

Evaluación del potencial prebiótico del nopal silvestre *Opuntia robusta*

Evaluation of the probiotic potential of wild nopal *Opuntia robusta*

Castrejón Guzmán Irepan David¹, Borja Barrón Jessica Itzel¹, González Velázquez Luis Mariano¹,
Fabiola Angulo Romero², Reyes Escogido Maria de Lourdes¹

¹ Laboratorio de Investigación en Metabolismo, Departamento de Medicina y Nutrición, Campus León, Universidad de Guanajuato.

² Laboratorio de Bromatología, Departamento de Medicina y Nutrición, Campus León, Universidad de Guanajuato.

id.castrejonguzman@ugto.mx, ji.borjabarron@ugto.mx, lm.gonzalezvelazquez@ugto.mx, fangulo@ugto.mx, ml.reyes@ugto.mx

Resumen

El nopal es una planta ampliamente consumida en México por sus propiedades nutricionales, además de aportar otros beneficios a la salud. Aunque *Opuntia ficus-indica* ha sido la especie más estudiada, otras variedades silvestres como *Opuntia robusta* también destacan por su alto contenido de fibra, compuestos fenólicos además de que han mostrado efectos positivos sobre la microbiota intestinal, lo que ha llevado a proponer al nopal como un potencial prebiótico, el cual es capaz de favorecer el crecimiento de bacterias benéficas como *Lactobacillus* y *Bifidobacterium*. El objetivo de este estudio fue evaluar el potencial prebiótico de la especie silvestre de nopal *Opuntia robusta*. Se realizó la caracterización fisicoquímica del nopal deshidratado. Posteriormente se elaboró un medio mínimo a base de nopal y peptona para evaluar la capacidad de tres cepas de *Lactobacillus* para utilizarlo como sustrato. Los resultados muestran que las propiedades fisicoquímicas *O. robusta* son similares a las de la especie comercial *O. ficus indica* y otras especies silvestres reportadas. Por otro lado, de acuerdo con comportamiento observado en el medio de cultivo, *O. robusta* también puede ser propuesto como un potencial prebiótico.

Palabras clave: *Opuntia robusta*, nopal, prebiótico, *Lactobacillus* spp., probiótico.

Introducción

En México existen más de 100 especies diferentes de nopal, pertenecientes a la familia *Cactaceae*, la mayoría pertenece al género *Opuntia*. Se distribuyen a lo largo del país, principalmente en zonas semiáridas y áridas, aunque también se encuentran en diversos climas y ecosistemas (Perucini-Avendaño *et al.*, 2021). Las especies de *Opuntia* se constituyen de una flor, un fruto y un cladodio (tallo aplanado); siendo este último el consumido fresco en forma de nopal verdura o deshidratado en forma de tabletas o polvo como suplemento. Es indiscutible que el consumo de nopal forma parte de la cultura mexicana, siendo el país que más lo produce, consume y comercializa (Perucini-Avendaño *et al.*, 2021). El nopal es concebido de manera general como un alimento saludable, por lo que sus propiedades benéficas han sido ampliamente estudiadas, sin embargo, debido a la gran diversidad de especies silvestres que también son de consumo local, la investigación sigue siendo escasa (Ayadi *et al.*, 2009). La especie más estudiada es *Opuntia ficus-Indica* debido a que es la que se comercializa por lo que también es la de mayor consumo. Dentro de las especies silvestres se encuentran, *O. robusta*, *O. dillenii*, y *O. streptacantha*; las cuales han sido caracterizadas a nivel de contenido nutricional ya que aportan fibra, y compuestos fenólicos los cuales actúan como antioxidantes (Cruz-Rubio *et al.*, 2023), así mismo, se le atribuyen propiedades antiinflamatorias (Marhri *et al.*, 2024). También se ha mostrado que presenta efectos benéficos sobre la microbiota intestinal al reducir la relación Bacteroidetes-Firmicutes en adultos con disbiosis (Mellai *et al.*, 2024), finalmente también se reportó que permite el crecimiento de *Lactobacillus* y *Bifidobacterium in vitro* (Cruz-Rubio *et al.*, 2021), por lo que puede ser considerado como prebiótico, sin embargo, faltan estudios que avalen esta función.

Los prebióticos son sustratos no digeribles por el ser humano que estimulan de forma selectiva el crecimiento o la actividad de bacterias beneficiosas del intestino, mejorando la salud intestinal, además de promover la producción de metabolitos beneficiosos y fortalecer el sistema inmunológico de manera indirecta, demostrando su utilidad dentro de diversas aplicaciones en el campo de la medicina y la farmacéutica (Yadav *et al.*, 2022). Los prebióticos más estudiados han sido: inulina, fructooligosacáridos (FOS), galactooligosacáridos (GOS) y el almidón resistente. Entre las funciones benéficas de algunos prebióticos están que estimulan la respuesta inmune a nivel local y sistémico, reducen la permeabilidad intestinal, evitando así la translocación bacteriana y la inflamación crónica (Yadav *et al.*, 2022). Algunos modulan la

producción de citoquinas (IL-6, IL-10) y activan indirectamente la respuesta de linfocitos T y células dendríticas, lo cual se logra mediante la estimulación en la síntesis de ácidos grasos de cadena corta (AGCC) (Al-Fakhry & Elekhawy, 2024; Valcheva & Dieleman, 2016). También se ha reportado que ayudan a mejorar la sensibilidad a la insulina y regular el metabolismo de lípidos y glucosa, particularmente cuando se utilizan como parte de simbióticos con cepas como *Akkermansia muciniphila*, ayudando en el manejo de enfermedades como síndrome metabólico, obesidad y diabetes mellitus tipo 2 (Al-Fakhry & Elekhawy, 2024), también favorecen la absorción de minerales tales como calcio y magnesio, contribuyendo a una mejor densidad mineral ósea (Valcheva & Dieleman, 2016).

