



Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos. 8 (1): 033-044. Enero-Junio, 2017

<https://sites.google.com/site/1rvcta>

ISSN: 2218-4384 (versión en línea)



Asociación RVCTA, 2017. RIF: J-29910863-4. Depósito Legal: ppi201002CA3536.

Artículo

## Evaluación del potencial antibacteriano de extractos de semillas de cinco frutas tropicales

Evaluation of the antibacterial potential of extracts from seeds of five tropical fruits

Nirza de la Cruz **Noguera Machado**<sup>1\*</sup>, Luis Edgardo **Ojeda Ojeda**<sup>1</sup>, María Fernanda **Jiménez**<sup>2</sup>,  
María Fernanda **Kremisisky**<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Instituto de Investigaciones Biomédicas “Dr. Francisco J. Triana Alonso”, Universidad de Carabobo.  
Avenida Las Delicias, Maracay, Estado Aragua, Venezuela.

<sup>2</sup>Universidad de Carabobo, Facultad de Ciencias de la Salud, Sede Aragua, Escuela de Bioanálisis  
“Omaira Figueroa”. Estado Aragua, Venezuela.

\*Autora para correspondencia: [nirza.noguera@gmail.com](mailto:nirza.noguera@gmail.com)

Aceptado 15-Mayo-2017

### Resumen

Las semillas y epicarpios de muchos frutos suelen ser descartados después del consumo directo y/o procesamiento industrial. Se ha descrito que estos subproductos son ricos en compuestos bioactivos, los cuales pueden ser utilizados como aditivos en la industria de alimentos y en otros procesos productivos. El objetivo de este trabajo fue producir extractos a partir de las semillas de cinco frutas tropicales: mango (*Mangifera indica*), papaya (*Carica papaya*), guayaba (*Psidium guajava*), parchita (*Passiflora edulis*) y melón (*Cucumis melo*), y medir su efecto sobre el crecimiento de las bacterias *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 y *Escherichia coli* ATCC 25922. La extracción se hizo por maceración a temperatura ambiental usando etanol al 90 %. Se tomaron 100 µL de los extractos y se adicionaron al medio de cultivo. Las bacterias fueron incubadas por 6 horas y su crecimiento se midió por turbidimetría a 600 nm, cada 30 minutos. Se encontró que las bacterias crecidas en presencia del extracto de parchita, exhibieron los menores valores de absorbancia, indicativo del potencial inhibitorio. Este efecto fue confirmado mediante contajes en placas y el método de difusión en agar,

donde las concentraciones de 11,7 y 9,4 mg/mL fueron las que presentaron mejor efecto sobre *S. aureus*.

**Palabras claves:** antibacteriano, extractos, frutas tropicales, semillas.

### Abstract

The seeds and skins of many fruits are usually discarded after direct consumption and/or industrial processing. These byproducts have been described as rich in bioactive compounds, which can be used as additives in the food industry and other production processes. The objective of this work was to produce extracts from the seeds of five tropical fruits: mango (*Mangifera indica*), papaya (*Carica papaya*), guava (*Psidium guajava*), passion fruit (*Passiflora edulis*), and melon (*Cucumis melo*); and to measure their effect on the growth of *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 and *Escherichia coli* ATCC 25922 bacteria. The extraction was done by maceration at room temperature using ethanol 90 %. One hundred µl of the extracts were taken and added to the culture medium. The bacteria were incubated for 6 hours and their growth was measured by turbidimetry at 600 nm, every 30 minutes. It was found that the bacteria grown in the the passion fruit extract showed the lowest measures of absorbance, indicative of the inhibitory potential. This effect was confirmed by plaque counts and the agar diffusion method, with concentrations of 11.7 and 9.4 mg/mL being the most effective on *S. aureus*.

**Key words:** antibacterial, extracts, seeds, tropical fruits.

### INTRODUCCIÓN

Las frutas y otros vegetales son parte importante de una dieta saludable. El consumo adecuado de este tipo de alimentos reduce el riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares y ciertos tipos de cáncer (WHO, 2003); esto debido a la presencia de compuestos biológicamente activos conocidos como compuestos nutraceuticos, dentro de los que destacan las vitaminas, los carotenoides, los compuestos fenolicos y la fibra dietética (Cárdenas-Baquero *et al.*, 2015). El potencial quimiopreventivo de estos compuestos, se debe básicamente a la capacidad antioxidante para neutralizar o retardar la acción de especies reactivas de oxígeno sobre las células, a nivel de los ácidos nucleicos, proteínas y lípidos (Lim *et al.*, 2006; Contreras-Calderón *et al.*,

2011; Zapata *et al.*, 2013).

Investigaciones en el área, han demostrado la presencia de compuestos bioactivos no solo a nivel de la pulpa de los frutos, sino también en el epicarpio y semillas (Okonogi *et al.*, 2007; Ayala-Zabala *et al.*, 2010; Flórez-Londoño y Martínez-Muñoz, 2010; Norshazila *et al.*, 2010; El-Gied *et al.*, 2012; Vega-Vega *et al.*, 2013; Sabogal-Palma *et al.*, 2016). El contenido varía de acuerdo con la especie frutal evaluada y del tejido en sí. En general, la vitamina C se distribuye de manera uniforme en los frutos, los carotenoides se producen principalmente en la superficie de los tejidos, mientras que los compuestos fenolicos se encuentran preferentemente en el epicarpio y las semillas, y en una menor medida en la pulpa (Cárdenas-Baquero *et al.*, 2015).

