con naringenina, kaempferol, ácido 3p-hidroxibenzoico y ácido cafeico.

Además, en este estudio se presentaron valores hasta cuatro veces mayores de kaempferol así como sus glucósidos y rutinósidos en las plantas irrigadas con efluentes de agua de pozo (**Cuadro 20**), este flavonoide se encuentra distribuido en diversas plantas y frutos, principalmente en los cítricos y se le han atribuido diversas propiedades benéficas a la salud, este compuesto ha mostrado ser un potente protector del daño oxidativo, previniendo la aterosclerosis mediante la inhibición de la lipoproteína de baja densidad (LDL), además es un agente anticancerígeno ya que inhibe la formación de células cancerosas (Chen y Chen, 2013). Se ha reportado que el Kaempferol y algunos de sus glucósidos incrementan ante algunos tipos de estrés en las plantas, lo cual se ha asociado como una respuesta secundaria ante la acumulación de ácido Abscísico que se produce como defensa (Ratnayaka y col., 2018).

Asimismo, los derivados del ácido benzoico se encontraron en mayor concentración en las plantas irrigadas con efluentes del cultivo de camarón, con incrementos de hasta tres veces con respecto a las plantas irrigadas con la solución hidropónica, mientras que el ácido benzoico mostró el efecto contrario, encontrándose en mayor concentración en las plantas control (**Cuadro 20**), lo cual indica que el efecto del estrés podría haberse presentado sobre la conversión de este ácido en sus derivados, los cuales se acumularon en las plantas.

El ácido caféico, el cual representa el 70% de los compuestos fenólicos identificados en la planta de albahaca, presentó un incremento del doble en las plantas irrigadas con los efluentes del cultivo de camarón, de manera similar, los ácidos rosmarínico, siríngico, vanillico, p-coumarico y ferúlico se encontraron en cantidades mayores en las plantas irrigadas con estos efluentes. Ghasemzadeh y

col. (2013) incrementaron el contenido de varios ácidos fenólicos en hojas de albahaca al estresar las plantas con radiación ultravioleta-B, lo cual mejoró la actividad antiproliferativa de las muestras en células cancerosas MCF-7. Por lo tanto, se sugiere que las muestras obtenidas al irrigar las plantas de albahaca con efluentes del cultivo de camarón, podría mejorar significativamente sus propiedades nutraceuticas.

Por otra parte, respecto al cultivo de tomate, como se observa en los **Cuadros 20 y 21**, se identificaron quince metabolitos en la fracción soluble y dos en la fracción insoluble. Los compuestos mayoritarios fueron naringenina y ácido p-Coumarico, lo cual concuerda con lo previamente reportado por Barros y col. (2012). Respecto al efecto de la irrigación con los efluentes, estos tratamientos provocaron un incremento de cuatro y cinco veces para las plantas irrigadas con agua de pozo y agua de mar diluida, respectivamente, en comparación con el control de la solución hidropónica. Asimismo, algunos derivados del kaempferol y la quercetina mostraron valores significativamente mayores en las plantas irrigadas con los efluentes del cultivo de camarón. Recientemente, Parvin y col. (2019) encontraron que la quercetina ayuda a contrarrestar los daños generados por el estrés salino causado por NaCl en plantas de tomate, por lo que la planta la sintetiza como defensa ante este tipo de daño. Por otra parte, los ácidos, benzoico, caféico y p-coumárico presentaron valores de más del doble en su concentración en las plantas irrigadas con los efluentes en comparación con las plantas control, para la mayoría de ellos, el mayor efecto fue observado para el tratamiento con agua de pozo, excepto para los ácidos ferúlico y caféico 4-O-glucósido, cuyas concentraciones fueron ligeramente mayores en agua de mar

diluida. Estos resultados concuerdan con los encontrados en los ensayos de fenoles totales, indicando que los frutos obtenidos de este sistema tienen una mayor potencial nutracéutico por su elevado contenido de metabolitos bioactivos.

H CUANTIFICACIÓN DE PROLINA

La prolina es un aminoácido sin carga a pH neutro y altamente soluble en el agua que se acumula en las células de las plantas durante el estrés osmótico a fin de aumentar la osmolaridad y manejar así el ingreso de agua y reducir su salida, favoreciendo así la turgencia necesaria para la expansión celular (Kishor y col. 2005). Diversos estudios han mostrado que como respuesta a algún tipo de estrés (sequía, salinidad o frío), las células vegetales acumulan altos niveles de prolina en el estroma del cloroplasto y en el citoplasma. Debido a que el citoplasma representa una pequeña fracción del volumen celular, las concentraciones locales de la prolina en el citoplasma pueden ser mucho más altas que a nivel de la masa del tejido (Versleus y Sharma, 2010).

En la **Fig. 18** se presentan los resultados de prolina de los cultivos evaluados. Se observa que, para los tres cultivos, los niveles de este aminoácido son significativamente mayores en los cultivos de la solución hidropónica control que en aquellos de los efluentes de pozo y agua de mar diluida. Sin embargo, los resultados en este estudio muestran un comportamiento inverso (**Fig. 18**) ya que se presentaron niveles 50 y 30% menores de prolina en lechugas de los tratamientos de los

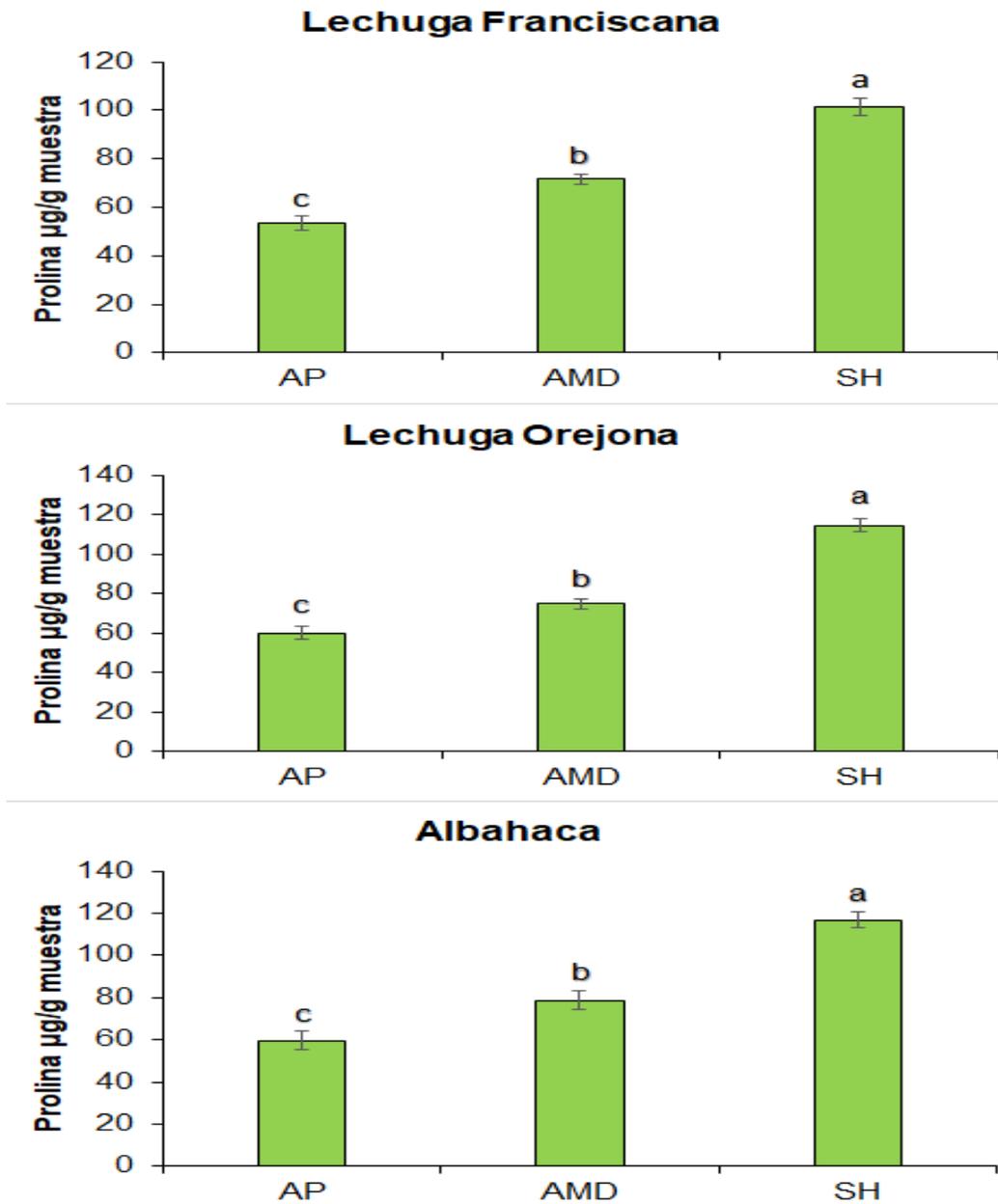


Fig. 18. Contenido de prolina en extractos de lechuga franciscana, orejona y albahaca irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH). Los datos se expresan como la media \pm DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

efluentes de agua de pozo y de agua de mar diluida, respectivamente, en comparación con la solución hidropónica. Shetty y col. (2004) propusieron un vínculo entre la acumulación de la prolina y la transferencia de energía hacia la biosíntesis de fenilpropanoides a través de la vía oxidativa de las pentosas fosfato. La síntesis de prolina implica la oxidación de NADPH, lo que alimenta vía de las pentosas fosfato proporcionando precursores para la biosíntesis fenólica a través de la vía de ácido shikímico. Esto podría explicar, total o parcialmente, el hecho de que las plantas cultivadas con efluentes no tienen un alto contenido de prolina, ya que este aminoácido podría estarse utilizando como precursor en la síntesis de compuestos fenólicos.

Sharma y Ramawat (2013) encontraron aumentos de hasta un 40 y 90% en el contenido de prolina en callos de *S. pérsica* al aplicar NaCl 50 y 100 mM, respectivamente, sin embargo, al aplicar NaCl 200 mM el contenido de prolina disminuyó considerablemente, llegando al mismo nivel que el control, sin embargo, este tratamiento con una menor cantidad de prolina, mostró la mayor capacidad antioxidante, lo que sugiere que la disminución en los niveles de prolina se deben a que se usó como precursor en la síntesis de compuestos con potencial antioxidante.

I CAPACIDAD DE INHIBICIÓN DE LOS RADICALES DPPH Y ABTS

La actividad antioxidante es la capacidad de una sustancia para inhibir la degradación oxidativa (por ejemplo, la peroxidación lipídica). En las fuentes dietarias, la presencia de antioxidantes depende, entre otros factores, de la parte

del alimento en cuestión. Por ejemplo, los monofenoles (tocoferoles principalmente) tienden a ser más abundantes en semillas donde hay grandes cantidades de grasas; por su parte los monoterpenos aromáticos son los principales componentes de las fracciones volátiles, mientras que los polifenoles, con mayor polaridad, están presentes en frutas y vegetales y constituyen una de las principales fuentes de antioxidantes dietarios (Kuskoski y col. 2004).

Los métodos como ABTS y DPPH son ampliamente utilizados para la evaluación de la capacidad antioxidante total *in vitro* ya que presentan una excelente estabilidad en ciertas condiciones, y aunque ambos son radicales de origen sintético y son estabilizados mediante la donación de electrones, existen algunas diferencias entre ellos. El DPPH es un radical libre que puede obtenerse directamente sin una preparación previa, mientras que el ABTS tiene que ser generado tras una reacción que puede ser química (dióxido de manganeso, persulfato potasio, ABAP), enzimática (peroxidase, mioglobulina), o electroquímica (Arnao, 2001; Kuskoski y col. 2004). Con el ABTS se puede medir la actividad de compuestos de naturaleza hidrofílica y lipofílica, mientras que el DPPH solo puede disolverse en medio orgánico (Anolovich y col. 2002). Algunos flavonoides que pudieran estar presentes en las muestras evaluadas son de carácter hidrofílico, por lo que expresan su mayor actividad en microambientes ideales, lo cual podría verse favorecido al realizar la técnica de ABTS. Por su parte, el método de DPPH detecta solo aquellos antioxidantes que se disuelven mejor en solventes orgánicos, como los alcoholes (Arnao, 2001). Una desventaja de este método es el impedimento estérico que provoca la molécula de DPPH, es decir las moléculas pequeñas pueden tener una mejor oportunidad de acceder al radical, dando

valores más altos para la capacidad antioxidante, además de un estrecho rango lineal de la absorbancia frente a la concentración.

Los resultados obtenidos muestran que tanto para la fracción soluble como la insoluble, de lechuga franciscana, orejona y albahaca, fue mayor para las plantas irrigadas con efluente del cultivo de camarón de agua de pozo en comparación con la solución hidropónica (**Fig. 19**). Lo cual está relacionado directamente con los resultados obtenidos en los niveles de compuestos fenólicos totales y flavonoides, para los que, los efluentes de camarón incrementaron el contenido de estos fitoquímicos en los cultivos.

Para el caso de tomate, la salinidad de los efluentes de camarón disminuyó la capacidad antioxidante de los frutos, lo cual podría deberse al menor nivel de compuestos fenólicos y flavonoides encontrados en las muestras de esos frutos y, puede estar asociado con un nivel mayor de estrés en las plantas y frutos de tomate, lo cual disminuye la síntesis de metabolitos con capacidad antioxidante en las plantas.

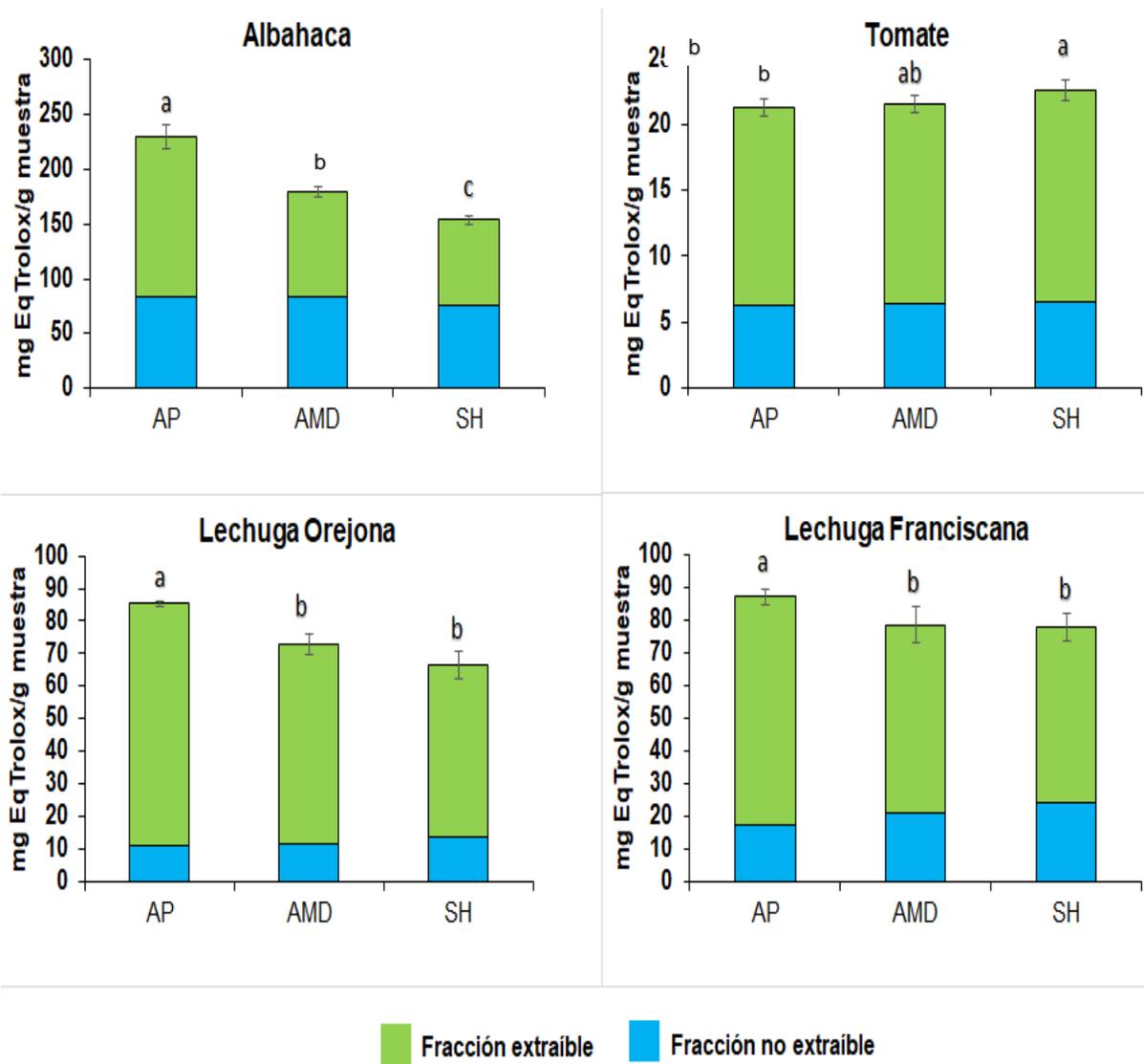


Fig. 19. Capacidad antioxidante por DPPH en extractos de vegetales irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

Los datos se expresan como la media \pm DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

Los compuestos fenólicos, principalmente los de la familia de los flavonoides, están asociados mediante varios mecanismos a la capacidad antioxidante de los alimentos, se cree que su principal modo de acción está relacionado con la alta reactividad hacia los radicales libres. En el contexto de la inhibición de procesos de reacción en cadena mediados por radicales libres (por ejemplo, peroxidación lipídica), un antioxidante actúa gracias a su capacidad para reaccionar con radicales libres y por lo tanto recibe el nombre de antioxidante terminador de cadena. Sin embargo, es necesario distinguir también entre actividad estabilizadora de radicales libres o anti-radicalaria (en inglés, scavenger) y actividad antioxidante. La primera está determinada completamente por la reactividad de un antioxidante frente a radicales libres, lo cual puede ser caracterizado por la velocidad de esa reacción. De otro lado, la actividad antioxidante mide la capacidad para retardar la degradación oxidativa. Por lo tanto, una alta actividad anti-radicalaria no siempre correlaciona con una alta actividad antioxidante, en particular, algunos compuestos fenólicos sintéticos presentan alta reactividad frente a radicales libres, pero muestran moderada actividad antioxidante, debido a la alta reactividad de los derivados fenoxil o semiquinona formados después de la estabilización de los radicales libres (Antolovich y col., 2002).

En la **Fig. 20** se muestran los resultados referentes a la capacidad de las muestras evaluadas para inhibir la formación del radical ABTS, como se puede observar, para todos los cultivos de hoja, la irrigación con agua de pozo produjo los materiales con mayor capacidad para inhibir este radical, lo cual correlaciona positivamente con su contenido de compuestos fenólicos.