Como se ha mencionado, los prebióticos son sustratos que estimulan el crecimiento de bacterias, muchas de estas conocidas como probióticas. Los probióticos se definen como organismos vivos que, al ser administrados en cantidades adecuadas, generan un beneficio para la salud del huésped, principalmente mejorando el equilibrio de la microbiota intestinal (Yadav *et al.*, 2022). Los probióticos más utilizados pertenecen a los géneros *Lactobacillus* y *Bifidobacterium*, sin embargo, actualmente se han investigado nuevas cepas que poseen mayor poder terapéutico (Al-Fakhry & Elekhawy, 2024). La combinación de probióticos y prebióticos se conoce como simbiótico, estos son creados para potenciar los efectos beneficiosos, ofreciendo ventajas superiores al actuar de manera coordinada, donde el prebiótico favorece la implantación y actividad del probiótico, lo que resulta en una modulación más efectiva de la microbiota y una respuesta inmunitaria más amplia (Yadav *et al.*, 2022). Algunos prebióticos y simbióticos han mostrado reducir la inflamación intestinal además de ayudar a mantener la remisión en enfermedades como el síndrome de intestino irritable, promover la integridad de la barrera intestinal y prevenir la colonización por bacterias patógenas como *Clostridioides difficile* y *Escherichia coli* (Yadav *et al.*, 2022; Fehily *et al.*, 2024). Por lo anteriormente descrito, mucha investigación está dirigida a la búsqueda y caracterización de prebióticos que ayuden a mantener la salud intestinal ya sea solos o combinados con los probióticos.

Material y métodos

Caracterización físicoquímica de *Opuntia robusta* deshidratado

Determinación de humedad

Se determinó gravimétricamente por pérdida de peso después de secar la muestra en un horno a 105 °C hasta peso constante. El resultado se reportó como porcentaje de humedad.

Determinación de cenizas

Se determinó por método gravimétrico, la muestra se calcinó en una mufla a 550 °C hasta obtención de cenizas grises o blancas. El resultado se reportó como porcentaje de cenizas totales.

Determinación de grasas totales

Se realizó por método gravimétrico utilizando un equipo soxhlet y éter etílico para la extracción. La extracción se realizó durante 4 horas. El resultado se reportó como porcentaje de grasas totales.

Determinación de fibra dietética total (FDT)

Se utilizó el kit TDF (Sigma, Aldrich), la determinación se realizó de acuerdo con las instrucciones del proveedor. El resultado se reportó como porcentaje de FDT.

Determinación de azúcares totales

La muestra se preparó de acuerdo a Monrroy *et al.*, al (2017), para lo cual a 0.025 g de muestra se le adicionaron 0.375 mL de ácido sulfúrico 2.5N. Se colocaron en baño de agua a 80°C durante 90 minutos. Después de enfriar el hidrolizado se aforó a un volumen de 100 mL con agua destilada, se homogenizó y centrifugó a 6000 rpm durante 5 minutos. Se recuperó el sobrenadante para la cuantificación de azúcares totales. La cuantificación se realizó mediante el método Antrona-ácido sulfúrico utilizando glucosa como estándar. La absorbancia se leyó a 630 nm. El resultado se reportó el porcentaje.

Determinación de proteínas solubles

Para la extracción de proteínas a 0.1 g de muestra se le adicionaron 5 ml de buffer de extracción (tris-HCl 0.1M pH 8, NaCl 0.5 M). La mezcla se sonicó a una amplitud de 45, durante 5 ciclos con intervalos de 1 minuto, sobre baño de hielo. La muestra se centrifugó a 12000 rpm durante 15 minutos, se recuperó el sobrenadante para la cuantificación de proteínas. Para la cuantificación de proteínas se utilizó el método de Bradford utilizando albúmina de suero bovino (BSA) para la curva estándar. El resultado se reportó el porcentaje.

Determinación de pH, sólidos solubles totales y conductividad

Para determinar pH, sólidos solubles totales, y conductividad se prepararon 30 mL de solución de nopal y agua destilada al 10%, y se agitó durante 2 horas, se centrifugó a 4000 rpm durante 5 minutos y se recuperó el sobrenadante en el cual se determinaron directamente la conductividad, sólidos totales y pH utilizando conductímetro, refractómetro digital y potenciómetro respectivamente.

Determinación de acidez titulable

A 10 ml del sobrenadante se le adicionó fenolftaleína como indicador y se titularon con NaOH 0.1N.

El porcentaje de acidez se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de acidez} = \left(\frac{N \text{ NaOH} \times \text{Vol NaOH} \times \text{eq. } \acute{a}\text{c. } M}{W_m} \right) \times 100$$

Donde:

N NaOH: Normalidad del NaOH (0.1N)

Vol NaOH: Volumen de NaOH gastado en la titulación

Eq. $\acute{a}\text{c. } M$: Peso equivalente del ácido málico (0.067)

Wm: Peso de la muestra en gr

Determinación de Actividad antioxidante

A 0.1 g de nopal se le adicionó 1 ml de metanol, la mezcla se mantuvo en agitación, en oscuridad durante 24 h. Se centrifugó a 6000 rpm durante 5 minutos y se recuperó el sobrenadante.

Se preparó una curva estándar con ácido ascórbico en el intervalo de 0 a 2 microgramos. En microplaca de 96 pozos, se colocaron 20 microlitros de la muestra, estándar y blanco, se adicionaron 200 microlitros de reactivo DPPH 150 mM. La microplaca se mantuvo en agitación durante 30 minutos protegido de la luz. Se midió la absorbancia a 595 nm en lector de microplacas.

