ANÁLISIS DE BETALAÍNAS, POLIFENOLES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE EN BEBIDAS DE JUGO DE PITAYA Y QUINOA FERMENTADAS CON *Lactobacillus plantarum*

Martínez-Morán, Miriam de Lourdes[1], Paz-Gamboa, Ernestina[1†], Vivar-Vera, María de los Angeles[1], Pérez-Silva, Araceli[1]*

[1]Departamento de Ingeniería Bioquímica, TecNM/Instituto Tecnológico de Tuxtepec. Av. Dr. Víctor Bravo Ahuja No. 561, Col. Predio el Paraíso, C.P.68350, San Juan Bautista Tuxtepec, Oaxaca, México.

[†]ernestina.pg@tuxtepec.tecnm.mx*

Área de participación: Ingeniería química

Resumen

En esta investigación se evaluaron los contenidos de betalaínas, polifenoles y capacidad antioxidante en bebidas a base de una mezcla de jugo de pitaya-extracto de quinoa (1:1, 2:1) y fermentadas con *Lactobacillus plantarum* (0.5, 1.0%). Las bebidas resultaron con un contenido de betalaínas de 5.94-8.38 mg/100 mL en el día 1, disminuyendo hasta un rango de 5.28-6.67 mg/100 mL al día 21. El contenido de polifenoles inicial osciló entre 36.41-47.81 mg GAE/100 mL, reduciéndose a un rango de 27.36-37.04 mg GAE/100 mL. La capacidad antioxidante determinada al finalizar el almacenamiento fue entre 131.75-186.27 µM EqTrolox/100 mL (FRAP), 56.95-93.65 µM EqTrolox/100 mL (ABTS·+) y, 54.58-91.57 µM EqTrolox/100 mL (DPPH+). El tratamiento T2 (2:1, 0.5%) mostró ser la mejor formulación. Este trabajo demostró que el jugo de pitaya-extracto de quinoa es una matriz efectiva para la supervivencia de *L. plantarum*, permitiendo la obtención de bebidas funcionales con características probióticas y antioxidantes.

Palabras clave: *pitaya-quinoa, betalaínas, polifenoles, capacidad antioxidante.*

Abstract

The aim of this research was to evaluate the betalain, polyphenol and antioxidant capacity contents in beverages based on a mixture of pitaya juice-quinoa aqueous extract (1:1, 2:1) and fermented with *Lactobacillus plantarum* (0.5, 1.0%). The beverages had a betalain content of 5.94-8.38 mg/100 mL on day 1, decreasing to a range of 5.28-6.67 mg/100 mL on day 21. The initial polyphenol content ranged between 36.41-47.81 mg GAE/100 mL, decreasing to a range of 27.36-37.04 mg GAE/100 mL. The antioxidant capacity determined at the end of storage was between 131.75-186.27 µM EqTrolox/100 mL (FRAP), 56.95-93.65 µM EqTrolox/100 mL (ABTS·+) and, 54.58-91.57 µM EqTrolox/100 mL (DPPH+). Treatment T2 (2:1, 0.5%) was shown to be the best formulation of the three treatments. This work demonstrated that pitaya juice-quinoa aqueous extract is an effective matrix for the survival of *L. plantarum*, allowing the obtaining of functional beverages with probiotic and antioxidant characteristics.

Key words: *pitaya-quinoa, betalains, polyphenols, antioxidant capacity.*

Introducción

Debido al incremento en la demanda de bebidas no lácteas de alto valor funcional, frescas y apetecibles; la tendencia actual al vegetarianismo y veganismo y la prevalencia de intolerancia a la lactosa, los jugos de frutas fermentados por bacterias ácido-lácticas constituyen una alternativa prometedora para satisfacer estas necesidades [1]. Entre los frutos adecuados para la elaboración de bebidas funcionales, destacan los frutos endémicos como la pitaya (*Stenocereus stellatus*) que es una fuente importante de betalaínas compuestos con reconocida actividad antioxidante. Aunque el consumo de pitaya se realiza principalmente en fresco, su comercialización se limita a las zonas de producción debido a la alta perecibilidad del fruto, causada en gran parte por el desarrollo de hongos [2], por lo que se hace necesario el uso de tecnologías que prolonguen su vida de anaquel. El SIAP reportó que en el año 2023 la producción de pitaya alcanzó las 5,383.71 toneladas, con un valor económico de 91,704.61 miles de pesos [3]. Por otra parte, los pseudocereales como la quinoa constituyen una excelente opción para la elaboración de bebidas funcionales, debido a su valor nutricional. La quinoa es reconocida por su elevado contenido de compuestos bioactivos y proteínas, además de ser un alimento libre de gluten, lo que la convierte en una opción ideal para una alimentación natural y saludable [4]. En el 2016, el SIAP reportó que la producción de quinoa en Aguascalientes fue de 30.8 toneladas, con un valor de 924 mil pesos. Ante la necesidad de conservar las frutas y sus jugos con una mínima alteración de sus propiedades, la fermentación láctica se presenta como una alternativa de bioconservación eficaz, siendo una de las técnicas más antiguas para extender la vida útil de los alimentos perecederos [5]. Entre las bacterias ácido-lácticas utilizadas en la fermentación de alimentos se encuentra el *Lactobacillus plantarum*, una bacteria gram positiva y heterofermentativa que facilita el equilibrio microbiano y contribuye a la estabilidad de enzimas digestivas. Algunas cepas seleccionadas de *L. plantarum* también se emplean para desarrollar bebidas funcionales [6], estos microorganismos son capaces de mejorar la digestión y neutralizar bacterias dañinas debido a la producción de bacteriocinas. En este contexto, el presente estudio tuvo como objetivo desarrollar una bebida funcional fermentada con *Lactobacillus plantarum* a base de jugo de pitaya (*Stenocereus stellatus*) y extracto acuoso de semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa*) y determinar su contenido de betalaínas, polifenoles y capacidad antioxidante.

Metodología

Materiales: Las pitayas (*Stenocereus stellatus*) fueron proporcionadas por los productores del municipio de Totoltepec de Guerrero, Puebla. Las semillas de quinoa originarias del estado de Aguascalientes se adquirieron de la distribuidora de productos orgánicos “Vida sustentable”. La cepa probiótica *Lactobacillus plantarum* LP115 se obtuvo de la casa Danisco Cultor.

