

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA



**EFFECTO ANTIBACTERIANO Y ANTIHEMOLÍTICO DEL EXTRACTO DE ORUJO
VINÍCOLA (*Vitis vinifera*) CONTRA BACTERIAS DE IMPACTO ODONTOLÓGICO**

Por

JAXIRI ANAHI RODRIGUEZ TREVIÑO

Como requisito parcial para obtener el Grado de

Maestría en Odontología Avanzada.

Octubre, 2025

Maestría en Odontología Avanzada.

**EFFECTO ANTIBACTERIANO Y ANTIHEMOLÍTICO DEL EXTRACTO DE ORUJO
VINÍCOLA (*Vitis vinifera*) CONTRA BACTERIAS DE IMPACTO ODONTOLÓGICO**

POR
JAXIRI ANAHI RODRIGUEZ TREVIÑO

Comité de Examen de tesis

Presidente

Secretario

Vocal

Maestría en Odontología Avanzada.

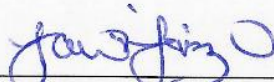
**EFFECTO ANTIBACTERIANO Y ANTIHEMOLÍTICO DEL EXTRACTO DE ORUJO
VINÍCOLA (*Vitis vinifera*) CONTRA BACTERIAS DE IMPACTO ODONTOLÓGICO**

TESISTA
JAXIRI ANAHÍ RODRÍGUEZ TREVIÑO

Comité de Tesis



DIRECTORA DE TESIS
DRA. OSVELIA ESMERALDA RODRIGUEZ LUIS



CODIRECTORA DE TESIS
DRA. SONIA LÓPEZ VILLARREAL

DIRECTORA EXTERNO
DRA. MAYRA ZULEMA TREVIÑO GARZA

AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES

Al Consejo Nacional de Humanidades Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) por el impulso recibido para el desarrollo de este proyecto a través de la beca 4008920.

A la Facultad de Odontología, la Dra. María Argelia Akemi Nakagoshi Cepeda por la ayuda otorgada para el uso de las instalaciones del Laboratorio de Microbiología y el Laboratorio de Biología Molecular de la institución.

A la Facultad de Ciencias Biológicas, Laboratorio de Ciencias de los Alimentos por la asesoría proporcionada en la realización de este trabajo.

Al Posgrado de Odontología Avanzada por las enseñanzas que me brindó durante estos dos años en mi proceso de formación profesional.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

Me gustaría agradecer y reconocer a las personas personas que fueron fundamentales en la realización de esta tesis.

En primer lugar, quiero agradecer a Dios por su ayuda en cada paso durante este proceso de mi vida.

A mi directora de tesis, la Dra. Osvelia Esmeralda Rodríguez Luis por su guía y acompañamiento constante que fueron esenciales para alcanzar este logro.

A la cordinación del posgrado, el Dr. Casiano del Ángel Mosqueda, la Dra. Andrea Treviño y la Dra. Astrid Huidobro por apoyarme para realizar este proyecto.

A mi familia, mis padres Mario y Mirasol, les agradezco por su apoyo incondicional y por ser mi fuente constante de motivación a lo largo de este proceso, a mis hermanas Aineé y Jaqui por apoyarme siempre desde la distancia, a mis sobrinas Hadasa, Amiel y Dana por hacerme sonreír siempre que lo necesitara y a mi abuela Norma por siempre apoyarme.

A mis amigos, Cynthia, Perla, Alondra, Elvia y Fabián les agradezco su comprensión, aliento y momentos de distracción que hicieron más llevadero este desafío.

A Soni por su apoyo y ayuda que siempre me brido en el Laboratorio de Microbiología y para todas las personas que fueron fuente de apoyo para mi durante esta investigación.

Este logro no habría sido posible sin el apoyo de cada uno de ustedes. Estoy sinceramente agradecida por formar parte de mi camino profesional y personal.

¡Muchas gracias!

TABLA DE CONTENIDO

Sección	Página
AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES.....	iv
AGRADECIMIENTOS PERSONALES	v
LISTA DE TABLAS	viii
LISTA DE FIGURAS	ix
LISTA DE GRAFICOS	iii
RESUMEN	vii
ABSTRACT	xiii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. HIPÓTESIS	3
3.OBJETIVOS.....	4
3.1 Objetivo general	4
3.2 Objetivos específicos	4
4. ANTECEDENTES	5
4.1 Herbolaría en odontología.....	5
4.2 Productos vinícolas.....	7
4.3 <i>Vitis vinifera</i>	8
4.3.1 Taxonomía	9
4.3.2 Descripción botánica	10
4.3.3 Composición natural	11
4.4 Orujo de uva.....	11
4.4.1 Propiedades del Orujo vinívola	14
4.4.2 Efecto antibacteriano del orujo de uva.....	15
4.5 Cavidad oral	16
4.6 Microorganismos de la cavidad oral	17
4.6.1 <i>Streptococcus mutans</i>	17
4.6.2 <i>Streptococcus sobrinus</i>	18
4.7 Biofilm dental	20
4.8 Método de determinación de fenoles totales	21
4.8.1 Técnica de Folin-Ciocalteu	21
4.9 Método para determinar la actividad antibacteriana	22

4.9.1 Método de difusión en disco (Kirby – Bauer)	22
4.10 Actividad hemolítica	23
5. METODOLOGÍA.....	24
5.1 Obtención del material vegetal.....	24
5.2 Obtención del extracto metanólico de orujo de uva mediante la técnica sólido – líquido	24
5.3 Pruebas antioxidantes	25
5.3.1 Método del radical libre 1,1-difenil-2-picrilhidrazil DPPH.....	25
5.3.2 Método del Ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico ABTS	26
5.3.3 Fenoles totales	27
5.4 Identificación de las cepas de <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610 y <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478.....	28
5.4.1 Siembra por aislamiento.....	28
5.4.2 Tinción de Gram.....	29
5.5 Determinación del efecto antibacteriano del extracto de orujo vinícola contra <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610 y <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478	29
5.6 Determinación del efecto inhibitorio e identificación de la Concentración Mínima Inhibitoria del extracto metanólico de Orujo vinícola	30
5.7 Actividad hemolítica.....	32
6. RESULTADOS	34
6.1 Obtención del extracto metanólico de orujo vinícola	34
6.2 Cuantificación de los fenoles totales y actividad antioxidante presente en el extracto de orujo vinícola	35
6.3 Identificación de las cepas de <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610 Y <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478	36
6.4 Efecto antibacteriano del extracto metanólico de orujo vinícola contra las cepas de <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610 y <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478.....	37
6.5 Concentración Mínima Inhibitoria del extracto metanólico de orujo vinícola	41
6.5.1 Evaluación cualitativa de la CMI por medio de la turbidez.....	41
6.6 Actividad hemolítica del extracto a distintas concentraciones.....	45

7. DISCUSIÓN.....	47
8. CONCLUSIONES.....	49
9. LITERATURA CITADA	50
10. PRODUCTOS GENERADOS	59
RESUMEN BIOGRÁFICO	71
APÉNDICES	72

LISTA DE TABLAS

Tabla	Página
1. Clasificación taxonómica de la uva <i>Cabernet sauvignon</i>	9
2. Taxonomía de <i>Streptococcus mutans</i>	18
3. Taxonomía <i>Streptococcus sobrinus</i>	19
4. Evaluación de la inhibición mediante turbidez	31
5. Resultados de actividad antioxidante ABTS y DPPH y Fenoles totales.....	35
6. Efecto antibacteriano del extracto de orujo vinícola en distintas concentraciones contra <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610	38
7. Efecto antibacteriano de las distintas concentraciones del extracto de orujo vinícola contra <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478.....	39
8. Resultados del grado de turbidez de los tratamientos contra <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610 y <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478.	42
9. Porcentaje de hemólisis y desviación estandar de distintas concentraciones del extracto.....	45
10. Halos de inhibición del extracto sobre <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610 y <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478.....	62

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
1. <i>Vitis vinifera cabernet sauvignon</i>	10
2. Orujo Vinícola	13
3. Diagrama del proceso de elaboración del extracto metanólico de orujo vinícola....	24
4. Diagrama del método del radical libre 1,1-difenil-2-picrilhidrazil DPPH.....	26
5. Diagrama del método del Ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico ABTS	27
6. Diagrama del proceso de siembra por aislamiento.....	28
7. Tinción de Gram.....	29
8. Determinación de la CMI	32
9. Determinación de la actividad hemolítica.....	33
10. Recuperación del extracto de orujo vinícola despues del filtrado.....	34
11. Observación microscópica de <i>Streptococcus mutans</i> 100X	36
12. Crecimiento bacteriano en caja después de 24 horas de incubación.....	36
13. Técnica de Kirby- Bauer	37
14. Turbidez del <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610.....	42
15. Turbidez del <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478.....	42
16. Resultados de las placas con <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610	43
17. Resultados de las placas con <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478.....	44

LISTA DE GRÁFICAS

Figura	Página
1. Comparación del porcentaje de inhibición de las distintas concentraciones del extracto de orujo vinícola contra <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610.....	38
2. Comparación del porcentaje de inhibición de las distintas concentraciones del extracto de orujo vinícola contra <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 700610.....	40
3. Análisis ANOVA de la inhibición bacteriana de <i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478 y <i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610	41
4. Análisis ANOVA de la Actividad hemolítica	46

NOMENCLATURA

g	Gramo
mg	Miligramo
mm	Milimetro
mL	Mililitro
uL	Microlitro
nm	Nanómetros
rpm	Revoluciones por minuto
CMI	Concentración mínima inhibitoria
ABTS	Ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico
DPPH	1,1-difenil-2-picrilhidrazil
ET	Equivalentes de Trolox
EAG	Equivalentes de Ácido Gálico
PBS	Buffer fosfato salino

TESISTA: JAXIRI ANAHÍ RODRIGUEZ TREVIÑO
DIRECTOR DE TESIS: DRA. OSVELIA ESMERALDA RODRIGUEZ LUIS
CODIRECTOR DE TESIS: DRA. SONIA LOPEZ VILLARREAL
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

EFFECTO ANTIBACTERIANO Y ANTIHEMOLÍTICO DEL EXTRACTO DE ORUJO VINÍCOLA (*Vitis vinifera*) CONTRA BACTERIAS DE IMPACTO ODONTOLÓGICO

