



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA DEL MUCÍLAGO EXTRAÍDO DE SÁBILA *Aloe vera* L. PARA SU APLICACIÓN EN PRODUCTOS HORTOFRUTÍCOLAS

Andrés Alejandro Damián-Reyna^a, Margarita Martínez-García^a, Ana Laura Reyes-Robles^a, Héctor Guadalupe Moreno-Guerrero¹, Juan Carlos González-Hernández^b, Ma. Del Carmen Chávez-Parga^c, Julián López-Tinoco^c.

^a TecNM campus Instituto Tecnológico Superior de Puruándiro. División de Ingeniería en Industrias Alimentarias. Puruándiro, 58532, Michoacán, México. andres.damian@itspuruandiro.edu.mx

^b División de Posgrado de la Facultad de Ingeniería Química, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Avenida Francisco J. Múgica SN, Morelia, Michoacán, 58030, MÉXICO.
pandamian@yahoo.com.mx

^c Laboratorio de Bioquímica del Departamento de Ingeniería Bioquímica, Instituto Tecnológico de Morelia, Avenida Tecnológico#1500, colonia Lomas de Santiaguito, Morelia, Michoacán, 58120, MÉXICO
Palabras clave: Aloe vera, Mucilago, Antimicrobiano

Introducción

Actualmente, hay un creciente interés en los compuestos naturales que muestran actividad microbiciada obtenidos a partir de fuentes biológicas a bajo costo, de manera inocua, con técnicas que puedan ser ejecutadas en corto tiempo (Papetti, 2012; Vollmerhausen et al., 2013) y que ayuden a extender la vida de anaquel de los productos alimenticios (Knorr et al., 2011) como los hortofrutícolas. Esta necesidad de incrementar la vida de anaquel abre un nuevo campo de estudio en la investigación de la extracción, purificación y caracterización de extractos obtenidos dentro de la industria de alimentos (Damián-Reyna et al., 2017).

A pesar de que los microbicidas naturales están ganando interés como alternativa al uso en tratamientos de conservación físicos y químicos, aún existen varias restricciones, cómo su efectividad microbiciada, aceptación por el consumidor y costo de la aplicación de estos agentes que requieren una investigación más intensa (Zhang et al., 2014).

Varios de los compuestos encontrados en plantas, semillas y frutas se han estudiado para probar su resistencia al desarrollo de microorganismos (Bejarano Rodríguez & Centeno Briceño, 2009).

Los agentes antimicrobianos pueden tener acción en los microorganismos de las siguientes formas:

1. Interferencia con la membrana celular entrando a ésta a través de los canales porínicos de la membrana externa donde se unen a las proteínas, debilitando, conduciendo a lisis celular y muerte. Además, en la membrana citoplásmica se difunden causando el derrame del citoplasma hacia el exterior de la célula, resultando así la muerte celular (Hegggers et al., 2002).
2. Interferencia en la síntesis de proteínas: se unen a los ribosomas bloqueando la adherencia del RNA, evitando el crecimiento de la cadena de proteínas. También puede provocar la inserción de aminoácidos erróneos en la proteína o en la interferencia con la capacidad de los aminoácidos para conectarse unos con otros (Álvarez-Ordóñez et al., 2013).
3. Disminución de las actividades enzimáticas, es decir, deterioro de varios sistemas enzimáticos,



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023



incluidos aquellos involucrados en la producción de energía y síntesis de componentes estructurales. Una vez que el antimicrobiano cruza la membrana celular, puede interactuar con las enzimas y proteínas causando un flujo contrario de protones a través de ella, afectando así a la actividad celular. Los flavonoides también inhiben enzimas virales importantes, como la transcriptasa inversa y proteasa, y destruyen algunos protozoarios. Sin embargo, su toxicidad en células animales es baja (Havsteen, 2002).

Algunos de los principales temas de estudio son el desarrollo de resistencia a los microbicidas por parte de los microorganismos patógenos, la incorporación homogénea de los compuestos en matrices de alimentos, la extracción a gran escala de fuentes naturales sin perder su funcionalidad, y la autorización de su uso por parte de las agencias reguladoras. Muchos de éstos microbicidas de origen natural son clasificados como “generalmente reconocidos como seguros” (GRAS) para usar en el procesamiento de alimentos, pero su uso en otras líneas comerciales (farmacéutica, cosmética, etc.) involucra una aprobación regulatoria diferente. Los materiales naturales representan un área de oportunidad para la seguridad y conservación de los alimentos, pero aún es necesaria más investigación para optimizar su uso (Juneja et al., 2012; Sarkar & Shetty, 2014).