El porcentaje de inhibición se calculó utilizando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de inhibición} = \left(\frac{Ab_0 - Ab_M}{Ab_0} \right) \times 100$$

Donde:

Ab 0: Absorbancia del blanco.

Ab M: Absorbancia de la muestra o estándar.

Evaluación de *O. robusta* como sustrato para el crecimiento de *Lactobacillus* spp

Cepas bacterianas

Las cepas de *Lactobacillus plantarum* 601, *Lactobacillus paraplantarum* 936 y *Lactobacillus ruminis* 1291, pertenecen al cepario del laboratorio de Investigación en Metabolismo. Se mantienen almacenadas a una temperatura de -80°C. Antes de ser utilizadas, fueron reactivadas por dos subcultivos sucesivos en medio MRS incubando a 37°C durante 24 horas.

Preparación del medio mínimo a base de nopal

Se elaboró un medio resuspendiendo 20 g de nopal deshidratado *Opuntia robusta* y 10 g de peptona por litro de agua destilada (MNP). El pH se ajustó a 5.7, y posteriormente se esterilizó en autoclave a 121 °C durante 15 minutos.

Cinética de crecimiento

Se inocularon 25 ml del medio MNP con 250 μ L de cultivo fresco de cada cepa, usando un tubo sin inóculo como control. La incubación se realizó a 37 °C, el crecimiento se evaluó leyendo la absorbancia a 630 nm en los tiempos 0, 3, 6, 24 y 48 horas, con lecturas por triplicado. Las muestras de los tiempos 0 y 48 horas fueron centrifugadas a 6000 rpm durante 10 minutos y los sobrenadantes se recuperaron y almacenaron para análisis posteriores.

Determinación de azúcares totales

La muestra se preparó de acuerdo con Monrroy et., al (2017), para lo cual a 150 μ L del sobrenadante de las muestras se le adicionaron 600 microlitros de ácido sulfúrico 2.5 N. Se colocaron en baño de agua a 80°C durante 90 minutos. Después de enfriar la muestra hidrolizada se diluyó 1:100, se homogenizó y centrifugó a 6000 rpm durante 5 minutos. Se recuperó el sobrenadante para la cuantificación de azúcares totales. La cuantificación se realizó mediante el método Antrona-ácido sulfúrico utilizando glucosa como estándar. La absorbancia se leyó a 630 nm.

Determinación de pH

El pH de los tiempos 0 y 48 horas se determinó utilizando un potenciómetro.

Determinación de acidez

El sobrenadante de las 0 y 48 horas se diluyó 1:5 y 1:2 con agua destilada completando el volumen a 5 y 10 ml respectivamente. Se añadió fenolftaleína como indicador y se tituló con NaOH 0.1 N. El porcentaje de acidez se determinó utilizando la fórmula antes mencionada.

Análisis estadístico:

Los resultados se presentan como la media $\pm$ desviación estándar. Los ensayos se realizaron por triplicado.

Resultados y Discusión

Caracterización fisicoquímica de *Opuntia robusta* deshidratado

Los resultados obtenidos de la caracterización fisicoquímica de *O. robusta* deshidratado se presentan en la tabla 1. Respecto al contenido de humedad *O. robusta* presentó un 4.98 ± 0.02 %, los valores son un poco menores a los que se han reportado para *Opuntia ficus indica* cuyos intervalos van de 5.12 (Rives-Castillo et al., 2021) a 7.73% (Albergamo et al., 2022). Esta diferencia puede atribuirse a varios factores, entre ellos las variaciones entre especies, ya que *O. robusta* y *O. ficus-indica* difieren en su composición estructural y características fisiológicas. Por otro lado, los procesos de deshidratación y el tipo de equipo utilizado también pueden generar variaciones en los valores reportados entre distintos estudios. No obstante, de acuerdo con lo señalado en múltiples estudios, este nivel de humedad favorece la estabilidad y prolonga la vida útil del producto, lo que lo vuelve ideal para diversas aplicaciones (Martins et al., 2023).

O. robusta presenta un 15 ± 0.02 % de cenizas totales, este resultado concuerda con otros estudios que han reportado un contenido del 15.4 % para *Opuntia ficus-indica* (Ayadi et al., 2009), también Di Bella et al. (2022) reportaron para esta misma especie valores en el intervalo de 12.8 a 15.2 %. Rives-Castillo et al. (2021) reportaron valores entre 16 % y 24.6 %, los cuales son superiores a los de este trabajo. Esta diferencia podría atribuirse al tipo de procesamiento aplicado, a variaciones en los métodos analíticos, a las condiciones de crecimiento de la planta, principalmente el contenido mineral de los suelos donde crece, este último factor influye directamente en el contenido mineral del nopal principalmente de calcio, magnesio, potasio y fósforo (Sáenz et al., 2014).

Las grasas totales en este estudio se determinaron como extracto etéreo encontrándose un $3.86 \pm 0.42 \%$, este valor es similar a lo que se ha reportado para *Opuntia ficus-indica* f. *amyloceae* (espinoso) cuyo valor es de $3.95 \pm 0.22 \%$ (Ayadi *et al.*, 2009). Por otro lado, Hernandez-Urbiola *et al.* (2010) reportaron una cantidad de 2.16% en *Opuntia ficus-indica*, y Cornejo-Vullegas *et al.* (2010) reportaron para esta misma especie un porcentaje de 1.89%, siendo el valor de *O. robusta* mayor que *Opuntia ficus-indica*. El contenido de grasa puede variar significativamente. Esta diferencia es visible al comparar la cantidad total de grasa de *Opuntia ficus-indica* f. *amyloceae* (espinoso) y *Opuntia ficus-indica* f. *inermis* (cladodios sin espinas), donde se reporta un contenido de $3.95 \pm 0.22 \%$ y $4.69 \pm 0.31 \%$, respectivamente. Por su parte, Rodríguez - Félix y Cantwell, (1988), y Osorio-Córdoba *et al.*, (2011) reportaron un contenido que va de 1.3 a 3% base seca, en *Opuntia* spp., dejando en claro que el contenido de nutrimentos y la proporción de estos, se modifica también con la edad del cladodio, debido a que disminuyen los lípidos en aquellos que tienen mayor tiempo. Esto sucede debido a que la membrana se hace más permeable (Figueroa *et al.*, 2018).