RESUMEN

INTRODUCCIÓN: Debido al aumento de la resistencia bacteriana a los medicamentos, y a la búsqueda de nuevas alternativas con menos efectos nocivos a la salud, la incorporación de nuevos métodos naturales para combatir las bacterias que pueden causar enfermedad ha incrementado de manera significativa en los últimos años. **OBJETIVO:** En esta investigación se busca evaluar el efecto antibacteriano y la actividad antihemolítica del extracto de orujo vinícola contra bacterias de relevancia odontológica. **METODOLOGÍA:** Se preparó un extracto metanólico de orujo vinícola mediante la técnica sólido-líquido para evaluar su capacidad antioxidante. Para ello, se aplicaron los métodos ABTS (ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolona-6-sulfónico) y DPPH(1,1-difenil-2-picrilhidrazil), así como la técnica de Folin-Ciocalteu para la determinación de fenoles totales. El efecto antibacteriano del extracto frente a *Streptococcus mutans* y *Streptococcus sobrinus* ATCC se evaluó mediante el método de Kirby-Bauer, mismos que se compararon con un el control positivo de clorhexidina 0.12% Peroxidín Lacer® Enjuague Bucal; mientras que la Concentración Mínima Inhibitoria (CMI) se determinó a partir de la observación de la turbidez en los cultivos. Finalmente, se examinó su actividad hemolítica para evaluar su posible toxicidad sobre células sanguíneas. **RESULTADOS:** El extracto metanólico de orujo vinícola tiene una alta capacidad antioxidante, así como actividad antibacteriana sobre las cepas de *S. mutans* ATCC 700610 y *S. sobrinus* ATCC 33478 con un porcentaje de inhibición que oscila entre el 93% y 100% respectivamente en comparación con la clorhexidina al 0.12% Peroxidín Lacer® Enjuague Bucal; en cuando a su CMI demostró ser bacteriostático. Por último, según las muestras analizadas se reportó que el extracto a las concentraciones analizadas que 160 a 720 µg/ml no presentaban toxicidad que pudiera causar hemólisis de los componentes celulares de la sangre. **CONCLUSIONES:** Debido a los compuestos fenólicos que posee y que le atribuyen su capacidad antibacteriana, y al demostrar su anti toxicidad en células sanguíneas, el extracto de orujo vinícola pudiera coadyuvar a la disminución de placa bacteriana mediante su incorporación a productos de higiene oral, sin embargo es necesaria mayor investigación científica que respalde su uso en este ámbito.

TESISTA: JAXIRI ANAHÍ RODRÍGUEZ TREVIÑO
DIRECTOR DE TESIS: DRA. OSVELIA ESMERALDA RODRÍGUEZ LUIS
CODIRECTOR DE TESIS: DRA. SONIA MARTHA LÓPEZ VILLARREAL
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

**ANTIBACTERIAL AND ANTI-HEMOLYTIC EFFECT OF WINE POMACE
EXTRACT (*Vitis vinifera*) AGAINST BACTERIA OF DENTAL RELEVANCE**

ABSTRACT

INTRODUCTION: Due to the increasing bacterial resistance to conventional drugs and the search for new alternatives with fewer harmful effects on health, the incorporation of natural approaches to combat pathogenic bacteria has significantly increased in recent years.

OBJECTIVE: This study aims to evaluate the antibacterial effect and anti-hemolytic activity of wine pomace extract against bacteria of odontological relevance.

METHODOLOGY: A methanolic extract of wine pomace was prepared using the solid–liquid technique to evaluate its antioxidant capacity. For this purpose, the ABTS (2,2'-azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) and DPPH (1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyl) assays were applied, as well as the Folin–Ciocalteu method for the determination of total phenolic content. The antibacterial effect of the extract against *Streptococcus mutans* and *Streptococcus sobrinus* ATCC strains was evaluated using the Kirby–Bauer method, in comparison with a positive control of 0.12% chlorhexidine (Perioxidin Lacer ® Mouthrinse). The Minimum Inhibitory Concentration (MIC) was determined based on turbidity observations in bacterial cultures. Finally, its hemolytic activity was examined to assess potential toxicity on blood cells.

RESULTS: The methanolic wine pomace extract exhibited high antioxidant capacity, as well as antibacterial activity against *S. mutans* ATCC 700610 and *S. sobrinus* ATCC 33478 strains, showing inhibition rates ranging from 93% to 100%, respectively, compared to 0.12% chlorhexidine. Concerning its MIC, the extract exhibited a bacteriostatic effect. Furthermore, according to the analyzed samples, the extract at concentrations between 160 and 720 µg/mL did not show toxicity that could induce hemolysis of blood cellular components.

CONCLUSIONS: Owing to its phenolic compounds, which account for its antibacterial properties, and its demonstrated lack of cytotoxicity on blood cells, wine pomace extract could coadjuvate in the reduction of dental plaque through its incorporation into oral hygiene products. However, further scientific research is required to support its application in this field.

1. INTRODUCCIÓN

Debido a la disminución del potencial que generan ciertos microorganismos a los medicamentos, en los últimos años se ha implementado el uso de nuevos métodos naturales para combatir los padecimientos que pueden causar la ineficacia de distintos productos.

La OMS aprueba la integración de la herbolaria en la medicina tradicional para mejorar el acceso a la salud siempre y cuando haya evidencia científica de que las plantas sean seguras, eficaces y de calidad.

Dentro de la cavidad oral existen una gran diversidad de bacterias, las cuales juegan un papel muy importante en el desarrollo de enfermedades orales; más del 60% de estas son provocadas por la interacción de estas bacterias en el proceso de formación de la placa dental, el no controlar la placa de manera local evoluciona el propagamiento de las bacterias ocasionando enfermedades como periodontitis y caries, las cuales desencadenan complicaciones que a largo tiempo pueden ser irremediables.

En odontología existe un antiséptico el cual es considerado como el "gold standard" que es la clorhexidina, es un desinfectante, agente bactericida y antimicótico que es ampliamente utilizado en todas las ramas del campo odontológico, especialmente cuando se trata de evitar o tratar infecciones; sin embargo, el uso prolongado de este producto puede provocar complicaciones como la pigmentación de tejidos blandos.

Actualmente, existen distintos tipos de alternativas para el control de placa como pastas y enjuagues, sin embargo, existen pacientes que puede estar limitados a darles uso de manera adecuada. Estos productos son fácilmente removidos y su efecto no perdura durante mucho tiempo después de su uso, por lo que la búsqueda de nuevos materiales de administración de agentes antimicrobianos que nos permitan controlar el crecimiento de las bacterias de manera localizada en pacientes que tengan un difícil control de placa como una herramienta que permitirá complementar el aseo en cavidad oral.

Un nuevo producto natural del cual se tiene evidencia por destacar en sus propiedades antibacterianas y antioxidantes es el orujo vinícola; este es el resultado del mosto en el proceso de la elaboración del vino, es decir, los residuos de las hojas, la cáscara, el tallo y semillas de la uva, por lo que incorporarlo a productos de higiene oral sería estratégico para disminuir la actividad microbiana oral, en especial en aquellos pacientes en los que los métodos de higiene convencionales sean difíciles de utilizar.

El desarrollo de nuevos productos naturales que cumplan con estas funciones y además cuenten con efecto antimicrobiano sobre las bacterias orales nos permitirá el desarrollo de un agente antibacteriano, efectivo, de bajo costo y de duración prolongada que pueda ser utilizado como un auxiliar en el control de la placa dental.

Controlar el progreso de la placa dentobacteriana de manera continua y local es una estrategia para poder prevenir enfermedades de este tipo en pacientes que no poseen la suficiente capacidad para una higiene dental adecuada.

Por lo tanto, en este estudio se tuvo el objetivo de evaluar la actividad antimicrobiana que puede tener el extracto de orujo vinícola contra las principales bacterias involucradas en el proceso de formación de la placa y caries dental, como lo son el *Streptococcus mutans* y el *Streptococcus sobrinus*, así como su actividad hemolítica para evaluar posibles consecuencias que pudiera presentar el extracto sobre las células sanguíneas, antes de su posible incorporación a productos de higiene oral.

2. HIPÓTESIS

El extracto a base de orujo vinícola posee efecto antibacteriano y antihemolítico contra bacterias orales de impacto odontológico.

1. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto antibacteriano y antihemolítico del extracto de orujo vinícola contra bacterias de impacto odontológico.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Cuantificar los fenoles totales y presentes en el extracto de orujo vinícola obtenido mediante la técnica de Folin- Ciocalteu.
- Analizar el efecto inhibitorio del extracto metanólico de orujo vinícola contra cepas de *Streptococcus mutans* y *Streptococcus sobrinus* ATCC mediante la técnica de difusión en agar por el método Kirby-Bauer.
- Identificar la concentración mínima inhibitoria del extracto de orujo vinícola contra cepas de *Streptococcus mutans* y *S. sobrinus* ATCC.
- Comparar los porcentajes de inhibición relativa del extracto de orujo vinícola contra *Streptococcus mutans* y *Streptococcus sobrinus* ATCC.
- Determinar el nivel de hemólisis de eritrocitos humanos en presencia del extracto de orujo vinícola.

4. ANTECEDENTES

4.1 Herbolaría en odontología

Los productos elaborados con hierbas han cobrado importancia tanto en la medicina como en la odontología; en investigaciones previas ha destacado su actividad antimicrobiana, sus propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, además de una buena biocompatibilidad con los tejidos como algunas de sus propiedades que mas destacan. En los últimos años, el uso de la medicina herbolaría ha aumentado gracias a los beneficios que brinda, su fácil accesibilidad y los pocos efectos secundarios que suele causar. A medida que las bacterias patógenas se vuelven más resistentes a ciertos medicamentos, los investigadores han buscado opciones con medios naturales para enfrentar este problema, lo que ha llevado a la utilización de productos de origen vegetal como posibles sustitutos de algunos compuestos sintéticos (Karobari *et al.*, 2022).

Las plantas han sido utilizadas desde hace siglos para prevenir y tratar enfermedades dentales. Los extractos de origen vegetal han mostrado ser eficaces debido a su capacidad para interactuar con receptores químicos específicos del organismo. Además, los medicamentos elaborados con hierbas suelen generar menos efectos secundarios que los tratamientos convencionales. Sin embargo, uno de los principales retos actuales es la falta de información sobre sus efectos en los tejidos orales, su mecanismo de acción y los posibles efectos adversos que podrían presentar (Amanpour *et al.*, 2023).