Los agentes utilizados para inhibir el crecimiento de microorganismos en alimentos y bebidas durante su procesamiento deben ser seleccionados cuidadosamente para no afectar las propiedades organolépticas. La

actividad microbicida de algunos extractos de plantas, incluidos los cítricos (Sandoval-Montemayor et al., 2012), han permitido disminuir el crecimiento o causar la muerte de los microorganismos, incrementando así la calidad y duración de la seguridad de los alimentos. Algunas de sus ventajas son que un mismo extracto puede ser utilizado para diferentes propósitos o contribuir con los tratamientos comúnmente utilizados, generando la base para el desarrollo de nuevas alternativas, más efectivas, menos caras y con menos efectos colaterales que los antibióticos comerciales (Palacios-Espinosa et al., 2011).

Origen e importancia del *Aloe vera*.

El *Aloe vera*, es una planta con alrededor de 360 especies diferentes, pertenece a la familia de las asfodeláceas o liláceas, con hojas perennes en forma de roseta; su tamaño puede alcanzar desde unos cuantos centímetros hasta los 50 cm (Choi & Chung, 2003; Ramachandra & Srinivasa Rao, 2008; Reynolds & Dweck, 1999).

Aloe vera L, posee hojas que contienen una pulpa o parénquima incoloro que forma el gel/cristal del Aloe, el cual representa aproximadamente el 65 a 80% del peso de la planta. Este gel está conformado por carbohidratos que son sintetizados en exceso, agua, minerales y ácido málico almacenado. Los polisacáridos mucilaginosos son los principios activos responsables de la actividad biológica del gel (Boudreau & Beland, 2006; Tai-Nin Chow et al., 2005); en tal sentido, se ha demostrado una cierta actividad



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

antimicrobiana del gel frente a diferentes microorganismos como *Trichophyton mentagrophytes*, *Staphylococcus aureus* y *Candida albicans* (Ferro et al., 2003; Olaleye et al., 2011).

Respecto a la composición química se ha reportado que la planta de *Aloe vera* está constituida por una mezcla compleja de compuestos como se muestra en la Tabla 1 y que más de 20 de estas sustancias poseen actividades benéficas para la salud (Jia et al., 2008; Pritam & Kale, 2007; Reynolds & Dweck, 1999).

De acuerdo con cifra de la FAO el 37% de los alimentos en México se pierden o desperdician durante la cadena de suministro, esto representa más de 10 millones de toneladas al año, de las cuales alrededor de 40% corresponde a frutas y hortalizas (FAO, 2018), entre ellos se encuentran guayabas, fresas, jitomates, mangos, etc.

México es uno de los principales productores de frutos a nivel mundial, ocupa el primer lugar en producción de aguacate, segundo en limón tercero en fresa y zarzamora, además de un quinto lugar en guayaba, arándano y frambuesa entre otros (INAES, 2017). En México 5.5 millones de personas trabajan en el campo, de los cuales 56% son agricultores y 44% son trabajadores agrícolas de apoyo (peones y jornaleros) (Hablemosdelcampo, 2018). En Michoacán el 20% de la población se dedica al campo, por esta razón es que este proyecto tendrá un impacto positivo en la agroindustria local, beneficiando a los productores de frutas y hortalizas interesados en proporcionar un valor

agregado a sus productos y contribuir a abatir el desperdicio de productos hortofrutícolas.

Metodología

Obtención del mucílago

Para obtener el mucílago de sábila primero se recolectaron las pencas de sábila del huerto que se encuentra en el interior del TecNM campus Instituto Tecnológico Superior de Puruándiro. De las pencas de sábila, se retiraron las impurezas, tales como polvo, telarañas, etc., enseguida se retiraron las espinas y el recubrimiento exterior de las pencas, para obtener la pulpa. Una vez obtenida la pulpa se cortó en trozos de aproximadamente 1cm³, se almacenaron a una temperatura de 4°C, hasta su utilización.

Para el proceso de extracción se dejaron reposar 100 g de trozos de pulpa de sábila en 400 mL de agua destilada durante 90 min. Cada 15 min se hizo un mezclado manual para obtener una mayor cantidad de mucílago.