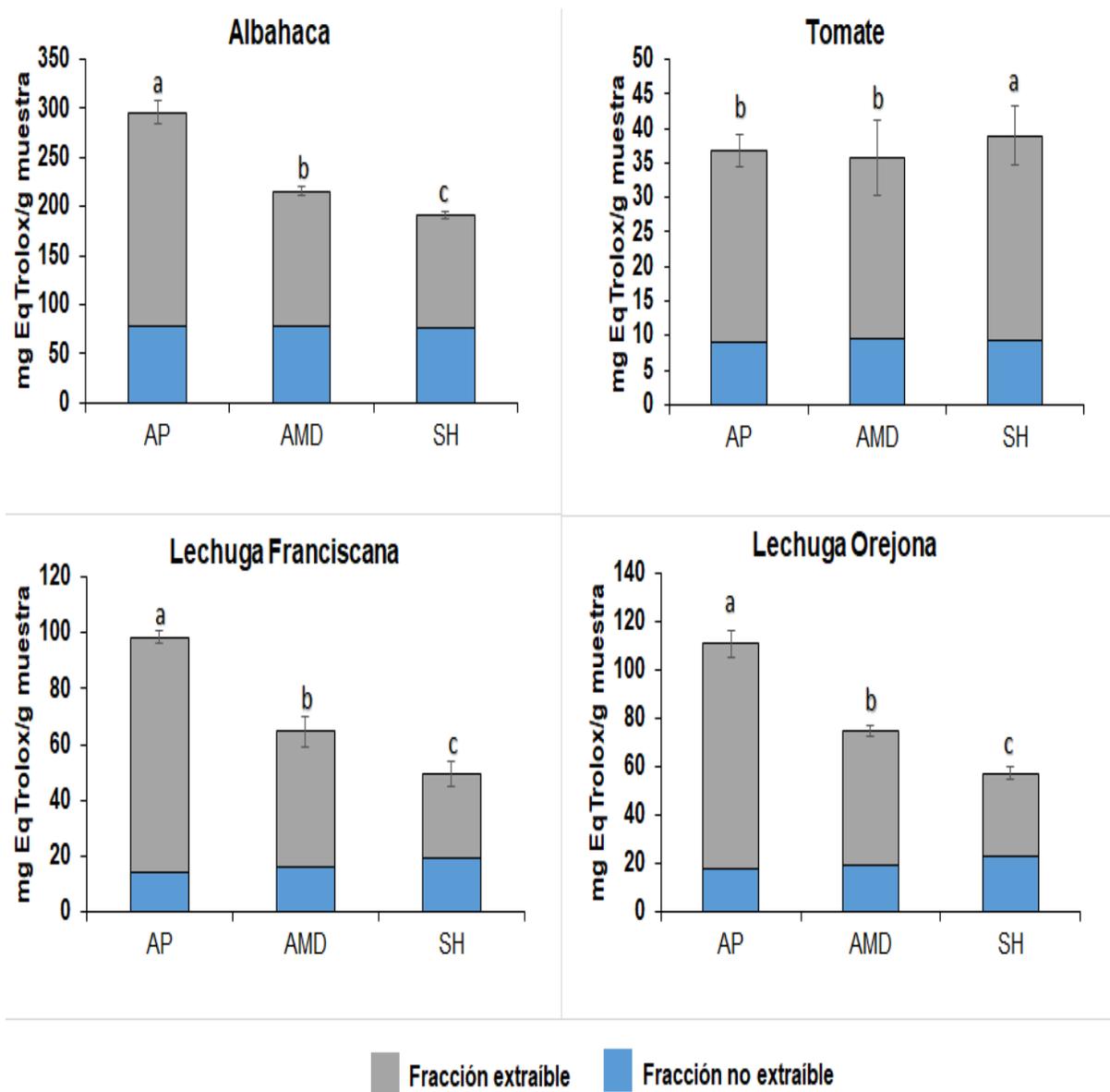


Fig. 20. Capacidad antioxidante por ABTS en extractos de vegetales irrigados con agua de pozo (AP), agua de mar diluida (AMD) y solución hidropónica (SH).

Los datos se expresan como la media \pm DE (n=9).

a, b, c Letras diferentes indican diferencias significativas $P \leq 0.05$ con la prueba de Kruskal-Wallis.

Roginsky y Lissi (2005) analizaron las diferencias entre ABTS y DPPH encontrando que este último no reacciona con flavonoides carentes de grupos hidroxilos en el anillo B, ni con ácidos aromáticos que contengan un solo grupo hidroxilo. De manera que los antioxidantes pueden actuar por múltiples mecanismos dependiendo del sistema de reacción o la fuente radicalaria o antioxidante (Prior y *col.* 2005). Con el fin de conocer las diferencias en cuanto a mecanismos y tipos de compuestos que están presentes en las infusiones, es de suma importancia analizar esta actividad biológica con diferentes metodologías que permitan ampliar el margen de conocimiento sobre los materiales de análisis.

IX CONCLUSIONES

- (1)** Los resultados de este estudio muestran que es viable la integración del cultivo camarón-hortalizas, particularmente, los cultivos camarón-albahaca y camarón-lechuga. El efluente del cultivo de camarón proveniente de cultivos de baja salinidad en recirculación constante tiene el potencial de ser utilizado de manera eficiente como una fuente alternativa de agua y nutrientes para el cultivo de lechuga y albahaca.
- (2)** La combinación de un cultivo de lechuga y albahaca con los efluentes o aguas de baja salinidad del camarón demuestra ser una opción sostenible para mitigar los efectos ambientales negativos asociados con el cultivo de camarón a baja salinidad; al utilizar tal efluente para el riego de las plantas, se aprovecha el agua, su contenido de N y P se transforma en biomasa aprovechable y a la vez, se reduce el nivel de nutrientes y materia orgánica descargada al medio ambiente.
- (3)** Los parámetros bioquímicos de la lechuga y albahaca cultivada con ambos efluentes de camarón (agua de pozo (AP) y agua de mar diluida (AMD)) exhibieron valores comparables a los de la lechuga cultivada con un sistema hidropónico tradicional.
- (4)** El contenido de clorofila fue menor en ambas variedades de lechuga y albahaca cultivada con AP, mientras que la clorofila b no mostró diferencias significativas entre las lechugas de los tres tratamientos. Sin embargo, para la lechuga orejona y albahaca se observó un comportamiento SH>AMD>AP para ambas clorofilas. El análisis proximal reveló una tendencia general de HS> AP> AMD para las grasas, cenizas y proteínas.
- (5)** Los cultivos de lechuga y albahaca con AP (1.7 g/L salinidad) exhibieron niveles más altos de flavonoides y fenólicos totales en comparación con el

control (0.95 g/L), mientras que la lechuga franciscana cultivada con el tratamiento AMD (1.7 g/L), no mostró diferencia con la SH. Para los cultivos de lechuga orejona y albahaca si se presentó una diferencia significativa para el tratamiento de AMD (1.7 g/L). La capacidad antioxidante exhibió una tendencia similar a la de los compuestos fenólicos.

- (6)** Se identificaron 20 compuestos fenólicos individuales en los cultivos de lechuga. Los glucósidos de isoramnetina y quercetina se incrementan significativamente en las plantas irrigadas con AP y AMD en comparación con las irrigadas con SH, siendo mayor el efecto para AP en lechuga orejona y para AMD en lechuga franciscana. El ácido caféico tendió a disminuir ligeramente con los efluentes AP y AMD, mientras que los ácidos p-coumárico y benzoico mostraron valores mayores en las plantas irrigadas con los efluentes.
- (7)** En los cultivos de albahaca y tomate se identificaron 25 compuestos individuales entre la fracción soluble e insoluble de los extractos, siendo para albahaca los mayoritarios el ácido p-hidroxybenzoico, ácido caféico, ácido p-Coumarico, ácido ferúlico y ácido rosmarínico, todos ellos presentaron valores significativamente mayores en los tratamientos con los efluentes, siendo el mayoritario en el tratamiento AP. Respecto a tomate, los compuestos mayoritarios identificados fueron naringenina y ácido p-coumárico, ambos encontrados en concentraciones más altas en las plantas irrigadas con el tratamiento AP.
- (8)** El desarrollo del cultivo integrado camarón-hortalizas a partir del empleo de agua de baja salinidad permite mejorar las propiedades nutricionales y nutracéuticas de las hortalizas, sin afectar en gran medida sus características fisicoquímicas.

X BIBLIOGRAFÍA

- Agarwal S, Shaheen R. 2007. Stimulation of antioxidant system and lipid peroxidation by abiotic stresses in leaves of *Momordica charantia*. *Brazilian Journal of Plant Physiology* 19:149-161, DOI:[10.1590/S1677-04202007000200007](https://doi.org/10.1590/S1677-04202007000200007)
- Agricultura ecológica. 2016. ¿Qué es la acuaponia?. *Urban Forestry and Urban Greening* 20:402-406, <http://ecoinventos.com/acuaponia/agricultura>
- Ahmad P, Umar S. 2011. Oxidative Stress: Role of Antioxidants in Plants. Studium Press, New Delhi, India.
- Ajitama P, Effendi H, Hariyadi S. 2018. Usage of fisheries rearing waste for Butterhead lettuce (*Lactuca sativa* L. var. capitata) cultivation in recirculation. *Nature Environment and Pollution Technology* 17(1):145-151, p-ISSN: 0972-6268
- Alexander W.C., Linh B., Erica N.C. Renaud M.V.H., Alyson E.M. 2006. Three year comparison of the content of antioxidant micro constituents and several quality characteristics in organic and conventionally managed tomatoes and bell peppers. *Journal of Agricultural of Food Chemistry*, 54:8244-8252. DOI: 10.1021/jf060950p.
- Ali S.S., Abd El Wahab M,G., Ayuob N.N., Suliaman M., 2017. The antidepressant-like effect of *Ocimum basilicum* in an animal model of depression. *Biotech Histochem*, 92(6):390-401. DOI: 10.1080/10520295.2017.1323276
- Almuktar S.A.A., Scholz M. 2015. Microbial contamination of *Capsicum annuum* irrigated with recycled domestic wastewater treated by vertical-flow wetlands. *Ecological Engineering*, 82: 404-414. DOI: 10.1016/j.ecoleng.2015.05.029

- Aly-Salama K.H., Al-Mutawa M.M. 2009. Glutathione-triggered mitigation in salt-induced alterations in plasmalemma of onion epidermal cells. *International Journal of Agriculture and Biology*, 11:639-642.
- Amrani S., Hamafi H., Bouanani Nel H., Aziz M., Caid H.S., Manfredini S., Besco E., Napolitano M., Bravo E. 2006. Hypolipidaemic activity of aqueous *Ocimum basilicum* extract in acute hyperlipidaemia induced by triton WR-1339 in rats and its antioxidant property. *Phytotherapy Research*, 20(12):1040-5 DOI: 10.1002/ptr.1961
- Antolovich M., Prenzler R., Patsalides E., Mcdonald S., Robards K. 2002. Methods for testing antioxidant activity. *Analyst*, 127:183-198.
- AOAC. 1997. Official Methods of the Association of Official Analytical Chemists. 16th edición. *Association of Official Analytical Chemists*, Washington, DC.
- Araneda M, Pérez E, Gasca-Leyva E. 2008. White shrimp *Penaeus vannamei* culture in freshwater at three densities: condition state based on length and weight. *Aquaculture* 283:13-18, DOI:[10.1016/j.aquaculture.2008.06.030](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.06.030)
- Arnao M.B., Cano A., Acosta M. 2001. The hydrophilic and lipophilic contribution to total antioxidant activity. *Food Chemistry*, 73: 239-244.
- Arranz S. 2010. Compuestos Polifenólicos (Extraíbles y no Extraíbles) en Alimentos de la Dieta Española: Metodología para su Determinación e Identificación. Tesis de Doctorado, España, Universidad Complutense de Madrid.
- Asada K. 1999. The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 50:601-639, DOI:[10.1146/annurev.arplant.50.1.601](https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.50.1.601)

- Attia H, Karray N, Ellili A, Msilini N, Lachaa IM. 2009. Sodium transport in basil. *Acta Physiologiae Plantarum* 31:1045-1051, DOI:[10.1007/s11738-009-0324-1](https://doi.org/10.1007/s11738-009-0324-1)
- Ayuob N.N., El Wahab M.G.A., Abdel-Tawab H,S. 2018. Ocimum basilicum improve chronic stress-induced neurodegenerative changes in mice hippocampus. *Metabolic Brain Disease* 33:795-804. DOI: 10.1007/s11011-017-0173-3
- Balal R.M., Balal M.Y., Ashraf M.M., Khan M.J., Jaskani M., Ashfaq Y. 2011. Influence of salt stress on growth and biochemical parameters of citrus rootstocks. *Pakistan Journal of Botany* 43:2135-2141.
- Banco Mundial. 1992. Informe sobre el desarrollo mundial. Desarrollo y medio ambiente. Washington, 300.
- Barros L., Dueñas M., Pinela J., Carvalho A. M., Buelga C.S., Ferreira, I.C.F.R. 2012. Characterization and Quantification of Phenolic Compounds in Four Tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) Farmers' Varieties in Northeastern Portugal Homegardens. *Plant Foods for Human Nutrition* 67:229-234, DOI: 10.1007/s11130-012-0307-z
- Bates LS, Waldren RP, Teare ID. 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil* 39:205-207, <https://www.jstor.org/stable/42932378>
- Bedascarruasbure E., Maldonado L., Alvarez A., Rodríguez E. 2004. Contenido de Fenoles y Flavonoides del Propoleos Argentino. *Acta Farm Bonaerense*, 23: 369-372.

- Begara-Morales JC, Sánchez-Calvo B, Chaki M. 2014. Dual regulation of cytosolic ascorbate peroxidase (APX) by tyrosine nitration and S-nitrosylation, *Journal of Experimental Botany* 65: 527-538, DOI:10.1093/jxb/ert396
- Bernstein S. 2011. Aquaponic gardening: a step by step guide to raising vegetable and fish together. 1ª edición. Gabriola Island, CA, New Society Publisher. 255.
- Bevly M. Mampholo M., Maboko M., Soundy P., Sivakumar D. 2016. Phytochemicals and Overall Quality of Leafy Lettuce (*Lactuca sativa* L.) Varieties Grown in Closed Hydroponic System, 39:805-815. DOI: 10.1111/jfq.12234
- Biasney Y., Mosqueira S., Escobar R., Perez C. 2006. Manejo y producción de Albahacas (*Ocinum* sp) Cultivadas en el municipio de Quibdó, Choco-Colombia. N° 25. Revista Institucional Investigación, biodiversidad y desarrollo.
- Boots A.W., Haenen G.R., Bast A. 2008. Health effects of quercetin: from antioxidant to nutraceutical. *European journal of pharmacology*, 585:325-337. DOI: 10.1016/j.ejphar.2008.03.008
- Boyd C.E. 1989. Water quality management and aeration in shrimp farming. 2nd ed. Alabama Fisheries and Allied Aquacultures Departmental. Agricultural Experiment Station. Auburn University, Alabama, USA.
- Brisler D. 2001. Organic aquaculture: moving toward national standards. *World Aquaculture*, 32:51-53.
- Brouillard R. 1983. The in vivo expression of anthocyanin colour in plants. *Phytochemistry*, 22:1311-1323. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)84008-X](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)84008-X)

- Brunetti C. 2011. Flavonoids as Antioxidants in Plants Under Abiotic Stresses. In book: Abiotic Stress Responses in Plants. Springer Science Editors: Ahmad P., Prasad M.N.V.
- Buzby K.M., Waterland N.L., Semmens K.J., Lin L.S. 2017. Evaluating aquaponic crops in a freshwater flow-through fish culture system. *Aquaculture*, 460:15-24. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.03.046>
- Caló P. 2011. Introducción a la acuaponía. Centro Nacional de Desarrollo CENADAC.<http://avibert.blogspot.com/2014/01/introduccion-la-acuaponia-centro.html>
- Cardoso-Mohedano J., Lima-Rego J., Sanchez-Cabeza J.A., Ruiz-Fernández A.C., Canales-Delgadillo J., Sanchez E., Páez-Osuna F. 2018. Sub-tropical coastal lagoon salinization associated to shrimp ponds effluents. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*. 203: 72-79. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2018.01.022>
- Cerozi B.S., Fitzsimmons K. 2017. Phosphorus dynamics modeling and mass balance in an aquaponics system. *Agricultural Systems*,153:94–100. <https://doi.org/10.1016/j.agsy.2017.01.020>
- Chávez-Crooker P., Obreque-contreras J. 2010. Bioremediation of aquaculture wastes. *Current Opinion in Biotechnology*, 21:313-317. <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2010.04.001>
- Chen AY, Chen YC. 2013. A review of the dietary flavonoid, kaempferol on human health and cancer chemoprevention. *Food Chemistry*, 138:2099-2107. DOI: 10.1016/j.foodchem.2012.11.139
- Cheng K. M., Hu C.Q., Liu Y.N., Zheng S.X., Qi X.J. 2005. Effects of dietary calcium, phosphorus and calcium/phosphorus ratio on the growth and tissue

- mineralization of *Litopenaeus vannamei* reared in low-salinity water. *Aquaculture*, 251:472-783. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.06.022>
- Chishaki N, Horiguchi T. 1997. Responses of secondary metabolism in plants to nutrient deficiency. *Soil Science and Plant Nutrition* 43:987-991, DOI:10.1080/00380768.1997.11863704
- Chopin T, Buschmann A.H., Halling C., Troell M., Kautsky N., Neori A., Kraemer G.P., Zertuche-Gonzalez J.A., Yarish C., Neefus C. 2001. Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: a key toward sustainability. *Journal of Phycology*, 37:975-986 <https://doi.org/10.1046/j.1529-8817.2001.01137.x>
- Coca AC, Carranza CE, Miranda D, Rodríguez MH. 2012. Efecto del NaCl sobre los parámetros de crecimiento, rendimiento y calidad de la cebolla de bulbo (*Allium cepa* L.) bajo condiciones controladas. *Revista Colombiana De Ciencias Hortícolas* 6:196-212, DOI:[10.17584/rcch.2012v6i2.1977](https://doi.org/10.17584/rcch.2012v6i2.1977)
- Cohen S, Kennedy J. 2010. Plant Metabolism and the environment: Implications for managing phenolics. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 50(7):620-643, DOI:10.1080/10408390802603441
- Coronel J., Castillo P. 2009. Alternativas de mejora en el manejo postcosecha de tomate riñón cultivado en la provincia de Santa Elena. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. <http://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/11926>.
- da Silva C.C.R., Bastos R.G., Souza C.F. 2018. Influence of the use of wastewater on nutrient absorption and production of lettuce grown in a hydroponic system. *Agricultural Water Management*, 203:311-321. DOI: 10.1016/j.agwat.2018.03.028

- Davis D.A., Saoud, I.P., McGraw W.J., Rouse D.B. 2002. Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared in inland low salinity waters. In: Cruz-Suarez, E., Rique-Marie, D., TapiaSalazar, M., Gaxiola, G., Simoes, N. (Eds.), *Avances en Nutrición Acuícola: Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*, 73-94.
- Dediu L, Cristea V, Xiaoshuan Z. 2012. Waste production and valorization in an integrated aquaponic system with bester and lettuce. *African Journal of Biotechnology* 11:2349-2358, DOI:[10.5897/AJB11.2829](https://doi.org/10.5897/AJB11.2829)
- Deivanai S., Xavier R., Vinod V., Timalata K., Lim O.F. 2011. Role of Exogenous Proline in Ameliorating Salt Stress at Early Stage in Two Rice. *Journal of Stress Physiology & Biochemistry*, 7: 157-174
- DIAL. 2015. <http://www.alceingenieria.net/nutricion.htm> Consultado Junio 2019
- Diver S. 2000. Aquaponics-Integration of hydroponics with aquaculture. En: ATTRA (Sustainable Agriculture Information Service) and National Center for Appropriate Technology, 163:1-20.
- Diver, S. 2006. Aquaponics-Integration of hydroponics with aquaculture. En: ATTRA (Sustainable Agriculture Information Service) and National Center for Appropriate Technology. 187:1-28.
- Dodd IC, Davies WJ. 2004. Hormones and the Regulation of Water Balance. En: "Plant Hormones: Biosynthesis, Signal Transduction, Action", 3era edición, Davies PJ (ed), Kluwer, Dordrecht, pp 519–548
- Domínguez-Soto JM, Román-Gutiérrez AD, Prieto-García F, Acevedo-Sandoval O. 2012. Sistema de Notación Munsell y CIELab como herramienta para

- evaluación de color en suelos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:141-155, ISSN 2007-0934
- Doncato K, Costa. 2018. Cultivation of novel lineages of the sea asparagus *Salicornia neei* with saline effluent of shrimp farming in field plots. *Experimental Agriculture* 54:399-416 DOI: <https://doi.org/10.1017/S0014479717000096>
- dos Santos M.J.P. 2016. Smart cities and urban areas-Aquaponics as innovative urban agriculture. "Urban Forestry & Urban Greening". [Amesterdão]: Elsevier. ISSN 1618-8667. 20:402-406 DOI: 10.1016/j.ufug.2016.10.004
- Dutcosky SD. 1996. Análisis sensorial de alimentos. Editora Universitaria Champagnat. Champagnat, Curitiba.
- Eck M., Körner O., Jijakli M.H. 2019. Nutrient Cycling in Aquaponics Systems. In: Goddek S., Joyce A., Kotzen B., Burnell G. Aquaponics Food Production Systems. Editorial Springer, Cham. DOI: https://doi.org/10.1007/978-3-030-15943-6_9
- Ekinci M., Yildirim E., Dursun A., Turan M. 2012. Mitigation of Salt Stress in Lettuce (*Lactuca sativa* L. var. Crispa) by Seed and Foliar 24-epibrassinolide Treatments. *HortScience*, 47:631-636. DOI: <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.47.5.631>
- El-Beshbishy H., Bahashwan S. 2012. Hypoglycemic effect of basil (*Ocimum basilicum*) aqueous extract is mediated through inhibition of α -glucosidase and α -amylase activities: an in vitro study. *Toxicol Ind Health*, 28(1);42-50. <https://doi.org/10.1177/0748233711403193>