En general, las semillas y epicarpios de muchos frutos suelen ser descartados después del consumo directo y/o procesamiento industrial, convirtiéndose en desechos orgánicos sin ningún valor comercial y que pueden ocasionar problemas ambientales. El uso alternativo de estos desechos en la alimentación animal, producción de abonos y biogás, extracción de aceites esenciales, pectinas, flavonoides, entre otros, podría incrementar el valor agregado de los mismos y a su vez multiplicar por 20 la capacidad de plantas de valorización de residuos (Yepes *et al.*, 2008).

Por ello, en el presente trabajo se planteó maximizar el uso de los recursos naturales aprovechando las semillas desechadas después del consumo directo de frutas tropicales, a fin de obtener extractos mediante técnicas económicas y de mínimo impacto ambiental, y evaluar su potencial como antibacteriano frente a las especies *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus*.

## MATERIALES Y MÉTODOS

Se realizó una investigación de tipo descriptiva-experimental, ya que a partir de las semillas recolectadas se prepararon los extractos y se evaluó su efecto sobre el crecimiento de los microorganismos seleccionados. El trabajo se llevó a cabo en las instalaciones del Instituto de Investigaciones Biomédicas “Dr. Francisco J. Triana Alonso” (BIOMED) y en los laboratorios de Química y Análisis Instrumental del Departamento de Ciencias Básicas de la Escuela de Bioanálisis Aragua, ambos pertenecientes a la Universidad de Carabobo (Aragua, Venezuela).

### Muestras biológicas

Para el estudio se seleccionaron semillas de mango (*Mangifera indica*), papaya o lechosa (*Carica papaya*), guayaba (*Psidium guajava*), parchita (*Passiflora edulis*) y melón (*Cucumis*

*melo*). La recolección se hizo a partir de los restos orgánicos procedentes del consumo de las frutas en hogares seleccionados para este fin, y cada 2 semanas miembros del grupo de trabajo las retiraron y transportaron al centro de investigación. Las semillas fueron sometidas a lavados con abundante agua para eliminar impurezas y restos de pulpa, se secaron en estufa marca VWR Scientific, modelo 1305U (Sheldon Manufacturing, Inc., Cornelius, OR, USA) a  $60\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$  por 72 horas (Norshazila *et al.*, 2010) y almacenaron en lugar seco hasta su uso en la preparación de los extractos. Este procedimiento se realizó durante un período de 4 meses.

En relación con las bacterias, se utilizaron cepas certificadas de *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 y *Escherichia coli* ATCC 25922, donadas por el Instituto Nacional de Higiene “Rafael Rangel” (Caracas, Venezuela).

### Preparación de los extractos

Los extractos fueron preparados por maceración a temperatura ambiental, comúnmente empleada en la preparación de productos naturales, siguiendo un procedimiento similar al planteado por Sabogal-Palma *et al.* (2016) con modificaciones. Como solvente se utilizó etanol al 90 %, el cual fue mezclado en volumen de 30 mL con 5 mg de semillas secas. La mezcla fue sometida a trituración mecánica en licuadora Oster® por 2 min, trasvasada a un matraz Erlenmeyer y sometida a agitación durante 3 horas a 200 rpm a temperatura ambiental. Transcurrido este tiempo, se procedió a filtrar el macerado con papel de filtro Whatman™ N° 4 (Whatman International Limited, UK) y el filtrado fue centrifugado durante 10 min a 1500 rpm en una centrífuga Damon/IEC Division, modelo HN-S (International Equipment Co., Div. Damon Corp., Needham Heights, MA, USA) a temperatura ambiental. El sobrenadante fue sometido a un proceso de separación del solvente utilizando un rotaevaporador Büchi B-

480 (BÜCHI Labortechnik AG, Suiza), para así obtener los aceites o extractos crudos, los cuales fueron resuspendidos en solución salina (NaCl 0,9 %).

### **Pruebas de actividad antibacteriana**

#### **Cinética del crecimiento por turbidimetría en presencia de los extractos**

En primera instancia, se procedió a monitorear el crecimiento de las bacterias en presencia de los extractos, mediante la técnica de turbidimetría (Dávila-Márquez *et al.*, 2013; Castro-Montoya *et al.*, 2015). Para ello, se realizó un pre-inóculo en medio Luria-Bertani (LB) durante 12 horas, se tomaron 100 µL del mismo (equivalente a  $0,1 \pm 0,05$  Absorbancia<sub>600nm</sub>/mL) y se cultivaron en tubos Pirex con 3 mL de medio LB y 100 µL de los extractos crudos (equivalente a unos 12 mg/mL para el volumen final de ensayo). Los tubos fueron incubados a 37 °C bajo agitación continua a 200 rpm en un incubador marca New Brunswick Scientific, Controlled Environment Incubator Shaker (New Brunswick Scientific Co., Inc., Edison, New Jersey, USA). Las lecturas absorbancia se realizaron cada 30 minutos a 600 nm durante 6 horas, obteniendo así los valores (Abs<sub>600nm</sub>/mL) en función del tiempo; para ello se utilizó un espectrofotómetro marca BECKMAN, modelo DU® 650 (Beckman Instruments, Inc., Fullerton, CA, USA). Los controles positivos del ensayo, se correspondieron al cultivo de las bacterias en el medio LB sin presencia de extractos. El experimento se realizó por duplicado para cada tipo de extracto, realizándose un total de 12 curvas de crecimiento por bacteria.