Posteriormente se llevó a cabo la separación de mucílago de sábila mediante un proceso de tamizado empleando una malla de 0.002 mm, y el mucílago separado se colocó en frascos de vidrio para enseguida ser pasteurizado, para esto, los frascos se colocaron a ebullición en agua, durante 15 min, transcurrido el tiempo se prosiguió a enfriar el mucílago en un recipiente con hielo y agua. Finalmente, el mucílago obtenido se almacenó en refrigeración a 4 °C hasta su utilización.



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

Acondicionamiento del mucílago

Una vez obtenido el mucílago de sábila, se colocó en cajas Petri, cada una de ellas con 40 mL de mucílago de sábila, estas se secaron a una temperatura de 104 °F hasta peso constante. Una vez pasado este tiempo, se retiró el mucílago seco de las cajas Petri para someterlo posteriormente a los análisis correspondientes.

Determinación de Grados Brix

Los grados brix se determinaron mediante un refractómetro, utilizando 10 mL del mucílago líquido, del cual se tomó una gota, es decir, de la muestra a analizar, dicha gota se colocó en el refractómetro una vez ya calibrado con agua destilada, por último, se lee el valor arrojado por el dispositivo. El análisis se realizó por triplicado.

Medición de pH

Se tomaron 10 mL de muestra y se colocaron en un vaso de precipitado, al que se introdujo el electrodo de potenciómetro calibrado.

Determinación de Acidez titulable

Se tomaron 10 mL del mucílago en líquido a los cuales se le agregaron 3 gotas de fenolftaleína (indicador), se homogenizó y tituló con una solución de NaOH 0.1 N, hasta que la muestra presentó un cambio de coloración a rosa tenue que permanezca de 15 a 30 segundos, registrando los mL gastados de NaOH. Por último, se realizan los cálculos y se determina el porcentaje de acidez mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Acidez} = V \times N \times \text{Meq} \times 100g$$

Siendo:

V= Volumen de NaOH gastados.

N= Normalidad del NaOH.

Meq= Peso equivalente del ácido predominante en la muestra.

Determinación de Azúcares totales:

La determinación de azúcares totales se realizó mediante el método del fenol-ácido sulfúrico adaptado a microplaca (Masuko et al., 2005). Para esto, primero se realizó una curva de calibración. Se preparó un stock de glucosa, diluyendo 0.01g en un 1 mL de agua destilada, de dicho tubo se tomaron 100 µL y se colocaron en un nuevo microtubo con 900 µL para realizar las ocho respectivas diluciones decimales. De cada dilución se tomaron 125 µL y se añadieron 250 µL de fenol al 5% y 625 µL de ácido sulfúrico puro. En seguida las muestras se llevaron a baño maría a una temperatura de 100 °C durante 30 min y después se dejaron enfriar durante 15 min, se midieron a una longitud de 490 nm y a 630 nm. Para las muestras, se pesaron 0.01 g del mucílago de sábila colocándolo en un micro tubo adicionándole 900 µL de agua destilada, tomándolo como nuestro tubo patrón, en seguida se tomaron 100 µL del tubo patrón y se le adicionó 900 µL de agua destilada dejándolo reposar durante 12 h y otro utilizarlo inmediatamente para su lectura sin reposo, transcurrido el tiempo de reposo se coloca en el vortex durante 10 min y en seguida se toman 125 µL de la muestra es decir el tubo patrón y se le adicionan 25 µL de fenol al 5% más 625 µL de ácido sulfúrico

XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

puro, después se coloca en baño maría a 100°C durante 30min, se deja enfriar durante 15 minutos y después se toman 300 µL de dicho tubo y se colocan en la microplaca para su posterior lectura a 490 y 630 nm. Mediante la ecuación de la recta obtenida en la curva de calibración se realizaron los cálculos correspondientes.

Determinación de fibra cruda:

La fibra contenida en el mucílago de sábila se determinó por medio del método de fibra bruta y extracto no nitrogenado, este se realizó por triplicado. Primero se pesaron 2 g de muestra desgrasada y se secó en el horno durante 2 h a 100 °C. Después se prepararon 100 mL de una solución de ácido sulfúrico al 0.255 N. En un matraz Erlenmeyer se colocó a ebullición durante 30 min la solución antes mencionada y los 2 g de muestra. Una vez transcurrido el tiempo se retira el matraz y se filtra la muestra con la bomba de vacío utilizando tela de lino o papel filtro. Durante la filtración se realizaron lavados con 500 mL de agua destilada caliente para neutralizar el pH de la solución. Después se procedió a preparar 100 mL de una solución de NaOH 0.313 N y se coloca en ebullición, una vez en ebullición se le agrega la muestra filtrada y se deja durante 30 min, enseguida se realizó el filtrado de la muestra y se le realizaron lavados con agua destilada caliente. Una vez que la muestra se encuentra preparada se colocó en un crisol previamente secado a 110 °C durante 8 h registrando su peso, y se introdujo en el horno a una temperatura de 100 °C durante 90 min en dado caso que la muestra