Mantener una adecuada salud bucal es fundamental para conservar la salud general. Las enfermedades orales por falta de higiene afectan a millones de personas y puede provocar problemas como acumulación de placa, gingivitis o incluso pérdida dental. Se ha comprobado que el autocuidado mediante el uso de pastas y enjuagues bucales contribuye a prevenir estas enfermedades. No obstante, algunos agentes químicos como la clorhexidina o el flúor pueden causar efectos dañinos cuando se utilizan de manera prolongada. Por esta razón, se han buscado alternativas naturales y herbales. En los últimos años, los productos a base de hierbas han adquirido mayor relevancia por sus efectos antibacterianos, antiinflamatorios y antioxidantes

comprobados, lo que ha llevado a que varios fabricantes de productos para el cuidado bucal incorporen ingredientes de origen vegetal en sus formulaciones (Mehta *et al.*, 2024).

Las hierbas son una fuente importante de antioxidantes, capaces de eliminar radicales libres y reducir el estrés oxidativo, un proceso que contribuye al daño celular y está relacionado con el desarrollo de enfermedades periodontales (Gawish *et al.*, 2024).

Diversos extractos de plantas empleados en medicina tradicional y en productos naturales han demostrado actividad contra bacterias orales. Algunos estudios señalan que ciertos compuestos fitoquímicos pueden inhibir el crecimiento de microorganismos patógenos, disminuir la formación de biopelículas y placa dental, afectar la adhesión bacteriana a las superficies dentarias y reducir los síntomas de enfermedades bucales (Amanpour *et al.*, 2023).

Las terapias herbolarias también se han aplicado para tratar diferentes afecciones generales de salud. En México, su uso ha sido común en el tratamiento de problemas como la gingivitis, la periodontitis, las infecciones y algunas alteraciones en la coloración dental (Cruz Martínez *et al.*, 2017).

De acuerdo con registros de la medicina tradicional y testimonios de curanderos, México posee una amplia diversidad de plantas medicinales con propiedades antibacterianas. A pesar de que diversos estudios experimentales respaldan sus efectos antiplaca y antimicrobianos, estos tratamientos todavía se consideran una alternativa complementaria para el control de enfermedades orales. Cabe destacar que, aunque la Organización Mundial de la Salud (OMS) reconoce a la medicina herbolaria como parte de la medicina tradicional, la evidencia científica disponible aún es limitada para confirmar plenamente su eficacia (Cruz Martínez *et al.*, 2017).

4.2 Productos vinícolas

La industria alimentaria, incluida la vinícola además de productos de consumo final, también produce una cantidad considerable de subproductos con alto contenido nutricional. La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) calcula que cerca del 60% de la producción total de alimentos proviene de frutas y residuos vegetales. Esto genera grandes volúmenes de desechos con un impacto ambiental significativo, por lo que, considerando su composición natural y sus posibles beneficios, su recuperación y aprovechamiento se han convertido en un tema de interés creciente (Chedea *et al.*, 2021).

Vitis vinifera L. (uva) se encuentra entre las frutas más cultivadas a nivel mundial. Su producción anual se aproxima a los 78 millones de toneladas, de las cuales un 37% se genera en Europa, un 34% en Asia y un 19% en América (OIV, 2019). Este fruto es considerado uno de los cultivos frutales más relevantes globalmente, destinándose aproximadamente la mitad de su producción a la elaboración de vino, un 33% al consumo directo, y el resto a su uso en forma seca, mosto u otras presentaciones de almacenamiento (Coehlo *et al.*, 2023).

El proceso de vinificación produce inevitablemente grandes volúmenes de residuos orgánicos, cuya inadecuada disposición puede ocasionar serios problemas ambientales. Entre los principales efectos negativos se encuentran la contaminación del agua, la degradación del suelo y el deterioro del entorno vegetal (Sateriale *et al.*, 2024).

En el año 2018, la producción mundial de vino alcanzó un récord histórico de 293 millones de hectolitros (OIV, 2019). De esta actividad derivan alrededor de nueve millones de toneladas de subproductos de uva anualmente, lo que equivale, en promedio, al 20% de la fruta utilizada durante la vinificación. Uno de los principales residuos generados es el bagazo, compuesto por pieles, pulpa, semillas y tallos que resultan del prensado de la uva (Teixeira *et al.*, 2014). Dentro de este material, las pieles representan aproximadamente el 65% del total del bagazo (Coehlo *et al.*, 2023). A pesar de que el perfil fitoquímico de estos subproductos ha sido ampliamente investigado, aún existen limitaciones en los procesos de valorización que permitan aprovechar plenamente su potencial. Actualmente, gran parte del bagazo se destina al compostaje o se desecha directamente en el suelo, contribuyendo así al impacto ambiental (Minatel *et al.*, 2017).

Diversas investigaciones han indicado que el bagazo de uva podría constituir una valiosa fuente de compuestos bioactivos con aplicaciones tanto en el ámbito de la salud como en la tecnología alimentaria. Estos componentes podrían aprovecharse en la alimentación animal y en las industrias farmacéutica, cosmética y alimentaria. No obstante, muchos de estos residuos aún no son sometidos a un aprovechamiento secundario que favorezca la sostenibilidad. Su uso depende principalmente de la calidad del material, destinándose con frecuencia al compostaje, la alimentación animal o su aplicación en suelos agrícolas. Esta práctica se justifica por su alto contenido de proteínas, azúcares y fibra, que los convierte en una fuente importante de nutrientes (Coehlo *et al.*, 2023).

En los últimos años, la creciente preocupación por los posibles efectos adversos de los conservadores sintéticos ha impulsado la búsqueda de alternativas naturales más seguras. Desde esta perspectiva, los subproductos derivados de la vinificación se han propuesto como una opción viable para el desarrollo de aditivos, suplementos alimenticios, nutraceuticos e incluso agentes desinfectantes en la industria alimentaria, debido a su elevado contenido de polifenoles y su demostrada actividad biológica (Sateriale *et al.*, 2024).

4.3 *Vitis vinifera*

Vitis vinifera es una fruta ampliamente reconocida por su elevado contenido nutricional. Perteneciente a la familia *Vitaceae*, dentro del género *Vitis*, y comprende diversas variedades que se diferencian por su color rojo, negro o blanco, así como por la presencia o ausencia de semillas (Eid *et al.*, 2025).

La vid posee un notable valor económico y se considera una de las frutas de mayor importancia mundial. Su relevancia no se limita únicamente a la producción de vino, sino que también abarca su consumo en fresco y la elaboración de productos derivados, como pasas y jugos (Lu *et al.*, 2022). Esta especie corresponde a una fruta carnosa de tipo baya, cultivada principalmente en regiones de clima templado, donde las temperaturas promedio oscilan entre 18 y 26 °C. Su crecimiento óptimo se logra en suelos profundos, con buena capacidad de drenaje y alto contenido de materia orgánica (Castro Castilla, 2021).

El interés científico que ha despertado *V. vinifera* se refleja en la cantidad de estudios desarrollados por instituciones de reconocimiento internacional, entre ellas el Comité de Productos Medicinales a Base de Hierbas de la Agencia Europea de Medicamentos (EMA-HMPC), la Administración de Alimentos y Medicamentos de los Estados Unidos (FDA) y la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA). De igual forma, la base de datos CosIng (Cosmetics Ingredient Database) reconoce nueve subproductos derivados de esta especie aprobados para su uso en cosmética: fruta, piel, semilla, hoja, flor, raíz, brote, tallo y yema (Sharafam *et al.*, 2023).

Los extractos obtenidos de *V. vinifera* han mostrado una amplia gama de actividades biológicas, evidenciadas por numerosos estudios científicos en campos como la oncología, la cardiología, la hepatología y la neurología. Además, se han reportado propiedades antioxidantes, antimicrobianas, antiinflamatorias y despigmentantes, lo que convierte a estos compuestos en ingredientes valiosos dentro de la industria cosmética. Dichas propiedades se atribuyen a su rica y compleja composición fitoquímica, entre la cual destacan los compuestos fenólicos, considerados los principales responsables de los efectos benéficos asociados a los extractos de la vid (Bogdan *et al.*, 2020; Sharafam *et al.*, 2023).

4.3.1 Taxonomía

Tabla 1 Clasificación taxonómica de la uva *Cabernet sauvignon*.

Orden	<i>Vitales</i>
Familia	<i>Vitáceas</i>
Reino	<i>Plantae</i>
Nombre común	<i>Vid</i>
Nombre científico	<i>Vitis vinífer</i>



Figura 1. *Vitis vinifera* Cabernet sauvignon.

4.3.2 Descripción botánica

La planta de *Vitis vinifera* se caracteriza por alcanzar una altura aproximada de 35 mm; es una especie robusta que presenta hojas pecioladas, grandes y palmeadas, con dimensiones que varían entre 5 y 15 cm, sus flores poseen un aroma agradable, similar al de un perfume, y cuentan con un cáliz plano de color verde, la corola está compuesta por cinco pétalos de aproximadamente 5 mm de longitud, el fruto corresponde a una baya redonda cuyo color varía según el grado de madurez, pudiendo ser verde, roja o negra, y mide entre 6 y 22 mm de diámetro, conteniendo de dos a cuatro semillas en su interior (Castro Castilla, 2021).

4.3.3 Composición natural

En cuanto a su composición, la uva está constituida en más de un 80% por agua, y es una fuente importante de hidratos de carbono, principalmente glucosa y fructosa. Entre los minerales presentes destacan el potasio, fósforo y calcio, además de poseer vitaminas y compuestos beneficiosos como la vitamina C, la vitamina A y el ácido fólico, que contribuyen a su valor nutricional (Castro Castilla, 2021).

4.4 Orujo vinícola

Las uvas representan uno de los cultivos agrícolas de mayor generación de producto, siendo su principal destino la industria del vino. El vino es un producto complejo que contiene diversos compuestos orgánicos e inorgánicos, y cuya elaboración genera residuos considerables, como el orujo, las aguas residuales y los restos de levaduras. En la actualidad, una adecuada gestión de estos desechos resulta esencial para la sostenibilidad de la industria, ya que permite mantener los materiales dentro del ciclo económico y reducir el impacto ambiental mediante su reutilización (Lopes *et al.*, 2025).

La industria alimentaria enfrenta grandes retos en relación con la producción sostenible y la seguridad alimentaria, aspectos clave para la protección de la salud pública. En este sentido, las enfermedades transmitidas por los alimentos representan un problema global; entre los principales patógenos asociados se encuentran *Salmonella spp.*, *Escherichia coli* enterohemorrágica, *Listeria monocytogenes*, *Bacillus spp.*, *Staphylococcus aureus* y *Clostridium spp.*, microorganismos que suponen un riesgo sanitario debido a su capacidad para formar esporas, toxinas y biopelículas (Sateriale *et al.*, 2024).