#### **Contaje en placas**

En función de los resultados de turbidez, se seleccionaron las muestras provenientes de los cultivos que exhibieron la menor absorbancia y se cultivaron en placas a fin de

cuantificar las bacterias viables en UFC/mL. Se tomó un 1 mL de los cultivos al tiempo final de la incubación (6 horas), se procedió a realizar diluciones seriadas y se sembraron por inmersión en agar nutritivo. La incubación fue a 37 °C durante 24 a 48 horas en un incubador marca JISICO. modelo J-NSIO (JISICO Co., LTD., Seúl, Korea).

#### **Método de difusión en agar**

Seleccionado el extracto con mayor efecto inhibitorio sobre el crecimiento de las bacterias estudiadas, se procedió a variar la concentración del mismo a fin de estimar la concentración mínima inhibitoria (CMI) a la cual el extracto es capaz de inhibir el crecimiento de las bacterias en estudio. Para el logro de este objetivo, se utilizó el método estándar de difusión en agar basado en el método de Kirby-Bauer, recomendado por el Subcomité de Ensayos de Susceptibilidad del NCCLS ('National Committee for Clinical Laboratory Standards') de los Estados Unidos (Ramírez y Castaño, 2009), ahora denominado CLSI ('Clinical and Laboratory Standards Institute').

El procedimiento se realizó tal como se describe a continuación. En las placas de Petri se colocó el agar Mueller-Hinton, una vez solidificado se ajustó el inóculo de cada microorganismo al patrón de turbidez establecido MacFarland N° 0,5 y se sembró en la superficie del agar con hisopo estéril (Rangel *et al.*, 2001). Luego se colocaron los discos de papel de filtro de 6 mm de diámetro, impregnados con las 5 concentraciones probadas del extracto. Como control se utilizó un disco impregnado con etanol al 90 %. Las placas se incubaron a 37 °C de 24 a 48 horas en un incubador marca JISICO, modelo J-NSIO (JISICO Co., LTD., Korea), realizándose las lecturas de los halos de inhibición en ambos tiempos. Este ensayo se realizó por triplicado para cada microorganismo.

## Análisis de resultados

Se utilizó el programa Microsoft® Office Excel, versión 2007 (Microsoft® Corporation, Redmond, WA, USA) para la elaboración de las curvas y el análisis de los datos. Para la interpretación de las curvas de crecimiento, así como los datos obtenidos por el método de difusión en agar, se aplicó la prueba *t* de Student para comparar medias.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los extractos obtenidos en su mayoría fueron de colores oscuros y aspecto homogéneo, a excepción de melón que resultó claro. El rendimiento del proceso fue entre 2 y 3 %, con respecto al total de materia vegetal procesada y la cantidad de extracto recuperado. La concentración de los extractos crudos disueltos en solución salina se estimó entre 250 y 375 mg/mL.

### Curvas de crecimiento

En la Fig. 1 se pueden observar las curvas de crecimiento de ambos microorganismos, en presencia de los extractos y en el medio nutritivo sin aditivos (control), medida en función de la variación de la absorbancia a 600 nm/mL ( $Abs_{600nm/mL}$ ) en función del tiempo. Todos los cultivos con extractos exhibieron una turbidez inferior al control; sin embargo, esto no necesariamente representó un comportamiento estadísticamente distinto al control.

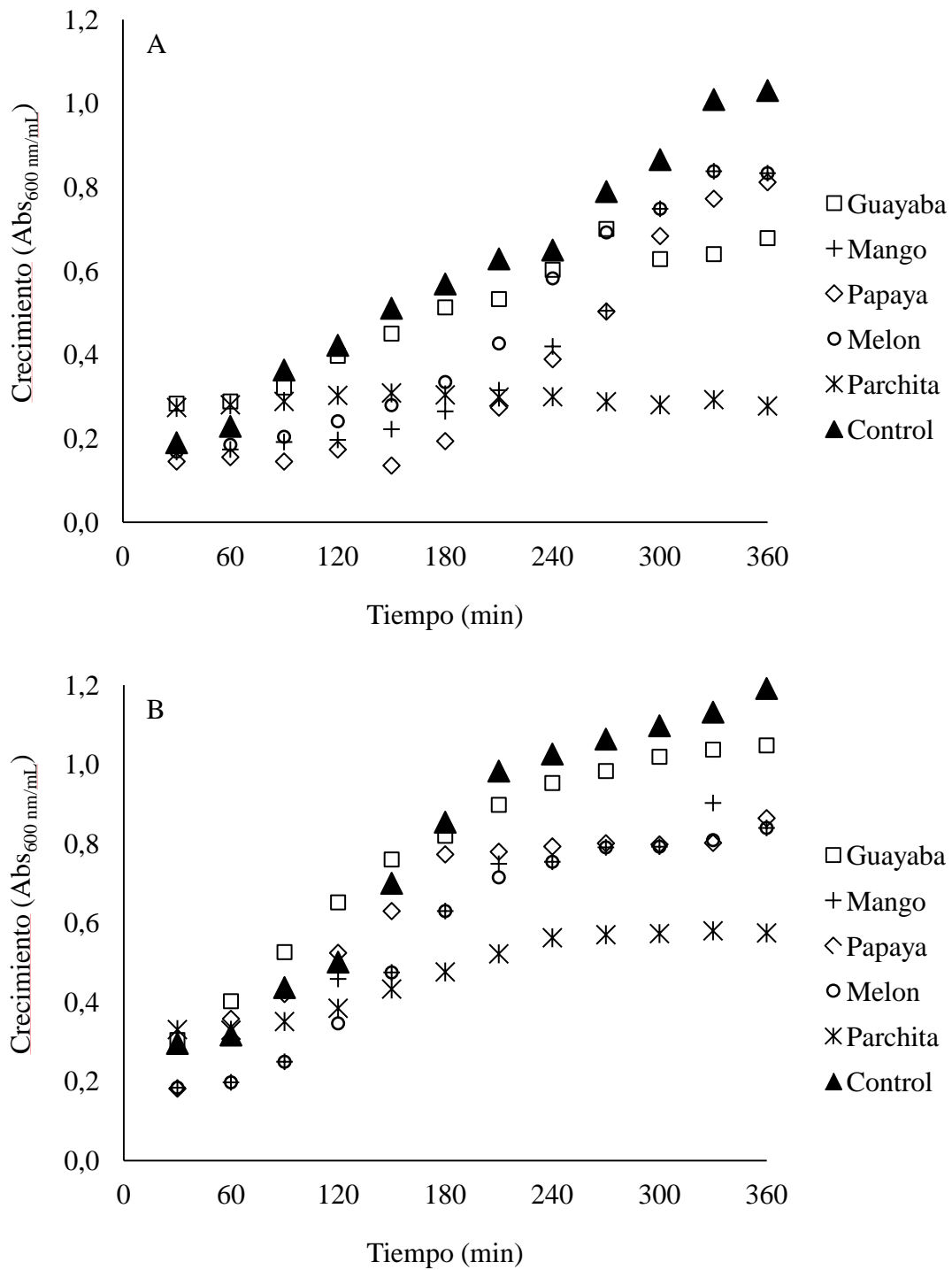
Para *S. aureus*, entre 150 y 210 minutos los valores de absorbancia promedio en presencia de los extractos de lechosa, mango y parchita oscilaron entre 0,2 y 0,3; resultando significativamente menores a los del control ( $p < 0,05$ ) que varió entre 0,5 y 0,6 de  $Abs_{600nm/mL}$ . Transcurridas las 6 horas de incubación, solo los cultivos con los extractos de parchita mantuvieron valores significativamente más bajos ( $0,28 \pm 0,01$  vs.