se encuentre húmeda. Posteriormente el crisol se colocó en la mufla durante 4 h a 550 °C para calcinar la muestra, se apagó la mufla y se dejó enfriar durante 24 h, transcurrido el tiempo de colocó en el desecador y se registró su peso para continuar con la determinación del contenido de fibra cruda aplicando la fórmula correspondiente:

$$\% \text{ Fibra cruda} = \left[\frac{(P_s - P_p) - (P_e - P_{ep})}{M} \right] \times (100)$$

Donde:

Ps= Masa del residuo seco (g).

Pp= Masa del papel filtro (g).

Pep= Masa de la ceniza del papel (g).

M= Masa de la muestra (g).

Pe= Masa de la ceniza (g).

Determinación de humedad:

La humedad se determinó por el método de secado por estufa, el cual consiste en secar durante 24 h a una temperatura de 110 °C los crisoles de porcelana a utilizar pesándolos cada 30 min hasta obtener peso constante, enseguida se midieron 3 g del mucílago de sábila y se colocaron en los crisoles, posteriormente se colocaron en el horno de secado durante 6 h a 105 °C y se fueron pesando los crisoles cada 30 min para obtener peso constante, para después calcular la humedad mediante la siguiente fórmula.

$$\% \text{ Humedad} = \frac{P - P1}{P2} \times 10$$

Donde:

P= Peso del recipiente con la muestra húmeda, en gramos.



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

P1= Peso del recipiente con la muestra seca.

P2= Peso de la muestra, en g.

Determinación de cenizas:

Para determinar cenizas del mucílago de sábila se aplicó el método de cenizas en seco. Primero se pesaron 5 g del mucílago seco para colocarlos en el crisol y se realizó un pre-calcinado con un mechero de bunsen hasta que deje de desprender vapores, enseguida se introdujo en la mufla durante 5 h a una temperatura de 500 a 600 °C hasta que las cenizas adquieran un color blanco o gris. Transcurrido dicho tiempo se apagó la mufla y se dejó enfriar la muestra durante 24 h, posteriormente se sacaron los crisoles y se colocaron en un desecador. Por último, se pesó el crisol en la balanza analítica para realizar los cálculos correspondientes aplicando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Cenizas} = \left[\frac{(P - p) \times 100}{M} \right]$$

Siendo:

P= Masa del crisol con cenizas (g).

p= Masa del crisol (g).

M= Masa de la muestra (g).

Determinación de proteínas totales:

Las proteínas se determinaron mediante el método de Bradford (Bradford, 1976), para esto el mucílago de sábila debe estar completamente seco que al triturarlo se obtenga un polvo muy fino.

Primero se realizó una curva de calibración donde se pesó 1 g de seroalbúmina y se colocó en un tubo falcón para después agregarle una solución de acetato

de sodio y se ajustó a un pH de 5 con ácido clorhídrico, al terminar se refrigeró durante 24 h, transcurrido este tiempo se centrifugó a 1500 rpm durante media hora, para finalizar se tomaron las distintas diluciones de la muestra y se agregaron a un tubo Eppendorf al cual se les colocó 200 µL de solución reveladora Bradford y se incubaron a temperatura ambiente durante 5 min para medir la absorbancia a 630 nm obteniendo los puntos para la construcción de la curva de calibración. Para las muestras a analizar se realizaron disoluciones 1:10, tomando 1 g del mucílago de sábila seco previamente triturado en un mortero para después aforarlo a 10 mL con una solución de acetato de sodio pH 5, posteriormente se homogenizó en el vortex y se dejó reposar durante 24 h en refrigeración. Posteriormente, se centrifugó y se añadió 800 µL de ésta en un tubo Eppendorf más 200 µL de solución Bradford. Se leyeron en una microplaca colocando 200 µL por triplicado. Mediante la ecuación de la curva de calibración obtenida se pueden obtener la cantidad de proteína soluble en la muestra.