- Elansary H.O., Mahmoud E.A. 2015. In vitro antioxidant and antiproliferative activities of six international basil cultivars. *Natural Product Research* 29(22):2149-54. DOI: 10.1080/14786419.2014.995653
- Esparza-Leal HM, Ponce-Palafox JT, Aragón-Noriega EA, Arredondo-Figueroa JL, García-Ulloa M, Valenzuela-Quiñonez W. 2010. Growth and performance of the whiteleg shrimp *Penaeus vannamei* (Boone) cultured in low-salinity water with different stocking densities and acclimation times. *Aquaculture Research* 41:878-883, DOI:[10.1111/j.1365-2109.2009.02367.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02367.x)
- Ezeani C., Ezenyl I., Okoye T., Okoli C. 2017. Ocimum basilicum extract exhibits antidiabetic effects via inhibition of hepatic glucose mobilization and carbohydrate metabolizing enzymes. *Journal Intercult Ethnopharmacol*, 6(1):22-28. doi: 10.5455/jjice.20161229054825
- FAO 2018. Estado mundial de la pesca y la acuicultura. <http://www.fao.org/3/I9540ES/i9540es.pdf>
- FAO, 2013. Captación y almacenamiento de agua de lluvia. Opciones técnicas para la agricultura familiar en América Latina y el Caribe, 51- 55.
- FAO. 2001. World fisheries and aquaculture atlas. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO).
- FAO. 2017. El estado mundial de la pesca y la acuicultura (SOFIA). Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://www.fao.org/fishery/sofia/es>
- Fernández-Juárez E, Navarro-Rodríguez MP, Landero-Torres I, Gómez-Merino FC, Pérez-Sato J A. 2019. La acuaponía rústica: una alternativa para contribuir

- a la soberanía alimentaria en comunidades rurales. *Agro Productividad*, 12(12):93-98, DOI:10.32854/agrop.vi0.1557
- Fernando C.H., Halwart M. 2000. Possibilities for integration of fish farming into irrigation systems. *Fisheries Management and Ecology*, 7:45-54. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2400.2000.00188.x>
- Fierro-Sañudo, J., Leon C.J., Alarcón-Silvas G.S., Rodríguez M.O.G., Mariscal-Lagarda M., Valdés T., Páez-Osuna F. 2018. El co-cultivo de camarón (*Litopenaeus vannamei*) y albahaca (*Ocimum basilicum*) a bajas salinidades: una alternativa para maximizar el uso de agua y nutrientes. *Panorama acuícola*, 23:58-62.
- Fitsiou E., Mitropoulou G., Spyridopoulou K., Tiptiri-Kourpeti A., Vamvakias M., Bardouki H., Panayiotidis M.I., Galanis A., Kourkoutas Y., Chlichlia K., Pappa A. 2016. Phytochemical Profile and Evaluation of the Biological Activities of Essential Oils Derived from the Greek Aromatic Plant Species *Ocimum basilicum*, *Mentha spicata*, *Pimpinella anisum* and *Fortunella margarita*. *Molecules*,21(8):1069. DOI: 10.3390/molecules21081069
- Flaherty M., Szuster B.W., Miller P. 2000. Low Salinity Shrimp Farming in Thailand. *Ambio*. 29: 174-179. DOI: 10.1579/0044-7447-29.3.174
- Flowers T.J., Colmer T.D. 2008. Salinity tolerance in halophytes. *New Phytologist*, 179: 945-963. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02531.x>
- Foyer C.H., Lopez-Delgado H., Dat J.F., Scott I.M. 1997. Hydrogen peroxide- and glutathione-associated mechanisms of acclimatory stress tolerance and signaling. *Physiologia Plantarum*, 100:241-254. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1997.tb04780.x>

- Galanakis C.M. 2018. Polyphenols: Properties, Recovery, and Applications . Technology & Engineering. 1st Edition. Charis Galanakis. Food Waste Recovery Group, Vienna, Austria.
- Galli M., Oscar S., Facundo M. 2007. Sistema de recirculación y tratamiento de aguas. Secretaria de agricultura, ganadería, pesca y alimentos (CENADAC). Argentina.
- Gao W., Luo T., Huang T., Yao M., Hu W., Xu Q. 2016. Effect of salinity on the growth performance, osmolarity and metabolism-related gene expression in white shrimp *Litopenaeus vannamei*. Aquaculture Reports. 4:125-129. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2016.09.001>
- García U., León C., Hernández F., Chavéz R. 2005. Evaluación de un sistema experimental de acuaponía. Avances en Investigación Agropecuaria, 9:001. Universidad de Colima, México.
- García Z. 2013. El Cultivo de la Lechuga. Cultivos Herbáceos Intensivos. Universidad de Valladolid. España.
- Gatica, C. 2004. Evaluación del Efecto del Riego Temperado en la Producción de Plantines de Tomate, en la localidad de Antilhue, Comuna de Ianco; X Región. Tesis para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Católica de Temuco.
- Geisenhoff LO, Jordan RA, Santos RC, Oliveira FCD, Gomes EP. 2016. Effect of different substrates in aquaponic lettuce production associated with intensive tilapia farming with water recirculation systems. *Engenharia Agricola (Journal of the Brazilian Association of Agricultural Engineering)* 36(2):291-299, DOI:10.1590/1809-4430-Eng.Agric.v36n2p291-299/2016

- Gill SS, Tuteja N. 2010. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry* 48:909-930, DOI:10.1016/j.plaphy.2010.08.016
- Gómez O.D. Evaluación de Impacto Ambiental. 1994. Ministerio De Agricultura, Ganadería y Pesca. Editorial Agrícola Española, 2ª Edición. Madrid.
- González R. 2009. Huerta casera, manual de hidroponía popular. San José, CR, EUNED. 84.
- Grab A., Junge R. 2009. Aquaponic Systems: Nutrient recycling from fish wastewater by vegetable production. *Desalination*, 247:148-157. <https://doi.org/10.1016/j.desal.2008.03.048>
- Grob F., Durner J., Gaupels F. 2013. Nitric oxide, antioxidants and prooxidants in plant defence responses. *Frontiers in Plant Science*, 4:419. DOI: 10.3389/fpls.2013.00419
- Grotewold E. 2006. The Science of flavonoids. Springer, 3:1-75.
- Grunert K.G. 2005. Food quality and safety: consumer perception and demand. *European Review of Agricultural Economics*, 32:369-391. <https://doi.org/10.1093/eurrag/jbi011>
- Guangzhi G. 2001. Mass balance and water quality in aquaculture tanks. The United Nations University, Fisheries Training Programme, Reyjavik.
- Gupta K.J., Stoimenova M., Kaiser W.M. 2005. In higher plants, only root mitochondria, but not leaf mitochondria reduce nitrite to NO, in vitro and in situ. *Journal of Experimental Botany*, 56:2601-2609. <https://doi.org/10.1093/jxb/eri252>

- Guzmán R.L., Moreno L.A. 2005. La acuaponía una estrategia interdisciplinaria generadora de conocimientos en la escuela normal de Gachetá. 5.
- Hao, Y., Ding, K., Xu, Y., Tang, Y., Liu, D., & Li, G. 2020. States, trends, and future of aquaponics research. *Sustainability (Switzerland)*, 12(18).
- Hartzfeld PW, Forkner R, Hunter MD, Hagerman AE. 2002. Determination of hydrolyzable tannins (gallotannins and ellagitannins) after reaction with potassium iodate. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50:1785-1790, DOI: [10.1021/jf0111155](https://doi.org/10.1021/jf0111155)
- Hassan FA, Ismail A, Abdulhamid A, Azlan A. 2011. Identification and quantification of phenolic compounds in bambangan (*Mangifera pajang* Kort.) peels and their free radical scavenging activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 59:9102-111, DOI:10.1021/jf201270n
- Hausmann E. 1973. Handbook of Phycological Methods. Stein JR.(ed.), Cambridge University Press, p. 359.
- Heimler D, Vignolini P, Dini MG, Vincieri FF, Romani A. 2006. Antiradical activity and polyphenol composition of local *Brassicaceae* edible varieties. *Food Chemistry* 99: 464-469, DOI:[10.1016/j.foodchem.2005.07.057](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.07.057)
- Herrmann M. 1995. The shikimate pathway: Early steps in the biosynthesis of aromatic compounds. *Plant Cell*, 7:907-919. doi: 10.1105/tpc.7.7.907
- Ignat I., Volf I., Popa V.I. 2011. A critical review of methods for characterization of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry*, 126:1821-1835. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.026>
- Ingram B.A., Gooley G.J., McKinnon L.J., De Silva S.S. 2000. Aquaculture-agriculture systems integration: an Australian prospective. *Fisheries*

Management and Ecology, 7:33-43. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2400.2000.00182.x>

James R.A., Blake C., Byrt C.S., Munns, R. 2011. Major genes for Na⁺ exclusion, Nax1 and Nax2 (wheat HKT1;4 and HKT1;5), decrease Na⁺ accumulation in bread wheat leaves under saline and waterlogged conditions. *Journal of Experimental Botany*, 62:2939-2947. DOI: 10.1093/jxb/err003

Jamil M., Lee C.C., Rehman S.U., Lee D.B., Ashraf M., Rha E.S. 2005. Salinity (NaCl) tolerance of brassica species at germination and early seedling growth. *Electronic Journal of Environmental Agricultural and Food Chemistry*, 4:970-976.

Kanabur V., Reddy L. 2014. A Study on Antioxidant Property of Organic and Conventional Tomatoes. *Journal of Agriculture and Veterinary Science*, 7:12-17.

Karimi R.H., Sadeghi-Seresht E. 2018. Effects of salinity stress on growth indices, physiological parameters and element concentration in Banebaghi (Pistacia sp.) as rootstock for pistachio. *Journal of Plant Nutrition*, 48:1-10
<https://doi.org/10.1080/01904167.2017.1392572>

Keutgen AJ, Pawelzik E. 2008. Quality and nutritional value of strawberry fruit under long term salt stress. *Food Chemistry* 107:1413-1420, DOI:[10.1016/j.foodchem.2007.09.071](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.09.071)

Kim D.O., Chun O.K., Kim Y.J., Moon H.Y., Lee C.Y. 2003. Quantification of polyphenolics and their antioxidant capacity in fresh plums. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51: 6509–6515.
<https://doi.org/10.1021/jf0343074>

Kim YH, Khan AL, Waqas M, Shim JK, Kim DH, Lee KY, Lee IJ. 2014. Silicon application to rice root zone influenced the phytohormonal and antioxidant

- responses under salinity stress. *Journal of Plant Growth Regulation* 33:137–149, DOI:[10.1007/s00344-013-9356-2](https://doi.org/10.1007/s00344-013-9356-2)
- Kishor, P., Sangam, S., Amrutha, R., Laxmi, P., Naidu, K., Rao, K., Sreenivasulu, N. 2005. Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: Its implications in plant growth and abiotic stress tolerance. *Current Science*, 88: 424-438. <http://www.jstor.org/stable/24110209>
- Kobayashi H, Masaoka Y, Sato S. 2005. Effects of excess magnesium on the growth and mineral content of rice and echinochloa. *Plant Production Science* 8(1):38-43, DOI: [10.1626/pps.8.38](https://doi.org/10.1626/pps.8.38)
- Konig, B., Janker, J., Reinhardt, T., Villarroel, M., Junge, R. 2018. Analysis of aquaponics as an emerging technological innovation system. *Journal of Cleaner Production* 180, 232-243
- Kosová K, Práil IT, Vítámvás P. 2013. Protein contribution to plant salinity response and tolerance acquisition. *International Journal of Molecular Science* 14:6757-6789, DOI:[10.3390/ijms14046757](https://doi.org/10.3390/ijms14046757)
- Krarpup A. 1987. Perspectivas hortofrutícolas de la Región de Los Lagos. Diagnóstico hortícola de la Décima Región. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile 44-49.
- Kuskoski E., Asuero M., Agustín G., García-Parilla M., Troncoso, A.M., Fett R. 2004. Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos. *Food Science and Technology*, 24:691-693
- Kwee EM, Niemeyer ED. 2011. Variations in phenolic composition and antioxidant properties among 15 basil (*Ocimum basilicum* L.) cultivars. *Food Chemistry* 128:1044-1050, DOI:[10.1016/j.foodchem.2011.04.011](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.04.011)

- Lee J., Scagel C.F. 2009. Chicoric acid found in basil (*Ocimum basilicum* L.) leaves. *Food Chemistry*, 115:650-656.
- Lennard WA. 2004. Aquaponics Research at RMIT University, Melbourne Australia. *Aquaponics Journal* 35:18-24
- León-Cañedo J.A., Alarcón-Silvas S.G., Fierro-Sañudo J.F., Rodríguez-Montes de Oca G.A., Partida-Ruvalcaba L. 2019. Mercury and other trace metals in lettuce (*Lactuca sativa*) grown with two low-salinity shrimp effluents: accumulation and human health risk assessment. *Science of the Total Environment*. 650:2535-2544. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.10.003>
- León-Cañedo JA, Alarcón-Silvas SG, Fierro-Sañudo JF, Rodríguez-Montes de Oca GA, Partida-Ruvalcaba L, Díaz-Valdés T, Páez-Osuna F. 2019. Mercury and other trace metals in lettuce (*Lactuca sativa*) grown with two low-salinity shrimp effluents: Accumulation and human health risk assessment. *Science of the Total Environment* 650:2535-2544, DOI:[10.1016/j.scitotenv.2018.10.003](https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.10.003)
- Lin Y., Jing S., Lee D., Chang Y., Chen V., Shih K. 2005. Performance of a constructed wetland treating intensive shrimp aquaculture wastewater under high hydraulic loading rate. *Environmental Pollution*, 134:411-421. DOI: 10.1016/j.envpol.2004.09.015
- López-Ordaz A, Trejo-López C, Peña-Valdivia CB, RamírezAyala C, Tijerina-Chávez L, Carrillo-Salazar JA. 2008. Secado parcial de la raíz de jitomate: Efectos en la fisiología de la planta y calidad de fruto. *Agricultura Técnica en México* 34:297-302.

- Losordo T.M., Timmons M.B. 1994. An introduction to water reuse systems. In Aquaculture water reuse systems: engineering design and management. Eds. MB. Timmons; TM. Losordo. Amsterdam, NL, Elsevier. 1-7.
- Love DC, Fry J, Li X, Hill E, Genello L, Semmens K, Thompson R. 2015. Commercial aquaponics production and profitability: Findings from an international survey. *Aquaculture* 435: 67-74, DOI:10.1016/j.aquaculture.2014.09.023
- Magán JJ, Gallardo M, Thompson RB, Lorenzo P. 2008. Effects of salinity on fruit yield and quality of tomato grown in soil-less culture in greenhouse in Mediterranean climatic conditions. *Agricultural Water Management* 95:1042-1055, DOI:10.1016/j.agwat.2008.03.011
- Maggio A., Raimondi G., Martino A., De Pascale S. 2007. Salt stress response in tomato beyond the salinity tolerance threshold. *Environmental and Experimental Botany*, 59:276-282
- Mahlangu RIS, Maboko MM, Sivakumar D, Soundy P, Jifon J. 2016. Lettuce (*Lactuca sativa* L.) growth, yield and quality response to nitrogen fertilization in a non-circulating hydroponic system. *Journal of Plant Nutrition* 39:1766-1775, DOI:[10.1080/01904167.2016.1187739](https://doi.org/10.1080/01904167.2016.1187739)
- Maischak H., Zimmermann M.R., Felle H.H., Boland W., Mithofer A. 2010. Alamethicin-induced electrical long distance signaling in plants. *Plant Signal Behavior*, 5:988-990.
- Manaa A, Mimouni H, Wasti S, Gharbi E, Aschi-Smiti S, Faurobert M, Ahmed HB. 2013. Comparative proteomic analysis of tomato (*Solanum lycopersicum*) leaves under salinity stress. *Plant OMICS* 6:268-277, ISSN:1836-0661

- Mariscal-Lagarda M.M., Páez-Osuna F. 2014. Mass balances of nitrogen and phosphorus in an integrated culture of shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) with low salinity groundwater: A short communication. *Aquacultural Engineering*, 58:107-112.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2013.12.003>
- Mariscal-Lagarda M.M., Páez-Osuna F., Esquer-Méndez J.L., Guerrero-Monroy I., del Vivar A.R., Félix-Gastelum R. 2012. Integrated culture of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) with low salinity groundwater: Management and production. *Aquaculture*, 76–84.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.09.003>
- Maroto J. 1995. Horticultura herbácea especial. Cuarta edición. Editorial Mundi-Prensa. Madrid, España. p.611.
- Márquez A. 2005. Phenolic Compounds: Extraction and Analysis. *Sprynger*, 7:349-355. https://doi.org/10.1007/1-4020-3735-X_34
- Marschner H. 2002. Mineral Nutrition of Higher Plants. Academic Press, Amsterdam, The Netherlands, p 889.
- Martínez-Carrillo G, Lara-Herrera A, Padilla-Bernal LE, Luna-Flores M, Avelar-Mejía JJ, Llamas-Llamas JJ. Evaluación técnica y financiera del cultivo de lechuga en invernadero, como alternativa para invierno. *Terra Latinoamericana* 33:251-260
- Martínez Z.A. 2008. Algunos aspectos edpidemiologicos del moho blanco de la lechuga (*Lactuca sativa*) en dos municipios productores de Cundinamarca. Pontificia Universidad Javeriana. Tesis de licenciatura. Bogotá, D.C. 19-24.

- Martínez-Flórez S, González-Gallego J, Culebras JM, Tuñón MJ. 2002. Los flavonoides: Propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición Hospitalaria*, 6:271-278, ISSN 0212-1611 • CODEN NUHOEQ S.V.R. 318
- Martins C.I.M., Eding E.H., Verdegem M.C.J., Heinsbroek L.T.N., Schneider O. Blancheton J.P.D., Orbcastel E.R. Verreth J.A.J. 2010. New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: A perspective on environmental sustainability. *Aquacultural Engineering*, 43:83-93
<https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2010.09.002>
- Marwaha K. 2010. Control and analysis for Food and Agricultural Products. New Delhi: Gene-Tech Books, ISBN-10:8189729934
- Mateus J. 2009. Acuaponía: Hidroponía y acuacultura, sistema integrado de producción de alimentos. Red Hidroponía, Boletín No 44. Lima-Perú.
- McGraw W.J., Davis D.A., Teichert-Coddington D., Rouse D.B. 2002. Acclimation of *Litopenaeus vannamei* postlarvae to low salinity: Influence of age, salinity endpoint, and rate of salinity reduction. *Journal of World Aquaculture Society* 33: 78-84. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2002.tb00481.x>
- McIntosh R.P., Fitzsimmons K. 2003. Characterization of effluent from an inland, low salinity shrimp farm: what contribution could this water make if use for irrigation. *Aquacultural Engineering*, 27:147-156. [https://doi.org/10.1016/S0144-8609\(02\)00054-7](https://doi.org/10.1016/S0144-8609(02)00054-7)
- Meilgaard M, Civille GV, Carr T. 1991. Sensory Evaluation Techniques. 2nd ed. CRC Press, New York, NY, USA, DOI:10.1201/9781439832271, ISBN:9781003040729

- Miranda F.R., Lima R.N., Crisóstomo L.A., Santana M.G. 2008. Reuse of inland low-salinity shrimp farm effluent for melon irrigation. *Aquacultural Engineering*, 39:1-5. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2008.04.001>
- Miranda LD, Ulrichs C, Fischer G. 2011. Efecto del Cloruro de Sodio (NaCl) sobre el Crecimiento y la Colonización Micorrízica en uchuva (*Physalis peruviana* L.). En: "Avances de la Investigación Agronómica II". Martínez JL (ed), Ecoe Ediciones, Bogotá, Colombia, pp 15-25
- Mittler R., Vanderauwera S., Suzuki N., Miller G., Tognetti V.B., Vandepoele K., Gollery M., Shulaev V., Van Breusegem F. 2001. ROS signaling: the new wave? *Trends Plant Science*, 16:300-309. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2011.03.007>
- Moroyoqui-Rojo L. 2012. Nutrient removal using two species of mangrove (*Rhizophora mangle* and *Laguncularia racemosa*) in experimental shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds. *Ciencias Marinas*, 38:333-346. DOI: <https://doi.org/10.7773/cm.v38i2.1983>
- Munir N., Aftab F. 2011. Enhancement of salt tolerance in sugarcane by ascorbic acid pretreatment, *African Journal of Biotechnology*, 10:18362-18370. DOI: 10.5897/AJB11.2919
- Munns R. 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together, *New Phytologist*, 167:645-663. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01487.x>
- Munns R., Tester M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59:651-681. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911>
- Muñoz F. 2002. Plantas medicinales y aromáticas: estudio, cultivo en proceso. Ediciones Mundi-prensa. Madrid, España. 364.

https://www.usaid.gov/sites/default/files/documents/1862/plantas_medicinales.pdf

Naidoo K., Maneveldt G., Ruck K., Bolton J.J. 2006. A comparison of various seaweed- based diets and formulated feed on growth rate of abalone in a land-based aquaculture system. *Journal of Applied Phycology*, 18:437-443. <https://doi.org/10.1007/s10811-006-9045-7>

Nelson R.L. 2008. *Aquaponics Food Production: Raising fish and plants for food and profit*. Montello: Nelson and Pade Inc.