La industria vinícola genera grandes volúmenes de un subproducto conocido como orujo de uva también llamado bagazo o “poza”, que representa entre el 20% y el 25% del peso total de la fruta utilizada en la vinificación (Plata *et al.*, 2025). Este residuo está constituido principalmente por pieles, tallos, semillas y restos de pulpa (Plata *et al.*, 2025). Universalmente, la producción

anual de orujo se estima entre 8,5 y 10 millones de toneladas, una cifra relativamente estable desde el año 2000, en correspondencia con los 260 millones de hectolitros de vino producidos en 2023 (Plata *et al.*, 2025).

La superficie mundial destinada al cultivo de vid abarca aproximadamente 7,2 millones de hectáreas, con una producción cercana a 77 millones de toneladas de uva. Los principales países productores de vino son Italia, Francia, España, Estados Unidos, China, Australia, Chile, Argentina y Sudáfrica, los cuales concentran más del 80% de la producción (Plata *et al.*, 2025; FAOSTAT).

En los últimos años, la evidencia científica sobre el aprovechamiento del orujo ha evolucionado de la simple caracterización de su composición química hacia la identificación de sus mecanismos antibacterianos y los compuestos responsables de esta actividad. Se ha observado que las fracciones polifenólicas, en especial los flavonoides, flavanoles y ácidos fenólicos, presentan efectos inhibitorios selectivos frente a patógenos alimentarios y microorganismos que deterioran los productos (Galante *et al.*, 2025). Además, la uva ha sido utilizada tradicionalmente en la medicina popular para tratar trastornos gastrointestinales como la gastroenteritis, y se ha sugerido que podría tener un potencial preventivo frente al cáncer colorrectal (Recinella *et al.*, 2022).

Los compuestos fenólicos de la uva se clasifican principalmente en dos grupos: flavonoides y no flavonoides. Su concentración varía según la variedad de la uva, las condiciones de cultivo, el grado de madurez al momento de la cosecha y el proceso enológico aplicado (Hatem *et al.*, 2025).

El contenido de humedad del orujo de uva oscila entre 50% y 72%, dependiendo de la variedad y del estado de madurez de la fruta. En cuanto a su composición estructural, contiene lignina (16–24%), proteínas (<4%), sustancias pécticas (37–54%) que representan la mayor parte de los polisacáridos de la pared celular y celulosa (27–37%). Debido a la presencia de polisacáridos no digeribles, se recomienda someter este material a procesos de fermentación antes de incorporarlo en alimentos, con el fin de evitar posibles alteraciones gastrointestinales (Teixeira *et al.*, 2014).

Las semillas del orujo representan entre 38% y 52% de la materia seca, y destacan por su contenido en fibra, aceites esenciales, proteínas, taninos, compuestos fenólicos, azúcares y

minerales. Por su parte, los hollejos constituyen alrededor del 65% del material residual y presentan una alta concentración de compuestos fenólicos, aunque su rendimiento varía según el proceso de vinificación y el método de extracción empleado (Teixeira *et al.*, 2014).

Gracias a esta composición, el orujo de uva se considera una fuente rica en compuestos antioxidantes y bioactivos, especialmente polifenoles, lo que le confiere un gran potencial para aplicaciones en las industrias alimentaria, farmacéutica y cosmética. Sin embargo, su aprovechamiento sigue siendo limitado, ya que en la práctica suele destinarse a compostaje o vertederos, contribuyendo al impacto ambiental. Por ello, es necesario impulsar nuevas investigaciones orientadas a optimizar los procesos de extracción y liberación de compuestos fenólicos, con el propósito de maximizar su valorización y promover su uso sostenible (Teixeira *et al.*, 2014).



Figura 2. Orujo Vinícola (Foto internet).

4.4.1 Propiedades del orujo vinícola

El orujo de uva, subproducto obtenido durante el proceso de vinificación, presenta una composición compleja que le otorga diversas propiedades biológicas y funcionales. Este material está formado por polisacáridos neutros, sustancias pécticas, proantocianidinas insolubles y una amplia variedad de compuestos fenólicos, entre los que se incluyen resveratrol, antocianinas, flavonas y taninos. Dichos compuestos son los principales responsables de su notable actividad bioactiva (Ghendov *et al.*, 2022).

Gracias a esta composición, el orujo de uva ha demostrado múltiples efectos biológicos. Entre ellos destacan sus propiedades antioxidantes, que contribuyen a neutralizar radicales libres; cardioprotectoras, relacionadas con la mejora de la salud cardiovascular; anticancerígenas, al inhibir procesos asociados con la formación de tumores; antiinflamatorias, por su capacidad de modular respuestas inflamatorias; antienvjecimiento, mediante la reducción del daño oxidativo; y antimicrobianas, al impedir el desarrollo de diversos microorganismos patógenos (Recinella *et al.*, 2022).

En estudios experimentales, los extractos de semillas de uva han mostrado efectos protectores frente a la colitis ulcerosa en modelos animales. Asimismo, la suplementación con dichos extractos ha resultado beneficiosa en ratones deficientes en interleucina (IL)-10, al mejorar síntomas de enfermedades inflamatorias intestinales y ejercer efectos preventivos frente a la carcinogénesis colorrectal (Recinella *et al.*, 2022).

Por su parte, (Almanza Oliveros *et al.* 2024) destaca la revalorización de los subproductos de la uva dentro de la industria alimentaria como ingredientes innovadores. Los polifenoles que contienen no solo poseen propiedades antioxidantes y antimicrobianas, sino que también pueden contribuir al tratamiento o prevención de enfermedades como la diabetes, hipertensión, obesidad, envejecimiento, cáncer y trastornos neurodegenerativos.

En los últimos años, el interés por el uso del orujo de uva también ha aumentado en la industria cosmética. Esto se debe a la preferencia de los consumidores por productos elaborados con ingredientes naturales que ofrezcan beneficios activos sobre la piel. Estos compuestos,

denominados “cosmecéuticos”, combinan propiedades cosméticas y farmacéuticas, aportando efectos tanto estéticos como terapéuticos (Radulescu *et al.*, 2020).

Sin embargo, los polifenoles presentes en el orujo de uva pueden generar efectos antimicrobianos o incluso tóxicos si se administran en concentraciones elevadas. Esta característica limita su uso directo como alimento para el ganado o como fertilizante, debido al riesgo de intolerancias o reacciones adversas en los animales por lo que sigue siendo sustancial su investigación para su aplicación en los ámbitos en donde sea efectivo (Truong L *et al.*, 2019).

4.4.2 Efecto antimicrobiano del orujo de uva

Previas investigaciones han demostrado que las fracciones polifenólicas presentes en el orujo de uva especialmente los flavonoides, flavanoles y ácidos fenólicos presentan una actividad inhibidora selectiva frente a patógenos transmitidos por los alimentos, así como frente a microorganismos implicados en la descomposición de los productos alimenticios (Galante *et al.*, 2025). Además de estos compuestos, el orujo contiene ácidos orgánicos, fibras dietéticas y otros componentes bioactivos en menor proporción, como los tocoferoles, que pueden actuar de forma conjunta para regular el crecimiento microbiano (Galante *et al.*, 2025).

Se ha observado que el orujo fermentado presenta una actividad antimicrobiana superior en comparación con los extractos de uva sin fermentar. En particular, los extractos fenólicos derivados del orujo han mostrado eficacia frente a factores de virulencia específicos de *Streptococcus mutans*, incluso cuando existen variaciones en la concentración de compuestos fenólicos (Ghendov *et al.*, 2022).

Aunque el mecanismo exacto de acción de los compuestos fenólicos aún no se comprende completamente, se ha determinado que estos actúan a nivel celular, afectando la permeabilidad de la membrana y alterando funciones intracelulares mediante la formación de enlaces de hidrógeno con proteínas y enzimas. Asimismo, pueden modificar la rigidez de la pared celular, provocando la pérdida de integridad estructural y daños irreversibles en las células bacterianas (Ghendov *et al.*, 2022).

En términos específicos, los polifenoles pueden causar alteraciones graves en la membrana citoplasmática, coagulación del contenido interno e inhibición de enzimas esenciales para la supervivencia bacteriana. Los taninos, por su parte, producen daño directo en la membrana celular; los ácidos fenólicos comprometen su integridad, y los flavonoides pueden adherirse a las paredes celulares bacterianas, formando complejos que interfieren con procesos vitales como el metabolismo energético, la síntesis de ADN y ARN, el equilibrio del pH intracelular y la producción de ATP (Ghendov *et al.*, 2022).

4.5 Cavidad oral

La cavidad oral, también llamada boca o cavidad bucal, constituye la primera porción del sistema digestivo. Está formada por diversas estructuras anatómicas como los labios, la lengua, el paladar y los dientes que trabajan de manera coordinada para cumplir múltiples funciones. Aunque se trata de un espacio pequeño, presenta una estructura única debido a la compleja red vascular que alberga en su interior (Kamrani & Sadiq, 2025).

El entorno bucal humano contiene un microbioma altamente diverso y dinámico, integrado por bacterias, arqueas, hongos, protozoos y virus, los cuales desempeñan un papel esencial tanto en la salud como en el desarrollo de enfermedades orales. Entre las afecciones más comunes asociadas a este microbioma destacan la caries dental y la enfermedad periodontal. En el caso de la caries, su origen se relaciona con la formación de biopelículas microbianas, en las que la interacción entre distintas especies facilita la desmineralización del esmalte y la aparición de lesiones (Mosaddad *et al.*, 2022).

Dentro de los microorganismos colonizadores primarios de la cavidad oral se encuentran los estreptococos comensales, que contribuyen de manera importante al equilibrio ecológico y a la regulación de la sucesión microbiana. Estos microorganismos producen adhesinas y metabolitos con capacidad para inhibir el crecimiento de patógenos asociados a la caries y enfermedades periodontales, como *Streptococcus mutans* y *Porphyromonas gingivalis*. Sus mecanismos de acción incluyen la producción de peróxido de hidrógeno, la competencia por metabolitos, la generación de compuestos reactivos de nitrógeno y la secreción de bacteriocinas (Baty *et al.*, 2022).