Obtención del jugo de pitaya: Siguiendo la metodología descrita por Pérez-Loredo *et al.* [7], las pitayas recolectadas fueron desespinadas manualmente utilizando guantes de protección. Posteriormente, los frutos fueron lavados con una solución de hipoclorito de sodio al 1%. Se seleccionaron únicamente aquellos frutos que se encontraban en condiciones óptimas. Los frutos seleccionados se empacaron en bolsas para sellado al vacío y se almacenaron en refrigeración a -20 °C hasta su utilización. Para obtener el jugo de pitaya, los frutos se retiraron del congelador y se descongelaron en refrigeración a una temperatura de 4 ± 1 °C durante 12 horas, seguido de esto se obtuvo la pulpa manualmente y se filtró con prensado manual en una manta cielo obteniendo el jugo filtrado de pitaya.

Preparación del extracto acuoso de quinoa: Se siguió la metodología descrita por Chilo-Ramos [8], por cada kilogramo de quinoa, se utilizaron 3 L de agua para remojar las semillas, manteniendo una relación de 1:3 durante 24 horas, realizando un recambio de agua cada ocho horas, proceso que facilitó la eliminación de las saponinas presentes en las semillas de quinoa. Finalizando el tiempo de remojo, las semillas se lavaron con abundante agua y se escurrieron durante 10 min. Se sometieron a una precocción en una proporción 1:3 (p/v) durante 5 minutos a 70 °C, con la finalidad de ablandar las semillas y facilitar su trituración. Posteriormente, las semillas de quinoa precocidas se licuaron durante 1 min en una licuadora convencional marca Oster® y se filtraron usando una manta cielo para eliminar los residuos no solubles.

Obtención del paquete celular de *Lactobacillus plantarum*

Siguiendo la metodología de Sosa-Reyes [9] con algunas modificaciones, se procedió a la activación del *L. plantarum.* Se prepararon tubos con 9 mL de agar MRS en posición inclinada, que fueron inoculados con dos asadas de la cepa de *L. plantarum*, las asadas se distribuyeron en estrías y los tubos se incubaron a 37 °C en condiciones de anaerobiosis durante 18 h. Posteriormente, se adicionó 1 mL de agua destilada estéril a cada tubo y este volumen se transfirió a un segundo tubo que contenía 9 mL de caldo MRS, el cual se incubó durante 21 h/37 °C. Se tomó 1 mL del tubo anterior y se adicionó a otro tubo con 9 mL de caldo MRS, incubándose por 10 h/37 °C. Este proceso se repitió una vez más. Incubando el último cultivo durante 8 h/37 °C. Finalmente, se utilizó 1 mL del cultivo obtenido por cada 100 mL de caldo MRS en matraces Erlenmeyer, los cuales se incubaron a 37 °C en anaerobiosis durante 14 h. Para obtener el paquete celular, el cultivo resultante se centrifugó a 3000 rpm/20 min a una temperatura de 4 °C, utilizando una centrífuga refrigerada marca Rotina® 310. El paquete celular obtenido se lavó con una solución de peptona de caseína al 1% y se mantuvo en refrigeración hasta su uso posterior.

Elaboración de la bebida fermentada de pitaya y quínoa

Después de obtener el jugo de pitaya y extracto acuoso de quínoa, se procedió a elaborar la bebida fermentada con *Lactobacillus plantarum*. Se prepararon tres formulaciones con diferentes proporciones de jugo de pitaya-extracto acuoso de quinoa y diferentes concentraciones de *Lactobacillus plantarum*. El tratamiento T1 fue formulado en una relación 1:1 (jugo-extracto) mas la adición de 0.5% de *Lactobacillus plantarum*, T2 se formuló en una relación 2:1 de jugo-extracto y se adicionó 0.5% de probiótico y finalmente T3 fue formulado en la relación 2:1 (jugo-extracto) con 1.0% de *Lactobacillus plantarum*, los tratamientos se endulzaron con 10 g/L de estevia. Las bebidas fueron pasteurizadas a 85 °C/5 min, se atemperaron a 37 °C para inocular *Lactobacillus plantarum*. Posteriormente se fermentaron a 37 °C durante 6 horas, tiempo fue considerado después de realizar cinéticas de fermentación que demostraban que a las 6 horas las bebidas mantenían cuentas arriba de 9 Log UFC/mL y un pH de 3.65 a 3.70, y no existiendo diferencia en el contenido de betalaínas a las 10 horas de fermentación que fue el tiempo donde inició la fase estacionaria de *Lactobacillus plantarum*. Una vez finalizada la fermentación, las muestras se almacenaron en refrigeración durante 21 días. También se realizaron dos controles elaborados solo con jugo de pitaya: C1 y C2 que contenían 0.5 y 1.0% de probiótico respectivamente; y dos controles elaborados solo con extracto acuoso de quinoa: C3 y C4 que contenían 0..5 y 1.0% de *Lactobacillus plantarum* respectivamente. Las muestras fueron monitoreadas: 0, 7, 14, y 21 días de almacenamiento a 4 ± 1 °C.

Obtención de extractos de las bebidas

Se siguió la metodología de Pérez-Loredo *et al.* [7] con algunas modificaciones. Se añadieron 6.2 mL de bebida en un tubo de 50 mL con tapa de rosca y se adicionaron 10 mL de agua destilada. Las mezclas se agitaron en un vortex por 1 min a velocidad máxima y se mantuvieron dentro de un ultrasonicador marca Elmasonic a una frecuencia de 37-47 KHz durante 10 minutos en oscuridad, después se centrifugaron a 3000 rpm durante 20 minutos. El sobrenadante se separó y los sólidos remanentes se usaron para una segunda extracción bajo las mismas condiciones, adicionando 5 mL de agua. Los extractos obtenidos de la primera y segunda extracción se colocaron en un matraz aforado de 25 mL y se aforó el volumen con agua destilada. Los extractos fueron utilizados para determinar betalaínas, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante.

Contenido de betalaínas

Para determinar el contenido de betalaínas se empleó la metodología de Castellanos-Santiago y Yahia [10]. El contenido de betaxantinas y betacianinas se cuantificó midiendo la absorbancia a 483 y 538 nm, respectivamente con un espectrofotómetro (Agilent Technologies, Cary 60 UV-Vis, Estados Unidos de América). Las betaxantinas y betacianinas se calcularon con las absorbancias obtenidas multiplicadas por el peso molecular de indicaxantina y betanina, sobre el coeficiente de extinción molecular de estas mismas, las betalaínas totales se calcularon sumando las betacianinas y betaxantinas.