Nemati I, Moradi F, Gholizadeh S, Esmaili MA, Bihanta MR. 2011. The effect of salinity stress on ions and soluble sugars distribution in leaves, leaf sheaths and roots of rice (*Oryza sativa* L.) seedlings. *Plant, Soil and Environment* 57(1):26-33, DOI:[10.17221/71/2010-PSE](https://doi.org/10.17221/71/2010-PSE)

Nobre A.M., Neori A., Sankar K. 2010. Ecological–economic assessment of aquaculture options: Comparison between abalone monoculture and integrated multitrophic aquaculture of abalone and seaweeds. *Response*, 306:116-126. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.06.002>

Oberdieck A., Verreth J. 2009. A handbook for sustainable aquaculture. integrated approach for a sustainable and healthy freshwater aquaculture. Sixth Framework Programme, 111.

Oh M, Trick HN, Rajashekar C. 2009. Secondary metabolism and antioxidants are involved in environmental adaptation and stress tolerance in lettuce. *Journal of Plant Physiology* 166:180-191, DOI:[10.1016/j.jplph.2008.04.015](https://doi.org/10.1016/j.jplph.2008.04.015)

- Oh M.M., Carey E.E., Rajashekar C.B. 2009. Environmental stresses induce health-promoting phytochemicals in lettuce. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47:578-583. DOI: 10.1016/j.plaphy.2009.02.008
- Páez-Osuna F. 2001. The environmental impact of shrimp aquaculture: Causes, effects, and mitigating alternatives. *Environmental Management*, 28:131-140. <https://doi.org/10.1007/s002670010212>
- Páez-Osuna, F., Ramírez Reséndiz, G., Ruiz Fernández. A.C., Soto Martínez, M.F. 2007. La Contaminación por Nitrógeno y Fósforo en Sinaloa: Flujos, Fuentes, Efectos y Opciones de manejo. In: *La Serie las Lagunas Costeras de Sinaloa*. UNAM, El Colegio de Sinaloa (Páez-Osuna, F., Editor), ISBN 970-32-4958-9, 304 pp.
- Pantanella E. 2008. Pond aquaponics: new pathways to sustainable integrated aquaculture and agriculture. *Aquaculture news*, 34:10-11. <https://backyardaquaponics.com/Travis/pondaquaponics.pdf>
- Parker D., Anouti A., Dickenson G. 1990. Integrated fish/plant production system: experimental results. ERL report 90–34. University of Arizona, Tucson, Arizona.
- Parvin K., Hasanuzzaman M., Bhuyan M.H.M.B., Mohsin S.M., Fujita A.M. 2019. Quercetin Mediated Salt Tolerance in Tomato through the Enhancement of Plant Antioxidant Defense and Glyoxalase Systems. *Plants (Basel)*, 8:E247. DOI: 10.3390/plants8080247
- Peralta J. 2007. Biofiltro y su eficiencia en la remoción de nitratos. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Santiago, Chile. 22:65-75.
- Pinheiro I., Arantes R., do Espírito Santo C.M., do Nascimento Vieira F., Lapa K.R., Gonzaga L.V., Seiffert W.Q. 2017. Production of the halophyte

- Sarcocornia ambigua and Pacific white shrimp in an aquaponic system with biofloc technology. *Ecological Engineering*, 100:261-267. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2016.12.024>
- Pinho S.M., Mello G.L., de Fitzsimmons K.M., Emerenciano M.G.C. 2018. Integrated production of fish (pacu *Piaractus mesopotamicus* and Red Tilapia *Oreochromis* sp.) with two varieties of garnish (scallion and parsley) in aquaponics system. *Aquaculture International*, 26:99-112. <https://doi.org/10.1007/s10499-017-0198-y>
- Plett D.C., Moller I.S. 2010. Na⁺ transport in glycophytic plants: what we know and would like to know. *Plant Cell Environment*, 33:612-626. DOI: 10.1111/j.1365-3040.2009.02086.x
- Prinsloo J.F., Schoonbee H.J. 1993. The utilization of agricultural by-products and treated effluent water for aquaculture in developing areas of South Africa. *Suid Afrikaanse Tydskrif vir Natuurwetenskap en Tegnologie* 12:72-79. DOI:10.4102/SATNT.V12I3.566
- Prior R.L., Wu X., Schaich K. 2005. Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements, *Journal Agriculture Food Chemistry*, 53: 4290-4302. DOI: 10.1021/jf0502698
- Rafiee G., Saad C.R. 2005. Nutrient cycle and sludge production during different stages of red tilapia (*Oreochromis* sp.) growth in a recirculating aquaculture system. *Aquaculture*, 244: 109 - 118. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.10.029>

- Rahnama R.A., James K., Poustini R. 2010. Stomatal conductance as a screen for osmotic stress tolerance in durum wheat growing in saline soil. *Functional Plant Biology*, 37: 255-263. <https://doi.org/10.1071/FP09148>
- Rakocy J.E. 2002. Aquaponics: vegetable hydroponics in recirculating systems. In *Recirculating Aquaculture Systems*. 2nd Edición, Eds. MB. Timmons; JM. Ebeling; FW.
- Rakocy J.E., 2007. Aquaponics: Integrating fish and plant culture. En: Timmons MB, Ebeling JM. *Recirculating aquaculture*. Cayuga Aqua Ventures, 19:975.
- Rakocy J.E., Bailey D. 2003. Initial economic analysis of aquaponic systems. En: *Aquaculture Europe: Beyond Monoculture*. Chopin, T.; Reinersten, H. Editorial Trondeheim, Norway. *European Aquaculture Society*, 33:58-64.
- Rakocy J.E., Baily D.S., Martin J.M., Shultz K.A. 2000. Tilapia production systems for the lesser antilles and other resource-limited tropical areas. *Agricultural Experiment Station of the University of the Virgin Islands*, 86-103.
- Ramakrishna A, Ravishankar GA. 2011. Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plant Signaling and Behavior* 6:1720-1731, DOI: 10.4161/psb.6.11.17613
- Ramírez C.J., Moreno B., Murillo E. 2001. Evaluación agronómica e industrial de siete variedades de albahaca en la zona cafetalera colombiana. *Cenicafé*, 52:117-126. <https://biblioteca.cenicafe.org/handle/10778/777>
- Ramírez D., Sabogal D., Jiménez P., Hurtado H. 2008. La acuaponía: una alternativa al desarrollo sostenible. *Revista de biología*. Universidad Militar de Nueva Granada, 4:32-51.

- Rana S., Bag S.K., Golder D., Mukherjee (Roy) S., Pradhan C., Jana B.B. 2011. Reclamation of municipal domestic wastewater by aquaponics of tomato plants. *Ecological Engineering*, 37:981-988. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2011.01.009>
- Ratnayaka H.H., Boue S., Dinh T., Le S.B., Cherubin R. 2018. Photosynthesis and Kaempferol Yields of Soy Leaves Under ABA Application. *Journal of Plant Biochemistry & Physiology*, 6:1-9.
- Rawia E.A., Taha L.S., Ibrahiem S.M.M. 2011. Alleviation of adverse effects of salinity on growth, and chemical constituents of marigold plants by using glutathione and ascorbate. *Journal of Applied Sciences Research*, 7:714-721.
- Ray A.L., Lewis B., Browdy C.W., Leffler J. 2010. Suspended solids removal to improve shrimp (*Litopenaeus vannamei*) production and an evaluation of a plant-based feed in minimal-exchange, superintensive culture systems. *Aquaculture*. 89-98. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.11.021>
- Reid G.T., Chopin S., Robinson A., Neori A., Buschmann M., Shpigel A., Bolton R.J. 2007. Aquaculture, integrated multi-trophic (IMTA). In *The encyclopedia of sustainability science and technology*, Edited by: Meyers, R. A. 542–564. Dordrecht, , The Netherlands: Springer. DOI: 10.1007/978-1-4614-5797-8_173
- Resh H.M. 2013. *Hydroponic food production: a definitive guidebook for the advanced home gardener and the commercial hydroponic grower*, 7th edn. CRC Press, Boca Raton.
- Reyes-Pérez J.J., Murillo-Amador B., Nieto-Garibay A., Troyo-Diéguez E., Reynaldo-Escobar M., RuedaPuente E.O., García-Hernández J.L. 2013. Tolerancia a la salinidad en variedades de albahaca (*Ocimum basilicum*) en las

etapas de germinación, emergencia y crecimiento inicial. *Universidad y ciencia*, 29:101-112.

Ribas-Agustí A., Gratacós-Cubarsí M., Sárraga C., García-Regueiro J. A., Castellari M. 2011. Analysis of Eleven Phenolic Compounds Including Novel p-Coumaroyl Derivatives in Lettuce (*Lactuca sativa* L.) by Ultra-high-performance Liquid Chromatography with Photodiode Array and Mass Spectrometry Detection. *Phytochemical Analysis*, 22:555–563. DOI: 10.1002/pca.1318

Rickman J.C., Barrett D.M., Bruhn C.M. 2007. Nutritional comparison of fresh, frozen and canned fruits and vegetables. Part 1. Vitamins C and B and phenolic compounds. *Journal of Food Science and Agriculture*, 87:930-944. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2825>

Roginsky V., Lissi E.A. 2005. Review of methods to determine chain-breaking antioxidant activity in food. *Food Chemistry*, 92:235-254. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.08.004>

Roy L.A., Davis D.A., Saoud I.P., Henry R.P., 2007. Effects of varying levels of aqueous potassium and magnesium on survival, growth, and respiration of the Pacific White shrimp, *Litopenaeus vannamei*, reared in low salinity waters. *Aquaculture*, 262:461-469. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.10.011>

Roy S.J., Tester S.N.M. 2014. Current Opinion in Biotechnology, *Analytical Biotechnology*, 26:115-124.

Rozema J., Flowers T. 2008. Ecology: crops for a salinized world. *Science*, 322:1478-1480. DOI: 10.1126/science.1168572

Rubio MC, Bustos-Sanmamed P, Clemente MR, Becana M. 2009. Effects of salt stress on the expression of antioxidant genes and proteins in the model legume

- Lotus japonicus. *New Phytologist* 181(4):851-859, DOI:10.1111/j.14698137.2008.02718.x
- SAGARPA 2018. Anuario estadístico de acuicultura y pesca. En <https://www.conapesca.gob.mx/work/sites/cona/dgppe/2017/ANUARIOESTADISTICO2017.pdf>
- Sairam R.K., Tyagi A. 2004. Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Current Science*, 86: 407-421. <http://www.jstor.org/stable/24108735>
- Samocha T.M., Hamper L., Emberson C.R., Davis A.D., McIntosh D., Lawrence A.L., Van Wyk P.M. 2004. Production of the pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in high-density greenhouse enclosed raceways using low salinity groundwater. *Journal of Applied Aquaculture*, 15:1-19. https://doi.org/10.1300/J028v15n03_01
- Samperio-Ruiz G. 2000. Hidroponia Comercial. Ed. DIANA, México, D.F. p.157.
- Sanchez G.E., Lopez L., Fuentes H.I.M., Rodriguez F.C.A. 2000. Estudio farmacognóstico de *Ocimum basilicum* L. (albahaca blanca). *Revista Cubana de Farmacia*, 34: 187-195.
- Santos F.T., Goufo P., Santos C., Botelho D., Fonseca J., Queirós A., Costa M.S., Trindade H. 2016. Comparison of five agro-industrial waste-based composts as growing media for lettuce: effect on yield, phenolic compounds and vitamin C. *Food Chemistry*, 209:293-301. DOI: 10.1016/j.foodchem.2016.04.087
- Santos-Sánchez NF, Salas-Coronado R, Hernández-Carlos B, Villanueva-Cañongo C. 2018. Shikimic Acid Pathway in Biosynthesis of Phenolic Compounds. En: "Plant Physiological Aspects of Phenolic Compounds", Soto-

- Hernández M, García-Mateos R, Palma-Tenango M (ed). IntechOpen, DOI:10.5772/intechopen.83815.
- Saoud I.P., Davis D.A. Rouse D.B. 2003. Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture*, 217:373-383.
- Sato Y, Itagaki S, Kurokawa T, Ogura J, Kobayashi M, Hirano T, Iseki K. 2011. *In vitro* and *in vivo* antioxidant properties of chlorogenic acid and caffeic acid. *International Journal of Pharmaceutics* 403:136-138, DOI: [10.1016/j.ijpharm.2010.09.035](https://doi.org/10.1016/j.ijpharm.2010.09.035)
- Sharma V., Ramawat K.G. 2013. Salinity-induced modulation of growth and antioxidant activity in the callus cultures of miswak (*Salvadora persica*). *Biotechnology*, 3:11. DOI: 10.1007/s13205-012-0064-6
- Shetty K. 2004. Role of proline-linked pentose phosphate pathway in biosynthesis of plant phenolics for functional food and environmental applications: a review. *Process Biochemistry*, 39:789-803. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(03\)00088-8](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(03)00088-8)
- SIAP 2019. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>
- Sien C.L. 2003. Southeast Asia Transformed: A Geography of Change. Institute of Southeast Asian Studies.
- SINERGIA. 2006. Producción Respetuosa en Viticultura Impactos Ambientales en Agricultura. <https://agua.org.mx/wp-content/uploads/2017/05/Impactos-ambientales-en-agricultura.pdf>
- Singh V., Krishan P., Shri R., 2018. Improvement of memory and neurological deficit with *Ocimum basilicum* L. extract after ischemia reperfusion induced

- cerebral injury in mice. *Metabolic Brain Disease*, 33(4):1111-1120. DOI: 10.1007/s11011-018-0215-5
- Singleton VL, Orthofer R, Lamuela-Raventós RM. 1999. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299:152-178, DOI:10.1016/S0076-6879(99)99017-1
- Smith DM, Burfod MA, Tabrett SJ, Irvin SJ, Ward L. 2002. The effect of feeding frequency on water quality and growth of the black tiger shrimp (*Penaeus monodon*). *Aquaculture* 207:125-136, DOI:[10.1016/S0044-8486\(01\)00757-8](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(01)00757-8)
- Somerville C., Stankus A., Lovatelli A. 2014. Small-scale aquaponic food production. Integrated fish and plant farming. Food and Agriculture Organisation of the United Nations, Rome.
- Soto Bravo F., Ramírez A.M. 2002. Hidroponía. San José, CR, Instituto Nacional de Aprendizaje. p109.
- Stern S., Daniels H., Letellier E.I. 1990. Tolerance of post larvae and juvenile *Penaeus vannamei* to low salinity. in World Aquaculture '90, Halifax, Nova Scotia, Canada, Ottawa, Canada.
- Strack D. 1997. Phenolic metabolism. In: Plant Biochemistry. Academic Press, 10:387-437.
- Strickland JD, Parsons TR. 1972. Fluorometric Determination of Chlorophylls. En: "A Practical Handbook for Seawater Analysis". 2da edición. *Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada* 167:201-206.
- Suhl J., Dannehl D., Kloas W., Baganz D., Jobs S., Scheibe G., Schmidt U. 2016. Advanced aquaponics: evaluation of intensive tomato production in aquaponics

- vs. conventional hydroponics. *Agricultural Water Management*, 178:335-344.
<https://doi.org/10.1016/j.agwat.2016.10.013>
- Tamayo A.M. 1998. Camarón blanco en agua dulce: una nueva opción. II Simposium Internacional de Acuicultura. Mazatlán, Sinaloa, México. p206-212.
- Tarchoune I, Degl'Innocenti E, Kaddour R, Guidi L, Lachaal M, Navari-Izzo F, Ouerghi Z. 2012. Effects of NaCl or Na₂SO₄ salinity on plant growth, ion content and photosynthetic activity in *Ocimum basilicum* L. *Acta Physiologiae Plantarum* 34:607-615, DOI:[10.1007/s11738-011-0861-2](https://doi.org/10.1007/s11738-011-0861-2)
- Thakur D.P., Lin C.K. 2003. Water quality and nutrient budget in closed shrimp (*Penaeus monodon*) culture systems. *Aquacultural Engineering*, 27:159-176.
- Timmons, M.B., Ebeling J.M., Wheaton F.W., Summerfelt S.T., Vinci B.J. 2013. *Recirculating Aquaculture Systems*. 2a ed. Ithaca, US, Cayuga Aqua Ventures. p769.
- Toussaint J.P. 2007. Investigating physiological changes in the aerial parts of AM plants: What do we know and where should we be heading? *Mycorrhiza*, 17:349-353. <https://doi.org/10.1007/s00572-007-0133-6>
- Troell M., Joyce A., Chopin T., Neori A., Buschmann A.H., Fang J. 2009. Ecological engineering in aquaculture — Potential for integrated multi-trophic aquaculture (IMTA) in marine offshore systems. *Journal of Applied Phycology*, 297:19. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.09.010>
- Tuteja N., Sahoo R.K., Garg B., Tuteja R. 2013. OsSUV3 dual helicase functions in salinity stress tolerance by maintaining photosynthesis and antioxidant machinery in rice (*Oryza sativa* L. cv. IR64). *The Plant Journal*, 76:115-127.