4.6 Microorganismos de la cavidad oral

La piel, la cavidad oral y el tracto digestivo constituyen los principales nichos donde habitan microorganismos simbióticos y comensales que coexisten de manera natural con el huésped. En particular, la cavidad oral alberga una gran variedad de bacterias provenientes de distintas zonas del cuerpo, situándose como el segundo ecosistema microbiano más diverso del organismo, solo superado por la microbiota gastrointestinal (Di Stefano *et al.*, 2022).

Dentro de este entorno, el género *Streptococcus* se reconoce como uno de los primeros colonizadores de la cavidad oral tras el nacimiento, desempeñando un papel fundamental en el establecimiento y desarrollo de la microbiota bucal. Entre ellos, los grupos *mitis* y *sanguinis* se destacan como los principales colonizadores de las superficies dentales, actuando habitualmente como comensales. No obstante, bajo determinadas condiciones, algunas de sus especies pueden estar implicadas en patologías sistémicas, como la endocarditis infecciosa (Abranches *et al.*, 2018).

4.6.1 *Streptococcus mutans*

Streptococcus mutans y *Streptococcus sobrinus* son especies bacterianas productoras de ácido que colonizan la superficie dental y contribuyen al daño del tejido dentario en presencia de carbohidratos fermentables. *S. mutans* ha sido históricamente considerada el principal patógeno cariogénico responsable de la caries dental humana, destacando por su alta capacidad para formar biopelículas sobre las superficies duras de los dientes (Lin *et al.*, 2021; Lemos JA, *et al.*, 2019).

Sin embargo, recientemente se ha cuestionado si *S. mutans* sigue siendo el agente etiológico predominante, dado que muchas conclusiones se han basado en la identificación de una sola especie bacteriana (Mazurel *et al.*, 2025). Tanto *S. mutans* como *S. sobrinus* son reconocidos como los agentes etiológicos más frecuentes de la caries dental, aunque *S. mutans* se encuentra con mayor frecuencia y *S. sobrinus* está más estrechamente asociado con el aumento en la progresión de la enfermedad (Pandey *et al.*, 2022; Deng *et al.*, 2024).

S. mutans presenta una notable capacidad de adaptación a diferentes condiciones ambientales y puede adquirir nuevas propiedades de virulencia. Su adhesión a superficies sólidas le permite colonizar la cavidad oral y promover la formación de biopelículas bacterianas. Asimismo, posee tolerancia a ambientes ácidos y puede interactuar con otros microorganismos dentro de la biopelícula, lo que contribuye a su persistencia y a su papel en la caries dental (Krzyściak W, *et al.*, 2014).

Tabla 2 Taxonomía de *Streptococcus mutans* (Estévez Echanique, 2016).

Dominio	<i>Bacteria</i>
Reino	<i>Bacteria</i>
Filo	<i>Firmicutes</i>
Clase	Bacilos
Orden	<i>Lactobacillales</i>
Familia	<i>Streptococcaceae</i>
Género	<i>Streptococcus</i>
Especie	<i>Streptococcus mutans</i>

4.6.2 *Streptococcus sobrinus*

Aunque la formación de la caries dental se asocia a distintos microorganismos, *Streptococcus sobrinus* es un de los que más destacan (Li JW, *et al.*, 2021). Algunos modelos experimentales han catalogado que la patogenia producida por el *S. sobrinus* pudiera ser incluso mayor que la que se le asocia al *S. mutans* (Azarm *et al.*, 2024). A pesar de que se encuentra con menos frecuencia, las dos especies suelen cohabitar en la placa dental, por lo tanto, su interacción en este medio se relaciona al desarrollo de la caries dental. (Saraithong P, *et al.*, 2015).

Las bacterias grampositivas anaerobias facultativas son habitantes naturales de la cavidad oral y se consideran agentes etiológicos primarios de la caries dental. Suelen interactuar con otros microorganismos, como el hongo *Candida albicans*. Estas bacterias presentan diversos mecanismos patogénicos y cariogénicos; mediante su capacidad de adherirse a superficies sólidas, logran colonizar el esmalte dental y formar biopelículas, conocidas como placa dental. Su

habilidad para producir ácidos orgánicos a partir de carbohidratos (acidogenicidad) y para resistir ambientes ácidos (aciduricidad) genera una disminución localizada del pH en la superficie dental, lo que provoca la desmineralización de los cristales de hidroxiapatita y, eventualmente, la aparición de cavidades (Haj-Yahya *et al.*, 2023).

Se ha observado clínicamente que niños preescolares y escolares de hasta 15 años que presentan ambas especies muestran una mayor prevalencia de caries en comparación con aquellos que solo albergan *S. mutans* (Azarm *et al.*, 2024).

Durante la formación de biopelículas, *S. sobrinus* raramente está presente al inicio, pero su población se incrementa notablemente en presencia de sacarosa y glucanos, especialmente los producidos por *S. mutans*. Este proceso está mediado por proteínas de adhesión, glucosiltransferasas y polisacáridos extracelulares, como los glucanos, que facilitan la fijación de la bacteria al esmalte. La virulencia de ambas especies les permite colonizar superficies dentales en condiciones ácidas, aunque emplean diferentes estrategias de adhesión: *S. mutans* se adhiere principalmente mediante antígenos específicos de superficie y de la película, mientras que *S. sobrinus* depende en mayor medida de los glucanos. Por ello, tienden a localizarse en distintas áreas del diente, siendo *S. sobrinus* más frecuente en la superficie bucal y *S. mutans* en la superficie oclusal (Conrads G, *et al.*, 2014).

Tabla 3 Taxonomía *Streptococcus sobrinus*.

Reino:	<i>Bacteria</i>
Clase:	<i>Bacilli</i>
Familia:	<i>Streptococcaceae</i>
Género:	<i>Streptococcus</i>
Especies:	<i>S. viridan</i>

4.7 Biofilm dental

La biopelícula dental es una estructura compleja y dinámica que no solo está conformada por comunidades microbianas, sino también por una matriz de sustancias poliméricas extracelulares, entre las que destacan polisacáridos, proteínas, ADN extracelular y diversos biopolímeros (Geng *et al.*, 2024).

Las biopelículas bacterianas son las principales responsables de los procesos patológicos del medio bucal. Estas se adhieren tanto a superficies naturales como artificiales, participando activamente en los procesos cariogénicos que originan la caries dental. Además, pueden comprometer la durabilidad de restauraciones y prótesis dentales, así como inducir inflamación en los tejidos adyacentes al diente. Si esta condición persiste, puede llegar a provocar reabsorción del hueso alveolar y, eventualmente, la pérdida dental (Engel *et al.*, 2020).

El microbioma oral está conformado por una amplia comunidad de microorganismos que colonizan las superficies dentales, constituyendo el segundo ecosistema microbiano más abundante del cuerpo humano después del intestinal. Este sistema presenta una red compleja de interacciones entre distintas especies microbianas (Banerjee *et al.*, 2024).

La formación de la biopelícula dental es un proceso biológico que comprende etapas de adhesión, proliferación y desprendimiento bacteriano en la superficie dentaria. Inicialmente, las bacterias se fijan a una película acelular que cubre el esmalte, lo que da origen a la biopelícula. Entre los colonizadores primarios se incluyen *Streptococcus gordonii* y *Actinomyces viscosus*, mientras que *Streptococcus sobrinus* y *Streptococcus mutans* actúan como colonizadores secundarios o tardíos (Rozen *et al.*, 2001).

La composición del microbioma oral puede variar debido a múltiples factores, como la competencia entre especies, la comunicación intermicrobiana e interreino, los cambios genéticos, las fluctuaciones del pH y los hábitos dietéticos (Banerjee *et al.*, 2024). Asimismo, las biopelículas se exponen periódicamente a altas concentraciones de fluoruro, componente común en productos de higiene bucal; ante ello, los microorganismos desarrollan mecanismos de resistencia mediante proteínas transportadoras de membrana (Banerjee *et al.*, 2024).

En esencia, las biopelículas son comunidades microbianas de una o varias especies que se adhieren firmemente a las superficies dentales. Durante este proceso, los microorganismos pasan de un estado planctónico (libre) a uno sésil (fijo), lo que genera modificaciones en su expresión genética y refuerza la cohesión de las microcolonias en pocas horas. A medida que maduran, se desarrolla una matriz extracelular compuesta por polisacáridos, agua, proteínas, lípidos y ADN, la cual les brinda estabilidad y protección frente a agentes externos. Estas estructuras se encuentran en diversos ambientes, incluyendo la cavidad bucal, y están estrechamente vinculadas con las enfermedades orales más frecuentes, como la caries dental y la enfermedad periodontal. Las infecciones asociadas a biopelículas resultan difíciles de tratar, ya que la matriz impide la acción eficaz de los antimicrobianos y permite que ciertas bacterias permanezcan en estado latente, aumentando su resistencia. Por ello, las estrategias terapéuticas actuales se orientan a modificar la composición de la biopelícula, interrumpir la comunicación bacteriana (quorum sensing) o alterar los componentes de su matriz (Eick, 2021).

4.8 Método de determinación de fenoles totales

El método de Folin-Ciocalteu se emplea ampliamente para la determinación de compuestos fenólicos en diversas muestras (Bhatawadekar *et al.*, 2023). Según Slinkard y Singleton, este método representa la técnica más adecuada para cuantificar el contenido total de fenoles presentes en vinos secos, extractos vegetales, brandies y otros productos similares (Rover y Brown, 2013).

4.8.1 Técnica de Folin-Ciocalteu

El ensayo de Folin-Ciocalteu, tanto en su forma original como en la adaptación propuesta por Singleton y Rossi (1965), se ha consolidado como el método más empleado para la cuantificación del contenido total de polifenoles (Martins *et al.*, 2021). Aunque inicialmente se aplicó en el análisis de vinos, con el tiempo se ha convertido en una herramienta de referencia para determinar y medir compuestos fenólicos en una amplia gama de alimentos y muestras biológicas, gracias a su simplicidad, reproducibilidad y eficacia (Pérez *et al.*, 2023).

El principio del método se fundamenta en una reacción de transferencia de electrones, donde los antioxidantes presentes en la muestra actúan como donadores de electrones, mientras que

el reactivo Folin-Ciocalteu (F-C) funciona como agente oxidante. La reducción de los ácidos fosfotúngstico y fosfomolibdico aniónicos por parte de los antioxidantes produce un cambio de color, que va de amarillo a azul, cuya intensidad es directamente proporcional a la capacidad reductora de los compuestos fenólicos. Los resultados suelen expresarse como equivalentes de ácido gálico (GAE) (Pérez *et al.*, 2023).