$1,03 \pm 0,09$ ;  $Abs_{600nm/mL}$ ), esto representó aproximadamente una inhibición del 73 %, seguidos por los de guayaba con un 34 %, los de papaya con 21 %, y los de mango y melón un 19 % de inhibición.

En lo que respecta a *E. coli*, para los primeros 150 minutos las bacterias expuestas a los extractos de melón, mango y parchita, presentaban una turbidez menor al control ( $\approx 0,4 \pm 0,05$  vs.  $0,7 \pm 0,02$ ;  $Abs_{600nm/mL}$ ), pero solo las cultivadas con el extracto de parchita mantuvieron una diferencia significativa con respecto al control hasta el final de la incubación ( $0,57 \pm 0,02$  vs  $1,2 \pm 0,07$ ;  $Abs_{600nm/mL}$ ). Los porcentajes de inhibición alcanzados fueron de 51 % con el extracto de parchita, 29 % con los de mango y melón, 27 % con el extracto de papaya y un 12 % con guayaba.

Estos resultados demuestran que los extractos obtenidos no afectaron de igual manera el crecimiento de las cepas estudiadas, lo cual es indicativo de que los compuestos bioactivos presentes en éstos, son distintos en concentración y muy probablemente en composición.

Los aceites esenciales y los extractos vegetales son mezclas complejas de metabolitos secundarios que cubren un amplio espectro de efectos farmacológicos mostrando diversas propiedades biológicas (García-L. *et al.*, 2010). Se ha establecido que las frutas tropicales son ricas en diferentes compuestos bioactivos, principalmente fenoles, taninos, cumarinas, flavonoides, quinonas y alcaloides; de los cuales un porcentaje importante de éstos posee actividad antimicrobiana contra una amplia gama de microorganismos entre los que se incluyen bacterias, hongos y virus (Domingo y López-Brea, 2003; Cárdenas-Baquero *et al.*, 2015). Por ejemplo, se ha encontrado que las semillas de mango, guayaba y papaya tienen una alta cantidad de ácido gálico, el cual es uno de los polifenoles más producido por las plantas (Lim *et al.*, 2006; Norshazila *et al.*, 2010). Para la parchita se ha descrito que las semillas son



**Figura 1.-** Curvas de crecimiento de las bacterias en presencia de los extractos de las semillas de frutas tropicales. (A) Crecimiento de *S. aureus* ATCC25923. (B) Crecimiento de *E. coli* ATCC 25922.

ricas en taninos, flavonoides, pigmentos antociánicos, además de terpenos y antraquinonas (Carvajal *et al.*, 2014; Sabogal-Palma *et al.*, 2016).

La acción antimicrobiana de estos compuestos se debe al carácter lipofílico de su esqueleto de hidrocarburos y principalmente al carácter hidrofílico de sus grupos funcionales. La actividad de los componentes de los aceites esenciales en orden decreciente va desde los fenoles > aldehídos > cetonas > alcoholes > éteres > hidrocarburos (Kalemba y Kunicka 2003). En el caso de los fenoles, el mecanismo parece estar relacionado con la inhibición enzimática por los compuestos oxidados, posiblemente mediante reacciones de grupos sulfhidrilos o por interacciones no específicas con proteínas (Domingo y López-Brea, 2003).