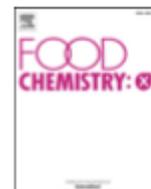
- Umar A., Imam G., Yimin W., Kerim P., Tohti I., Berké B., Moore N. Antihypertensive effects of *Ocimum basilicum* L. (OBL) on blood pressure in renovascular hypertensive rats. *Hypertension Research*, 33(7):727-30. DOI: 10.1038/hr.2010.64
- Van Wyk P., Davis-Hodkings M., Laramore C. R., Main K. L., Mountain J., Scarpa .. 1999. Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems. FDACS contract #4520 documents. Florida Department of Agriculture and Consumer Services. Tallahassee, Florida, USA.
- Vega G., Escandón M.A., Soto R., Mendoza A. 2011. Instructivo técnico del cultivo de la albahaca (*Ocimum basilicum* L.) en Cuba. <http://www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/5178/albahaca.pdf>
- Verdegem M.C.J., Bosma R.H., Verreth J.A.J. 2006. Reducing water use for animal production through aquaculture. *International Journal of Water Resources Development*, 22:101-113. <https://doi.org/10.1080/07900620500405544>
- Verslues P.E., Sharma S. 2010. Proline Metabolism and Its Implications for Plant-Environment Interaction. *The Arabidopsis Book*, 8:e0140. DOI: 10.1199/tab.0140
- Ward B.B. 2008 Nitrification. *Encyclopedia of Ecology*. Elsevier. 2511-2518.
- Waśkiewicz A, Muzolf-Panek M, Goliński P. 2013. Phenolic Content Changes in Plants Under Salt Stress. En: "Ecophysiology and Responses of Plants Under Salt Stress". Ahmad P, Azooz M, Prasad MNV (ed), New York: Springer. Pp 283-314, ISBN 978-1-4614-4747-4 DOI: 10.1007/978-1-4614-4747-4_11

- Wongkiew S., Hu Z., Chandran K., Lee J.W., Khanal S.K. 2017. Nitrogen transformations in aquaponic systems: a review. *Aquacultural Engineering*, 76:9-19. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2017.01.004>
- Xu C., Mou B. 2015. Evaluation of Lettuce Genotypes for Salinity Tolerance, *HortScience horts*, 50:1441-1446
- Yan S, Tang Z, Su W, Sun W. 2005. Proteomic analysis of salt stress-responsive proteins in rice root. *Proteomics* 5:235-244, DOI: [10.1002/pmic.200400853](https://doi.org/10.1002/pmic.200400853)
- Zhu C., Dong S.L., Wang F., Huang G. 2004. Effects of Na/K ratio in seawater on growth and energy budget of juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 234:485-496. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.11.027>
- Zou Y., Zhen H., Jian Z., Huijun X., Christophe G., Yingke F. 2016. "Effects of PH on Nitrogen Transformations in Media-Based Aquaponics." *Bioresource Technology* 210: 81–87. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.12.079>
- Zulfugarov I.S.A., Tovuu J.H., Lee C.H. 2011. Detection of reactive oxygen species in higher plants. *Journal of Plant Biology*, 54:351-357. DOI: 10.1007/s12374-011-9177-4
- Zushi K, Matsuzoe N, Kitano M. 2009. Developmental and tissue-specific changes in oxidative parameters and antioxidant systems in tomato fruits grown under salt stress. *Scientia Horticulturae* 122:362-368, DOI:[10.1016/j.scienta.2009.06.001](https://doi.org/10.1016/j.scienta.2009.06.001)

ABREVIATURAS

AP	Agua de pozo
AMD	Agua de mar diluida
APX	Ascorbato peroxidasa
AHPNS	Síndrome de la necrosis aguda del hepatopáncreas
CAT	Catalasa
CFT	Compuestos fenólicos totales
cm	Centímetro(s)
d	Día(s)
DFT	Deep flow technique
dS	Decisiemens
EDTA-Fe	Hierro quelatado
EMS	Síndrome de la mortalidad temprana
ERO	Especies reactivas de oxígeno
ETC	Transporte de electrones
FAO	Food and Agriculture Organization
GPX	Glutación peroxidasa
GR	Glutación reductasa
H ₂ O ₂	Peroxido de hidrogeno
g	Gramo(s)
ha	Hectárea(s)
L	Litro(s)
m	Metro(s)
mg	Miligramos(s)
mL	Mililitro(s)
mm	Milímetro(s)
nm	Nanómetro(s)
NO ₂	Nitrito
NO ₃	Nitrato
NFT	Nutrient film technique

NH ₃	Amoniaco
O ₂	Oxigeno molecular
O ⁻²	Radical superóxido
OH-	Radical hidroxilo
PAL	Fenilalanina amonioliasa
PEP	Fosfoenolpiruvato
PCBs	bifenilos policlorados
PBDE	polibromodifenil éteres
pH	Potencial de hidrogeno
s	Segundo(s)
SAGARPA	Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación
SIAP	Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera
SH	Solución hidropónica
SIAP	Servicio de Información Agropecuaria y Pesquera
SOD	Superóxido dismutasa
ton	Tonelada(s)
TS	Síndrome del Taura
TSV	Virus del síndrome de Taura
USDA	United States Department of Agriculture
WSD	Enfermedad de la mancha blanca
WSBV	Baculovirus del síndrome de la mancha blanca
WSSV	Virus del síndrome de las manchas blancas



Quality of lettuce *Lactuca sativa* (var. *Tropicana* M1) grown with two low-salinity shrimp effluents

Humberto Ramos-Sotelo^a, Ángel Valdez-Ortiz^a, Lourdes J. Germán-Báez^a, Juan F. Fierro-Sañudo^b, Jesús A. León-Cañedo^b, Suammy G. Alarcón-Silvas^c, Cuauhtémoc Reyes-Moreno^a, Federico Páez-Osuna^{d,*}

^a Programa Regional de Posgrado en Biotecnología, Universidad Autónoma de Sinaloa, Culiacán, Sinaloa 80030, Mexico

^b Posgrado en Ciencias Agropecuarias, Colegio de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma de Sinaloa, Culiacán, Sinaloa 80000, Mexico

^c Posgrado en Ciencias en Recursos Acuáticos, Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa, Mazatlán, Sinaloa 82017, Mexico

^d Unidad Académica Mazatlán, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, Mazatlán, Sinaloa 82040, Mexico

ARTICLE INFO

Keywords:

Litopenaeus vannamei
Phenolic compounds
Flavonoids
Antioxidants

ABSTRACT

In a previous study, we investigated the use of shrimp effluents from well water (WW) and diluted seawater (DSW) (both with 2.7 dS m^{-1} electrical conductivity (EC)), and a hydroponic solution (HS) as the control treatment in greenhouse lettuce production. This new paper completes the previous one by focusing on the quality of lettuce harvested. Compared to the lettuce from the other treatments, WW-lettuce exhibited higher levels of phenolic compounds and a higher antioxidant capacity, mainly in the soluble fraction. The lettuce cultivated with DSW showed no significant difference in total phenolics and flavonoids with respect to the HS lettuce. These results reveal that the functional properties (antioxidant properties, polyphenols and flavonoid content) are even better in the lettuce produced with WW and DSW shrimp effluents. In contrast, agronomical properties (weight, number of leaves and yield) were found to be better in the case of lettuce grown with the hydroponic solution (control).

1. Introduction

Shrimp farming has been criticized for its use of large water exchanges to adequately sustain the water quality for shrimp growth and for the discharge of effluents enriched with nutrients, which contribute to water quality deterioration in the ecosystems in which effluents are released. One way to mitigate these environmental effects is by integrating shrimp farming with agriculture through the irrigation of plants in hydroponic systems, which could be achieved by growing halophyte plants in marine shrimp cultures or growing vegetables when low-salinity or fresh water is used.

In a recent paper, León-Cañedo et al. (2019) investigated the concentrations of heavy metals in the lettuce *Lactuca sativa* grown in a deep flow technique (DFT) hydroponic system with shrimp culture effluent. In the present study, we include results obtained during the same experiments, on the quality of harvested lettuce in terms of phenolic compounds and their antioxidant capacity. It has been shown that when plants are exposed to some types of abiotic stress during their cultivation, their defense mechanism that involves an increase in compounds

with antioxidant properties is activated, which increases their nutraceutical properties (Oh, Carey, & Rajashekar, 2009). However, salt stress could also affect the nutrient content and growth of plants. Therefore, this study evaluated the performance of a hydroponic lettuce culture of the *Tropicana* M1 variety grown in a DFT system with two low-salinity shrimp effluents (well and diluted seawater at 2.7 dS m^{-1}); this could demonstrate the hypothesis that the lettuce grown with low-salinity shrimp effluents exhibits a quality comparable to that grown with a traditional hydroponic solution.

2. Materials and methods

2.1. Experimental

Two types of shrimp culture effluent were used: (i) from shrimp tanks filled with well water (treatment WW; EC 2.7 dS m^{-1}) and (ii) from shrimp tanks filled with diluted sea water (treatment DSW; CE 2.7 dS m^{-1}) (Fig. 1). Additionally, a control treatment consisting of one hydroponic DFT system in triplicate was constructed to grow lettuce

* Corresponding author.

E-mail address: paezos@ola.icmyl.unam.mx (F. Páez-Osuna).

<https://doi.org/10.1016/j.fochx.2019.100027>

Received 7 February 2019; Received in revised form 11 April 2019; Accepted 1 May 2019

Available online 06 May 2019

2590-1575/© 2019 The Authors. Published by Elsevier Ltd. This is an open access article under the CC BY-NC-ND license (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/>).

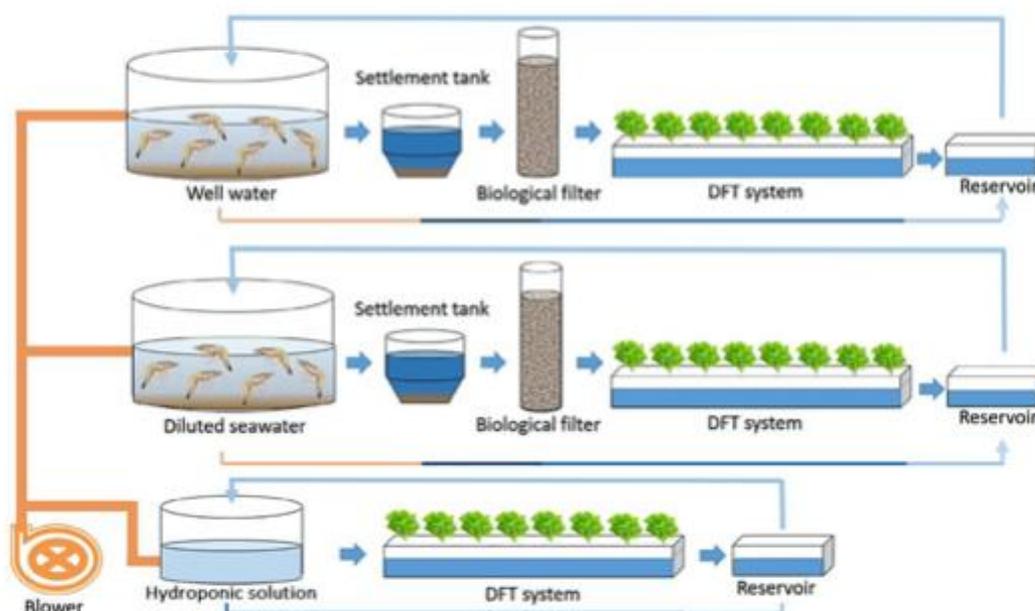


Fig. 1. Scheme of the experimental system used in this study.

using a nutritive solution (HS), and was used to compare the growth of the lettuce plants and their quality. The lettuce and the shrimp tanks were coupled after the shrimp were harvested (50 days of growth). After harvest, both the root and foliage tissues of the lettuces were individually weighed, and the production variables were analyzed. The shrimp effluents from both treatments, WW and DSW, were characterized for physicochemical parameters, major components, trace metals and nutrients. This system, and the operating conditions, are described in detail in our previous paper (León-Cañedo et al., 2019) and in the supplemental section.

2.2. Biochemical parameters in lettuce

Proximate and physicochemical analysis (crude protein, fat, pH, total soluble solids (TSS), titration acidity (TA) and chlorophyll) were performed according to the AOAC (1997). Colour was measured by reflectance in leaves and free proline according to the method of Bates, Waldren, and Teare (1973). To extract the free phenolic compounds and phenolic compounds from the insoluble fraction, samples were processed according to Nguyen and Niemeyer (2008) and Mora-Rochin et al. (2010), respectively. The total phenolic content (TPC) of the soluble and insoluble fraction extracts was determined by colorimeter (Singleton, Orthofer, & Lamuela-Raventós, 1999). The total flavonoid content (TFC) of the free and bound methanolic extracts was determined by a colorimetric assay (Kim, Chun, Kim, Moon, & Lee, 2003).

Antioxidant capacity assays. For the 2,2'-azino-bis(3-ethylbenzothiazoline-6-sulphonic acid) (ABTS) assay, the procedure described by Arnao, Cano, and Acosta (2001) was followed. For the 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) assay, the procedure in Brand-Williams, Cuvelier, and Berset (1995) was followed. More details on the analyses are given in the supplementary section.

2.3. Statistical analysis

The data were subjected to the Shapiro-Wilk test, to check the normality. The obtained data were analyzed using the software JMP ver. 10.0.0 (Copyright © 2012 SAS Institute Inc.) by non-parametric one-way Kruskal-Wallis test, and comparisons for each pair using the Wilcoxon method performed at a significance level of $P < 0.05$ at a 95% confidence limit to establish the significant differences between

the mean parameters of the three treatments (WW, DSW, and control). To determine differences between the water quality parameters of the shrimp effluents a one-way ANOVA was used.

3. Results and discussion

Both shrimp effluents (WW and DSW) exhibited comparable physicochemical values and elemental composition (Table 1). Concentrations of both Cl^- and Na^+ in the WW effluents from the shrimp culture were higher than the reported characteristic concentrations for this type of water or those specified as restriction limits (Cl^- , 355 mg l^{-1} ; León-Cañedo et al., 2019). The two shrimp effluents evaluated exhibited concentrations below those from the guidelines for trace metals in irrigation water so that the plants do not exhibit toxic effects. The production variables of lettuce showed a production trend of $\text{HS} > \text{WW} > \text{DSW}$ (Table 2) for the individual average weight and yield variables, with the exception of the number of leaves for which the DSW treatment was higher than WW. Supplementary information on the growth and the salt stress effect was discussed elsewhere (León-Cañedo et al., 2019).

There were no significant differences in pH between the lettuces from the two treatments and the control ($P > 0.05$) (Table 2). A significant difference in TSS was observed between the lettuce from the WW treatment and the control HS; WW-cultivated lettuce showed a high concentration of TSS. The titration acidity was similar in the lettuce obtained from the three treatments, and only slight differences were observed, in which the lowest value was found for the WW treatment. Zushi, Matsuzoe, and Kitano (2009) reported that seawater and NaCl irrigation may increase the quality of the crop, though it may lead to a reduction in the size and yield of the fruit.

The leaf colour results indicated that this characteristic was affected by the WW and DSW treatments (Table 2). Both parameters L and C showed significant differences on the CIELAB scale, with the chroma value decreasing in both the WW and DSW treatments in comparison to that in HS. The colour of the leaves changed progressively from vivid green to dull green in the plants exposed to both types of effluents, which may be due to salt stress (Bartha, Fodorpatiki, del Martínez-Ballesta, Popescu, & Carvajal, 2015). WW-cultivated lettuce had the lowest chroma value compared to that of the control. It was observed that the chlorophyll a content was significantly lower in the WW-

Table 1

Chemical characterization of the shrimp culture effluents used for lettuce (mean \pm SD) during the crop cycle. WW, DSW and HS refer to the shrimp tanks filled with well water, diluted sea water and the nutritive solution (control).

Variable	n	WW		DSW		HS ^a
		Mean \pm SD		Mean \pm SD		
		Initial	Final	Initial	Final	
Temp. (°C)	6	21.5 \pm 2.2 ^{a,1}	19.3 \pm 1.3 ^{a,1}	21.2 \pm 1.0 ^{a,1}	19.6 \pm 2.1 ^{a,1}	21.6
DO (mg l ⁻¹)	6	7.8 \pm 0.3 ^{a,1}	7.6 \pm 0.4 ^{a,1}	7.9 \pm 0.4 ^{a,1}	7.5 \pm 0.3 ^{a,1}	7.1
pH	6	6.9 \pm 0.4 ^{a,1}	7.0 \pm 0.3 ^{a,1}	7.0 \pm 0.3 ^{a,1}	6.7 \pm 0.2 ^{a,1}	6.1
EC (dS m ⁻¹)	6	2.7 \pm 0.1 ^{a,1}	2.6 \pm 0.3 ^{a,1}	2.7 \pm 0.1 ^{a,1}	2.8 \pm 0.4 ^{a,1}	2.3
TAN (μ g l ⁻¹)	3	13.8 \pm 6.9 ^{a,1}	31.1 \pm 14.7 ^{a,1}	27.8 \pm 11.8 ^{a,1}	37.9 \pm 22.1 ^{a,1}	41,200
NO ₂ ⁻ -N (μ g l ⁻¹)	3	2.8 \pm 1.2 ^{a,1}	32.4 \pm 3.9 ^{b,1}	18.8 \pm 16.8 ^{a,1}	20.0 \pm 3.5 ^{a,1}	2.5
NO ₃ ⁻ -N (μ g l ⁻¹)	3	489 \pm 156 ^{a,1}	668 \pm 171 ^{b,1}	640 \pm 139 ^{a,1}	587 \pm 168 ^{a,1}	140,790
TN (mg l ⁻¹)	3	3.4 \pm 1.3 ^{a,1}	2.5 \pm 0.1 ^{a,1}	2.4 \pm 0.4 ^{a,1}	3.1 \pm 0.5 ^{a,1}	190.3
PO ₄ ⁻ -P (μ g l ⁻¹)	3	82 \pm 76 ^{a,1}	262 \pm 21 ^{a,1}	133 \pm 62 ^{a,1}	211 \pm 103 ^{a,1}	45,600
TP (μ g l ⁻¹)	3	171 \pm 42 ^{a,1}	318 \pm 25 ^{a,1}	164 \pm 81 ^{a,1}	303 \pm 125 ^{a,1}	45,600
K ⁺ (mg l ⁻¹)	3	32.9 \pm 9.2 ^{a,1}	33.6 \pm 4.4 ^{a,1}	34.3 \pm 2.7 ^{a,1}	35.9 \pm 2.9 ^{a,1}	211.6
Mg ²⁺ (mg l ⁻¹)	3	58.2 \pm 8.1 ^{a,1}	57.5 \pm 14.3 ^{a,1}	47.6 \pm 8.5 ^{a,1}	43.7 \pm 2.0 ^{a,1}	49.6
Na ⁺ (mg l ⁻¹)	3	230 \pm 13 ^{a,1}	245 \pm 41 ^{a,1}	265 \pm 64 ^{a,1}	236 \pm 17 ^{a,1}	41.6
Cl ⁻ (mg l ⁻¹)	3	729 \pm 38 ^{a,1}	669 \pm 45 ^{a,1}	690 \pm 132 ^{a,1}	620 \pm 34 ^{a,1}	13.6
Ca ²⁺ (mg l ⁻¹)	3	59.8 \pm 6.1 ^{a,1}	61.4 \pm 8.9 ^{a,1}	52.1 \pm 3.3 ^{a,1}	53.7 \pm 2.7 ^{a,1}	131.2
Fe (mg l ⁻¹)	3	ND	ND	ND	ND	2.9
Cu (μ g l ⁻¹)	3	19.6 \pm 1.2 ^{a,1}	22.0 \pm 0.7 ^{a,1}	22.0 \pm 5.3 ^{a,1}	20.9 \pm 4.9 ^{a,1}	100
Mn (μ g l ⁻¹)	3	1.0 \pm 0.4 ^{a,1}	1.9 \pm 0.7 ^{a,1}	1.2 \pm 0.6 ^{a,1}	1.7 \pm 0.4 ^{a,1}	400
Zn (μ g l ⁻¹)	3	33.0 \pm 6.8 ^{a,1}	38.4 \pm 14.4 ^{a,1}	58.0 \pm 15.0 ^{a,1}	36.1 \pm 7.1 ^{a,1}	100
Hg (μ g l ⁻¹)	3	6.7 \pm 0.6 ^{b,1}	0.7 \pm 0.1 ^{a,1}	6.7 \pm 0.4 ^{b,1}	0.7 \pm 0.3 ^{a,1}	< 0.2

Means with different letters (^{a,b}) between the initial and final water for the same treatment indicate significant differences ($P < 0.05$); means with different numbers (^{1,2}) between WW and DSW for the same stage (initial or final) indicate significant differences ($P < 0.05$); ND, not detected (< 0.005 mg l⁻¹); TAN, total ammonia-nitrogen; TN, total nitrogen; TP, total phosphorus.

* HS was elaborated every 2–4 weeks; Statistical analyses were performed by one-way ANOVA.

Table 2

Colour L (lightness), C (chroma), chlorophyll a (Chl a) and chlorophyll b (Chl b) (mg g⁻¹ DW), total soluble solids (TSS), titration acidity (TA), crude protein, fat, ash, and fixed carbon (% of fresh weight) (mean \pm SD) of lettuce cultured with different shrimp effluents from well water (WW), diluted seawater (DSW) and the control treatment (HS).

	WW	DSW	HS
pH	6.02 \pm 0.03 ^a	6.00 \pm 0.05 ^a	6.04 \pm 0.04 ^a
TA	0.10 \pm 0.01 ^b	0.12 \pm 0.01 ^a	0.11 \pm 0.02 ^{ab}
TSS	3.82 \pm 0.65 ^a	2.63 \pm 0.35 ^b	2.77 \pm 0.27 ^b
L	44.5 \pm 5.3 ^c	48.7 \pm 5.4 ^b	53.5 \pm 3.2 ^a
C	28.5 \pm 2.9 ^c	32.2 \pm 2.9 ^b	35.3 \pm 2.8 ^a
Chl a	16.3 \pm 1.3 ^b	18.1 \pm 0.7 ^a	18.3 \pm 0.6 ^a
Chl b	11.8 \pm 0.2 ^b	11.6 \pm 0.1 ^b	11.5 \pm 0.1 ^b
Moisture	94.6 \pm 0.5 ^a	93.2 \pm 2.2 ^a	91.6 \pm 1.6 ^b
Fat	0.47 \pm 0.04 ^a	0.38 \pm 0.02 ^b	0.49 \pm 0.02 ^a
Ash	0.88 \pm 0.08 ^a	0.75 \pm 0.07 ^b	0.88 \pm 0.05 ^a
Crude protein	0.72 \pm 0.04 ^b	0.69 \pm 0.05 ^b	1.07 \pm 0.03 ^a
Fixed carbon	3.3 \pm 0.5 ^b	4.9 \pm 1.9 ^a	5.9 \pm 1.3 ^a

For the same line, means with different letters between columns are significantly different ($P < 0.05$). Statistical analyses were performed by one-way Kruskal-Wallis tests.

cultivated lettuce than in the lettuce from the other treatments. The decrease in the chlorophyll a content may be due to the inhibition of the synthesis and the degradation of chlorophyll (Ashraf, 2004). The results of the proximate analysis for the harvested lettuce revealed a general trend of HS > WW > DSW for the fat, ash and protein. The reduction in protein in the WW and DSW treatments compared to that in the control was significant (Table 2).