El contenido de fibra dietética total se determinó con el kit TD de Sigma-Aldrich. El valor de *O. robusta* fue de 46.34%. Este valor es superior al reportado para harina de *Nopalea cochenillifera* y de *Opuntia* spp. deshidratada, los cuales fueron de 18.41% y 18% respectivamente (Fabela *et al.*, 2021).

Por otro lado, se ha reportado que el contenido de fibra total de *Opuntia ficus-indica* f. *amyloceae* (espinoso) es de $51.24 \pm 2.12 \%$, obteniendo un resultado similar al de *O. robusta*. (Ayadi *et al.*, 2009). Al igual que con las grasas totales, el contenido de fibra en los cladodios cambia con el tiempo de maduración, el contenido de fibra disminuye conforme madura el cladodio (Figueroa *et al.*, 2018).

Estos resultados, muestran al nopal *O. robusta* como un alimento alto en fibra. En consecuencia, su consumo podría fomentar la modulación de la microbiota intestinal, regulación de los niveles de glucosa sérica, colesterol y triglicéridos; contribuyendo de esta manera a prevenir problemas posteriores como diabetes, dislipidemias y obesidad (Fabela *et al.*, 2021).

La literatura es extensa respecto a la composición de azúcares para especies de *Opuntia* y es sin duda la biomolécula que más concierne el interés del presente estudio, siendo el sustrato de mayor relevancia para el crecimiento de bacterias ácido-lácticas (Gómez-Navarro *et al.*, 2025; Ganzle, 2013; Bulgarelli *et al.*, 2015). Existen importantes variaciones en resultados según la especie de *Opuntia* analizada, el tratamiento de las muestras y las características de cada estudio; se han reportado valores en un intervalo de 30 a 90% en base seca (Ayadi *et al.*, 2009; Cruz Rubio *et al.*, 2023; Cruz-Rubio *et al.*, 2021; Astello-García *et al.*, 2015) y valores de 5 a 7% en base fresca (Stintzing & Carle, 2005; del Socorro *et al.*, 2017). Tomando en cuenta lo anterior y considerando la caracterización físicoquímica ya realizada, se infiere que el nopal puede ser utilizado en la elaboración de medios de cultivo para el crecimiento de bacterias ácido-lácticas capaces de metabolizar los azúcares complejos presentes en el nopal (Gómez-Navarro *et al.*, 2025).

Se han reportado valores bajos de proteínas en el nopal, en este trabajo se obtuvo una cantidad del 0.43%. Este valor coincide con los resultados en estudios previos sobre *Opuntia microdasys* y *Opuntia ficus-indica*, cuyos valores reportados son del 1% de proteína soluble en base húmeda. La variación en el contenido de proteína puede deberse a características específicas de la especie, variedad genética, así como al tipo de órgano vegetal (Talemi & Sedaghatpour, 2017). Otros autores, reportaron el contenido de nutrimentos en diferentes estados de maduración, donde los cladodios jóvenes de *Opuntia ficus-indica* tienen mayor contenido de proteínas que los cladodios con mayor tiempo, siendo la maduración un aspecto considerable al comparar y conocer el contenido de proteínas (Figueroa *et al.*, 2018).

El pH, los sólidos solubles totales y la conductividad se determinaron en una solución al 10% de la harina de nopal. El valor de pH de la solución fue de 5.2. Este pH ligeramente ácido puede ser explicado por la presencia de ácidos orgánicos, se ha reportado en diversas especies de *Opuntia*, la presencia de ácidos malónico, cítrico, málico, oxálico y ácidos fenólicos como hidroxicinámico e hidroxibenzoico (Stintzing & Carle, 2005), (del Socorro Santos Díaz *et al.*, 2017). Respecto al porcentaje de acidez, se obtuvo un resultado de $3.57\% \pm 0.28\%$. Este valor se puede relacionar con el pH moderadamente ácido de 5.2; por lo que se encuentra un pH óptimo para el crecimiento de bacterias ácido-lácticas (entre 5 y 6) (Ganzle, 2013). Esto es congruente con la literatura que ha reportado aumentos en el porcentaje de acidez de tan sólo 0.1% en 24 horas en condiciones de fermentación (Ferreira *et al.*, 2023).

En lo que se refiere a los sólidos solubles totales, la solución presentó 0.2° brix, este valor representa que por cada 100 ml de disolución se tienen 0.2 g de sólidos solubles. Estos datos son congruentes con los resultados obtenidos en la cinética bacteriana (ver sección), ya que estos sólidos tienden a fungir como sustratos metabólicos para microorganismos; esta idea apoyada en la literatura con mediciones en diferentes tiempos, dejando ver una relación inversamente proporcional entre el crecimiento bacteriano y los SST (Ferreira *et al.*, 2023).

Finalmente la solución presentó una conductividad de 1271 μS , la conductividad se debe a la presencia de iones, para el nopal se ha reportado que los iones más abundantes presentes en la mayoría de las especies son Ca^{2+} y K^{+} principalmente. La literatura describe cómo la conductividad es uno de los factores que determinan la factibilidad de un medio para desarrollar crecimiento microbiano (Bulgarelli *et al.*, 2015) y es congruente la baja salinidad de las soluciones y el cómo los productos y sustratos metabólicos del crecimiento bacteriano no la aumentan, por lo que en algunos estudios se han observado relaciones inversas entre la conductividad y el desarrollo de microorganismos (Manríquez-Rivera *et al.*, 2025).