El análisis del contenido de polifenoles totales fue determinado empleando el método de Folin-Ciocalteu empleando la metodología de Singleton et al. [11], empleando una curva de ácido gálico como estándar, las muestras fueron leídas a 750 nm empleando un espectrofotómetro (Agilent Technologies, Cary 60 UV-Vis, Estados Unidos de América). Los resultados se expresaron en mg GAE/100 mL.

Determinación Método de capacidad antioxidante 2,2 Azino-bis-(3-etilbenzo-tiazolina-6-sulfónico) Para la ABTS·+cuantificación de la actividad antioxidante se empleó el método descrito por Re [12], se utilizó Trolox como estándar, el reactivo ABTS se activó incubando durante 16 horas, las lecturas se llevaron a cabo a 730 nm empleando un espectrofotómetro (Agilent Technologies, Cary 60 UV-Vis, Estados Unidos de América). Los resultados fueron expresados como µmol Eq Trolox/ 100 mL.

- Método 2,2-difenil-1-picrilhidracilo

Se siguió DPPH+el método de Brand-Williams et al. [13]. Se utilizó una curva estándar de Trolox, las muestras se incubaron con el reactivo durante 30 minutos en oscuridad, posteriormente las lecturas se llevaron a cabo a 515 nm. Los resultados fueron expresados como µmol Eq Trolox/ 100 mL.

- Método FRAP (Poder Antioxidante/Reducción

La cuantificación Férrica) fue determinada mediante el método propuesto por Pulido [14]. Donde el complejo TPTZ (tripiridiltriazina) con Fe (III) se reduce a la forma ferrosa, desarrollando un intenso color azul cuantificado espectrofotométricamente a 596 nm. Se utilizó una curva estándar de Trolox. Los resultados fueron expresados como µmol Eq Trolox/ 100 mL.

Análisis estadístico Todos los análisis fueron realizados por triplicado y expresados como la media de tres repeticiones ± la desviación estándar, se utilizó una prueba de Fisher con un nivel de significancia del 95% utilizando el software estadístico Statistica versión 10.

La diversidad de los colores que presentan los frutos de Stenocereus se debe a la proporción en que se combinan las betacianinas y betaxantinas, lo que genera una gama de tonalidades que va desde el amarillo hasta el morado, pasando por el naranja y diferentes tonos de rojo [15]. La Figura 1 muestra los resultados del contenido de betalaínas en las bebidas de tres formulaciones diferentes durante 21 días de almacenamiento. En todas las muestras, las betacianinas fueron las más abundantes. El tratamiento T1 mostró un contenido de 5.94 mg/100 mL de betalaínas totales en el día 1, sin cambios significativos ($p<0.05$) hasta el día 21 que disminuyó a 5.28 mg/100 mL. Por otro lado, los tratamientos T2 y T3 exhibieron el mayor contenido de betalaínas, encontrándose diferencias significativas ($p<0.05$) entre ambos, lo cual podría estar relacionado con la concentración del probiótico, ya que se observó un mayor contenido en las bebidas con menor concentración de L. plantarum . T2 y T3 presentaron 8.57 y 8.38 mg/100 mL respectivamente en el día 1, mostrando una disminución significativa respecto al tiempo, finalizando a los 21 días con 7.11 y 6.66 mg/100 mL respectivamente. Adicionalmente, se realizaron dos formulaciones (C1 y C2) para observar el comportamiento del L. plantarum respecto al contenido de betalaínas en las bebidas. Los resultados indican que la concentración del probiótico afecta significativamente el contenido de betalaínas, posiblemente debido a la acidez generada por la producción de ácido láctico, lo que podría degradar a las betalaínas. Flores-Mancha [16] encontró qué en un yogurt batido con jugo de betabel, las betalaínas disminuyeron durante el almacenamiento, de 209.49 mg/100 g a 191.65 mg/100 g en 7 días, lo que apoya la hipótesis de que el ambiente ácido influye en la degradación de estos compuestos. Por otro lado, Usaga et al. [17] reportó para un jugo de pitaya (Hylocereus sp.) fermentado con L. casei y L. rhamnosus un contenido de betalaínas para el día uno 26.58 y 31.21 µg/

mL respectivamente, finalizando en el día 23 con 27.25 µg mL para el jugo fermentado con *L. rhamnosus*, mientras que para el jugo con *L. casei*

no se identificaron estos compuestos. Soto Dagnino [18], reportó en jugo de pitaya (*Stenocereus stellatus*) un contenido de 1.66 mg/g.