Determinación del contenido de Grasa:

Para obtener la grasa cruda contenida en el recubrimiento comestible se realizó mediante el método de Soxhlet (Yuharmon et al., 2018), se pesaron 2 g de muestra y se trituró, enseguida se colocó en un cartucho de celulosa el cual se cubrió con algodón la parte superior, posteriormente se pesó el cartucho con la muestra. Después se procedió a montar el equipo Soxhlet sobre una parrilla eléctrica de calentamiento, dentro de la cámara de extracción



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

de gases, una vez montado se tomó el cartucho con pinzas y se colocó dentro del extracto Soxhlet y se adicionaron 300 mL del solvente (éter de petróleo) por la parte superior del refrigerante, se conectaron las mangueras y se inició con el calentamiento del éter de petróleo hasta ebullición y obtener un goteo moderado, la temperatura de la parrilla se tiene que mantener hasta obtener de 3 a 4 reflujos anotando la hora de cada uno de ellos. Al obtener los reflujos se apagó el equipo y se dejó enfriar, el cartucho con la muestra desgrasada se retiró y se colocó en un desecador. Posteriormente, el equipo se rearma para recuperar el solvente y después se desarma. Por último, el matraz balón se somete a un secado para eliminar el éter, se pesa y se realizan los cálculos correspondientes aplicando la fórmula:

$$\% \text{ Grasa cruda} = \frac{m2 - m1}{m} \times 100$$

Donde:

m= peso de la muestra.

m1= Peso del matraz solo.

m2= Peso del matraz con grasa.

Microorganismos de prueba

Para este estudio se utilizaron los siguientes microorganismos: *Candida albicans* ATCC 14055, *Candida albicans* ATCC 14066, *Candida guilliermondii*, *Kluyveromyces marxianus* ATCC CIBB-L2029, *Pichia stipitis* ATCC 55376, *Saccharomyces cerevisiae* ATCC BY4741, *Saccharomyces cerevisiae* ATCC BY4742, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 292013.

Los microorganismos de prueba se incubaron en caldo nutritivo, hasta alcanzar una absorbancia de 0.100 con longitud de onda de 600 nm, la cual equivale a tener una concentración de 1.5×10^8 UFC/mL (0.5 McFarland). Utilizar la formula:

$$\mu\text{l de cultivo} = \frac{0.1}{A_{\text{cultivo}}} * 1000$$

Pruebas microbidas

Se utilizó el método de la dilución en microplaca para determinar el efecto microbicida del mucílago (Damián-Reyna et al., 2017; Gille et al., 2022). Se prepararon las soluciones de prueba de 0 a 100 mg/ml. Se colocaron en una microplaca colocando 5 μl de inóculo más 295 μl de solución de prueba, esto para cada uno de los diferentes microorganismos. Se utilizaron como controles pozos con medio de cultivo sin mucílago, y pozos con solución de prueba sin inóculo. Enseguida se midió la absorbancia a una longitud de onda de 630 nm. La microplaca se incubó por 48 h a 37°C para bacterias y 27°C para mohos y levaduras. Pasando este lapso se midió nuevamente la absorbancia.

Análisis estadístico

Se realizaron tres réplicas y al menos tres experimentos independientes. Los datos se presentarán como el promedio \pm desviación estándar (SD). Los análisis estadísticos serán realizados utilizando STATGRAPHICS Centurion versión XIX (Statpoint Technologies, Inc., Warrenton, VA). Las diferencias entre los grupos son detectadas mediante



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

ANOVA y prueba de comparación múltiple. Se consideran los valores P menores a 0.05 cómo estadísticamente significativo.

Resultados

Análisis proximal del mucílago.

La bibliografía reporta, para el mucílago de *Aloe vera*, un pH de 4.55 a 6.0, mientras que en este estudio es de 5.93, este pH ácido es debido a la presencia de ácido málico que es el predominante en el mucílago de *Aloe vera* (A. Hernandez et al., 2014). Respecto a los sólidos disueltos de 27 °Brix obtenido y los 10.17 mg/g de azúcares totales, se ha reportado que el principal azúcar presente es la glucosa, en menor proporción la fructosa y no se encuentra sacarosa en el mucílago de *Aloe vera* (A. Hernandez et al., 2014). El contenido de cenizas, que comprende la presencia de minerales como K, Ca, Mg, Zn y Cu, se ha reportado de 13 mg/g (J. Hernandez & Giraldo, 2011) y en este estudio se determinaron 18.53 mg/g. Entre los aminoácidos presentes se encuentran alanina, ácido aspártico, arginina, ácido glutámico, glicina, histidina, isoleucina, lisina, metionina, fenilalanina, prolina, tirosina, valina (Domínguez-Fernández et al., 2012), reportándose contenidos de hasta 0.30% (Cabello et al., 2015). Estos valores son muy similares a los obtenidos en este estudio de 0.44%.