The results of this study showed that the lettuce grown with the WW exhibited higher TPC and TFC than the control lettuce cultivated under the hydroponic solution, while the lettuce grown with the DSW treatment was not different from that grown with HS (Fig. 2). The contribution of bound to total phenolics in the examined samples indicated that the bound phenolics were the minor phenolic fraction in lettuce, representing 19 to 23% of the total fraction. Contrary to the effect on

free phenolics, the bound phenolic compounds were found to be at a lower concentration (~16%) in the lettuce cultivated under WW than under the HS treatment, which indicated that WW could mainly induce an increase in free phenolics, such as flavonoids and flavonols.

The growth conditions, along with the genetic background of the crop, is an important factor that determines crop quantity and quality because carbon partitioning to metabolism depends partially on the environmental conditions to which the crops are exposed (Ramakrishna & Ravishankar, 2011). In this study, both WW and DSW treatments were maintained at a same conductivity (2.7 dS m⁻¹), which causes salinity stress on plants. This effect has been shown to increase the synthesis of phenolic compounds in plants (Waśkiewicz, Muzolf-Panek, & Goliński, 2013). In this work, the lettuce grown with the DSW treatment did not exhibit differences in TFC compared to the control; therefore, these results suggest that there could be other factors that cause differences in phytochemicals.

It has been demonstrated that a deficiency of Ca, particularly during cultivation of plants, could induce an increase in secondary metabolites in plants, mainly phenolic compounds, such as synaptic and p-coumaric acids (Chishaki & Horiguchi, 1997). However, the two low-salinity shrimp effluents, WW and DSW, showed similar reduced levels of Ca (53.7 \pm 2.7 to 61.4 \pm 8.9 mg l⁻¹) during the crop culture compared to the control (Ca, 131.2; Table 1), and this effect was not evidenced in the DSW treatment. In addition, the Mg content in WW was higher than that in HS and DSW (Table 1). Kobayashi, Masaoka, and Sato (2005) reported that the Ca content of plants was greatly decreased by excess Mg treatment in rice. Cationic antagonism between K-Mg-Ca, such as a high level of one or more of these nutrients, can result in the decreased uptake of the other elements. Exposure of plants to unfavourable conditions, such as nutrient deficiency, increases the production of reactive oxygen species (ROS). To protect themselves against this oxidative stress, plants employ antioxidant defense systems that activate pathways that lead to the production of phenolic compounds (Gill & Tuteja, 2010). Salinity has a pronounced effect on membrane and lipid peroxidation, resulting in changes to plant physiology, such as osmotic stress, nutrient deficiency and ion toxicity, which results in a high

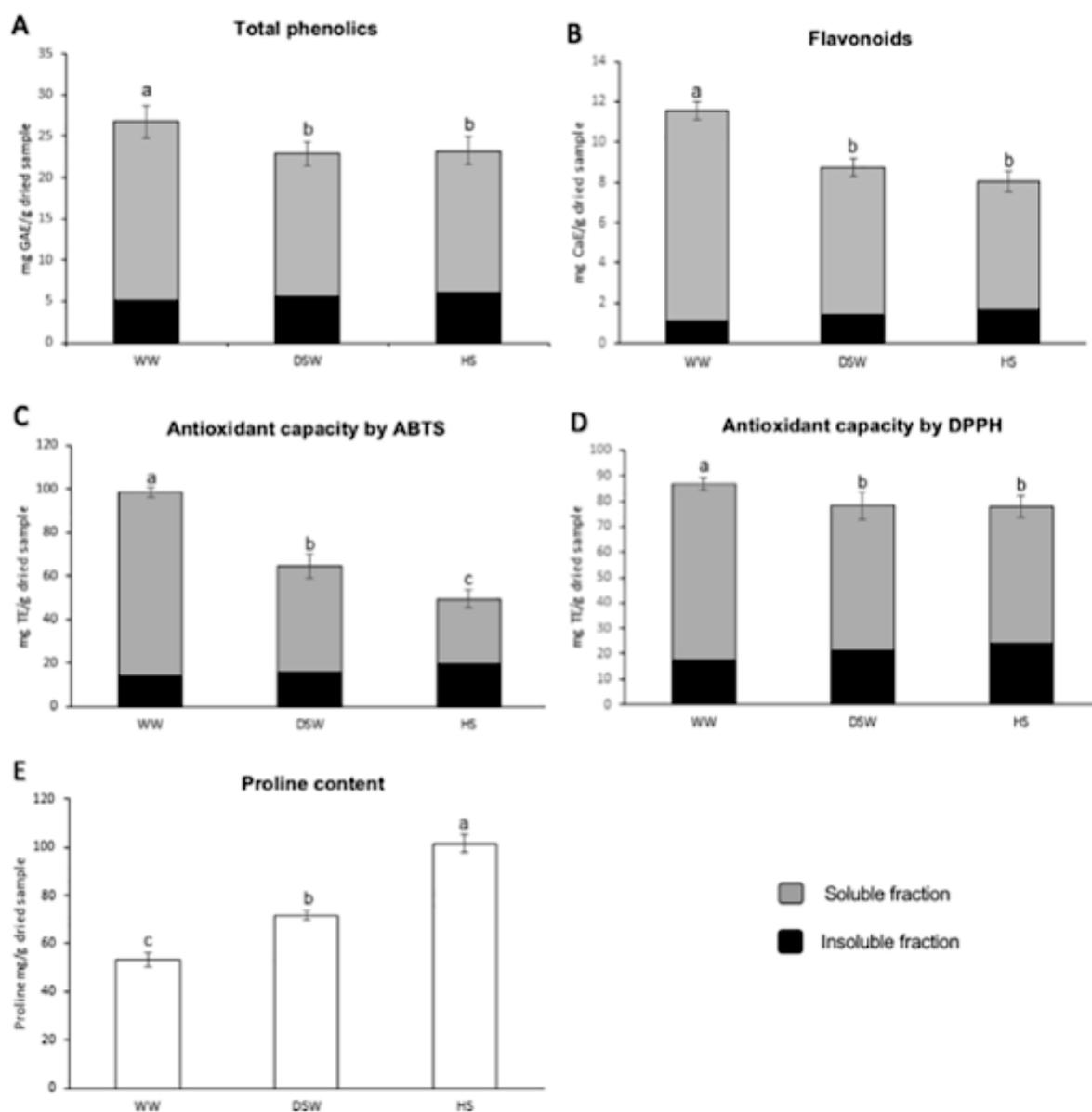


Fig. 2. Phenolic content (mean \pm SD) and antioxidant capacity of lettuce leaves grown with shrimp effluents from WW, DSW and HS. A, total phenolic (expressed as mg gallic acid (GAE)); B, flavonoid (as catechin equivalents (CaE)); C, antioxidant capacity by ABTS (as Trolox equivalents (TE)); D, antioxidant capacity by DPPH (as TE); E, proline. Different letters indicate significant differences ($P < 0.05$) between treatments. Statistical analyses were performed by one-way Kruskal-Wallis tests.

production of ROS (Munns, 2002). Although the lettuce in the WW treatment had a lower number of leaves and an intermediate weight per lettuce harvested, the WW treatment significantly increased ($P < 0.05$) the total phenolic compounds and total flavonoids by ~ 15 and $\sim 44\%$, respectively, in the lettuce. Similar results were reported by Garrido et al. (2014) who found a 36% increase in TPC in lettuce exposed to 50 mmol l^{-1} NaCl.

The most common antioxidant assays utilize DPPH and ABTS radicals; both determine the ability of the lettuce examined in this study to donate hydrogen atoms (Pisoschi & Negulescu, 2011). This study showed that the lettuces grown with the two shrimp effluents (WW and DSW) had the ability to inhibit the formation of these radicals (Fig. 2(c) and (d)). These results had a similar trend compared with that exhibited by total flavonoids. The lettuces grown with the WW and DSW shrimp effluent had an approximately ~ 80 and $\sim 60\%$ higher capacity in the soluble fraction to inhibit ABTS formation in comparison to the control plants (HS), whereas in the DPPH assay, the WW-cultivated lettuce

showed an approximately 25% higher antioxidant capacity than the control plants (HS). In contrast, the DSW-cultivated plants did not exhibit significant differences from the HS. Compared to the phenolic compound results, the insoluble fraction showed the opposite effect, showing a higher antioxidant capacity in the control plants than in the WW-cultivated plants (27–30%). Several studies correlate the use of agri-food waste for the production of lettuce with an increased content of phenolic compounds and flavonoids, as well as an increase in the antioxidant capacity by DPPH (e.g., Santos et al., 2016). The antioxidant properties of phenolic compounds are mainly due to their ability to act as reducing agents, hydrogen donors, and free radical scavengers (Souza et al., 2011); our results only show such behaviour with respect to DPPH. Bondet, Brand-Williams, and Berset (1997) found that most phenolic compounds react slowly with DPPH, which is sensitive to an acidic pH, whereas ABTS has extra flexibility, and it can be used at different levels of pH, which is useful to explain the effect of pH on antioxidant activity. Furthermore, ABTS is soluble in aqueous and

organic solvents, and it has been shown that it can be inhibited by both hydrophobic and hydrophilic phenolic compounds, whereas DPPH is more easily inhibited by hydrophobic compounds (Pisoschi & Negulescu, 2011).

As mentioned above, the difference in the Mg content between the WW and DSW effluents could have caused Ca and K deficiencies due to ionic antagonism, causing an increase in the content of phenolic compounds that was reflected in a higher antioxidant capacity (Xu & Mou, 2015). An increased consumption of diets rich in phenolic antioxidants may contribute to reducing human diseases, which highlights the interest in the cultivation of foods under conditions that improve the antioxidant content of bioactive phytochemicals.

Proline accumulates in response to a wide range of biotic and abiotic stresses, such as those caused by salinity and heavy metals (Siripornadulsil, Traina, Verma, & Sayre, 2002). Bartha et al. (2015) observed a significant increase in the content of proline of lettuce, subjected to 50 and 100 mM NaCl, respectively. However, the results in our study showed the opposite effect; a decrease of 50 and 30% (Fig. 2) in the proline content for the lettuces from the WW and DSW treatments, respectively, compared that with HS. Shetty (2004) proposed a link between the accumulation of the stress metabolite proline and the energy transferred toward phenylpropanoid biosynthesis via the oxidative pentose phosphate pathway. While a number of proline synthases are accompanied by the oxidation of NADPH, this enhances the oxidative pentose phosphate pathway, providing precursors for phenolic biosynthesis via the shikimic acid pathway (Sarkar, Bhowmik, Young-In-Kwon, & Shetty, 2011). This mechanism could explain why plants grown with effluents do not have a high content of proline.

4. Conclusions

These results confirm the hypothesis that the lettuce grown with low salinity shrimp effluents shows a quality comparable or better to that grown with a traditional hydroponic solution. Well water (WW) lettuce exhibited higher levels of phenolics and flavonoids, and a higher antioxidant capacity, mainly in the soluble fraction. The lettuce cultivated with diluted seawater (DSW) showed no significant difference in total phenolics and flavonoids with respect to the hydroponic solution (HS) lettuce. Results reveal that the functional properties (antioxidant properties, polyphenols and flavonoid content) are even better in the lettuce produced with WW and DSW shrimp effluents. In contrast, agronomical properties (individual weight, number of leaves, and yield) were found to be better in the case of lettuce grown with the hydroponic solution (control). In the future, it is worthy to conduct research on the performance of growth using other low-salinity shrimp effluents (2–5 g l⁻¹) to evaluate the quality and yield of harvested lettuce.

Acknowledgments

This project was supported by the Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM and Facultad de Ciencias Químico-Biológicas, Universidad Autónoma de Sinaloa.

Declaration of Competing Interest

The authors declare no conflict of interest.

Appendix A. Supplementary data

Supplementary data to this article can be found online at <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2019.100027>.

References

- AOAC. (1997). Official methods of the association of official analytical chemist (16th ed.). Washington, DC.
- Arnao, M. B., Cano, A., & Acosta, M. (2001). The hydrophilic and lipophilic contribution to total antioxidant activity. *Food Chemistry*, 73(2), 239–244.
- Ashraf, M. (2004). Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. *Flora*, 199(5), 361–376.
- Bartha, C., Fodorpatáki, L., del Martínez-Ballesta, M. del C., Popescu, O., & Carvajal, M. (2015). Sodium accumulation contributes to salt stress tolerance in lettuce cultivars. *Journal of Applied Botany and Food Quality*, 88, 42–48.
- Bates, L. S., Waldren, R. P., & Teare, I. D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil*, 207, 205–207.
- Bondet, V., Brand-Williams, W., & Berset, C. (1997). Kinetics and mechanisms of antioxidant activity using the DPPH. Free radical method. *LWT – Food Science and Technology*, 30(6), 609–615.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT – Food Science and Technology*, 28(1), 25–30.
- Chishaki, N., & Horiguchi, T. (1997). Responses of secondary metabolism in plants to nutrient deficiency. *Soil Science and Plant Nutrition*, 43(1), 987–991.
- Garrido, Y., Tudela, J. A., Marín, A., Mestre, T., Martínez, V., & Gil, M. I. (2014). Physiological, phytochemical and structural changes of multi-leaf lettuce caused by salt stress. *Journal of Food and Agriculture*, 94(8), 1592–1599.
- Gill, S. S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(12), 909–930.
- Kim, D. O., Chun, O. K., Kim, Y. J., Moon, H. Y., & Lee, C. Y. (2003). Quantification of polyphenols and their antioxidant capacity in fresh plums. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(22), 6509–6515.
- Kobayashi, H., Masaoka, Y., & Sato, S. (2005). Effects of excess magnesium on the growth and mineral content of rice and echinocloa. *Plant Production Science*, 8, 38–43.
- León-Cañedo, J. A., Alarcón-Silvas, S. G., Fierro-Sañudo, J. F., Rodríguez-Montes de Oca, G. A., Partida-Ruvalcaba, L., Díaz-Valdés, T., & Pérez-Osuna, F. (2019). Mercury and other trace metals in lettuce (*Lactuca sativa*) grown with two low-salinity shrimp effluents: Accumulation and human health risk assessment. *Science of the Total Environment*, 650, 2535–2544.
- Mora-Rochin, S., Gutiérrez-Urbe, J. A., Serna-Saldivar, S. O., Sánchez-Peña, P., Reyes-Moreno, C., & Milán-Carrillo, J. (2010). Phenolic content and antioxidant activity of tortillas produced from pigmented maize processed by conventional nixtamalization or extrusion cooking. *Journal of Cereal Science*, 52(3), 502–508.
- Munns, R. (2002). Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell and Environment*, 25, 239–250.
- Nguyen, P. M., & Niemeyer, E. D. (2008). Effects of nitrogen fertilization on the phenolic composition and antioxidant properties of basil (*Ocimum basilicum* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(18), 8685–8691.
- Oh, M. M., Carey, E. E., & Rajashekar, C. B. (2009). Environmental stresses induce health-promoting phytochemicals in lettuce. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47(7), 578–583.
- Pisoschi, A. M., & Negulescu, G. P. (2011). Methods for total antioxidant activity determination: A review. *Biochemistry & Analytical Biochemistry*, 01(01), 1–10.
- Ramakrishna, A., & Ravishanker, G. A. (2011). Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plant Signaling and Behavior*, 6(11), 1720–1731.
- Santos, F. T., Goufo, P., Santos, C., Botelho, D., Fonseca, J., Queirós, A., ... Trindade, H. (2016). Comparison of five agro-industrial waste-based composts as growing media for lettuce: Effect on yield, phenolic compounds and vitamin C. *Food Chemistry*, 209, 293–301.
- Sarkar, D., Bhowmik, P. C., Young-In-Kwon, & Shetty (2011). The role of proline-associated pentose phosphate pathway in cool-season turfgrasses after UV-B exposure. *Environmental and Experimental Botany*, 70, 251–258.
- Shetty, K. (2004). Role of proline-linked pentose phosphate pathway in biosynthesis of plant phenolics for functional food and environmental applications: A review. *Process Biochemistry*, 39(7), 789–803.
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299(1974), 152–178.
- Siripornadulsil, S., Traina, S., Verma, D. P. S., & Sayre, R. T. (2002). Molecular mechanisms of proline-mediated tolerance to toxic heavy metals in transgenic microalgae. *The Plant Cell*, 14(11) 2837 LP-2847.
- Souza, B. W. S., Cerqueira, M. A., Martins, J. T., Quintas, M. A. C., Ferreira, A. C. S., Teixeira, J. A., & Vicente, A. A. (2011). Antioxidant potential of two red seaweeds from the Brazilian coasts. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(10), 5589–5594.
- Waśkiewicz, A., Muzolf-Panek, M., & Goliński, P. (2013). Phenolic content changes in plants under salt stress. In P. Ahmad, M. Azooz, & M. Prasad (Eds.). *Ecophysiology and responses of plants under salt stress* (pp. 283–314). New York: Springer.
- Xu, C., & Mou, B. (2015). Evaluation of lettuce genotypes for salinity tolerance. *HortScience*, 50(10), 1441–1446.
- Zushi, K., Matsuzoe, N., & Kitano, M. (2009). Developmental and tissue-specific changes in oxidative parameters and antioxidant systems in tomato fruits grown under salt stress. *Scientia Horticulturae*, 122(3), 362–368.

Metabolite profiling and antioxidant capacity of lettuce *Lactuca sativa* var. *longifolia*

grown in aquaponic system irrigated with shrimp effluents

Perfil de metabolitos y capacidad antioxidante de *Lactuca sativa* var. *Longifolia*

cultivo de lechuga acuapónica irrigada con efluentes camaronícolas

ABSTRACT

This paper focuses on the quality of lettuce var. *longifolia* in an aquaponic culture grown with shrimp effluents from well water (WW, salinity 1.7 g L⁻¹), diluted seawater (DSW, salinity 1.7 g L⁻¹) and a hydroponic solution (HS, salinity 1.4 g L⁻¹) as control. Results evidenced that WW and DSW effluents slightly decreased weight, foliage, and yield (5 - 9%) in plants compared to HS control. Furthermore, WW-lettuce showed a higher level of total phenolic compounds (~71%), flavonoids (~90%), and antioxidant capacity (0.7-3-folds) than HS-plants, mainly in the soluble fraction. WW-lettuce also showed a higher content of total soluble solids (~16%) and, a lower saturation of color, which correlated significantly ($p < 0.05$) with chlorophyll a. WW-lettuce exhibited the highest concentrations of p-hydroxybenzoic, p-coumaric and ferulic acids, as well as quercetin 3-O-glucoside and quercetin 3-O-rhamnoside. Whereas DSW-lettuce showed the highest levels of caffeic acid, isorhamnetin 3-O-glucoside, kaempferol 3-O-glucoside, kaempferol and quercetin. HS-lettuce showed a higher proline content than the lettuces from the other treatments. These results indicate that aquaponic lettuce culture with shrimp effluent from WW could be used as an alternative culture system to reduce land area requirements, decrease or eliminate the discharge and impact of shrimp effluents, and simultaneously improve the functional properties of lettuce.

Keywords: Shrimp; *Litopenaeus vannamei*; Shrimp farming; Aquaponics

RESUMEN

Este estudio evalúa la calidad de la lechuga var. *longifolia* en un cultivo acuapónico irrigado con efluentes camaronícolas de agua de pozo (WW, salinidad 1.7 g L⁻¹), agua de

mar diluida (DSW, salinidad 1.7 g L⁻¹) y una solución hidropónica (HS, salinidad 1.4 g L⁻¹) como control. Los resultados mostraron que WW y DSW disminuyen ligeramente el peso, follaje y rendimiento (5-9%) en las plantas comparado con el control HS. La lechuga-WW mostró un nivel superior de fenólicos totales (~71%), flavonoides (~90%) y capacidad antioxidante (0.7-3-veces) que las plantas-HS, principalmente en la fracción soluble. La lechuga WW mostró un contenido mayor de sólidos solubles totales (~16 %) y, menor saturación de color, el cual se correlacionó ($p < 0.05$) con la clorofila a. La lechuga-WW exhibió las concentraciones más altas de ácidos p-hidroxibenzoico, p-cumárico y ferúlico, así como de quercetina 3-O-glucósido y quercetina 3-O-ramnósido. Mientras que la lechuga-DSW mostró las concentraciones más altas de ácido cafeico, isorhamentina 3-O-glucosido, kaempferol 3-O-glucosido, kaempferol y quercetina. La lechuga-HS mostró un mayor contenido de prolina que las lechugas de los otros tratamientos. Estos resultados indican que el cultivo acuapónico con efluente camarónico-WW puede ser usado como una alternativa para reducir los requerimientos de suelo, decrecer o eliminar la descarga e impacto de los efluentes camaronícolas, y simultáneamente mejorar las propiedades funcionales de la lechuga.