La actividad antioxidante se reporta como porcentaje de inhibición, *O. robusta* presentó un porcentaje de inhibición de $16.54 \pm 3.87\%$. Este valor es relativamente bajo al compararlo con otras sustancias antioxidantes conocidas como ácido ascórbico y alfa-tocoferol, para los cuales se han reportado valores de 70% y 80% (Costa *et al.*, 2020; Blokhina *et al.*, 2002); sin embargo, es un resultado valioso para este estudio ya que al explorar la literatura se encuentran diversos resultados en estudios *in vivo* que le atribuyen valiosas propiedades antioxidantes a diferentes niveles del organismo (Petruk *et al.*, 2017; Ávila-Nava *et al.*, 2014; Marhri *et al.*, 2024). Aun así, tras observar los resultados de la cinética bacteriana, podemos inferir que el mecanismo importante para reducir radicales libres *in vivo* del nopal sería por el efecto prebiótico en la microbiota, más que por una alta actividad antioxidante per se (Marhri *et al.*, 2024).

Tabla 1. Caracterización fisicoquímica del nopal deshidratado *Opuntia robusta*.

Parámetro	Contenido
Humedad (%)	4.98 ± 0.02
Cenizas (%)	15 ± 0.02
Azúcares totales (%)	36.65 ± 0.42
Grasas totales (%)	3.86 ± 0.62
Fibra (%)	46.34
Proteínas solubles (%)	0.44
Acidez (%)	3.57 ± 0.28
Sólidos Solubles Totales (°Brix)	0.2
Conductividad (mS)	1271
pH	5.2
Actividad antioxidante (% inhibición)	16.54 ± 3.87

Potencial prebiótico de *Opuntia robusta*

Para analizar el potencial prebiótico de *O. robusta*, se elaboró un medio mínimo utilizando solamente nopal y peptona. Se evaluó el crecimiento de tres cepas de *Lactobacillus* leyendo las absorbancias a diferentes tiempos, considerando solamente los tiempos, inicial (0 h) y final (48 h). Los resultados obtenidos para las absorbancias a las 48 horas de crecimiento revelan diferencias claras en el crecimiento de las tres cepas de *Lactobacillus* spp. *L. plantarum* demostró el mayor crecimiento con una Densidad Óptica (DO) de 0.185 ± 0.036 , seguida por *L. paraplantarum* con una DO de 0.140 ± 0.040 y finalmente *L. ruminis* con una DO de 0.106 ± 0.006 (Figura 1).

Estos resultados concuerdan con lo reportado por Gómez-Navarro *et al.* (2025), quienes observaron que *L. plantarum* presentó un mayor crecimiento en medios alternativos debido a su elevada capacidad de adaptación, que junto con su alta versatilidad metabólica le permite fermentar diversos azúcares presentes en el nopal, como glucosa, arabinosa y xilosa, lo que le otorga una ventaja competitiva frente a otras especies menos adaptadas.

En contraste, *L. paraplantarum* demostró un crecimiento intermedio, lo cual puede deberse a que, aunque está filogenéticamente relacionada con *L. plantarum*, estas presentan ciertas diferencias en genes asociados con la regulación del metabolismo de carbohidratos y el transporte de membrana, lo cual puede afectar su eficiencia de crecimiento en ciertas condiciones (Torriani *et al.*, 2001). Por otro lado, *L. ruminis* fue la cepa con menor crecimiento, lo cual puede deberse a que, al ser una bacteria comúnmente asociada al ambiente

gastrointestinal de animales de pastoreo, esta tiene requerimientos nutricionales más estrictos, teniendo una capacidad fermentativa menos eficiente que las otras cepas. Por lo cual es probable que el medio a base de nopal no haya proporcionado todos los factores esenciales para su desarrollo óptimo (O'Donnell *et al.*, 2015).

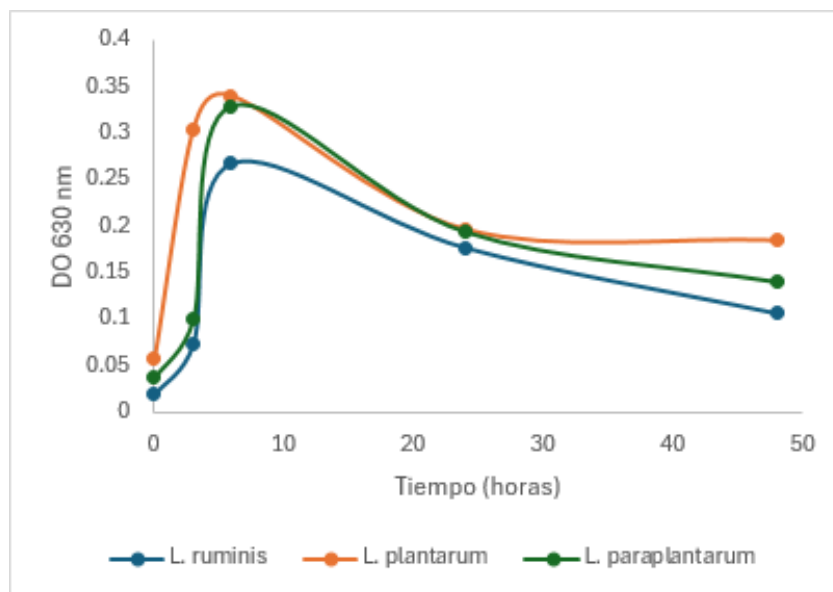


Figura 1. Cinéticas de crecimiento de *Lactobacillus plantarum* 601, *Lactobacillus paraplantarum* 936 y *Lactobacillus ruminis* 1291 en medio MNP, midiendo su densidad óptica a 630 nm durante 48 horas.