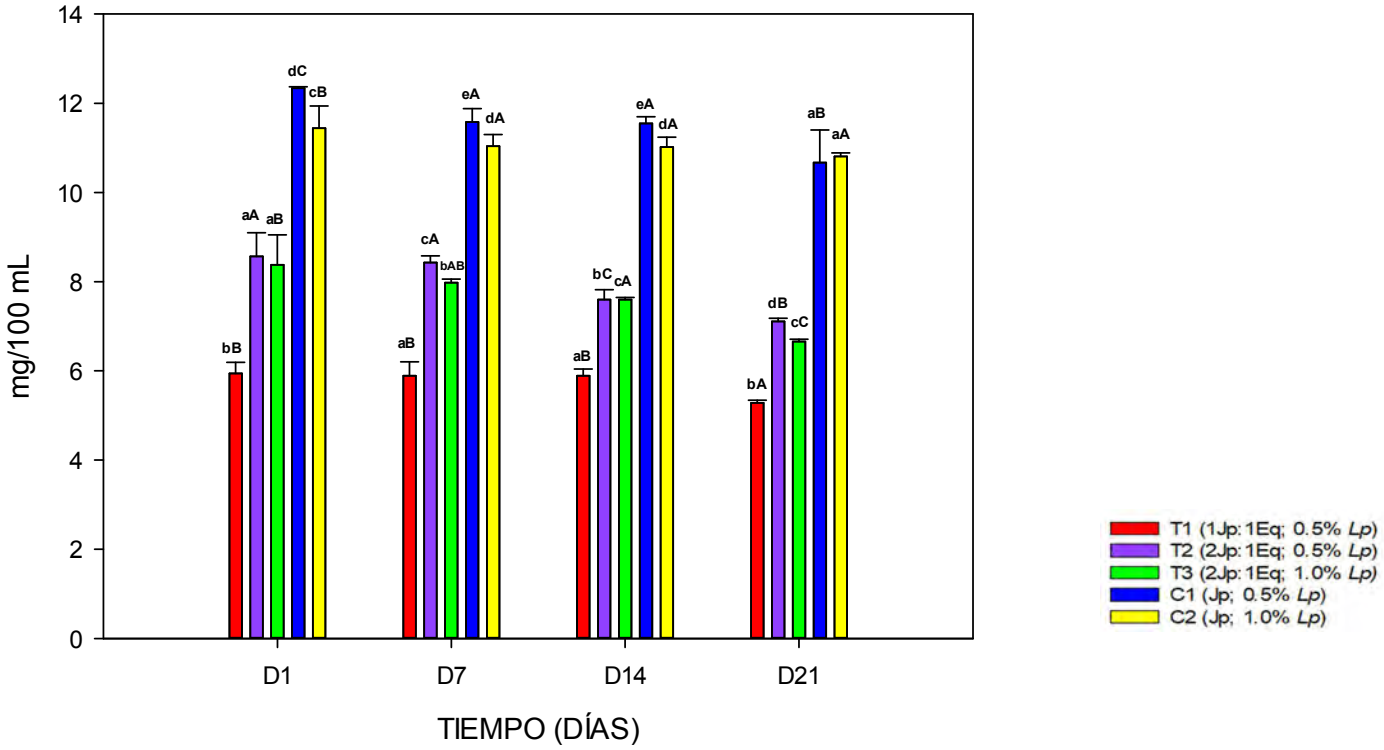


Figura 1. Contenido de betalaínas en las bebidas durante su almacenamiento a 4 ± 1 °C. (Jp=jugo de pitaya, Eq=extracto de quinoa, Lp=*Lactobacillus plantarum*). Letras minúsculas diferentes en el mismo día de análisis indican diferencia estadística significativa entre tratamientos y letras mayúsculas diferentes en la misma muestra indican diferencia estadística significativa respecto al tiempo mediante la prueba de Fisher (p<0.05).

Contenido de polifenoles La Figura 2 muestra el contenido de polifenoles solubles en las bebidas analizadas, y de los controles. Los resultados mostraron que los tratamientos con mayor proporción de jugo de pitaya tuvieron un mayor contenido de polifenoles. El tratamiento T1 inició con 36.41 mg GAE/100 mL en el primer día de análisis y disminuyó significativamente ($p<0.05$) hasta el día 14, finalizando con 27.36 mg GAE/100 mL al día 21. Los tratamientos T2 y T3 comenzaron con 45.45 y 47.81 mg GAE/100 mL, respectivamente, y finalizaron con 38.21 y 37.04 mg GAE/100 mL respectivamente al día 21. La fermentación láctica puede incrementar o disminuir el contenido de polifenoles totales en el jugo de fruta fermentado, dependiendo de la cepa y la matriz utilizada [1]. Los tratamientos C1 y C2 presentaron el mayor contenido de polifenoles durante el periodo de almacenamiento, finalizando con valores de 44.81 y 41.52 mg GAE/100 mL respectivamente. Mientras que los tratamientos C3 y C4 registraron los niveles más bajos, terminando con 18.02 y 15.19 mg GAE/100 mL respectivamente al día 21. Se observó una diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos y respecto al tiempo ($p<0.05$). En estudios previos, la fermentación de jugo de manzana con *L. plantarum* ATCC 14917 durante 72 horas mostró una disminución significativa (22%) en el contenido de polifenoles totales [19]. De manera similar, Cerdá

[20] elaboró una bebida de quinoa fermentada con L. plantarum, observando una reducción en los polifenoles totales, de 4.40 mg GAE/100 mL a 0 horas de fermentación, a 3.62 mg GAE/100 mL a las 24 horas. Cerdá sugiere que esta disminución podría deberse a la utilización metabólica por parte de L. plantarum, lo cual indica un posible efecto prebiótico de estos compuestos sobre el microorganismo. Por su parte Fernández Huazo [21], encontró en una bebida a base de guanábana, suero de leche e inulina fermentada con L. acidophilus, un contenido de 643.55 mg GAE/100 mL en el día cero de análisis, mientras que en el día 20 exhibió un contenido de 440.00 mg GAE/100 mL de estos puestos.