Palabras clave: Camarón; *Litopenaeus vannamei*; Cultivo de camarón; Acuaponia

INTRODUCTION

There is an increasing interest in the development of new agriculture methods for sustainable food production, given traditional agriculture requires a huge expense of water and land space (Ramos-Sotelo *et al.*, 2019). Besides, shrimp farming also uses a large water amount, due to the constant exchanges for maintain an adequately sustain and quality for

shrimp growth. Moreover, shrimp farming produces a constant discharge of effluents with high concentrations of organic matter and nutrients that deteriorate the water quality of aquatic ecosystems in which these effluents are discarded (Páez-Osuna 2001). Therefore, the integration of shrimp farming with agriculture through the irrigation of plants with these effluents could be a sustainable option for food production, as well as for mitigation of environmental negative effects of both shrimp farming and traditional agriculture (Fierro-Sañudo *et al.*, 2020).

On the other hand, the use of shrimp culture effluents in agriculture represents an alternative source of nutrients for plant cultivation, which allows the reduction of the fertilizer dosage. Furthermore, aquaponics involves plant cultivation without soil by using only water and dissolved nutrients, which have many advantages including faster plant growth, high productivity, easy handling, and greater efficiency in water use. However, there are also disadvantages in terms of the crops, such as adverse effects due to salinity, and an excess or deficiency of nutrients (Fierro-Sañudo *et al.* 2020). Low-salinity effluents ($1 - 10 \text{ g L}^{-1}$) from shrimp farming have available nutrients (Fierro-Sañudo *et al.*, 2020), which make them viable to grow plants, such as lettuce in salinities $<2 \text{ g L}^{-1}$ (León-Cañedo *et al.*, 2019). Nonetheless, the critical question is whether such shrimp effluents produce lettuce with a quality comparable to the lettuce produced using traditional hydroponic solutions.

Due to its tolerance to salt stress, the cultivation of lettuce (*L. sativa* L.) could be integrated with shrimp aquaponic systems. In addition, it has been shown that when plants are exposed to some types of abiotic stress during cultivation, such as salinity or nutrient deficiency, their defense mechanism is activated, which involves an increase in compounds with antioxidant properties and lead to an increase in their nutraceutical properties (Sharma

et al., 2019). This has been proved in different varieties of *Lactuca sativa* L, in which salt stress resulted in an increase of the total phenolic compounds, flavonoids, and antioxidant activity, improving the quality of the crop at 5.8 g L⁻¹ (Ouhibi *et al.*, 2014). Therefore, the variability in the composition and quantity of phytochemicals in lettuce indicate the importance of selecting certain types and characteristics of the water used for irrigation.

In a first study (Ramos-Sotelo *et al.*, 2019), we showed that lettuce *L. sativa* var. Tropicana M1 grows reasonably well when irrigated with shrimp effluents, and that polyphenols and flavonoid content are even better in the plant produced with well and diluted seawater shrimp effluents. In the present study, the antioxidant properties and production variables of *L. sativa* var. *longifolia* were examined, and additionally, metabolite profiling was evaluated. The hypothesis is that the lettuce *L. sativa* var. *longifolia* grown with low salinity shrimp effluents exhibits an enhanced quality compared to a commercial hydroponic solution. Therefore, this study evaluated the performance of a hydroponic lettuce culture of the *longifolia* variety grown in a deep flow technique (DFT) hydroponic system with two low-salinity shrimp effluents (well and diluted seawater, both at 2.7 dS m⁻¹). The performance parameters measured were the concentrations of chlorophyll, proteins, lipids, carbohydrates, flavonoids, proline, total and individual phenolic compounds, and antioxidant capacity of the harvested lettuce. The importance of these parameters resides in that they are key indicators to evaluate the nutritional quality of the plants grown with the shrimp effluent in comparison with the HS control.

MATERIALS AND METHODS

The study was conducted in the YK Experimental Module in Mazatlan, Sinaloa, Mexico (23° 12' 11.9" N; 106° 25' 41.29" W). The aquaponic system consisted of six tanks

of 3.14 m³ with two different shrimp cultures both with a salinity of 1.7 g L⁻¹, three tanks for each one (Ramos-Sotelo *et al.*, 2019): (i) effluent of shrimp grown in well water (treatment WW) and (ii) effluent of shrimp grown in diluted seawater (treatment DSW). Also, one hydroponic DFT system in triplicate was constructed to grow lettuce using a nutritive solution (HS) as control. Plants of *Lactuca sativa* L. var. *longifolia* seedlings were transplanted to their respective treatment 30 days after sowing and were coupled with tanks of shrimp culture after 50 days of growth. Subsequently, plants were harvested, and both roots and foliage tissues were weighed to estimate production variables. Shrimp (*Litopenaeus vannamei*) effluents from both WW and DSW treatments were characterized according to Ramos-Sotelo *et al.* (2019).

Total soluble solids (TSS), pH, titration acidity (TA), chlorophyll (a and b), protein, carbohydrate, and fat contents were quantified according to the AOAC (1997). Color was measured by reflectance in leaves in a portable Minolta CM-2002 spectrophotometer (precision was 9.6 %). Free proline was evaluated colorimetrically (Bates *et al.*, 1973) (precision 3.9 %) results were expressed in mg g⁻¹ dry weight (dw). To extract the soluble fraction compounds (using methanol: water 80:20), and the phenolic compounds from the insoluble fraction (alkaline hydrolysis, ethyl acetate and methanol: water 80:20), samples were processed according to Nguyen and Niemeyer (2008) and Mora-Rochin *et al.* (2010), respectively. Total phenolic content (TPC) was determined by colorimetric assay (and expressed as gallic acid equivalent per g of dry sample (GAE/g) (precision 5.1 %). Total flavonoid content (TFC) was determined by colorimetric assay (Kim *et al.*, 2003), and expressed as mg of catechin equivalents g⁻¹ dry lettuce (precision 4.9 %). Antioxidant capacity assay for 2,2'-azino-bis(3-ethylbenzothiazoline-6-sulphonic acid) (ABTS) and for

2, 2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) assay was quantified as described by Arnao *et al.* (2001) and Brand-Williams *et al.* (1995), respectively. Results were expressed in mg of Trolox equivalents g⁻¹ dry lettuce (precision 5.0 %). The polyphenol profile was assessed by ultra-performance liquid chromatography coupled to a quadrupole-time of flight, with an atmospheric pressure electrospray ionization interphase (Vion, Waters Co, MA, USA) and a photodiode detector array. The procedure and the mass spectrometry conditions are described in Covarrubias-Cárdenas *et al.* (2018) (precision was 2.2 %).

The data were subjected to the Shapiro-Wilk test, to check the normality. Data were analyzed using the software JMP ver. 10.0.0 (Copyright © 2012 SAS Institute Inc.) by non-parametric one-way Kruskal-Wallis test. Comparisons for each pair were made using the Wilcoxon method performed at a significance level of $P < 0.05$ at a 95% confidence limit to establish the significant difference between the mean parameters for the two treatments (WW and DSW) and the HS control.

RESULTS AND DISCUSSION

In general, both shrimp effluents exhibited similar physicochemical values (pH 7.0 ± 0.3 , 6.7 ± 0.2 , 6.1 ± 0.0 ; temperature 19.3 ± 1.3 , 19.6 ± 2.1 , 21.6 ± 1.9 °C; EC 2.6 ± 0.3 , 2.8 ± 0.4 , 2.3 ± 0.3 dS m⁻¹; and dissolved oxygen 7.6 ± 0.4 , 7.5 ± 0.3 , 7.1 ± 0.1 mg L⁻¹ for WW, DSW and HS control, respectively) and elemental compositions (major ions and nutrients). The concentrations of Cl⁻ in both WW (669 ± 45 mg L⁻¹) and DSW (620 ± 34 mg L⁻¹) shrimp effluents were high in comparison to those specified (355 mg L⁻¹) as restriction limits for irrigation (León-Cañedo *et al.*, 2019). At the end of the lettuce crop cycle, the total biomass produced as edible tissue showed a production trend HS>WW>DSW for

individual weight, number of leaves and yield (Table 1). These differences could be associated with lower levels of nutrients and high level of Cl^- in DSW. Al-Maskri *et al.* (2010) found similar results in the number of leaves, fresh plant and dry weight of lettuce, which were reduced significantly with the increase (2.9 and 5.8 g L⁻¹) of salinity and may be attributed to the osmotic stress and nutritional disorders. However, it is important to ponder that the percentage of decrease was 8-10 %.

The results of the color of the leaves indicated that lettuce irrigated with DSW and WW effluents showed significant decreases of both parameters (L and C) on the CIELAB scale in comparison to the HS control. These changes were higher in the WW treatment (Table 2). The color of the leaves was modified gradually from vivid green, to dull green in plants exposed to both types of effluents (Table 2). This may be due to the inhibitory effect of salinity stress over photosynthetic enzymes and the reduced CO_2 in the leaves caused by stomatal closure (DeRidder and Salvucci, 2007). These results are consistent with reports describing the negative effect of salinity on the green color of vegetables (Garrido *et al.*, 2014). TA was similar for both treatments and the HS control ($P>0.05$). A small decrease in pH was observed in lettuces irrigated with DSW and WW effluents. In comparison with the HS control, the TSS was higher in lettuce from WW treatments (Table 2). These results agree with those obtained by Magdi *et al.* (2013) for bean plants.

Proximal analysis for the harvested lettuce revealed a general trend HS>DSW>WW for fat, protein, and carbohydrates (Table 2). It has been shown that protein content significantly decreased in plants treated with sodium chloride at low concentrations (Ayala-Astorga and Alcaraz-Meléndez, 2010). One effect of saline stress in plants is the removal of potassium ions through roots, which causes a physiological imbalance given potassium

is essential for protein synthesis. Furthermore, potassium loss affects plant growth and development, and if the stress is prolonged, it could affect protein synthesis and eventually diminish its concentrations (Chen *et al.*, 2007). Results of carbohydrates were reduced ~20 and ~12% in the lettuces from WW and DSW treatments, respectively, in comparison to the HS control (Table 2). Such results are consistent with those obtained by Magdi *et al.* (2013), who reported that organic acids, especially sugars, are the main solutes involved in the osmotic adjustment of some plants growing under osmotic and saline stress. Similarly, lipid content decreased in lettuces harvested with WW and DSW treatments in comparison with the HS control (Table 2). Under salt stress conditions, important changes in lipids metabolism occur in plants, mainly the degradation of the plasmatic membrane due to a reduction in the desaturase activity. Some plants react against the oxidative stress induced by salinity by restructuring membranes and reducing polyunsaturated fatty acid content, which affects the membrane fluidity and restricts the permeability of Na⁺ and Cl⁻ ions (Mehraban *et al.*, 2017).

It is observed (Figure 1) that the total phenolic content increased around 14 and 70% for DSW and WW treatments, respectively, compared to the HS control in the soluble fraction. However, for the insoluble fraction, the content of phenolic compounds was higher in the control plants. Regarding flavonoid content, WW treatment evidenced increases by 2-fold in comparison with the HS control. Conversely, DSW showed no significant differences with the HS control. Calcium deficiency during plant cultivation can induce an increase of secondary metabolites, mainly phenolic compounds (Chishaki and Horiguchi, 1997). It has also been shown that the application of CaCl₂ can lead to an improvement in the retention of phenolic compounds and the antioxidant capacity for the first seven days in lettuce (Materska *et al.*, 2019). In our previous study (Ramos-Sotelo *et*

al., 2019), it was evidenced that Mg levels in WW (57.5 mg L⁻¹) effluents were significantly higher than in DSW (43.7 mg L⁻¹). It is known that high levels of Mg⁺² affect the absorption of Ca⁺² by plants, which could lead to the aforementioned increase of phenolic compounds in WW treatments (Ramos-Sotelo *et al.*, 2019).

Furthermore, results indicated that chlorophyll a and b levels were slightly reduced (~7%) by WW treatment. This effect is related to the results observed in color parameters for the WW treatment, since chlorophyll is the most important pigment in green vegetables. Reduction in chlorophyll occurs in salt-stressed plants due to the inhibitory effect on the biosynthesis of the different chlorophyll fractions by the accumulation of major ions. Ion imbalance affects the forces that stabilize the complex pigment protein liquid, in chloroplasts (Acosta-Motos *et al.*, 2017).

The results of this study indicated a reduction of 25 to 44 % in the proline content of plants irrigated with DSW and WW effluents, respectively, compared with the HS control. Shetty (2004) proposed a link between the proline accumulation and the transfer of energy to the biosynthesis of phenylpropanoids, through the pentose phosphate pathway. Proline synthesis involves the oxidation of NADPH, which feeds the pentose phosphate pathway, providing precursors for phenolic biosynthesis through the shikimic acid pathway. This could explain proline decrease in plants grown with WW and DSW effluents. Sharma and Ramawat (2013) found increases of up to 40 % in proline content of *Salvadora persica* calluses when applying 50 mM NaCl. However, when 200 mM NaCl were applied in this same study, proline decreased considerably. Conversely, this last treatment with the lowest proline content showed the highest antioxidant capacity, which suggests that this decrease is related to its use as a precursor in the synthesis of compounds with antioxidant potential.

Table 3 shows the specific phenolic compounds, whose concentration was modified in lettuce by the irrigation with shrimp effluents. Sixteen compounds were identified in the soluble fraction and ten in the insoluble fraction. Significantly higher levels of isorhamnetin 3-O-glucoside, quercetin 3-O-glucoside, quercetin 3-O-rhamnoside, dihydroxybenzoic acid, p-Coumaric acid and ferulic acid were found in the soluble fraction of plants irrigated with WW and DSW effluents compared to the HS control. Most of these compounds showed the highest increases in DSW treatment. Ribas-Agusti *et al.* (2011) found similar profiles to the ones in this study identifying eleven individual compounds, mainly esters of caffeic and coumaric acid as well as quercetin glycosides. Isorhamnetin and quercetin glucosides evidenced increases of 5 and 3-fold in DSW treatments compared to the HS control; these flavonols have demonstrated important health benefit properties. Furthermore, it has been shown that isorhamnetin exerts anticancer effects by reducing tumor growth and COX-2 expression (Kim *et al.*, 2011). On the other hand, quercetin glucosides has been shown to have positive health effects including anticancer, antitumor, cardiovascular protection, anti-ulcer, anti-viral, anti-allergy, anti-inflammatory and anti-diabetic activity, gastroprotective effects, antihypertensive, immunomodulatory, and antioxidant (Anand David *et al.*, 2016).

Phenolic acids mainly caffeic, p-coumaric and ferulic identified in the soluble fraction, also evidenced an increase of about 40% in lettuces irrigated with DSW effluents compared to the control plants. These compounds are of great importance in human health given their protective antioxidant behavior and biological activities, like the selectively to block the biosynthesis of leukotrienes which are involved in immunoregulation diseases, such as asthma and allergic reactions. Other studies have reported that caffeic acid and some of its esters might possess antitumor activity against colon carcinogenesis (Robbins, 2003). Regarding the insoluble fraction, significant increases were recorded in glucosides

of caffeic acid. Similar to the soluble fraction, the highest increases were found in isorhamnetin and quercetin glucosides. Therefore, changes in phenolic profile of lettuce irrigated with DSW shrimp effluents could be of great importance in the nutraceutical quality of the products obtained.

Figure 2 shows the capacity of soluble and insoluble lettuce fractions to inhibit the formation of ABTS and DPPH radicals. Results indicated that the soluble fraction of plants irrigated with DSW shrimp effluents increased the antioxidant capacity by 61% by the ABTS method as compared to control samples. However the greatest effect for this radical inhibition was exerted by samples of WW treatment, which improved their antioxidant capacity up by ~3-fold in comparison to the HS control. It is known that the ABTS radical is scavenged with a wide range of compounds, mainly phenolic acids and flavonoids (Lin *et al.*, 2016). These results positively correlate with those obtained for total phenolic and flavonoid contents. Moreover, lettuce irrigated with WW effluents showed significantly higher amounts of p-coumaric and ferulic acids, as well as glucosides of isorhamnetin and quercetin (Table 3). On the other hand, the ABTS antioxidant capacity of insoluble fraction was about 5 times lower than for the soluble fraction, which could be attributed to the lower amount of phenolic acids and flavonoids found in these samples (Table 3).

With respect to the inhibition of the DPPH radical (Fig. 2B), we found increases of 42% in the antioxidant capacity of lettuce from WW treatments as compared to the HS control in soluble fraction. It is known that the DPPH radical is highly inhibited by flavonoids, but not by phenolic acids or sugars (Mareček *et al.*, 2017). It is known that DPPH is a electron transfer method and flavonoids are able to chelate free radicals immediately by donating hydrogen atom or by single-electron transfer (Banjarnahor and Artani, 2015), Ratty *et al.* (1988) tested flavonoid-DPPH interaction and showing that

quercetin was the most potent and it inhibited 42% while the other flavonoids inhibited 14-23% which agrees with the 4-fold increase found in quercetin 3-O-glucoside levels (Table 3) observed for the soluble fraction of the WW treatment. This compound has been identified as an excellent inhibitor of DPPH formation, as well as a potent alleviator of cytotoxicity on rat hepatocytes by improving the antioxidant activity of cells (Hu *et al.*, 2014). Regarding the insoluble fraction, DPPH inhibition was seven times lower than the observed for soluble fraction. This could be related to the small amount of phenolic acids and flavonoids identified in this fraction, indicating that the main antioxidant compounds in lettuce corresponds to soluble phenolics.

CONCLUSIONS

Shrimp effluent from low-salinity cultures has the potential to be used as an alternative source of water and nutrients for hydroponic lettuce var. *longifolia* cultivation since it does not significantly affect the yield, physicochemical, or nutritional parameters of plants. The saline stress produced by the irrigation with WW effluents slightly decreased chlorophyll content in lettuce and therefore its green color. Lettuce harvested from WW and DSW shrimp effluent treatments evidenced an improved quality in term of phenolic compounds profile, mainly in plants irrigated with WW effluents, which highly increased its phenolic acid and flavanol contents, as well as its antioxidant capacity, by ABTS and DPPH methods. Thus, these plants could exert enhanced health benefits. These conclusions confirm the hypothesis that the lettuce *L. sativa* var. *longifolia* grown with low salinity shrimp effluents exhibits an enhanced quality compared to that grown with a hydroponic solution.

ACKNOWLEDGEMENTS

Study supported by Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México and Facultad de Ciencias Químico-Biológicas, Universidad Autónoma de Sinaloa. We thank to H. Bojórquez-Leyva for the help in the lab.

REFERENCES

- Acosta-Motos, J.R., Ortuño, M.F., Bernal-Vicente, A., Diaz-Vivancos, P., Sanchez-Blanco, M.J. y Hernandez, J.A. 2017. Plant responses to salt stress: adaptive mechanisms. *Agronomy* 7(1):1–38.
- Al-Maskri, A., Al Kharusi, L., Al-Miqbali, H. y Khan, M. 2010. Effects of salinity stress on growth of lettuce (*Lactuca sativa*) under closed-recycle nutrient film technique. *International Journal of Agriculture and Biology* 12(3):377-380.
- Anand David, A.V., Arulmoli, R. y Parasuraman, S. 2016. Overviews of biological importance of quercetin: a bioactive flavonoid. *Pharmacological Reviews* 10(20):84–89.
- AOAC. 1997. Official Methods of Analysis. Association of Official Analytical Chemists, Washington, D.C.
- Arnao, M.B., Cano, A., Alcolea, J.F. y Acosta, M. 2001. Estimation of free radical-quenching activity of leaf pigment extracts. *Phytochemical Analysis* 12(2):138–143.
- Ayala-Astorga, G.I. y Alcaraz-Meléndez, L. 2010. Salinity effects on protein content, lipid peroxidation, pigments, and proline in *Paulownia imperialis* (Siebold & Zuccarini) and *Paulownia fortunei* (Seemann & Hemsley) grown in vitro. *Electronic Journal of Biotechnology* 13(5):13-14.
- Banjarnahor, S.D.S. Y Artanti, N. 2015. Antioxidant properties of flavonoids. *Medical Journal of Indonesia*. 23(4):239-244.