En este sentido, se ha descrito que los compuestos bioactivos, específicamente los fenólicos, tienen la capacidad de formar complejos con las proteínas extracelulares solubles, provocando la inactivación de enzimas y proteínas de transporte a nivel de las paredes celulares, afectando la permeabilidad y bloqueando el paso de nutrientes a las células (Castro-Montoya *et al.*, 2015; Sabogal-Palma *et al.*, 2016). Los lugares y el número de grupos hidroxilos (OH) en el anillo de los compuestos fenólicos, parece estar directamente relacionados con la toxicidad frente a los microorganismos, de forma que un aumento en la hidroxilación está ligado a una mayor toxicidad (Domingo y López-Brea, 2003).

En función de estos resultados, se seleccionó el extracto de parchita como el de mayor potencial inhibitorio en el crecimiento de *S. aureus* y *E. coli*, y se procedió a realizar los siguientes ensayos.

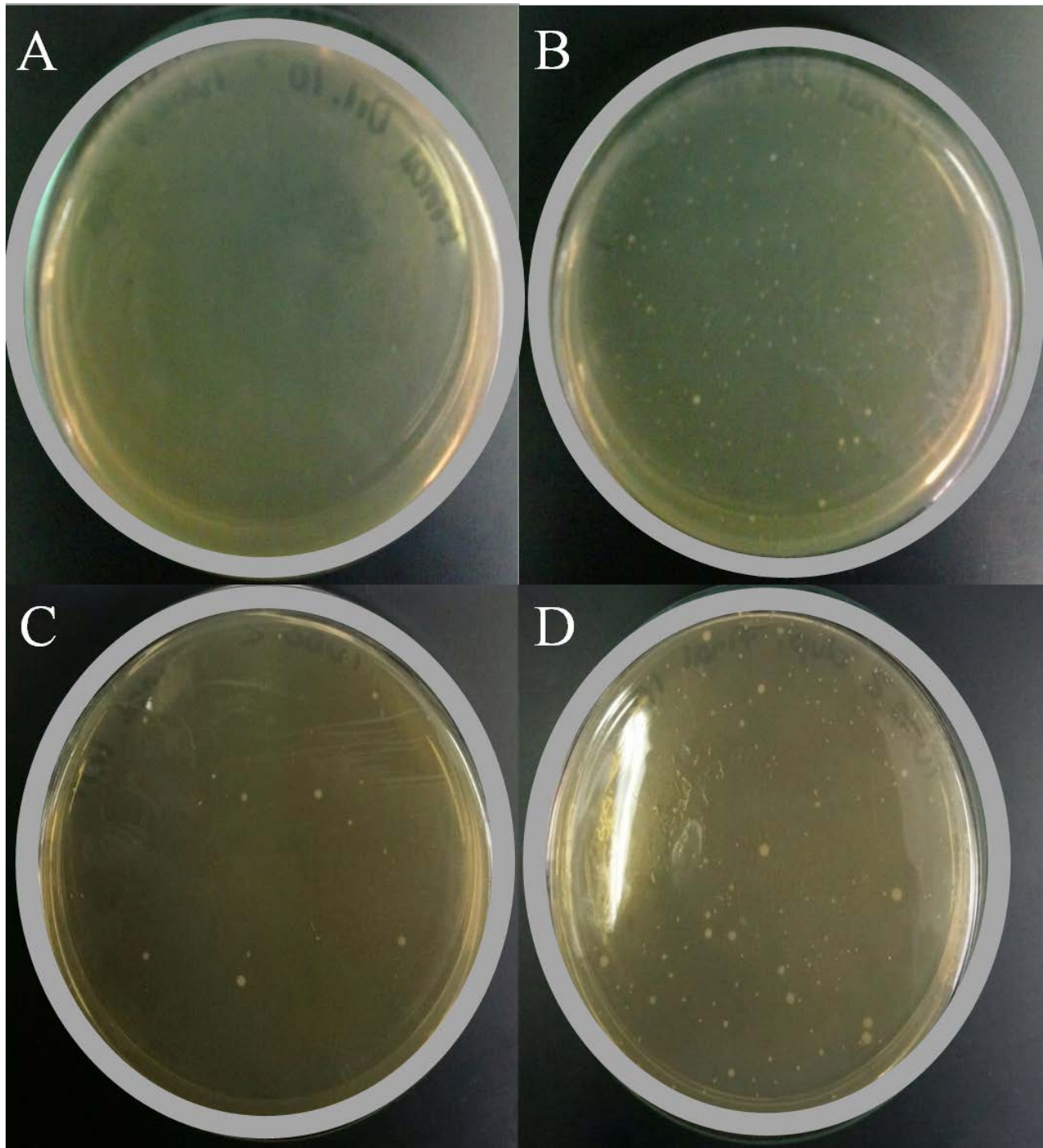
### Cuantificación de bacterias viables

Las bacterias cultivadas en presencia del extracto de parchita, fueron sembradas en placas e incubadas a 37 °C por 24 h, a fin de cuantificar el número de bacterias viables (Fig.

2). Para *S. aureus* hubo una reducción exponencial del crecimiento en  $10^2$  UFC/mL, puesto que el conteo en presencia del extracto fue menor a  $1 \times 10^5$  UFC/mL y en el medio control resultó de  $2,01 \times 10^7$  UFC/mL (Figs. 2A y 2B). Para *E. coli*, también se observó una reducción significativa del crecimiento, se obtuvo un conteo promedio de  $1,95 \times 10^6$  UFC/mL en presencia del extracto, con respecto a  $2,07 \times 10^8$  UFC/mL en el control (Figura 2C y 2D).