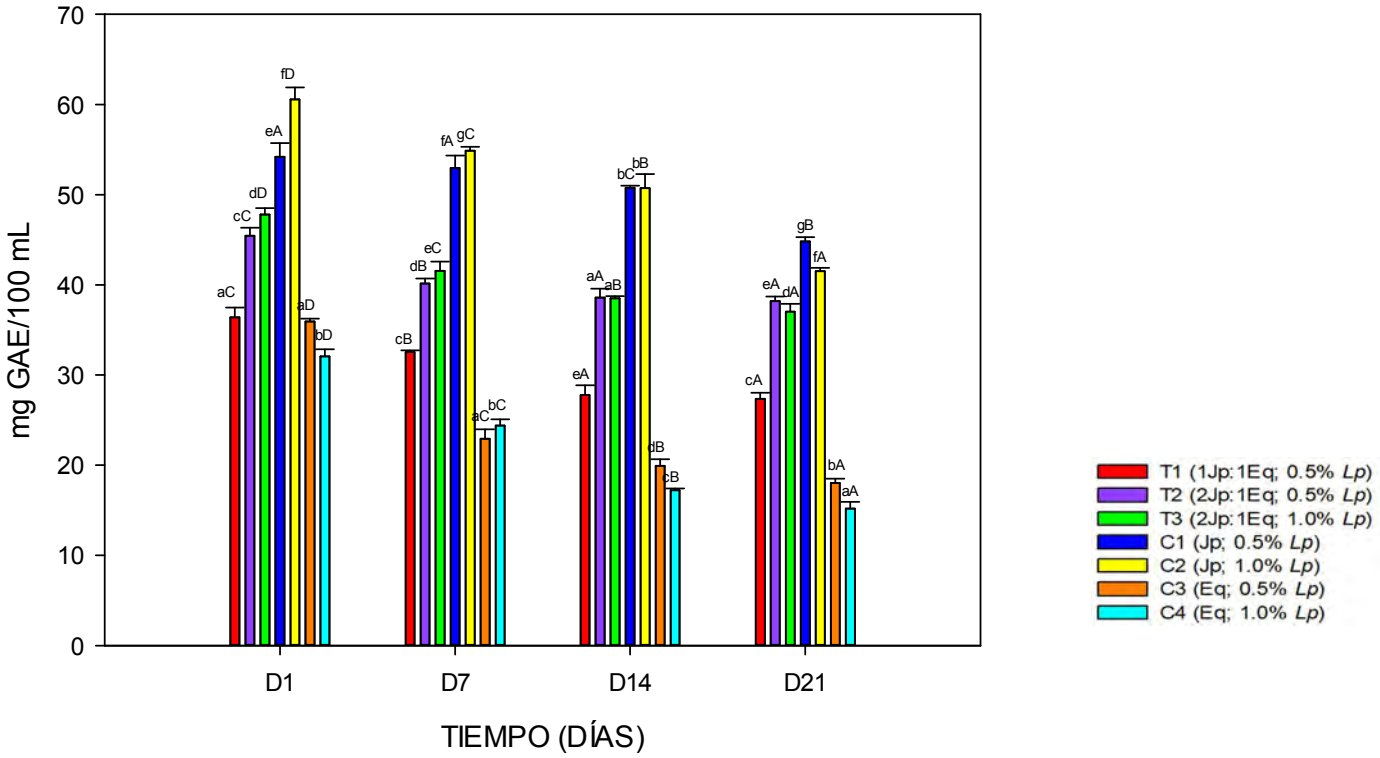


Figura 2. Contenido de polifenoles solubles en las bebidas durante su almacenamiento a 4 ± 1 °C. (Jp=jugo de pitaya, Eq=extracto de quinoa, Lp=*Lactobacillus plantarum*). Letras minúsculas diferentes en el mismo día de análisis indican diferencia estadística significativa entre tratamientos y letras mayúsculas diferentes en la misma muestra indican diferencia estadística significativa respecto al tiempo mediante la prueba de Fisher ($p<0.05$).

Capacidad antioxidante 2,2 Azino-bis-(3-etilbenzo-tiazolina-6-sulfónico) ABTS·+

Este método se basa en la transferencia de electrones, donde los antioxidantes presentes en los extractos donan uno o dos electrones para reducir el radical catión. La Figura 3 muestra la cuantificación de capacidad antioxidante solo de las bebidas seleccionadas. En el primer día de análisis, los tratamientos presentaron actividades antioxidantes de 84.18, 121.88 y 128.56 µmol EqTrolox/100 mL para T1, T2 y T3 respectivamente. T1 y T3 mostraron una disminución significativa de la capacidad antioxidante en el día 7, manteniéndose estables hasta el día 14; en el día 21 disminuyeron significativamente finalizando con 56.95 y 93.65 µmol EqTrolox/100 mL respectivamente. T2 mostró una reducción significativa en la capacidad antioxidante durante el tiempo de almacenamiento, finalizando con 90.36 µmol EqTrolox/100 mL. No existió diferencia significativa ($p<0.05$) entre T2 y T3 durante el análisis. Estos resultados sugieren que la formulación y los ingredientes de las bebidas tienen un impacto significativo en la capacidad antioxidante durante el tiempo de almacenamiento. La pérdida de

actividad antioxidante en algunos tratamientos puede deberse a la degradación de los compuestos bioactivos durante el almacenamiento, un fenómeno que ha sido documentado en otros estudios sobre bebidas fermentadas y antioxidantes naturales. No se ha determinado la actividad antioxidante en estudios anteriores, particularmente del jugo de *Stenocereus stellatus* fermentado con probióticos. Cervantes-Arista *et al.* [22], reportaron una capacidad antioxidante de *Stenocereus stellatus* de 22.68 mg EqTrolox/g de fruto fresco, una actividad antioxidante mayor que los reportados en esta investigación, esto debido a que en este trabajo solo se utilizó el jugo del fruto, reteniéndose la mayoría de compuestos antioxidantes en la pulpa y semillas.