El ensayo Folin-Ciocalteu se considera una herramienta valiosa para evaluar la actividad antioxidante de los compuestos fenólicos debido a su facilidad de aplicación, consistencia y confiabilidad. Sin embargo, la precisión del método depende en gran medida de las condiciones experimentales, las cuales deben ser cuidadosamente controladas, considerando variables como el pH, la temperatura y el tiempo de reacción (Pérez *et al.*, 2023).

4.9 Método para determinar la actividad antibacteriana

4.9.1 Método de difusión en disco (Kirby- Bauer)

El método de difusión en agar se basa en la técnica originalmente descrita por Kirby y Bauer en 1973. La prueba de susceptibilidad mediante difusión del disco de Kirby-Bauer se emplea comúnmente para demostrar las diferencias en la susceptibilidad a los antibióticos entre distintas especies bacterianas, las cuales se relacionan con sus estructuras celulares. Además, permite ilustrar el desarrollo de resistencia a los antibióticos, uno de los desafíos más importantes para la salud pública en la actualidad (Schiller *et al.*, 2022).

Este método se fundamenta en la relación entre la concentración necesaria de una sustancia para inhibir una cepa bacteriana específica y el tamaño del halo de inhibición que se forma en la superficie de una placa de agar. Para ello, la placa se siembra con la bacteria de interés y se coloca sobre ella un disco de papel filtro de 6 mm de diámetro impregnado con una cantidad conocida del antibiótico o sustancia a evaluar, permitiendo así medir la eficacia del agente antimicrobiano (Vaca Chávez ME, 2019).

4.10 Actividad hemolítica

Debido a la importancia de las hemolisinas estafilocócicas, en especial la alfa-hemolisina, en el daño de los eritrocitos que favorece la invasión bacteriana, estas toxinas representan un alto nivel de patogenicidad debido a su actividad hemolítica. Este compuesto se une a los eritrocitos del huésped y, como consecuencia, genera poros en la membrana celular, lo que altera la homeostasis interna y conduce finalmente a la muerte celular. (Gao *et al.*, 2022).

Diversas investigaciones que han evaluado la actividad hemolítica de los extractos de *Vitis vinifera* señalan que dicha actividad puede variar dependiendo de la concentración de extracto empleadas. No obstante, bajo condiciones controladas, estos extractos han demostrado ser compatibles con las células sanguíneas humanas. Lo que nos indica que los metabolitos presentes en la uva poseen un perfil seguro y podrían ser utilizados con fines farmacológicos (Karkuzhali *et al.*, 2024).

5. MÉTODOLÓGÍA

5.1 Obtención del material vegetal.

El orujo de uva a base de *Cabernet sauvignon Orgánico* fue donado por el viñedo casa Madero de Parras Coahuila al laboratorio de Alimentos de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

5.2 Obtención del extracto metanólico de orujo de uva mediante la técnica sólido - líquido

La elaboración del extracto se hizo en relación 1:10 (50 g de orujo y 500 ml de metanol); se midieron 50 g de orujo en la balanza analítica y 500 ml de metanol en una probeta graduada, ambos se vaciaron en un matraz Erlenmayer, se cubrió con aluminio y se agregó un imán para colocarlo en la placa de agitación magnética por 1:30 horas a 600 rpm. Después de la agitación se comenzó el proceso de filtración, se vació a un matraz Kitasatos y con la ayuda de la bomba al vacío se comenzó la filtración, primero con un papel filtro, después con un papel filtro Whatman, y posteriormente con el filtro Choise de 0.45 μm en jeringas. Para separar el metanol del extracto se utilizó la máquina rotavapor a 30 rpm, 14 umbar a 40° C de temperatura, y a los 15 minutos se bajo a 30°C y se dejó enfriar.

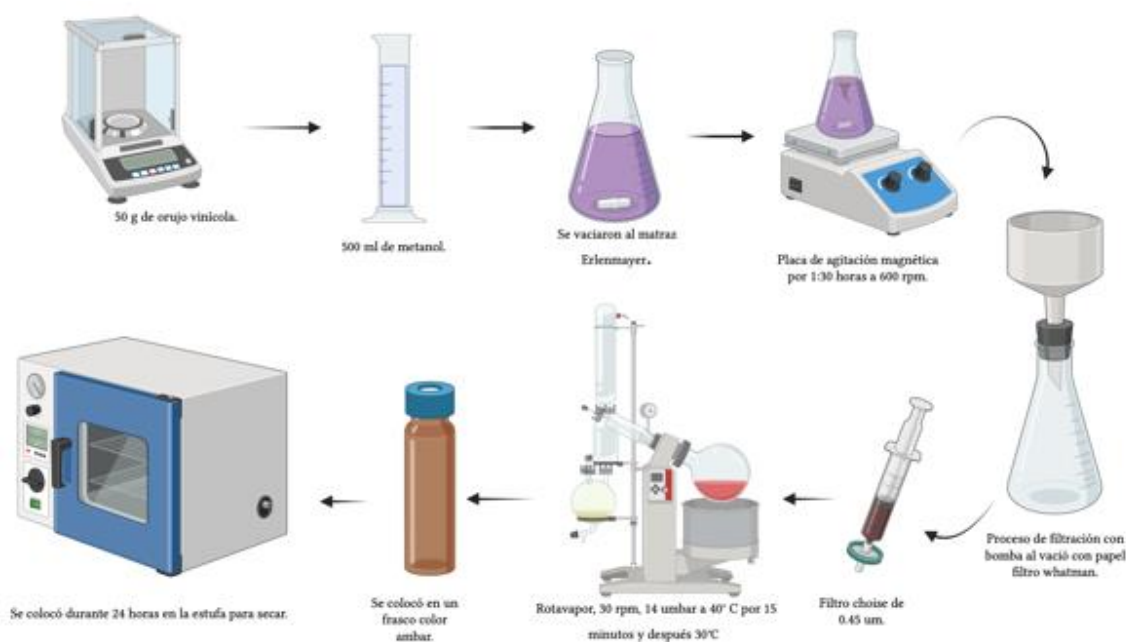


Figura 3. Diagrama del proceso de elaboración del extracto metanólico de orujo vinícola.

Después se colocó en un frasco ambar, el cual se pesó en la balanza analítica 120.3448g y se dejó en la estufa para la evaporación del resto del metanol.

El volumen final se obtuvo con la siguiente fórmula utilizada por (Treviño Garza *et al.* 2023):

$$\% \text{ rendimiento} = \frac{\text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100$$

5.3 Pruebas Antioxidantes

5.3.1 Método del radical libre 1,1-difenil-2-picrilhidrazil DPPH

Se aplicó el método del radical libre 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH) descrito por Brand-Williams et al. (1995) para determinar la capacidad antioxidante. El extracto se diluyó en metanol (0.75 mL) y posteriormente se añadieron 2.25 mL de la solución de DPPH (0.03 mg/mL en etanol, ajustada a una absorbancia de 1.000). La mezcla se agitó empleando un vórtex (Mixer Labnet Internacional).

Las muestras se mantuvieron a temperatura ambiente y protegidas de la luz durante 90 minutos, permitiendo el desarrollo completo de la reacción. Posteriormente, la absorbancia se midió a 517 nm mediante un espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 5, Thermo Spectronic).

Se elaboró una curva de calibración utilizando Trolox como estándar, obteniéndose la ecuación $y = -0.0052x + 0.7161$ ($R^2 = 0.99$). Finalmente, la actividad antioxidante se expresó en equivalentes de Trolox ($\mu\text{mol ET/g}$ de extracto seco).



Figura 4. Diagrama del método del radical libre 1,1-difenil-2-picrilhidrazil DPPH (Brand-Williams *et al.*, 1995).

5.3.2 Ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico ABTS

Se preparó una solución de ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (ABTS) en etanol (7 mM) y una segunda solución de persulfato de potasio (2.45 mM). Ambas soluciones se mezclaron en una proporción 1:1 (v/v) y se dejaron reaccionar durante 16 horas a 25 ± 2 °C en oscuridad para permitir la formación del radical $ABTS^{\cdot+}$. La absorbancia se determinó mediante un espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 5, Thermo Spectronic) a una longitud de onda de 734 nm, ajustando la absorbancia inicial a 0.700 con etanol.

Posteriormente, 0.3 mL del extracto de orujo, previamente diluido en metanol, se mezclaron con 2.7 mL de la solución de ABTS, y la mezcla se incubó durante 7 minutos a temperatura ambiente y en ausencia de luz. Después del tiempo de reacción, se midió la absorbancia a 734 nm.

Se elaboró una curva de calibración utilizando Trolox como estándar, obteniéndose la ecuación $y = -0.0024x + 0.577$ ($R^2 = 0.98$). Finalmente, la actividad antioxidante se expresó en equivalentes de Trolox ($\mu\text{mol ET/g}$ de extracto seco)(Guzmán-Díaz *et al.*, 2019).

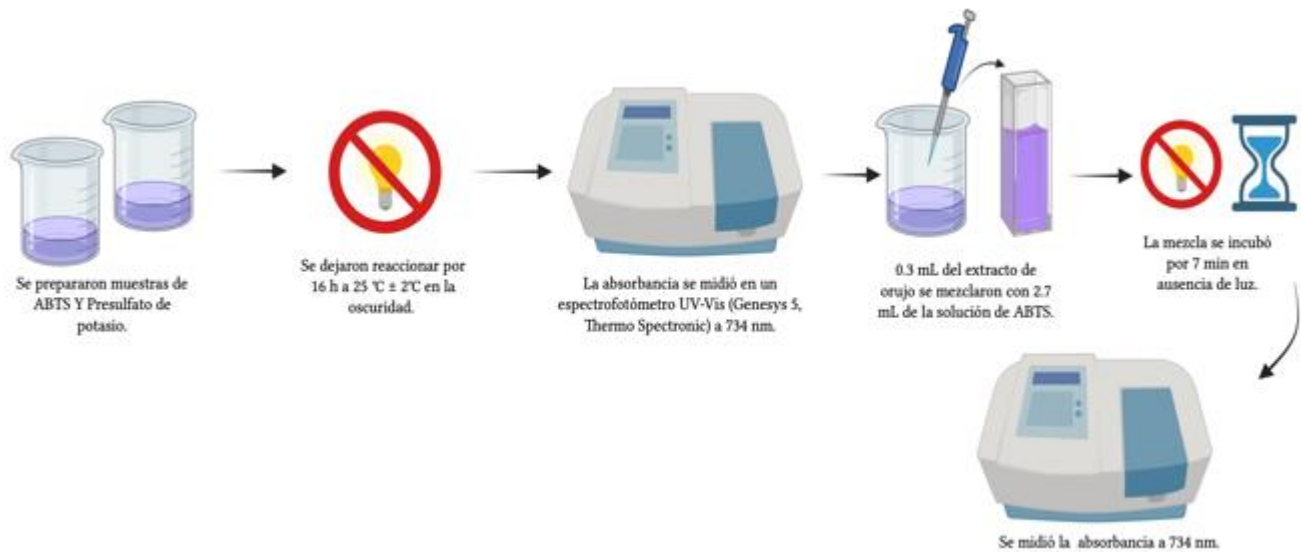


Figura 5. Diagrama del método del Ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico ABTS (Guzmán-Díaz et al., 2019).