Efecto microbicida del mucílago de *Aloe vera* L.

Para la parte del efecto microbiano del mucílago, se obtuvieron mejores resultados en la parte en donde se utilizó la solución de prueba a mayor concentración (100

mg/mL), ya que ahí hubo una inhibición casi del 100% (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**). Por otra parte, en donde se utilizó solución de prueba a más baja concentración, aun hubo crecimiento de microorganismos.

Al compararse con los resultados obtenidos por Dhaouadi y colaboradores (Dhaouadi et al., 2013) para un extracto de la tuna de *Opuntia ficus-indica*, utilizando el mismo método de evaluación de la proliferación celular determinaron una MIC de 0.6 mg/mL para varias especies de *Staphylococcus* y *Escherichia coli*, y 0.3 mg/mL *Salmonella sp.*, se observó una mayor resistencia al mucílago de *Aloe vera* L., lo que se puede deber a las diferencias en el contenido de los polisacáridos de aproximadamente de 35 a 40 % de arabinosa, 20 a 25% de galactosa y xilosa cada una, y de 7 a 8% de ramnosa y ácido galacturónico cada uno (Gibson, 2013).

Conclusiones.

El análisis proximal del mucílago de sábila *A. vera* L., mostró un contenido de 10.17 mg/mL de azúcares y 4.40 g/mL de proteínas totales, estos resultados son similares a los reportados en la bibliografía.

El mucílago de sábila *A. vera* L. presenta efecto microbicida frente a *Pichia stipitis* ATCC 55376 y *Saccharomyces cerevisiae* BY4741, mientras que los demás microorganismos de prueba no mostraron inhibición, aún a la concentración de 100 mg/mL del mucílago.



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

Los resultados obtenidos sugieren que el mucílago extraído de sábila *A. vera* L. puede ser usado como antimicrobiano en productos hortofrutícolas.

Referencias

- Álvarez-Ordóñez, A., Carvajal, A., Arguello, H., Martínez-Lobo, F. J., Naharro, G., & Rubio, P. (2013). Antibacterial activity and mode of action of a commercial citrus fruit extract. *Journal of Applied Microbiology*, 115(1), 50–60. <https://doi.org/10.1111/JAM.12216>
- Arthur Gibson. (2013). *Cactus primer. First Harvard University Press Paperback Edition*, 196–1999.
- Bejarano Rodríguez, R. J., & Centeno Briceño, S. J. (2009). Extracto de Citrus limon para el control de aflatoxinas y hongos aflatoxigénicos en alimentos concentrados para pollos de engorde producidos en Venezuela. *Revista de La Sociedad Venezolana de Microbiología*, 29(1), 57–61. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-25562009000100012&lng=es&nrm=iso&tlng=es
- Boudreau, M. D., & Beland, F. A. (2006). An evaluation of the biological and toxicological properties of *Aloe barbadensis* (miller), *Aloe vera*. *Journal of Environmental Science and Health. Part C, Environmental Carcinogenesis & Ecotoxicology Reviews*, 24(1), 103–154. <https://doi.org/10.1080/10590500600614303>
- Bradford, M. (1976). A Rapid and Sensitive Method for the Quantitation of Microgram Quantities of Protein Utilizing the Principle of Protein-Dye Binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1–2), 248–254. <https://doi.org/10.1006/abio.1976.9999>
- Cabello, E. D., Molina, G. M., Torres de la Cruz, V. M., Núñez, M. A., Verde, M. J., Martínez de Villareal, L. E., & Rivas, C. (2015). Actividad antimicrobiana del extracto proteico de hojas de *Aloe vera*. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 46(1), 41–46. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext_plus&pid=S1870-01952015000100041&lng=es&tlng=es&nrm=iso
- Choi, S., & Chung, M. H. (2003). A review on the relationship between aloe vera components and their biologic effects. *Seminars in Integrative Medicine*, 1(1), 53–62. [https://doi.org/10.1016/S1543-1150\(03\)00005-X](https://doi.org/10.1016/S1543-1150(03)00005-X)
- Damián-Reyna, A. A., González-Hernández, J. C., Maya-Yescas, R., de Jesús Cortés-Penagos, C., & del Carmen Chávez-Parga, M. (2017). Polyphenolic content and bactericidal effect of Mexican Citrus limetta and *Citrus reticulata*. *Journal of Food Science and Technology*, 54(2), 531–537. <https://doi.org/10.1007/s13197-017-2498-7>
- Dhaouadi, K., Raboudi, F., Funez-Gomez, L., Pamies, D., Estevan, C., Hamdaoui, M., & Fattouch, S. (2013). Polyphenolic Extract of Barbary-Fig (*Opuntia ficus-indica*) Syrup: RP-HPLC-ESI-MS Analysis and Determination of Antioxidant, Antimicrobial and Cancer-Cells Cytotoxic Potentials. *Food Analytical Methods*, 6(1), 45–53. <https://doi.org/10.1007/S12161-012-9410-X>
- Domínguez-Fernández, R. N., Arzate-Vázquez, I., Chanona-Pérez, J. J., Welti-Chanes, J. S., Alvarado-González, J. S., Calderón-Domínguez, G., Garibay-Febles, V., & Gutiérrez-López, G. F. (2012). El gel de *Aloe vera*: estructura, composición química, procesamiento, actividad biológica e importancia en la industria farmacéutica y alimentaria. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 11(1), 23–43. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1665-27382012000100003&lng=es&nrm=iso&tlng=es
- FAO. (2018). *Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura*. <http://www.fao.org/home/es/>
- Ferro, V. A., Bradbury, F., Cameron, P., Shakir, E., Rahman, S. R., & Stimson, W. H. (2003). In Vitro Susceptibilities of *Shigella flexneri* and *Streptococcus pyogenes* to Inner Gel of *Aloe barbadensis* Miller.