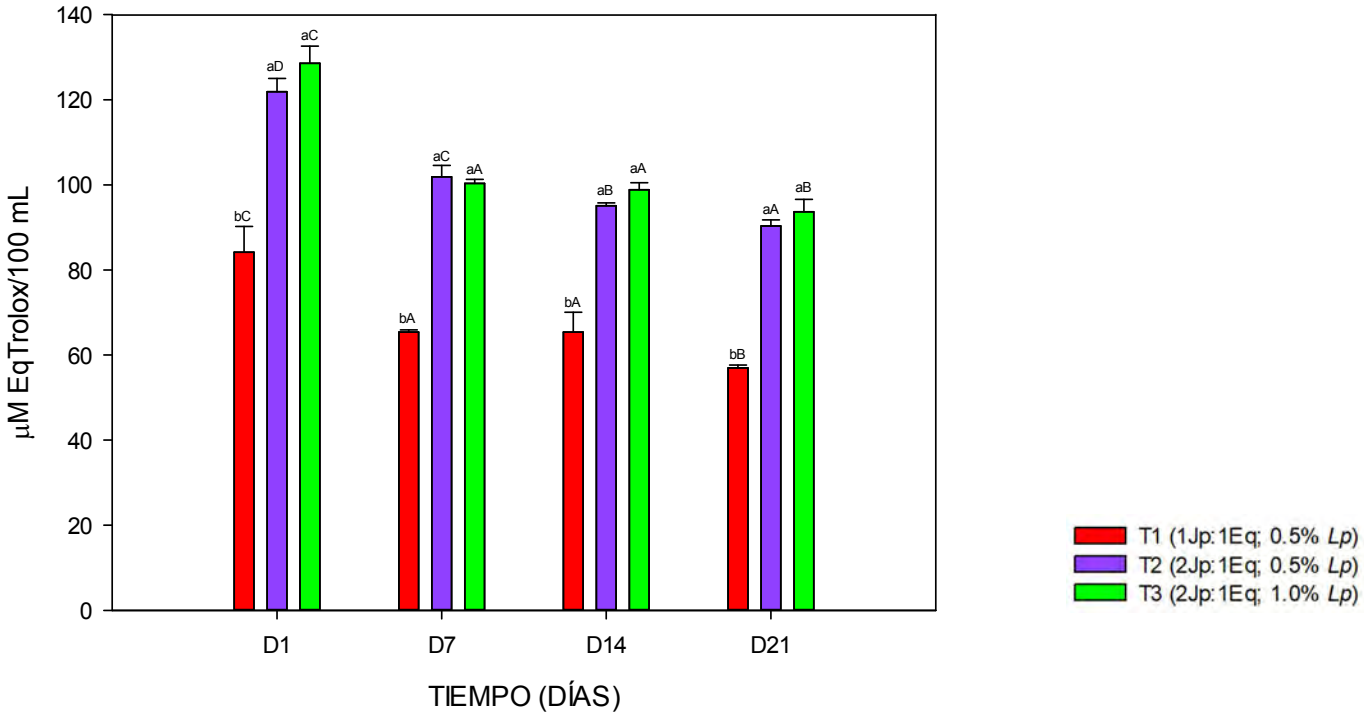


Figura 3. Actividad antioxidante por el método ABTS·+ en las bebidas durante su almacenamiento a 4 ± 1 °C. (Jp=jugo de pitaya, Eq=extracto de quinoa, Lp=*Lactobacillus plantarum*). Letras minúsculas diferentes en el mismo día de análisis indican diferencia estadística significativa entre tratamientos y letras mayúsculas diferentes en la misma muestra indican diferencia estadística significativa respecto al tiempo mediante la prueba de Fisher (p<0.05).

Capacidad antioxidante 2,2-difenil-1-picrilhidracilo DPPH+

El método DPPH determina la actividad de captura de material radicalario en presencia de una sustancia antioxidante, midiendo el potencial de inactivación de dicho radical en un medio acuoso. La Figura 4 muestra el comportamiento de la capacidad antioxidante de los extractos de las bebidas analizadas, donde se observa una disminución en el poder antioxidante. Esta reducción podría atribuirse a la degradación de los compuestos antioxidantes debido a la acidez de la bebida y al metabolismo inducido por el probiótico. En el primer día de análisis, los tratamientos T1, T2 y T3 reportaron 131.43, 170.08 y 159.37 µmol EqTrolox/100 mL respectivamente, existiendo diferencia significativa ($p<0.05$) entre los tratamientos. Tanto T1 como T3 presentaron diferencia significativa ($p<0.05$) respecto al tiempo durante los 21 días de almacenamiento, disminuyendo a 54.58 y 91.57 µmol EqTrolox/100 mL respectivamente. El tratamiento T2 mostró una reducción significativa en la capacidad antioxidante hasta el día 14, manteniéndose sin diferencia significativa para el día 21, con un valor final de 98.45 µmol EqTrolox/100 mL. Estos resultados sugieren que la proporción de ciertos componentes, como el

jugo de pitaya y los extractos utilizados, influyen significativamente en la estabilidad de la capacidad antioxidante durante el almacenamiento. Soto-Dagnino [18], reportó una capacidad antioxidante de *Stenocereus stellatus* de 139.98 µmol EqTrolox/100 g en el fruto seco.

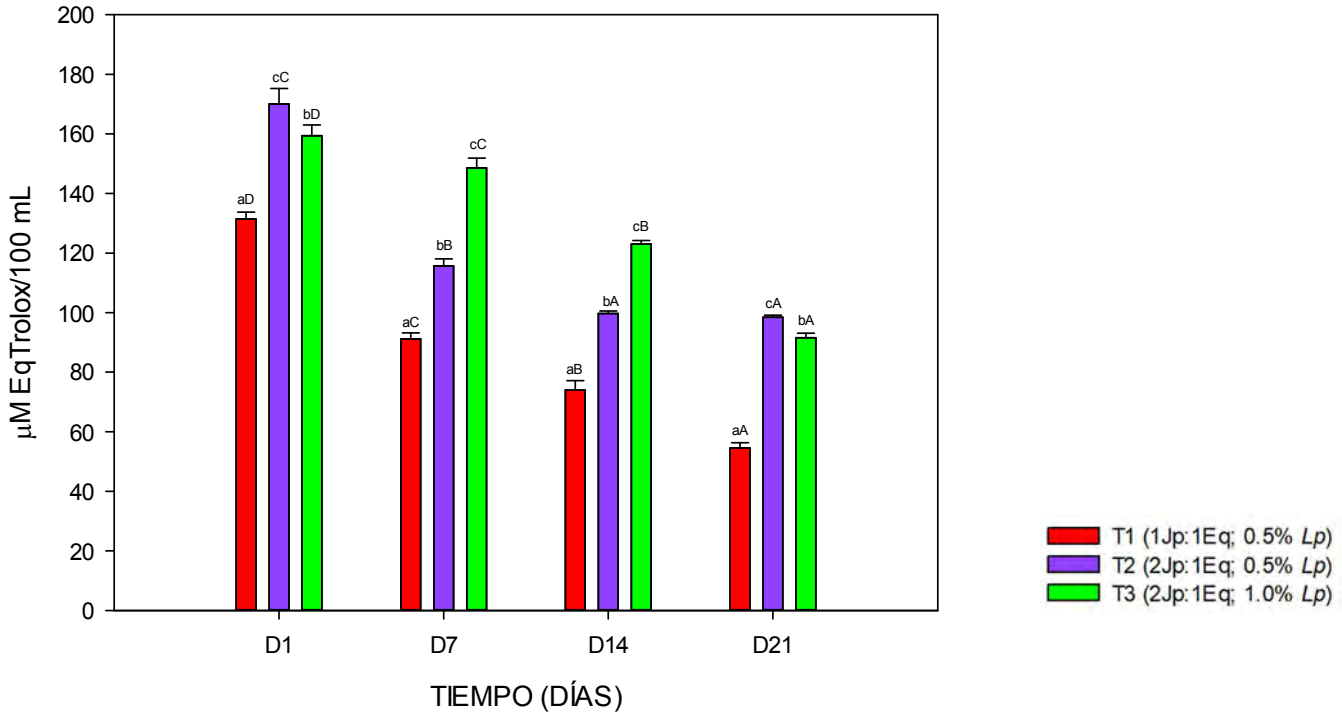


Figura 4. Actividad antioxidante por el método DPPH+ en las bebidas durante su almacenamiento a 4 ± 1 °C. (Jp=jugo de pitaya, Eq=extracto de quinoa, Lp=*Lactobacillus plantarum*). Letras minúsculas diferentes en el mismo día de análisis indican diferencia estadística significativa entre tratamientos y letras mayúsculas diferentes en la misma muestra indican diferencia estadística significativa respecto al tiempo mediante la prueba de Fisher ($p<0.05$).