5.3.3 Fenoles totales

El contenido total de fenoles del extracto de orujo se obtuvo mediante la técnica de Folin-Ciocalteu (Drosou *et al.*, 2015). Se tomaron 100 µL del extracto diluido en metanol, se adicionaron 1.6 mL de agua destilada, así como 100 µL de solución de Folin-Ciocalteu. Después de mezclar en un vórtex (Mixer Labnet Internacional), se agregaron 300 µL de carbonato de sodio al 20% (p/v) y se agitó. Las muestras se mantuvieron en reposo y en oscuridad por 90 minutos y se analizaron a 760 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 5, Thermo Spectronic). Se elaboró una curva de calibración utilizando ácido gálico como patrón ($y = 0.0675x - 0.2307$, $R^2 = 0.99$) y el contenido de fenoles totales se expresó como Equivalentes de Ácido Gálico mg/g de extracto seco (EAG mg/g).

5.4 Identificación de las cepas de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 Y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

Las cepas de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 Y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 fueron proporcionadas por el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Odontología UANL. Para su identificación se realizó la activación de las bacterias; Se inocularon 100 μ L de *Streptococcus mutans* ATCC y *Streptococcus sobrinus* ATCC respectivamente en 1 mL de caldo de Trypticaseína de soya las cuales se colocaron en tubos Eppendorf y fueron sellados con papel parafilm para su crecimiento en la incubadora a 37° durante 24 horas.

5.4.1 Siembra por aislamiento

Posteriormente, se realizó la siembra en caja Petri en agar Trypticaseína de soya, con el asa bacteriológica previamente esterilizada al rojo vivo, se tomó una asada de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 respectivamente, esterilizando el asa bacteriológica entre cada uno de los microorganismos, la técnica de aislamiento se realizó con división de 3 zonas en la caja Petri incubando a 37° durante 24 horas para su crecimiento siguiendo el protocolo de (Martínez Delgado, 2018).

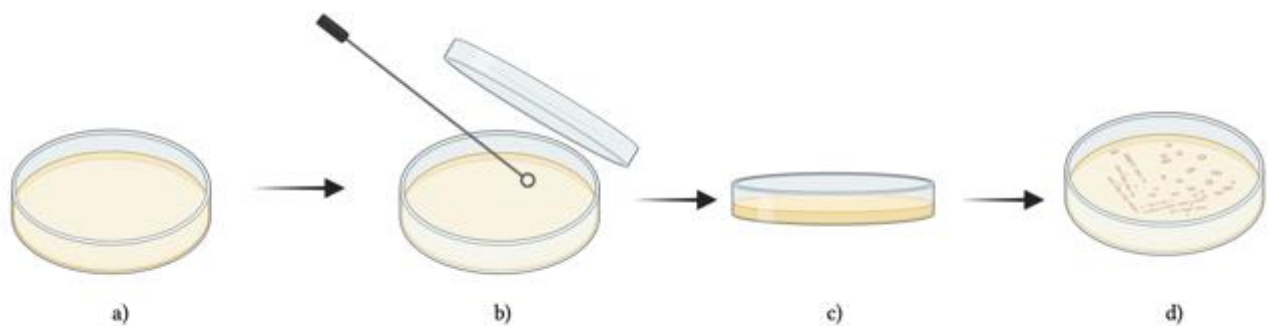


Figura 6. Diagrama del proceso de siembra por aislamiento. a) Agar de Tripticaseína de soya. b) se sembró la bacteria con el asa bacteriológica con la técnica de estría cruzada. c) se almacenó a 36°C durante 24 horas en incubadora. d) se observó la caja Petri con el crecimiento bacteriano.

5.4.2 Tinción de Gram

Se realizó una tinción para poder identificar microscópicamente las cepas de las bacterias, como primer paso, se esterilizó el asa bacteriológica y se tomó una colonia del agar de Trypticaseína de soya previamente aislada con el microorganismo, colocando la asada sobre un portaobjetos la cual se fijó con calor, se agregaron unas gotas de Cristal –Violeta sobre el portaobjetos con la bacteria fijando por 1 minuto, después se lavó a chorro y se secó para colocar el Yodo-Lugol, se lavó y secó y se colocó Alcohol – Acetona durante 10 segundos, nuevamente se lavó y secó y se colocó Safranina por un minuto y se enjuagó; con papel filtro de Whatman n°1, para absorber los restos de agua sobre el portaobjetos para después observarlo al microscopio óptico.

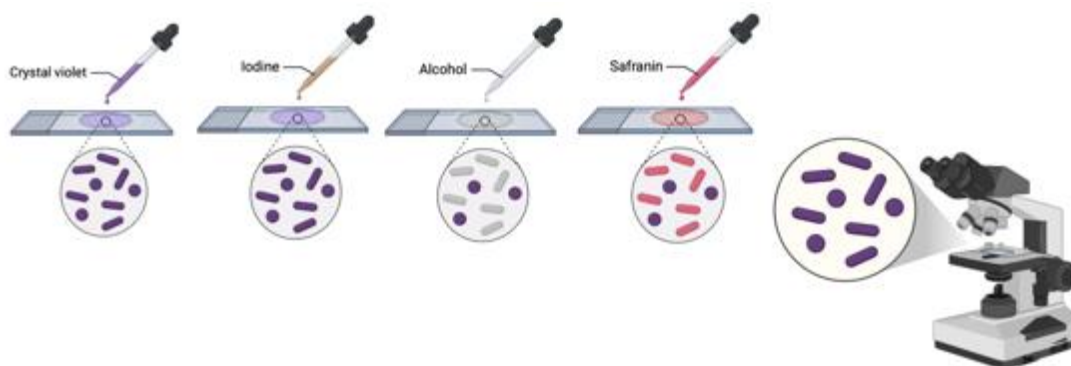


Figura 7. Tinción de Gram del *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

5.5 Determinación del efecto antibacteriano del extracto de orujo vinícola contra *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

Para la elaboración de la solución o sustancia madre se pesaron 50 mg de extracto de orujo vinícola en la balanza analítica, el cual se disolvió en 1 mL de metanol, la homogeneización de las muestras se realizó mediante sonicación. De esta muestra madre se dejó una muestra pura, una de 900 μL , 700 μL , 500 μL , 300 μL y 200 μL respectivamente, agregando el volumen correspondiente de medio en caldo de Trypticaseína de soya para obtener un volumen final de 1 mL de dilución de cada uno de los tratamientos.

El efecto antibacteriano se determinó por medio de la técnica de Kirby-Bauer, la cual se llevó a cabo en el Laboratorio de Biología Molecular de la Facultad de Odontología UANL en la campana de flujo laminar, donde se tomó como base el protocolo utilizado por (Vaca Chávez *et al.*, 2019); para la técnica se colocaron 100 µL de la bacteria correspondiente (*Streptococcus mutans* ATCC 700610, *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478) sobre una caja Petri con agar Trypticaseína de soya, se humedeció un hisopo estéril en medio sólido de tripticaseína de soya y se dispersó por toda la caja, posteriormente se colocaron 20 µL de cada una de los tratamientos del extracto en un disco de papel Whatman n°1 sobre la caja impregnada con el microorganismo en una repetición de 3 de cada una de las diluciones (Bauer *et al.*, 1966), de la misma manera se realizó un control positivo con clorhexidina al 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal y un control negativo de caldo de Trypticaseína de soya. Se dejaron secar y se almacenaron invertidos por 24 horas a 37°C en incubadora. Dentro de 24 horas se midieron los halos de inhibición, obteniendo de esta manera la desviación estándar, y el porcentaje de efecto inhibitorio (Ramirez y Díaz, 2007; Cruz Carrillo *et al.*, 2010), con la siguiente formula:

$$\% \text{ inhibición} = \frac{\bar{x} \text{ del diámetro del halo}}{\bar{x} \text{ del control positivo}} \times 100$$

5.6 Determinación del efecto inhibitorio e identificación de la concentración mínima inhibitoria del extracto metanólico de orujo vinícola.

5.6.1 Evaluación cualitativa de la concentración mínima inhibitoria por medio de la turbidez

En este ensayo se evaluó el grado de turbidez siguiendo el protocolo realizado por (Vaca Chávez *et al.*, 2019) la cual consistió en la observación de tubos con medio de cultivo de Trypticaseína de soya previamente inoculados de las bacterias de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 y puestas en contacto con las distintas concentraciones del extracto, se analizaron las mismas concentraciones (50 mg/ml, 45 mg/ml, 35 mg/ml, 25 mg/ml, 15 mg/ml y 10 mg/ml) para determinar si su efecto es bactericida o bacteriostático; Se prepararon tubos Eppendorf con un volumen de 1 ml cada uno, en los que se colocaron: 800 µL de medio, 100 µL del microorganismo y 100 µL de cada uno de los tratamientos, así como un control

negativo con 1 ml de medio de Tripticaseína de soya, un control de crecimiento que incluía 800 µL de medio de cultivo y 100 µL de microorganismo y un control positivo al cual se le colocaron 800 µL de medio, 100 µL de microorganismo y 100 µl de clorhexidina al 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal.

Estos tubos se colocaron en la incubadora por 24 horas a 37 °C para poder observar la turbidez y determinar el éxito del ensayo.

Tabla 4. Evaluación de la inhibición mediante turbidez.

Indicador	Índices
Grado de turbidez	0 Ausencia de turbidez en los cultivos de las cepas, inhibición al 100%
	1 Ligera turbidez del medio, inhibición del 75%
	2 Inhibición aparente del crecimiento, inhibición del 50%
	3 Ligera inhibición, inhibición del 25%
	4 Sin inhibición.