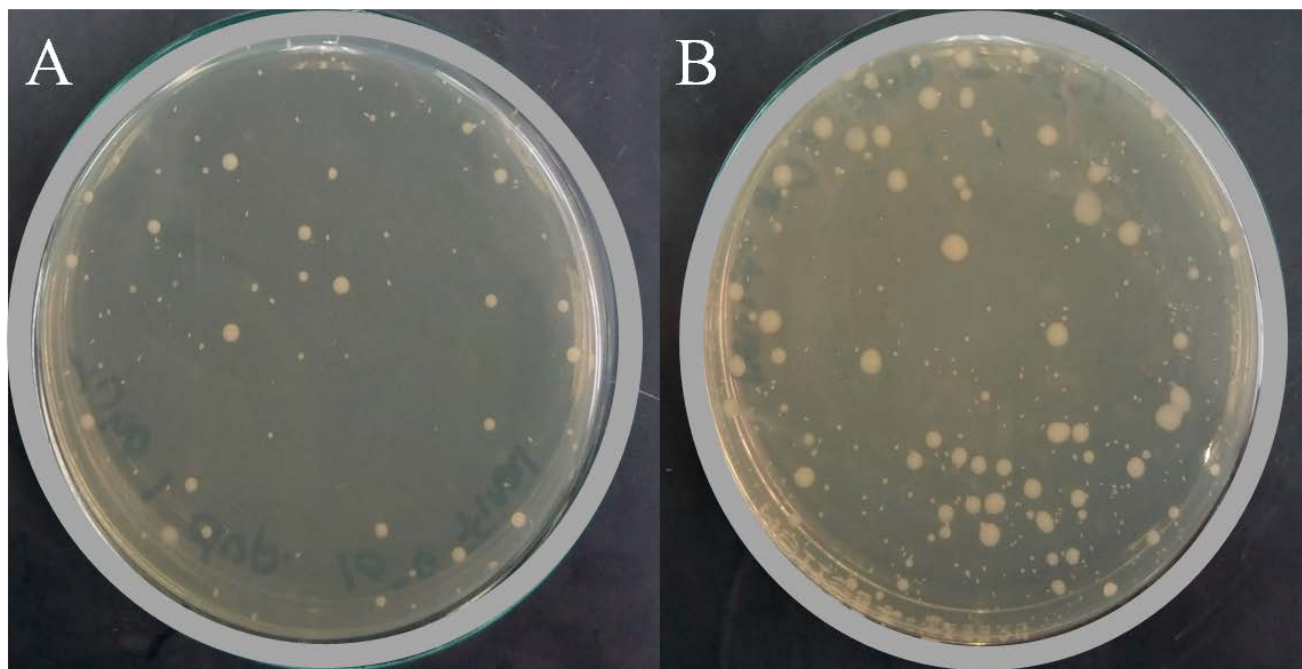
Por otra parte, en vista de que en investigaciones previas (El-Gied *et al.*, 2012; Vega-Vega *et al.*, 2013) se ha demostrado el efecto inhibitorio de los extractos etanólicos de la semilla de mango sobre las bacterias en estudio y específicamente sobre la cepa *E. coli* ATCC 25922 (El-Gied *et al.*, 2012), se decidió cultivar esta bacteria crecida en presencia del extracto de mango (Fig. 3). Se encontró que efectivamente hubo un menor número de células viables en comparación con el control ( $1,5 \times 10^7$  vs. más de  $2,1 \times 10^8$  UFC/mL); sin embargo, esta reducción no fue de igual magnitud a la lograda con parchita.

Evidentemente, este resultado difiere de lo esperado considerando las referencias previas. Tal discrepancia puede estar asociada a factores intrínsecos de la fisiología vegetal y/o extrínsecos, relacionados con el proceso de extracción. La biosíntesis de los metabolitos secundarios por parte de las plantas puede ser llevada por 2 vías, de manera constitutiva que es patógeno-independiente, formándose las denominadas fitoanticipinas, o si es inducida como respuesta defensiva en contra de patógenos produciendo las fitoalexinas (Domingo y López-Brea, 2003; García-L. *et al.*, 2010). Por lo que el contenido de compuestos bioactivos puede variar de una planta a otra, en función de las condiciones agroecológicas a las que estén sometidas. En este sentido, Zapata *et al.* (2013) determinaron el contenido de fenoles en guayaba agria (*Psidium araca*) y mencionan que fue mayor a los de la guayaba común (*Psidium guajava*). También Machado y



**Figura 2.-** Placas de las cepas cultivadas en medio Luria-Bertani (LB) líquido con 100  $\mu$ L de extracto de parchita (*Passiflora edulis*) durante 6 horas a 37 °C bajo agitación continua a 200 rpm. (A) *S. aureus* en medio LB con extracto de parchita. (B) *S. aureus* en medio LB sin extracto. (C) *E. coli* en medio LB con extracto de parchita. (D) *E. coli* en medio LB sin extracto.





**Figura 3.-** (A) Placa de la bacteria *E. coli* cultivada en medio Luria-Bertani (LB) líquido con 100 µL extracto de mango (*Mangifera indica*) durante 6 horas a 37 °C bajo agitación continua a 200 rpm vs. (B) el control (bacteria en medio LB sin extracto).

Schieber (2010) cp Cárdenas-Baquero *et al.* (2015), hallaron diferencias significativas en el potencial antioxidante de extractos de pulpa de mango de 4 variedades diferentes.