Capacidad antioxidante FRAP (Poder Antioxidante/Reducción Férrica)

El método FRAP se basa en el principio de que los antioxidantes son sustancias capaces de reducir el ion férrico al estado ferroso. La Figura 5 muestra el poder antioxidante/reducción férrica de los diferentes tratamientos analizados. Se encontró diferencia significativa ($p<0.05$) entre los tratamientos y respecto al tiempo de almacenamiento. En el día 1 los tratamientos T1, T2 y T3 presentaron una capacidad antioxidante de 166.36, 222.75 y 238.31 µmol EqTrolox/100 mL, respectivamente. Para el día 21, estos valores disminuyeron a 131.75, 197.40 y 186.27 µmol EqTrolox/100 mL respectivamente. La disminución de la capacidad antioxidante podría atribuirse a la degradación de los compuestos fenólicos y de las betalaínas presentes en las bebidas. Noriega Juárez [23], reportó una capacidad antioxidante en jugo de *Stenocereus griseus* de 142.85 mg EqTrolox/100 g, cabe señalar que el jugo analizado por este autor, no fue fermentado con bacterias acido lácticas. Por otro lado, Antezana *et al.* [24], reportaron en una bebida no láctea a base de quinoa una capacidad antioxidante de 232.8 µmol EqTrolox/L. La degradación de los compuestos fenólicos y betalaínas durante el almacenamiento podría explicar la disminución de la capacidad antioxidante de las bebidas. Sin embargo, los resultados indican que, durante el almacenamiento, las bebidas fermentadas siguen siendo una fuente de antioxidantes, lo que podría tener beneficios para la salud del consumidor.

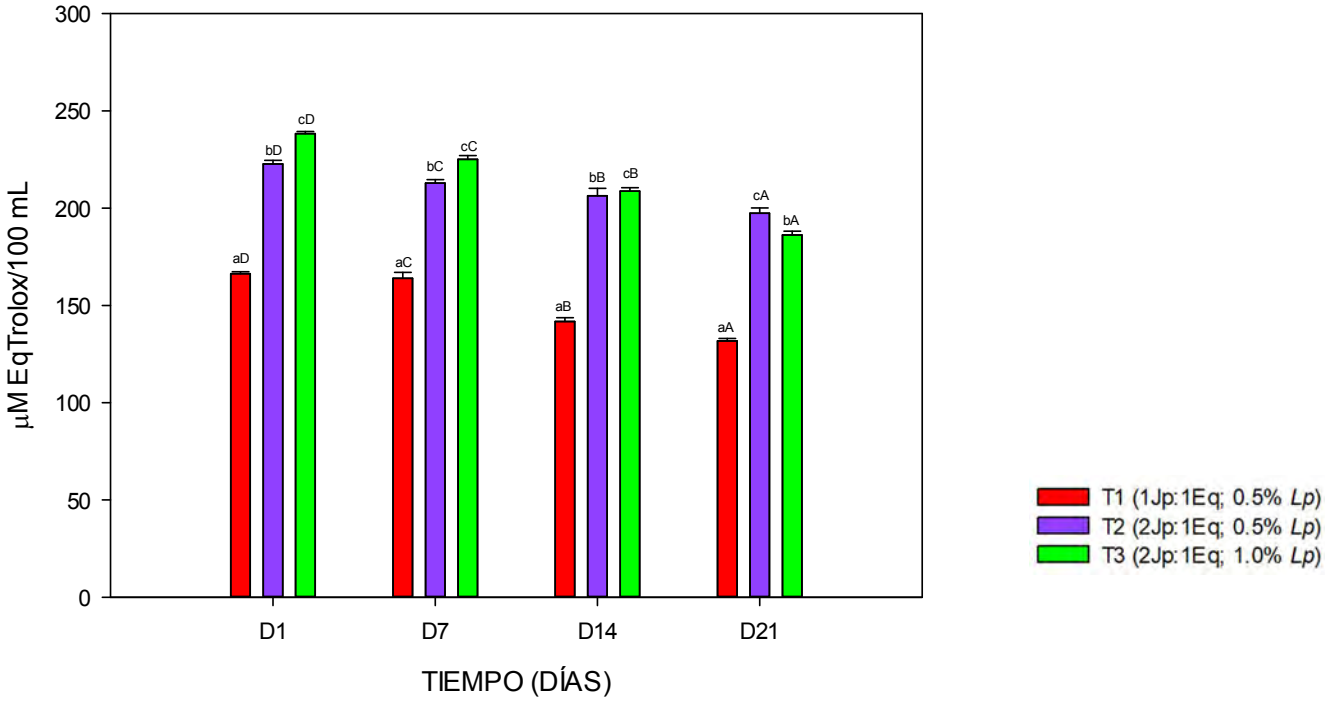


Figura 5. Actividad antioxidante por el método FRAP en las bebidas durante su almacenamiento a 4 ± 1 °C. (Jp=jugo de pitaya, Eq=extracto de quinoa, Lp=*Lactobacillus plantarum*). Letras minúsculas diferentes en el mismo día de análisis indican diferencia estadística significativa entre tratamientos y letras mayúsculas diferentes en la misma muestra indican diferencia estadística significativa respecto al tiempo mediante la prueba de Fisher ($p<0.05$).