Respecto a los valores de pH y del porcentaje de acidez de los cultivos, se observa una reducción de estos valores en los cultivos de las tres cepas evaluadas al comparar entre las 0 y 48 horas (tabla 2), lo cual indica que, aunque el crecimiento sea lento, se presenta actividad metabólica, ya que como es conocido, el ácido láctico es el principal producto metabólico de *Lactobacillus* spp. *L. plantarum* mostró una disminución del pH de 5.70 a 5.14, teniendo una reducción de 0.56 unidades, lo que sugiere una intensa actividad fermentativa y una mayor producción de ácido láctico. Este resultado coincide con lo reportado por Gómez-Navarro *et al.* (2025), quienes observaron una rápida acidificación del medio con esta cepa utilizando sustratos vegetales, sin embargo, obtuvieron una disminución aún mayor del pH probablemente por el uso de medios más ricos en azúcares. Asimismo, *L. paraplantarum* presentó una disminución del pH de 5.71 a 5.38, lo que podría indicar que posee una menor actividad metabólica en condiciones similares. Mientras que, *L. ruminis* presentó la menor disminución en el pH, pasando de 5.35 a 5.28, lo que sugiere que posee una capacidad más limitada para utilizar el nopal como sustrato (O'Donnell *et al.*, 2015).

Respecto al porcentaje de acidez (tabla 2), *L. plantarum* y *L. ruminis* demostraron un aumento de 0.13% a 0.19% y 0.10% a 0.13% respectivamente lo que refleja un incremento en la producción de ácido láctico mientras transcurre el tiempo. Por otro lado, *L. paraplantarum* mostró una leve disminución de 0.20 % a 0.16 %, este comportamiento podría deberse al consumo de ciertos metabolitos ácidos una vez alcanzada la fase estacionaria lo cual abre la posibilidad de explorar esta capacidad de la cepa en estudios posteriores. Los resultados observados son consistentes con los reportados en otros estudios que emplearon medios vegetales, como el extracto proteico de semilla de sésamo, en donde *L. plantarum* también demostró una alta capacidad de acidificación y adaptación rápida al medio (Khalfallah *et al.*, 2022). Lo que sugiere que los medios de origen vegetal, como el nopal, pueden ser adecuados para el crecimiento de bacterias ácido-lácticas, representando una alternativa sostenible y funcional.

El consumo de azúcares por las tres cepas de *Lactobacillus* spp. fue diferente, los resultados mostraron que, a las 48 horas *L. plantarum* redujo el contenido de carbohidratos de 44.38 % a 36.45 %, lo que representa un consumo del 17.87 %, *L. paraplantarum* presentó un consumo mínimo, pasando de 30.25 % a 30.01 %, mientras que *L. ruminis* fue la cepa con mayor consumo, reduciendo los azúcares de 8.06 % a 2.00 %, teniendo un aprovechamiento del 75.12 % (tabla 2).

Estas diferencias no son extrañas ya que se conoce que las capacidades metabólicas son específicas de cada cepa. Los azúcares en el nopal están presentes como polisacáridos complejos, por lo que las bacterias requieren contar con la maquinaria enzimática para metabolizarlos. La baja utilización de azúcares por parte de *L. paraplantarum* podría explicarse por la ausencia o escasa actividad de enzimas necesarias para la degradación eficiente de polisacáridos complejos (Cui *et al.*, 2021). Mientras que la elevada capacidad de *L. ruminis* para emplear los compuestos del nopal podría deberse a la expresión de estos sistemas enzimáticos que le permiten metabolizar eficientemente los carbohidratos complejos disponibles en el nopal (O'Donnell *et al.*, 2011).

Tabla 2. Porcentaje de acidez, porcentaje de carbohidratos y niveles de pH en los cultivos de *Lactobacillus* spp a las 48 hr de cultivo.

Parámetro	<i>L. plantarum</i> 601		<i>L. paraplantarum</i> 936		<i>L. ruminis</i> 1291	
	Tiempo (h)					
	0 h	48 h	0 h	48 h	0 h	48 h
pH	5.7	5.14	5.71	5.38	5.35	5.28
% Acidez	0.13	0.19	0.20	0.16	0.10	0.17
Carbohidratos totales (%)	44.38	36.45	30.25	30.01	8.06	2.00
Carbohidratos consumidos (%)	17.87		0.79		75.12	

Conclusión

Al tratarse de un alimento ampliamente consumido en la dieta mexicana, el estudio del nopal adquiere gran relevancia para su investigación en diversas áreas por el posible impacto sobre un amplio sector de la población. Los resultados obtenidos de la caracterización de *O. robusta* fueron similares a los reportados para otras especies de *Opuntia*, por lo que es una buena alternativa para su consumo. Por otro lado, se puede concluir que el nopal puede tener potencial como prebiótico, lo cual se evidencia por el crecimiento de las cepas de *Lactobacillus* en el medio MNP cuyo sustrato principal es el nopal. Si bien, las cepas aprovechan de forma diferente este sustrato, todas son capaces de mantener un metabolismo activo, lo cual se puede inferir por el comportamiento del pH y del porcentaje de acidez del medio de cultivo. Aún faltan estudios por dirigidos a eficientizar el potencial prebiótico del nopal, sin embargo, *O. robusta* deshidratado podría ser considerado como un candidato prebiótico.