- Bates, L.S., Waldren, R.P. y Teare, I.D. 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil* 39(1):205–207.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M.E. y Berset, C. 1995. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food Science and Technology* 28(1):25–30.
- Chen, Z., Cuin, T.A., Zhou, M., Twomey, A., Naidu, B.P. y Shabala, S. 2007. Compatible solute accumulation and stress-mitigating effects in barley genotypes contrasting in their salt tolerance. *Journal of Experimental Botany* 58(15–16): 4245–4255.
- Chishaki, N. y Horiguchi, T. 1997. Responses of secondary metabolism in plants to nutrient deficiency. *Soil Science and Plant Nutrition* 43:987–991.
- Covarrubias-Cárdenas, A., Martínez-Castillo, J., Medina-Torres, N., Ayora-Talavera, T., Espinosa-Andrews, H., García-Cruz, N. y Pacheco, N. 2018. Antioxidant capacity and UPLC-PDA ESI-MS phenolic profile of stevia rebaudiana dry powder extracts obtained by ultrasound assisted extraction. *Agronomy* 8(9):170.
- DeRidder BP, Salvucci M. 2007. Modulation of Rubisco activase gene expression during heat stress in cotton (*Gossypium hirsutum* L.) involves post-transcriptional mechanisms. *Plant Sci.* 172(2):246-252.
- Fierro-Sañudo, J.F., Rodríguez-Montes de Oca, G. y Páez-Osuna F. 2020. Co-culture of shrimp with commercial plants: a review. *Reviews in Aquaculture* 12:2411-2428.
- Garrido, Y., Tudela, J.A., Marin, A., Mestre, T., Martínez, V. y Gil, M.I. 2014. Physiological, phytochemical and structural changes of multi-leaf lettuce caused by salt stress. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 94(8):1592–1599.
- Hu, L., Yu, W., Li, Y., Prasad, K. y Tang, Z. 2014. Antioxidant activity of extract and its major constituents from okra seed on rat hepatocytes injured by carbon tetrachloride. *BioMed Research International* 341291.

- Kim, D.O., Chun, O.K., Kim, Y.J., Moon, H.Y. y Lee, C.Y. 2003. Quantification of polyphenolics and their antioxidant capacity in fresh plums. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(22):6509–6515.
- Kim, J.E., Lee, D.E., Lee, K.W., Son, J.E., Seo, S.K., Li, J., Jung, S.K., Heo, Y.S., Mottamal, M., Bode, A.M., Dong, Z. y Lee, H.J. 2011. Isorhamnetin suppresses skin cancer through direct inhibition of MEK1 and PI3-K. *Cancer Prevention Research* 4(4):582-591.
- León-Cañedo, J.A., Alarcón-Silvas, S.G., Fierro-Sanudo, J.F., Rodríguez-Montes de Oca, G.A., Partida-Ruvalcaba, L., Díaz-Valdés, T. y Páez-Osuna, F. 2019. Mercury and other trace metals in lettuce (*Lactuca sativa*) grown with two low-salinity shrimp effluents: accumulation and human health risk assessment. *Science of the Total Environment* 650:2535-2544.
- Lin, D., Xiao, M., Zhao, J., Li, Z., Xing, B., Li, X., Kong, M., Li, L., Zhang, Q., Liu, Y., Chen, H., Qin, W., Wu, H. y Chen, S. 2016. An overview of plant phenolic compounds and their importance in human nutrition and management of type 2 diabetes. *Molecules* 21(10):1374.
- Magdi, T.A., Mervat, S.S., URS, S. y Abdel-Kareem, M.E.S. 2013. Interactive effects of salinity stress and nicotinamide on physiological and biochemical parameters of faba bean plant. *Acta Biológica Colombiana* 18:499-510.
- Mareček, V., Mikyška, A., Hampel, D., Čejka, P., Neuwirthová, J., Malachová, A. y Cerkal, R. 2017. ABTS and DPPH methods as a tool for studying antioxidant capacity of spring barley and malt. *Journal of Cereal Sciences* 73:40–45.
- Materska, M., Olszówka, K., Chilczuk, B., Stochmal, A., Pecio, T., Pacholczyk-Sienicka, B., Piacente, S., Pizza, C. y Masullo, M. 2019. Polyphenolic profiles in lettuce

- (*Lactuca sativa* L.) after CaCl₂ treatment and cold storage. *European Food Research and Technology* 245: 733–744.
- Mehraban, A., Kadali, F., y Miri, M. 2017. Influence of salt stress on lipids metabolism, photorespiration, photosynthesis and chlorophyll fluorescence in crop plants. *Chemistry Research Journal* 2(3):127–132.
- Mora-Rochin, S., Gutiérrez-Urbe, J.A., Serna-Saldivar, S.O., Sánchez-Peña, P., Reyes-Moreno, C. y Milán-Carrillo, J. 2010. Phenolic content and antioxidant activity of tortillas produced from pigmented maize processed by conventional nixtamalization or extrusion cooking. *Journal of Cereal Science* 52(3): 502–508.
- Nguyen P.M., Niemeyer E.D. Effects of nitrogen fertilization on the phenolic composition and antioxidant properties of basil (*Ocimum basilicum* L.) *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 2008;56(18):8685–8691.
- Ouhibi C, Attia H, Rebah F, Msilini N, Chebbi M, Aarouf J, Urban L, Lachaal M. 2014. Salt stress mitigation by seed priming with UV-C in lettuce plants: growth, antioxidant activity and phenolic compounds. *Plant Physiol Biochem*. 83:126-33.
- Páez-Osuna, F. 2001. The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environmental Management* 28(1):131–140.
- Ramos-Sotelo, H., Valdez-Ortiz, Á., Germán-Báez, L.J., Fierro-Sañudo, J.F., León-Cañedo, J.A., Alarcón-Silvas, S.G., Reyes-Moreno, C. y Páez-Osuna, F. 2019. Quality of lettuce *Lactuca sativa* (var. *Tropicana* M1) grown with two low-salinity shrimp effluents. *Food Chemistry: X* 2:100027.
- Ratty, A. K., Sunamoto, J, j. y Das, N.P. 1998. Interaction of flavonoids with 1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyl free radical, liposomal membranes and soybean lipoxygenase-1. *Biochemical pharmacology* 37(6):989-995.

- Ribas-Agusti, A., Gratacos-Cubarsi, M., Sarraga, C., Garcia-Regueiro, J.A. y Castellari, M. 2011. Analysis of eleven phenolic compounds including novel p-coumaroyl derivatives in lettuce (*Lactuca sativa* L.) by ultra-high-performance liquid chromatography with photodiode array and mass spectrometry detection. *Phytochemical Analysis* 22(6):555–563.
- Robbins, R.J. 2003. Phenolic acids in foods: an overview of analytical methodology. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(10):2866–2887.
- Sharma, V. y Ramawat, K.G. 2013. Salinity-induced modulation of growth and antioxidant activity in the callus cultures of miswak (*Salvadora persica*). *3 Biotech* 3(1): 11–17.
- Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M. y Zheng, B. 2019. Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. *Molecules* 24(13):2452.
- Shetty, K. 2004. Role of proline-linked pentose phosphate pathway in biosynthesis of plant phenolics for functional food and environmental applications: a review. *Process Biochemistry* 39(7):789–804.

Table 1. Growth parameters (mean \pm SD) of lettuce cultured with shrimp effluents WW, DSW and a hydroponic solution (HS).

Tabla 1. Parámetros de crecimiento (promedio \pm SD) de lechuga cultivada con efluente camaronícola WW, DSW y una solución hidropónica HS.

Parameter	WW	DSW	HS
Individual weight (g)	224.9 \pm 7.9 ^b	193.8 \pm 9.6 ^c	234.8 \pm 7.1 ^a
Number of leaves	21.9 \pm 1.4 ^b	17.8 \pm 1.0 ^c	23.8 \pm 1.1 ^a
Yield (g/plant)	29.3 \pm 0.9 ^b	25.2 \pm 0.7 ^c	31.5 \pm 1.1 ^a

Data are mean values \pm SD, (n=9); for the same line (parameter), means with different letters between columns are significantly different ($p < 0.05$). Statistical analyses performed by one-way Kruskal-Wallis test.

Table 2. Acidity (TA), pH, total soluble solid content (TSS), color L (lightness), C (chroma) and proximate analysis (% on fresh weight) (mean \pm SD) of lettuce cultured with shrimp effluents WW, DSW, and the HS control treatment.

Tabla 2. Acidez, pH, sólidos solubles totales (SST), color L , C y análisis proximal (% en base peso húmedo) (promedio \pm SD) de lechuga cultivada con efluente camaronícola WW, DSW y el control HS.

WW

DSW

HS

pH	6.05±0.04 ^b	6.03±0.07 ^b	6.10±0.04 ^a
TA	0.12±0.01 ^a	0.13±0.01 ^a	0.12±0.02 ^a
TSS	2.97±0.53 ^a	2.21±0.55 ^b	2.54±0.61 ^b
L	44.23±5.3 ^c	41.97±5.1 ^b	42.37±4.3 ^a
C	28.2±6.6 ^c	28.73±2.8 ^b	29.18.3±4.1 ^a
Moisture	92.16±2.5 ^a	90.53±2.7 ^b	90.4±1.4 ^b
Fat	0.41±0.02 ^b	0.42±0.04 ^b	0.46±0.05 ^a
Ash	0.85±0.04 ^a	0.79±0.04 ^b	0.82±0.06 ^a
Protein	0.95±0.03 ^c	1.07±0.11 ^b	1.50±0.06 ^a
Carbohydrates	4.09±0.66 ^c	4.51±0.70 ^b	5.10±0.78 ^a

Data are mean values±SD, (n=9); for the same line, means with different letters between columns are significantly different ($p < 0.05$). Statistical analyses performed by one-way Kruskal-Wallis test.

Table 3. Metabolite profiling of soluble and insoluble fractions (mean \pm SD) of lettuce cultured with shrimp effluents from WW, DSW, and the HS control treatment.

Tabla 3. Perfil de metabolitos de las fracciones soluble e insoluble (promedio \pm SD) de lechuga cultivada con efluentes camaronícolas WW, DSW y el control HS.

RT (min)	Compound	Mass (m/z)	Concentration ($\mu\text{g mg}^{-1}$)					
			Soluble fraction			Insoluble fraction		
			WW	DSW	HS	WW	DSW	HS
1.79	4-O-glucoside of dihydroxybenzoic acid isomer I	315.07	–	–	–	–	0.02 ± 0.00^a	0.02 ± 0.00^a
1.81	Dihydroxybenzoic acid glucoside isomer I	315.07	0.52 ± 0.48^a	1.08 ± 0.47^a	1.07 ± 0.32^a	–	–	–
1.9	Dihydroxybenzoic acid glucoside isomer II	315.07	0.83 ± 0.15^a	1.28 ± 0.37^a	0.81 ± 0.14^a	0.01^a	–	–
2.07	Dihydroxybenzoic acid glucoside isomer III	315.07	0.32 ± 0.03^a	0.28 ± 0.03^a	–	–	–	–
2.12	Caffeic acid 4-O-glucoside	341.09	0.34 ± 0.10^a	0.46 ± 0.01^a	0.40 ± 0.04^a	0.23 ± 0.02^b	0.35 ± 0.00^a	0.01 ± 0.00^c

2.38	P-Hydroxybenzoic acid*	137.02	1.9 ± 1.42 ^a	3.25 ± 0.36 ^a	2.75 ± 0.48 ^a	—	—	—
2.49	Isomeric dihydrobenzoic acid II	153.02	—	2.09 ± 0.13 ^a	0.44 ± 0.08 ^b	—	—	—
2.55	Isomeric caffeoylquinic acid I	353.09	—	—	—	3.75 ± 0.02 ^a	0.45 ± 0.01 ^b	0.02 ± 0.01 ^c
2.8	Caffeic acid *	179.04	18.09 ±	60.16 ±	43.96 ±	—	—	—
			5.18 ^c	5.82 ^a	5.04 ^b			
2.97	Benzoic acid	121.03	0.26 ± 0.01 ^b	0.33 ±	0.36 ± 0.06 ^a	—	—	—
				0.04 ^{ab}				
3.01	p-Coumaroylquinic acid isomer I	337.09	—	—	—	0.12 ± 0.00 ^a	0.01 ± 0.00 ^b	—
3.44	P-Coumaric acid *	163.04	3.82 ± 0.37 ^a	3.49 ± 0.43 ^a	2.43 ± 0.28 ^b	—	—	—
3.91	Ferulic acid *	193.05	0.41 ± 0.07 ^a	0.31 ± 0.04 ^a	—	—	—	—
4.15	Isoramnetine 3-O-glucoside	477.07	3.26 ± 0.60 ^b	5.95 ± 0.93 ^a	1.12 ± 0.16 ^c	3.54 ± 0.15 ^a	0.55 ± 0.00 ^b	—
4.24	Quercetin 3-O-glucoside	463.09	17.64 ±	13.81 ±	4.19 ± 0.80 ^c	4.64 ± 0.20 ^a	1.37 ± 0.02 ^b	0.04 ± 0.00 ^c
			3.15 ^a	2.66 ^b				
4.4	Kaempferol 3-O-glucoside	447.09	0.63 ± 0.08 ^a	0.83 ± 0.12 ^a	0.70 ± 0.12 ^a	0.01 ± 0.00 ^a	—	—
5.1	Dicafeoylquinic acid isomer I	515.12	—	—	—	3.23 ± 0.05 ^a	0.08 ± 0.00 ^b	0.01 ± 0.00 ^c

5.17	Quercetin 3-O-ramnoside	447.09	0.57 ± 0.04 ^a	0.43 ± 0.13 ^a	0.18 ± 0.04 ^b	–	–	–
6.14	Isomeric Dicafeoilquinico Acid II	515.12	–	–	–	0.03 ± 0.00 ^a	0.01 ± 0.00 ^a	–
8.73	Quercetin *	301.03	0.37 ± 0.07 ^b	0.77 ± 0.13 ^a	0.39 ± 0.05 ^b	–	–	–
8.85	Kaempferol *	285.04	0.54 ± 0.12 ^b	1.60 ± 0.52 ^a	0.70 ± 0.09 ^b	–	–	–

1

2 Data are mean values±SD, (n=9); treatments with different letters (a, b, c) indicate significant differences (p < 0.05) Statistical
3 analyses performed by one-way Kruskal-Wallis test. *: Confirmed with commercial standards. –: not detected (<0.01 µg mg⁻¹).
4 Relative quantification was performed in comparison with naringenin (flavanones), kaempferol (flavonols), p-hydroxybenzoic acid
5 (hydroxybenzoic acids), caffeic acid (hydroxycinnamic acids)

6

7

8

9

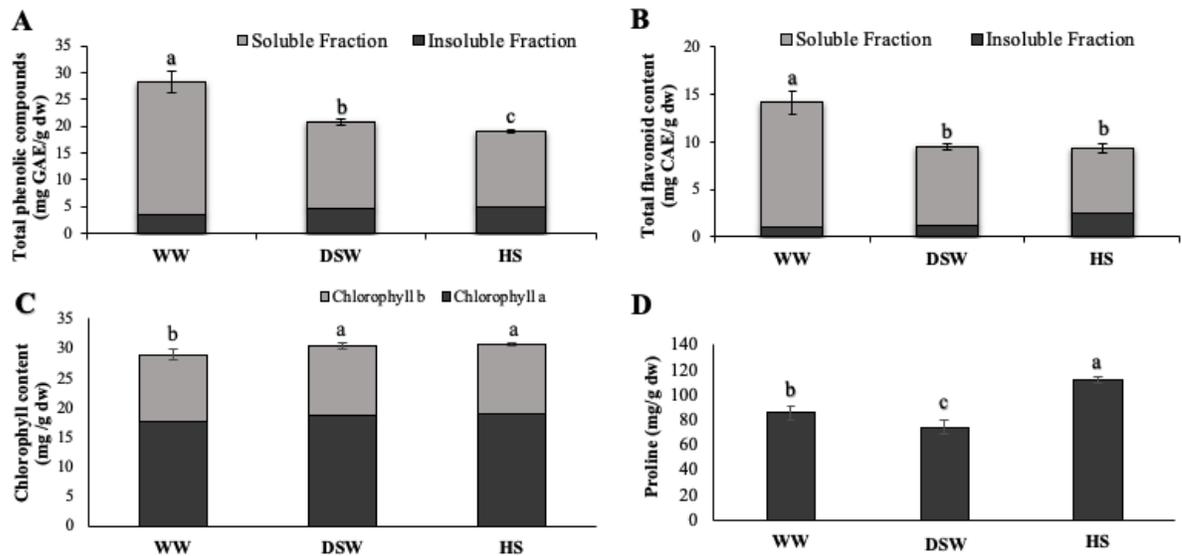


Figure 1. **A**, Total phenolic; **B**, flavonoid; **C**, chlorophyll a and b; and **D**, proline contents (mean±SD) of lettuce cultured with shrimp effluents from WW, DSW, and the control treatment (HS). Treatments with different letters (a, b, c) indicate significant differences ($p < 0.05$). Statistical analyses performed by a one-way Kruskal-Wallis test.

Figura 1. **A**, Fenólicos totales; **B**, flavonoides; **C**, clorofila a y b; y **D**, contenido de prolina (promedio ± SD) de lechuga cultivada con efluentes camaronícolas WW, DSW y el control (HS). Tratamientos con diferente letra (a, b, c) indica diferencias significativas ($p < 0.05$). Análisis estadístico efectuado con una prueba de Kruskal-Wallis.

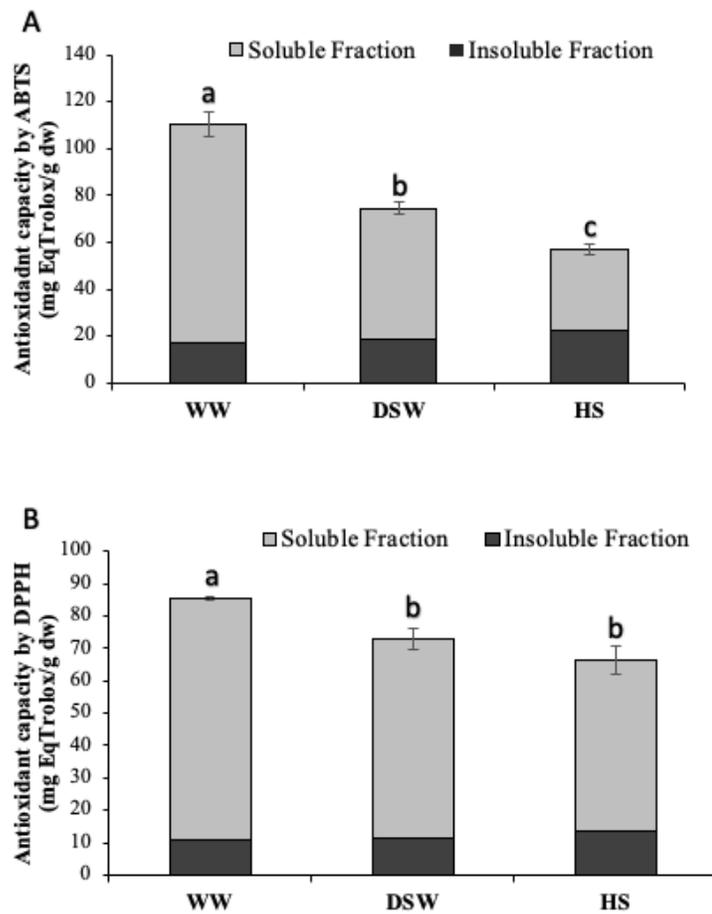


Figure 2. Antioxidant capacity ABTS (**A**) and DPPH (**B**) (mean \pm SD) of soluble and insoluble fractions of lettuce cultured with shrimp effluents from WW, DSW, and the HS control. Treatments with different letters (a, b, c) indicate significant differences ($p < 0.05$). Statistical analyses performed by a one-way Kruskal-Wallis test.

Figura 2. Capacidad antioxidante ABTS (**A**) y DPPH (**B**) (promedio \pm SD) de las fracciones soluble e insoluble de lechuga cultivada con efluentes camaronícolas WW, DSW y el control

HS. Tratamientos con diferente letra (a, b, c) indica diferencias significativas ($p < 0.05$).

Análisis estadístico efectuado con una prueba de Kruskal-Wallis.