Conclusiones

No se observaron diferencias significativas en la degradación de las betalaínas con respecto al tiempo, lo cual podría estar relacionado con la metodología utilizada. Esto sugiere la necesidad de implementar técnicas de cuantificación más sensibles, como HPLC. El contenido de polifenoles fue favorecido por la concentración de jugo de pitaya y *Lactobacillus plantarum*. Durante el almacenamiento, se registró una disminución en la capacidad antioxidante, posiblemente influenciada por factores como el pH, la acidez y el metabolismo de *Lactobacillus plantarum*. A pesar de estos cambios, los resultados indican que las bebidas siguen siendo una fuente rica en probióticos y proporcionan compuestos antioxidantes benéficos para el consumidor siendo que el tratamiento T2 (2:1, 0.5%) mostró ser la mejor formulación ya que mostró el mayor contenido de betalaínas y capacidad antioxidante durante el almacenamiento.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) y al Instituto Tecnológico de Tuxtepec, por su apoyo para la realización de este proyecto de investigación

Referencias

[1] L. G. Ruiz Rodríguez, L. M. Mendoza, C. P. Van Nieuwenhove, M. Pescuma and F. B. Mozzi, “Fermentación de jugos y bebidas a base de frutas,” 2020.
[2] L. García Cruz, “Conservación postcosecha y aprovechamiento de compuestos bioactivos de frutos de pitaya (*Stenocereus* sp.),” *Doctoral dissertation, Universidad Autónoma Chapingo*, 2021.
[3] S. SIAP, *Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera*, 2023.
[4] C. Martínez-Villaluenga, E. Peñas, and B. Hernández-Ledesma, "Pseudocereal grains: Nutritional value, health benefits and current applications for the development of gluten-free foods," *Food and Chemical Toxicology*, 137, 111-178, 2020.
[5] M. Andreu and C. Saavedra-Coutado, “El rol de los fermentos en la sostenibilidad alimentaria,” *Nutricion hospitalaria*, *39*(SPE3), 56-59, 2022.
[6] I. Salmerón, T. Keith, and P. Severino. "Effect of potentially probiotic lactic acid bacteria on the physicochemical composition and acceptance of fermented cereal beverages." *Journal of Functional Foods*, 15, 106-115, 2015.
[7] M. G. Pérez-Loredo, H. D. Jesús, and B. E. Barragán-Huerta, “Extracción de compuestos bioactivos de pitaya roja (Stenocereus stellatus) aplicando pretratamientos de microondas, ultrasonido y enzimáticos,” *Agrociencia* , *51* (2), 135-151, 2017.
[8] D. L. Chilo Ramos, “Evaluación de las condiciones de proceso para la elaboración de una bebida fermentada de quinua (Chenopodium quinoa Wild) con inclusión de bacterias ácido lácticas,” 2020.
[9] M. F. Sosa-Reyes, “Desarrollo y caracterización de una bebida láctea con pitaya (*Stenocereus stellatus*) probiótico y proteína vegetal,” *Desarrollo de nuevos productos del Instituto Tecnológico de Tuxtepec. Tuxtepec, Oaxaca, México*, 2018.
[10] E. Castellanos-Santiago and E. M. Yahia, “Identificación y cuantificación de betalaínas de frutos de 10 cultivares mexicanos de tuna mediante cromatografía líquida de alta resolución y espectrometría de masas por ionización por electrospray,” *Journal of Agricultural and Food Chemistry* , *56* (14), 5758-5764, 2008.
[11] V. L. Singleton, R. Orthofer and R. M. Lamuela-Raventós, “Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent,” *In Methods in enzymology* (Vol. 299, pp.
152-178). Academic press, 1999.
[12] R. Re, N. Pellegrini, A. Proteggente, A. Pannala, M. Yang and C. Rice-Evans, “Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay,” *Free Radical Biology and Medicine*, 26, 1231–1237, 1999.
[13] W. Brand-Williams, M. E. Cuvelier and CL. WT. Berset, “Uso de un método de radicales libres para evaluar la actividad antioxidante,” *LWT-Food science and Technology* , *28* (1), 25-30, 1995.
[14] R. Pulido, L. Bravo and F. Saura-Calixto, “Antioxidant activity of dietary polyphenols as determined by a modified ferric reducing/antioxidant power assay,” *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48, 3396–3402, 2000.
[15] J. H. Gómez and M. D. M. Rangel, “Caracterización fisicoquímica y compuestos bioactivos en los frutos de pitaya (Stenocereus thurberi) de cuatro colores,” *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, *26*, 1-9, 2023.
[16] M. A. Flores Mancha, “Efecto de la adición de extracto de betabel (*Beta vulgaris*) liofilizado sobre las características fisicoquímicas, actividad antioxidante, contenido y estabilidad de betalaínas y polifenoles en yogurt batido,” *Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Chihuahua*, 2020.
[17] J. Usaga, D. Barahona, L. Arroyo and P. Esquivel “Probiotics survival and betalains stability in purple pitaya (*Hylocereus sp.*) juice,” *NFS Journal*, *27*, 47-53, 2022.
[18] M. Soto Dagnino, “Encapsulación de jugo de pitaya (*Stenocereus stellatus*) empleando mezclas de polisacáridos y proteína como materiales de pared: optimización de factores y propiedades fisicoquímicas,” (Doctoral dissertation, Universidad Autonoma de Chihuahua), 2020.
[19] Z. Li, J. Teng, Y. Lyu, X. Hu, Y. Zhao and M. Wang, “Actividad antioxidante mejorada para jugo de manzana fermentado con *Lactobacillus plantarum* ATCC14917,” *Molecules*, *24* (1), 51, 2018.
[20] J. Cerdá Bernad, “Influencia del tiempo de fermentación en la viabilidad de *Lactobacillus plantarum* y *Bifidobacterium longum* en bebidas de quinoa roja,” 2019.

[21] S. Fernández Huazo, "Desarrollo de una bebida fermentada a base de guanábana (*Annona muricata* L.), suero de leche, *Lactobacillus acidophilus* e inulina," 2024.

[22] C. Cervantes-Arista, A. Roman-Guerrero, V. Oidor-Chan, F. Díaz de León–Sánchez, E. Álvarez-Ramírez,
C. Pelayo-Zaldívar, E. Sierra-Palacios, J. Mendoza-Espinoza, "Chemical characterization, antioxidant capacity, and anti-hyperglycemic effect of *Stenocereus stellatus* fruits from the arid Mixteca Baja region of Mexico," Food Chemistry. Volume 328, 2020.

[23] A. Noriega Juárez, "Caracterización funcional antioxidante y fisicoquímica del jugo fermentado y sin fermentar de pitaya de mayo *Stenocereus griseus*," 2021.

[24] A. Antezana, B. Vizaluque, E. Aliaga-Rossel, L. Tejeda, O. Book, P. Mollinedo, J. Peñarrieta, "Determinación de la capacidad antioxidante total, fenoles totales, y la actividad enzimática en una bebida no láctea en base a granos de chenopodium quinoa," Revista boliviana de Química, 35(5), 168-176, 2018.