Bibliografía/Referencias

- Albergamo, A., Potortí, A. G., Di Bella, G., Amor, N. B., Lo Vecchio, G., Nava, V., Rando, R., Ben Mansour, H., & Lo Turco, V. (2022). Chemical characterization of different products from the Tunisian *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. *Foods*, 11(2), 155. <https://doi.org/10.3390/foods11020155>
- Al-Fakhrany, O. M., & Elekhaw, E. (2024). Next-generation probiotics: the upcoming biotherapeutics. *Molecular biology reports*, 51(1), 505. <https://doi.org/10.1007/s11033-024-09398-5>
- Astello-García, M. G., Cervantes, I., Nair, V., Santos-Díaz, M. del S., Reyes-Agüero, A., Guéraud, F., Barba de la Rosa, A. P. (2015). Chemical composition and phenolic compounds profile of cladodes from *Opuntia* spp. cultivars with different domestication gradient. *Journal of Food Composition and Analysis*, 39, 1–12. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2015.04.016>
- Avila-Nava, A., Calderón-Olivera, M., Medina-Campos, O. N., Zou, T., Gu, L., Torres, N., ... & Pedraza-Chaverría, J. (2014). Extract of cactus (*Opuntia ficus-indica*) cladodes scavenges reactive oxygen species in vitro and enhances plasma antioxidant capacity in humans. *Journal of Functional Foods*, 10, 13–24. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2014.05.009>

- Ayadi, M. A., Abdelmaksoud, W., Ennouri, M., & Attia, H. (2009). Cladodes from *Opuntia ficus indica* as a source of dietary fiber: Effect on dough characteristics and cake making. *Industrial Crops and Products*, 30, 40–47. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2009.01.003>
- Blokhina, O., Virolainen, E., & Fagerstedt, K. V. (2003). Antioxidants, oxidative damage and oxygen deprivation stress: a review. *Annals of botany*, 91(2), 179–194. <https://doi.org/10.1093/aob/mcf118>
- Bulgarelli, D., Garrido-Oter, R., Münch, P. C., Weiman, A., Dröge, J., Pan, Y., ... & Schulze-Lefert, P. (2015). Structure and function of the bacterial root microbiota in wild and domesticated barley. *Cell Host & Microbe*, 17(3), 392–403. <https://doi.org/10.1016/j.chom.2015.01.011>
- Caritá, A. C., Fonseca-Santos, B., Shultz, J. D., Michniak-Kohn, B., Chorilli, M., & Leonardi, G. R. (2020). Vitamin C: One compound, several uses. Advances for delivery, efficiency and stability. *Nanomedicine*, 24, 102117. <https://doi.org/10.1016/j.nano.2019.102117>
- Cruz-Rubio, J. M., Mueller, M., Viernstein, H., Loeppert, R., & Praznik, W. (2021). Prebiotic potential and chemical characterization of the poly and oligosaccharides present in the mucilage of *Opuntia ficus-indica* and *Opuntia joconostle*. *Food Chemistry*, 362, 130167. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.130167>
- Cruz-Rubio, J. M., Mueller, M., Viernstein, H., Loeppert, R., & Praznik, W. (2023). Corrigendum to “Prebiotic potential and chemical characterization of the poly and oligosaccharides...”. *Food Chemistry*, 418, 136007. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.136007>
- Cui, Y., Wang, M., Zheng, Y., Miao, K., & Qu, X. (2021). The Carbohydrate Metabolism of *Lactiplantibacillus plantarum*. *International journal of molecular sciences*, 22(24), 13452. <https://doi.org/10.3390/ijms222413452>
- Del Socorro Santos Díaz, M., Barba de la Rosa, A. P., Héliers-Toussaint, C., Guéraud, F., & Nègre-Salvayre, A. (2017). *Opuntia* spp.: Characterization and Benefits in Chronic Diseases. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 2017, 8634249. <https://doi.org/10.1155/2017/8634249>
- Di Bella, G., Vecchio, G. L., Albergamo, A., Nava, V., Bartolomeo, G., Macri, A., Bacchetta, L., Lo Turco, V., & Potorti, A. G. (2022). Chemical characterization of Sicilian dried nopal [*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.]. *Journal of Food Composition and Analysis*, 106, 104307. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2021.104307>
- El-Mostafa, K., El Kharrassi, Y., Badreddine, A., Andreoletti, P., Vamecq, J., El Kebbj, M. S., ... & Cherkaoui-Malki, M. (2014). Nopal cactus (*Opuntia ficus-indica*) as a source of bioactive compounds. *Molecules*, 19(9), 14879–14901. <https://doi.org/10.3390/molecules190914879>
- Fabela, I. H. E., Castro, M. M. P., Montalvo, G. E., Anaya, E. L. M., Vargas, A. T., Betanzos, G. C., & Hernández, J. P. U. (2021). Bioactive compounds identification and psychochemical characterization from *Nopalea cochenillifera* (L.) Salm-Dyck cladodes flour. <https://biotecnica.unison.mx/index.php/biotecnica/article/view/1519>
- Fehily, S. R., Basnayake, C., Wright, E. K., Yao, C. K., Godsell, J., Gibson, P. R., & Kamm, M. A. (2024). Probiotics: are they beneficial? *Internal medicine journal*, 54(6), 861–870. <https://doi.org/10.1111/imj.16388>
- Ferreira, R. M., Costa, A. M., Pinto, C. A., Silva, A. M. S., Saraiva, J. A., & Cardoso, S. M. (2023). Impact of Fermentation and Pasteurization on *Opuntia ficus-indica* Juices. *Foods*, 12(11), 2096. <https://doi.org/10.3390/foods12112096>
- Ganzle, M. (2013). Physiology and biochemistry of lactic acid bacteria. In *Handbook on sourdough biotechnology*, pp. 184–190. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-5425-0>
- Gómez-Navarro, C. M., Angulo-Romero, F., & Reyes-Escogido, M. L. (2025). Evaluation of a minimal prickly pear-based medium for the growth of *Lactobacillus* spp. *Biotechnia*, 27, e2550. <https://biotecnica.unison.mx/index.php/biotecnica/article/view/2550/1430>
- Khalfallah, R., Mechmeche, M., Jmoui, I., Ksontini, H., Hamdi, M., & Kachouri, F. (2022). Growth Kinetics of *Lactobacillus plantarum* in Sesame Seed Protein Extract Media. *Chemistry Africa*. <https://doi.org/10.1007/s42250-022-00573-4>
- Manríquez-Rivera, G. A., Rojas-Contreras, M., Murillo-Amador, B., & Arce-Amezquita, P. M. (2025). Growth promoting bacteria associated with *Opuntia cholla* rhizosphere. *JPACD*, 27, 56–66. <https://doi.org/10.56890/jpacd.v27i.572>