#### **Efecto de la difusión en placas (concentración mínima inhibitoria, CMI)**

Para la técnica de difusión en agar se probaron 5 concentraciones del extracto de parchita: 11,7 mg/mL; 9,4 mg/mL; 7,0 mg/mL; 4,7 mg/mL y 2,3 mg/mL. Para las 24 horas de incubación de las placas, se observó la formación de halos de inhibición de diferentes tamaños, cuyos promedios y desviación están resumidos en el Cuadro 1. En el caso de *S. aureus* todos los halos de inhibición fueron iguales o superiores a los del control (etanol al 90 %), oscilando entre 8 y 10 mm. El de mayor diámetro se correspondió a la concentración más alta, pero los demás mantuvieron valores

promedios similares, a pesar de la variación en la concentración, por lo que no se pudo establecer la CMI. Para *E. coli*, los halos medidos resultaron iguales o mayores que el control con valores promedios entre 7 y 8 mm. No se observaron diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) de los diámetros de los halos en función de la concentración, por lo que tampoco se pudo determinar la CMI.

Los extractos de parchita ocasionaron las absorbancias más bajas durante la evaluación del crecimiento, contajes bacterianos inferiores a los controles en magnitud de  $10^2$  UFC/mL y con el método de difusión se obtuvieron halos de inhibición similares a los determinados por otros autores con extractos de otras semillas, por ejemplo El-Gied *et al.* (2012) con extractos de semilla de mango para *E. coli* obtuvieron halos entre 6 y 12 mm y para *S. aureus* de 8, 10 mm e incluso mayores. Esto coincide con los hallazgos de

**Cuadro 1.-** Halos de inhibición obtenidos a partir de la técnica de difusión en placa, después de 24 horas de incubación a 37 °C.\*

Concentración (mg/mL) del extracto crudo	Diámetro del halo (mm) <i>S. aureus</i>	Diámetro del halo (mm) <i>E. coli</i>
11,7	10,0 ± 1,0	8,0 ± 0,4
9,4	8,0 ± 0,1	8,0 ± 1,0
7,0	8,0 ± 1,0	8,0 ± 1,0
4,7	8,0 ± 1,0	8,0 ± 1,0
2,3	8,0 ± 1,0	7,5 ± 0,5
Control: etanol (90 %)	8,0 ± 0,1	7,0 ± 0,1

\* Los valores son promedios de 3 repeticiones.

Sagobal-Palma *et al.* (2016), quienes encontraron una alta actividad inhibitoria de los extractos de las semillas de *Passiflora edulis* var. *Flavicarpa* y *Passiflora maliformes* contra *E. coli*, *S. aureus* y *Klebsiella pneumoniae*. Estos autores informaron que los extractos contenían una alta concentración de carbohidratos, además de taninos y otros compuestos fenólicos. Los autores presumieron que esta alta concentración de carbohidratos favorece la funcionabilidad biológica de muchos compuestos fenólicos que están en forma glicosidada en el citoplasma de las células de las semillas.

Para el tiempo de 48 horas de incubación, en las placas de *S. aureus* se observó una total inhibición a las concentraciones más altas del extracto (11,7 y 9,4 mg/mL), evidenciándose su efecto bactericida. Los discos con las demás concentraciones mantuvieron sus halos de inhibición, conservando su actividad bacteriostática (Fig. 4). En las placas con *E. coli* para las 48 horas ya no se observaron los halos de inhibición, indicativo de que el extracto tuvo un efecto bacteriostático y transcurrida las 48 horas cesó dicho efecto.



**Figura 4.-** Método de difusión en disco con *S. aureus* incubada durante 48 horas a 37 °C, en presencia de las diferentes concentraciones de extracto de parchita (*Passiflora edulis*). (1) 11,7 mg/mL; (2) 9,4 mg/mL; (3) 7,0 mg/mL; (4) 4,7 mg/mL; (5) 2,3 mg/mL; (C) etanol al 90%.

## CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- El extracto etanólico producido a partir de las semillas de parchita exhibió el mayor potencial antibacteriano sobre las cepas de *S. aureus* y *E. coli* estudiadas. Con un efecto bactericida a concentraciones de 11,7 y 9,4 mg/mL para *S. aureus* y bacteriostático para *E. coli*.
- El método de extracción planteado fue sencillo y económico, utilizando un solvente de alta polaridad y baja toxicidad, el cual fue recuperado durante el proceso, y estableciendo tiempos de maceración cortos, lo cual hace factible su implementación a nivel de procesos industriales
- Se recomienda hacer análisis del extracto de parchita producido a fin de caracterizarlo en cuanto a su composición y probarlo frente a otras especies de bacterias y hongos para evaluar su capacidad antimicrobiana. También sería importante evaluar otros subproductos provenientes del consumo de otras frutas y de hortalizas.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ayala-Zavala, J.F.; Rosas-Domínguez, C.; Vega-Vega, V. and González-Aguilar, G.A. 2010. Antioxidant enrichment and antimicrobial protection of fresh-cut fruits using their own byproducts: looking for integral exploitation. *Journal of Food Science*. 75(8):R175-R181.
- Cárdenas-Baquero, Germán Darío; Arrazola-Paternina, Guillermo y Villalba-Cadavid Marcela. 2015. Frutas tropicales: fuente de compuestos bioactivos naturales en la industria de alimentos. *INGENIUM*. Revista de la Facultad de Ingeniería. 17(33):29-40.
- Carvajal, Luz Marina; Turbay, Sandra; Álvarez, Lizeth Marelly; Rodríguez, Adalberto; Álvarez, Maritza; Bonilla, Karla; Restrepo, Sara y Parra, Marisol. 2014. Propiedades funcionales y nutricionales de seis especies de *Passiflora* (Passifloraceae) del Departamento del Huila, Colombia. *Caldasia*. 36(1):1-15.
- Castro-Montoya, Jesús M.; Rangel-Peraza, Jesús G.; Piña-Hernández, Claribel J.; Mora-Rochín, Sarahid y Rochín-Medina, Jesús J. 2015. Actividad antioxidante de compuestos fenólicos en semillas de ajonjolí y su efecto sobre el crecimiento bacteriano. *Revista Iberoamericana de Ciencias*. 2(4):63-70.
- Contreras-Calderón, José; Calderon-Jaimes, Lilia; Guerra-Hernández, Eduardo and García-Villanova, Belén. 2011. Antioxidant capacity, phenolic content and vitamin C in pulp, peel and seed from 24 exotic fruits from Colombia. *Food Research International*. 44(7):2047-2053.
- Dávila-Márquez, Rosa María; Sosa-Sánchez, Raúl Ávila; Navarro-Cruz, Addí Rhode; Téllez-Ruiz, Viridiana y Lazcano-Hernández, Martín Álvaro. 2013. Evaluación *in vitro* de la actividad antimicrobiana de un extracto oleoso de poro (*Allium ampeloprasum* var. porrum). *Revista de la Sociedad Química de Perú*. 79(1):21-28.
- Domingo D. y López-Brea M. 2003. Plantas con acción antimicrobiana. *Revista Española de Quimioterapia*. 16(4):385-393.
- El-Gied, Amgad A. Awad; Joseph, Martin R.P.; Mahmoud, Ismail M.; Abdelkareem, Abdelkareem, M.; Al Hakami, Ahmad M. and Hamid, Mohamed E. 2012. Antimicrobial activities of seed extracts of mango (*Mangifera indica* L.). *Advances in Microbiology*. 2(4):571-576.
- Flórez-Londoño, Yesid y Martínez-Muñoz, Elizabeth. 2010. Obtención y evaluación de extractos bioactivos presentes en semillas de *Annona muricata* de la región cafetera. Trabajo de Grado. Escuela de

- Tecnología Química, Facultad de Tecnología, Universidad Tecnológica de Pereira, Pereira, Colombia.
- García-L., Concepción; Martínez-R., Aurora; Ortega-S., José Luis y Castro-B., Fernando. 2010. Componentes químicos y su relación con las actividades biológicas de algunos extractos vegetales. *Revista Química Viva*. 9(2):86-96.
- Kalemba, D. and Kunicka A. 2003. Antibacterial and antifungal properties of essential oils. *Current Medicinal Chemistry*. 10(10):813-829.
- Lim, Yau Yan; Lim, Theng Teng. and Tee, Jing Jhi. 2006. Antioxidant properties of guava fruit: comparison with some local fruits. *Sunway Academic Journal*. 3:9-20.
- Norshazila, S.; Syed-Zahir, I.; Mustapha-Suleiman, K.; Aisyah, M.R. and Kamarul-Rahim K. 2010. Antioxidant levels and activities of selected seeds of Malaysian tropical fruits. *Malaysian Journal of Nutrition*. 16(1):149-159.
- Okonogi, Siriporn; Duangrat, Chadarat; Anuchpreeda, Songyot; Tachakittirungrod, Suganya and Chowwanapoonpohn, Sombat. 2007. Comparison of antioxidant capacities and cytotoxicities of certain fruit peels. *Food Chemistry*. 103(3):839-846.
- Ramírez, Luz Stella y Castaño, Darwin Marín. 2009. Metodologías para evaluar *in vitro* la actividad antibacteriana de compuestos de origen vegetal. *Scientia et Technica*. XV(42):263-268.
- Rangel, Damerys; García, Ilania; Velasco, Judith; Buitrago, Diolimar y Velasco, Elsa. 2001. Actividad antimicrobiana de los extractos etanólico, acetónico y acuoso de *Baccharis nitida* (Ruiz et Pavon) Pers. *Revista de la Facultad de Farmacia (ULA)*. 42(2):43-46.
- Sabogal-Palma, Angie C.; Chávez-Marín, Jacqueline; Oliveros-Gómez, Diego F.; Murillo-Perea, Elizabeth y Mendez-Arteaga Jonh. 2016. Funcionalidades biológicas de *Passiflora maliformes* del sur macizo colombiano. *Bioagro*. 28(1):3-12.
- Vega-Vega, V.; Silva-Espinoza, B.A.; Cruz-Valenzuela, M.R.; Bernal-Mercado, A.T.; González-Aguilar, G.A.; Ruíz-Cruz, S.; Moctezuma, E.; Siddiqui, MD.W. and Ayala-Zavala, J.F. 2013. Antimicrobial and antioxidant properties of byproduct extracts of mango fruit. *Journal of Applied Botany and Food Quality*. 86:205-211.
- WHO. 2003. World Health Organization. Fruit and vegetable promotion initiative / a meeting report / 25-27/08/03. Report of the meeting. August 25-27. Geneva, Switzerland.
- Yepes, Sandra Milena; Montoya-Naranjo, Lina Johana y Orozco-Sánchez, Fernando. 2008. Valorización de residuos agroindustriales - frutas - en Medellín y el sur del Valle del Aburrá, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía, Medellín*. 61(1):4422-4431.
- Zapata, Karol; Cortes, Farid B. y Rojano, Bejamín, A. 2013. Polifenoles y actividad antioxidante del fruto de guayaba agria (*Psidium araca*). *Información Tecnológica*. 24(5):103-112.