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

Antimicrobial Agents and Chemotherapy, 47(3), 1137.
<https://doi.org/10.1128/AAC.47.3.1137-1139.2003>

Gille, E., Macovei, I., & Miron, A. (2022). Essential oils and their components as sensitizers of multidrug resistant bacteria. *Evidence-Based Validation of Herbal Medicine: Translational Research on Botanicals*, 797–810.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85542-6.00030-5>

Hablemosdelcampo. (2018). *Agricultura Moderna :: ¿Quiénes trabajan en el campo mexicano?*
<https://www.hablemosdelcampo.com/quienes-trabajan-en-el-campo-mexicano/>

Havsteen, B. H. (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacology and Therapeutics*, 96(2–3), 67–202.
[https://doi.org/10.1016/S0163-7258\(02\)00298-X](https://doi.org/10.1016/S0163-7258(02)00298-X)

Heggors, J. P., Cottingham, J., Gusman, J., Reagor, L., McCoy, L., Carino, E., Cox, R., & Zhao, J. G. (2002). The effectiveness of processed grapefruit-seed extract as an antibacterial agent: II. Mechanism of action and in vitro toxicity. *Journal of Alternative and Complementary Medicine (New York, N. Y.)*, 8(3), 333–340.
<https://doi.org/10.1089/10755530260128023>

Hernandez, A., Ibieta, S. R., Habana, L., Habana, L., Biol, L., & Habana, L. (2014). *Desarrollo de una leche fermentada probiótica con jugo de Aloe vera* Development of a probiotic fermented milk with Aloe vera juice. XXXV(1), 81–98.

Hernandez, J., & Giraldo, J. (2011). *ESTUDIO BROMATOLÓGICO Y MICROBIOLÓGICO AL MUCILAGO DE Aloe vera Y FERTILIDAD DE LOS SUELOS DE CULTIVOS DE LOS MUNICIPIOS DE GUÁTICA Y MISTRATÓ DEL DEPARTAMENTO DE RISARALDA*. INAES. (2017). *Las mejores frutas se cultivan en México | Instituto Nacional de la Economía Social | Gobierno | gob.mx*. Sagarpa.
<https://www.gob.mx/inaes/es/articulos/las-mejores-frutas-se-cultivan-en-mexico>

Jia, Y., Zhao, G., & Jia, J. (2008). Preliminary evaluation: The effects of Aloe ferox Miller and Aloe

arborescens Miller on wound healing. *Journal of Ethnopharmacology*, 120(2), 181–189.
<https://doi.org/10.1016/J.JEP.2008.08.008>

Juneja, V. K., Dwivedi, H. P., & Yan, X. (2012). Novel natural food antimicrobials. *Annual Review of Food Science and Technology*, 3(1), 381–403.
<https://doi.org/10.1146/ANNUREV-FOOD-022811-101241>