- Marely, G. F.-P., Pérez-Ramírez, I. F., Paredes López, O., Mondragón-Jacobo, C., & Reynoso-Camacho, R. (2018). Phytochemical Composition and in Vitro Analysis of Nopal Cladodes. *International Journal of Food Properties*, 21(1), 1728–1742. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1206126>
- Marhri, A., Rbah, Y., Allay, A., Boumediene, M., Tikent, A., Benmoumen, A., ... & Addi, M. (2024). HPLC-DAD Profiling of Phenolic Components and Comparative Assessment of Antioxidant Potency in *Opuntia robusta*, *Opuntia dillenii*, and *Opuntia ficus-indica* Cladodes at Diverse Stages of Ripening. *Journal of oleo science*, 73(12), 1529–1540. <https://doi.org/10.5650/jos.ess24034>
- Martins, M., Ribeiro, M. H., & Almeida, C. M. M. (2023). Physicochemical, nutritional, and medicinal properties of *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. And Its Main Agro-industrial Use: A Review. *Plants*, 12(7), 1512. <https://doi.org/10.3390/plants12071512>
- Mellai, M., Allesina, M., Edoardo, B., Cascella, F., ... & Puoci, F. (2024). Efficacy of *Opuntia ficus-indica* Prebiotic Supplementation. *Nutrients*, 16(5), 586. <https://doi.org/10.3390/nu16050586>
- Monrroy, M., García, E., Ríos, K., & García, J. R. (2017). Extraction and Physicochemical Characterization of Mucilage from *Opuntia cochenillifera* (L.) Miller. *Journal of Chemistry*, 2017(1), 4301901. <https://doi.org/10.1155/2017/4301901>
- O'Donnell, M. M., Forde, B. M., Neville, B., Ross, P. R., & O'Toole, P. W. (2011). Carbohydrate catabolic flexibility in the mammalian intestinal commensal *Lactobacillus ruminis* revealed by fermentation studies aligned to genome annotations. *Microbial cell factories*, 10(S1), S12. <https://doi.org/10.1186/1475-2859-10-S1-S12>
- O'Donnell, M. M., Harris, H. M. B., Lynch, D. B., ... (2015). *Lactobacillus ruminis* strains cluster by gut source. *BMC Microbiol*, 15, 80. <https://doi.org/10.1186/s12866-015-0403-y>
- Perucini-Avendaño, M., Nicolás-García, M., Jiménez-Martínez, C., Perea-Flores, M. J., Gómez-Patiño, M. B., Arrieta-Báez, D., & Dávila-Ortiz, G. (2021). Cladodes: Chemical and structural properties, biological activity and polyphenols profile. *Food science & nutrition*, 9(7), 4007–4017. <https://doi.org/10.1002/fsn3.2388>
- Petruk, G., Di Lorenzo, F., Imbimbo, P., Silipo, A., Bonina, A., ... & Lanzetta, R. (2017). Protective effect of *Opuntia ficus-indica* L. cladodes. *Bioorganic & medicinal chemistry letters*, 27(24), 5485–5489. <https://doi.org/10.1016/j.bmcl.2017.10.043>
- Rives Castillo, S. C. H., Correa Pacheco, Z. N., Bautista Baños, S., Ventura Aguilar, R. I., Schettino Bermúdez, B. S., Ortega Gudiño, P., & Barajas Cervantes, A. (2021). Análisis químico proximal y térmico en harinas de productos residuales de nopal (*Opuntia ficusindica*) para obtención de compuestos poliméricos biobasados. *Agrociencia*, 55(5), 403–416. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v55i5.2516>
- Stintzing, F. C., & Carle, R. (2005). Cactus stems (*Opuntia* spp.): a review. *Molecular nutrition & food research*, 49(2), 175–194. <https://doi.org/10.1002/mnfr.200400071>
- Talemi, E. P., & Sedaghatthoor, S. (2017). Biochemical properties of *Opuntia* spp. *JPACD*, 32–44. <https://jpacd.org/jpacd/article/view/41>
- Torriani, S., Felis, G. E., & Dellaglio, F. (2001). Differentiation of *Lactobacillus* spp. by recA gene. *Applied and environmental microbiology*, 67(8), 3450–3454. <https://doi.org/10.1128/AEM.67.8.3450-3454.2001>
- Valcheva, R., & Dieleman, L. A. (2016). Prebiotics: Definition and protective mechanisms. Best practice & research. *Clinical gastroenterology*, 30(1), 27–37. <https://doi.org/10.1016/j.bpg.2016.02.008>
- Yadav, M. K., Kumari, I., Singh, B., Sharma, K. K., & Tiwari, S. K. (2022). Probiotics, prebiotics and synbiotics: Safe options for next-generation therapeutics. *Applied microbiology and biotechnology*, 106(2), 505–521. <https://doi.org/10.1007/s00253-021-11646-8>