Knorr, D., Froehling, A., Jaeger, H., Reineke, K., Schlueter, O., & Schoessler, K. (2011). Emerging technologies in food processing. In *Annual review of food science and technology* (Vol. 2, pp. 203–235). Annual Reviews.
<https://doi.org/10.1146/annurev.food.102308.124129>

Masuko, T., Minami, A., Iwasaki, N., Majima, T., Nishimura, S. I., & Lee, Y. C. (2005). Carbohydrate analysis by a phenol–sulfuric acid method in microplate format. *Analytical Biochemistry*, 339(1), 69–72.
<https://doi.org/10.1016/J.AB.2004.12.001>

Olaleye, M., Olaleye, M., & Bello-Michael, C. (2011). Comparative antimicrobial activities of aloe vera gel and leaf. *African Journal of Biotechnology*, 4(12), 1413–1414. <https://doi.org/10.4314/ajb.v4i12.71436>

PALACIOS-ESPINOSA, F., ESCOBEDO-HINOJOSA, W., & ROMERO, I. (2011). PANORAMA ACTUAL DEL ESTUDIO DE LAS PLANTAS CON ACTIVIDAD ANTI-Helicobacter pylori. *Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 14(1), 51–61.
<https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43219047006>

Papetti, A. (2012). Isolation and characterization of antimicrobial food components. In *Current Opinion in Biotechnology* (Vol. 23, Issue 2, pp. 168–173).
<https://doi.org/10.1016/j.copbio.2011.09.001>

Pritam, A., & Kale, P. G. (2007). Alteration in the antioxidant potential of Aloe vera due to fungal infection. *Plant Pathology Journal*, 6(2), 169–173.
<https://doi.org/10.3923/PPJ.2007.169.173>

Ramachandra, C. T., & Srinivasa Rao, P. (2008). Processing of Aloe Vera Leaf Gel: A Review.



XX CONGRESO NACIONAL DE BIOTECNOLOGÍA Y BIOINGENIERÍA IXTAPA ZIHUATANEJO, GUERRERO

Del 11 al 15 de septiembre de 2023

American Journal of Agricultural and Biological Sciences, 3(2), 502–510.
<https://doi.org/10.3844/AJABSSP.2008.502.510>

Reynolds, T., & Dweck, A. C. (1999). Aloe vera leaf gel: a review update. *Journal of Ethnopharmacology*, 68(1–3), 3–37. [https://doi.org/10.1016/S0378-8741\(99\)00085-9](https://doi.org/10.1016/S0378-8741(99)00085-9)

Sandoval-Montemayor, N. E., García, A., Elizondo-Treviño, E., Garza-González, E., Alvarez, L., & Del Rayo Camacho-Corona, M. (2012). Chemical composition of hexane extract of *Citrus aurantifolia* and anti-*Mycobacterium tuberculosis* activity of some of its constituents. *Molecules (Basel, Switzerland)*, 17(9), 11173–11184.
<https://doi.org/10.3390/MOLECULES170911173>

Sarkar, D., & Shetty, K. (2014). Metabolic stimulation of plant phenolics for food preservation and health. *Annual Review of Food Science and Technology*, 5(1), 395–413. <https://doi.org/10.1146/ANNUREV-FOOD-030713-092418>

Tai-Nin Chow, J., Williamson, D. A., Yates, K. M., & Goux, W. J. (2005). Chemical characterization of the immunomodulating polysaccharide of Aloe vera L. *Carbohydrate Research*, 340(6), 1131–1142.
<https://doi.org/10.1016/J.CARRES.2005.02.016>

Vollmerhausen, T. L., Ramos, N. L., Dzung, D. T. N., & Brauner, A. (2013). Decoctions from *Citrus reticulata* Blanco seeds protect the uroepithelium against *Escherichia coli* invasion. *Journal of Ethnopharmacology*, 150(2), 770–774.
<https://doi.org/10.1016/j.jep.2013.09.050>

Yuharmon, N. A. S., Mohamed, N. M., Chong, F. K., & Cheong, K. Y. (2018). Scanning electron microscopy of soxhlet extracted aloe vera gel for electrolyte application. *Journal of Physics: Conference Series*, 1123(1).
<https://doi.org/10.1088/1742-6596/1123/1/012070>

Zhang, W., Jiang, S., Qian, D., Shang, E. X., & Duan, J. A. (2014). Determination of metabolism of neohesperidin by human intestinal bacteria by UPLC-Q-TOF/MS. *Chromatographia*, 77(5–6), 439–445.
<https://doi.org/10.1007/S10337-014-2625-9/METRICS>