Para corroborar los resultados obtenidos del ensayo por medio de turbidez, se observaron los tubos a las 24 horas; se traspasó el contenido de los tubos a cajas Petri con medio de Tripticaseína de soya para el conteo de las colonias, a dichas cajas se les colocaron 20 µL de control positivo, control negativo, y el tratamiento de 50 mg/ml del extracto de orujo vinícola, los cuales se dispersaron con la ayuda del asa de Digalsky.

Se incubaron todas las cajas durante 24 horas a 37 °C para poder observar el crecimiento de colonias bacterianas y determinar la concentración mínima inhibitoria.

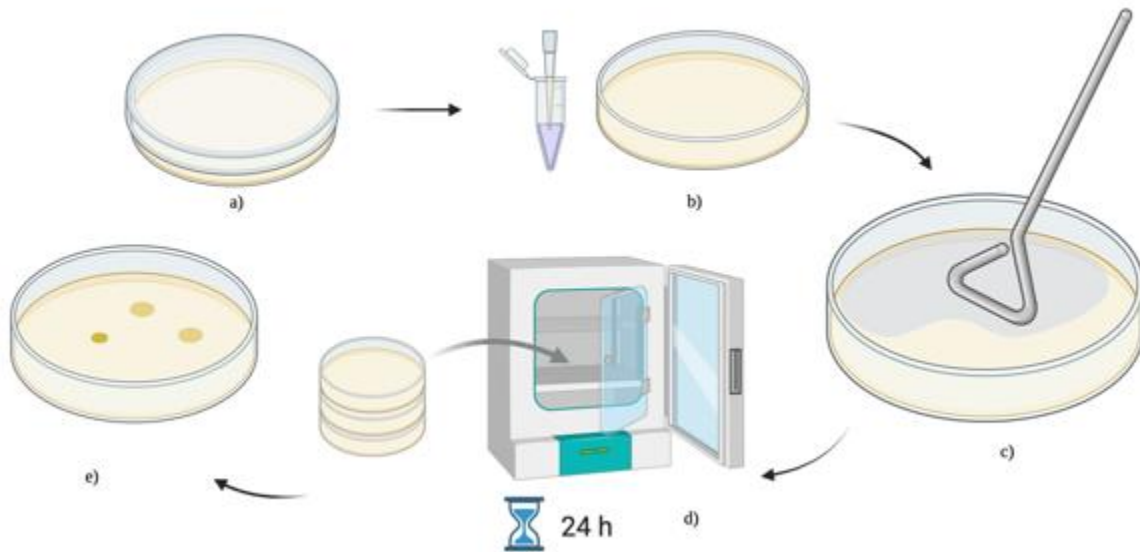


Figura 8. Determinación de la Concentración Mínima Inhibitoria (CMI) a) Agar de Tripticaseína de soya. b) Se sembraron 20 μ L del contenido de los tubos del control positivo, control de crecimiento y la concentración de 50 mg/ml. c) Cada uno de ellos se dispersó con el asa de Digalsky previamente esterilizada entre cada uno de los tratamientos. d) de incubaron durante 24 horas a 36°C. e) Se realizó el conteo de las colonias bacterianas.

5.5. Actividad hemolítica.

Para la obtención del paquete globular se tomó una muestra de sangre en tubos con anticoagulante EDTA, la cual se centrifugó para separar el paquete globular del suero, el cual se retiró con una pipeta y se colocó Buffer de Fosfato Salino (PBS) para lavar el recuperado eritrocitario repitiendo este proceso tres veces; posteriormente, se elaboró la suspensión eritrocitaria al 5% en un matraz volumétrico. Para evaluar la actividad hemolítica se siguió el protocolo realizado por (Álvarez Sandoval *et al.*, 2024), teniendo como resultado concentraciones de 720 μ g/ml, 560 μ g/ml, 400 μ g/ml, 240 μ g/ml y 160 μ g/ml con un volumen total de 1.250 ml por tubo. Como control positivo se utilizó agua destilada y paquete globular y como control negativo PBS y extracto. Los tubos con las muestras se incubaron durante 30 minutos para después colocarlos en la microcentrífuga a 4°C durante 5 minutos a 13000 rpm. Una vez centrifugado el paquete globular, se tomaron 100 μ l del sobrenadante de cada uno de los tubos; estos resultados se determinaron en el espectrofotómetro a 550 nm por medio de una

placa de 96 pozos el cual nos ayudó a determinar el porcentaje de hemólisis por medio de densidad óptica (DO). El porcentaje de hemólisis se determinó con la siguiente formula:

$$\% \text{ hemólisis} = \frac{DO_{550} \text{ Tratamiento} - DO_{550} \text{ Control negativo}}{DO_{550} \text{ Control positivo} - DO_{550} \text{ Control negativo}} \times 100$$



Figura 9. Determinación de la actividad hemolítica, concentraciones de 720, 560, 400, 240 y 160 $\mu\text{g/ml}$ en placa de 96 pozos y blanco (C -) en triplicado y un control positivo.

6. RESULTADOS

6.1 Obtención del extracto metanólico de orujo vinícola

El extracto se realizó mediante la técnica de sólido líquido, de la obtención del extracto metanólico de orujo vinícola se tuvo una recuperado de un total de 126.3448 g de extracto de *Vitis vinifera*, con un rendimiento de 5.9027 g de extracto seco.



Figura 10. Recuperación del extracto de orujo vinícola después del filtrado.

6.2 Cuantificación de los fenoles totales y actividad antioxidante presentes en el extracto de orujo vinícola.

En relación a la determinación del contenido de fenoles totales se reportó un valor de 25.90 ± 1.05 Equivalentes de Ácido Gálico mg/g de extracto seco (Tabla 5).

Por su parte, la actividad antioxidante representada por el método DPPH dio como resultado 781.87 ± 27.81 de Equivalentes de Trolox $\mu\text{mol/g}$ extracto seco (ET), mientras que el método ABTS resultó en 978.47 ± 49.12 de Equivalentes de Trolox $\mu\text{mol/g}$ extracto seco (ET) (Tabla 5).

Tabla 5 Resultados de actividad antioxidante y Fenoles totales.

	Actividad antioxidante (ET $\mu\text{mol/g}$)		Fenoles totales (EAG mg/g)
	ABTS	DPPH	
Extracto de orujo vinícola	978.47 ± 49.12	781.87 ± 27.81	25.90 ± 1.05

ET: Equivalentes de Trolox $\mu\text{mol/g}$ extracto seco. EAG: Equivalentes de Ácido Gálico mg/g de extracto seco.

6.3 Identificación de las cepas de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 Y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

La identificación de las cepas de bacterias de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 se determinó por medio del microscopio óptico con la ayuda de una tinción de Gram.

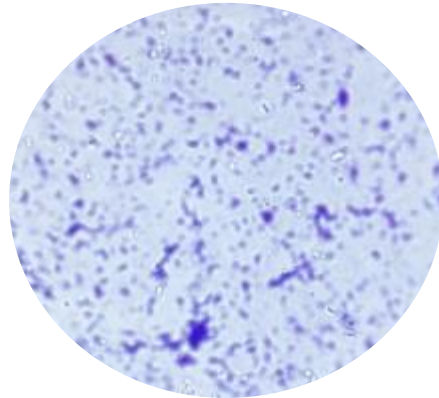


Figura 11. *Streptococcus mutans* ATCC 700610 100X.

Una vez identificadas microscópicamente, se realizó la inoculación en caldo de Tripticaseína de soya estéril, para llevar a cabo el crecimiento bacteriano en incubación, y posteriormente realizar el aislamiento en placas Petri.

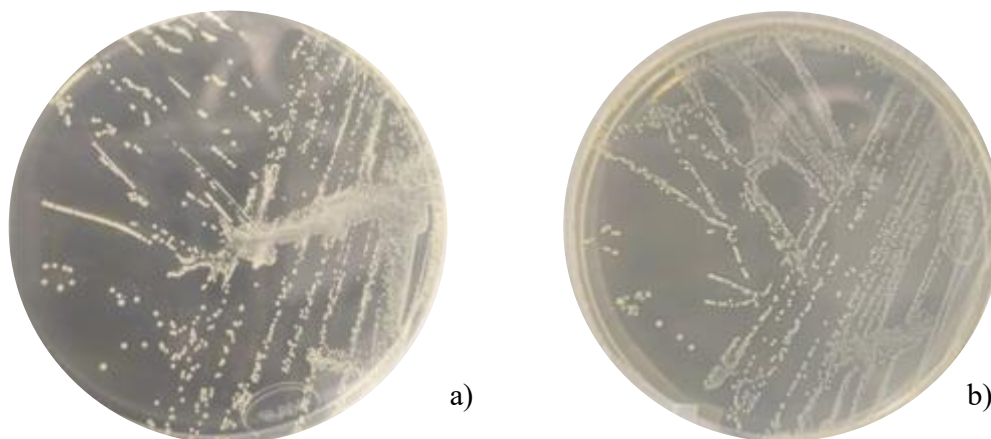


Figura 12. Crecimiento bacteriano después de 24 horas. a). *Streptococcus mutans* ATCC 700610. b) *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

6.4 Efecto antibacteriano del extracto metanólico de orujo vinícola contra las cepas de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

La determinación del efecto antibacteriano en ambas bacterias se obtuvo por medio de la técnica de Kirby – Bauer.

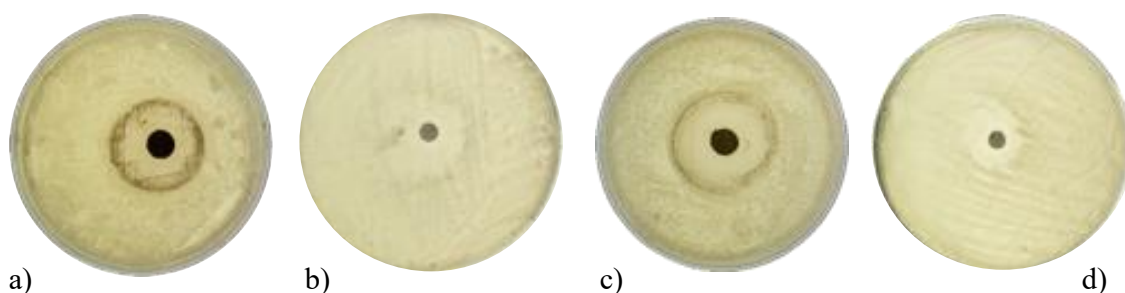
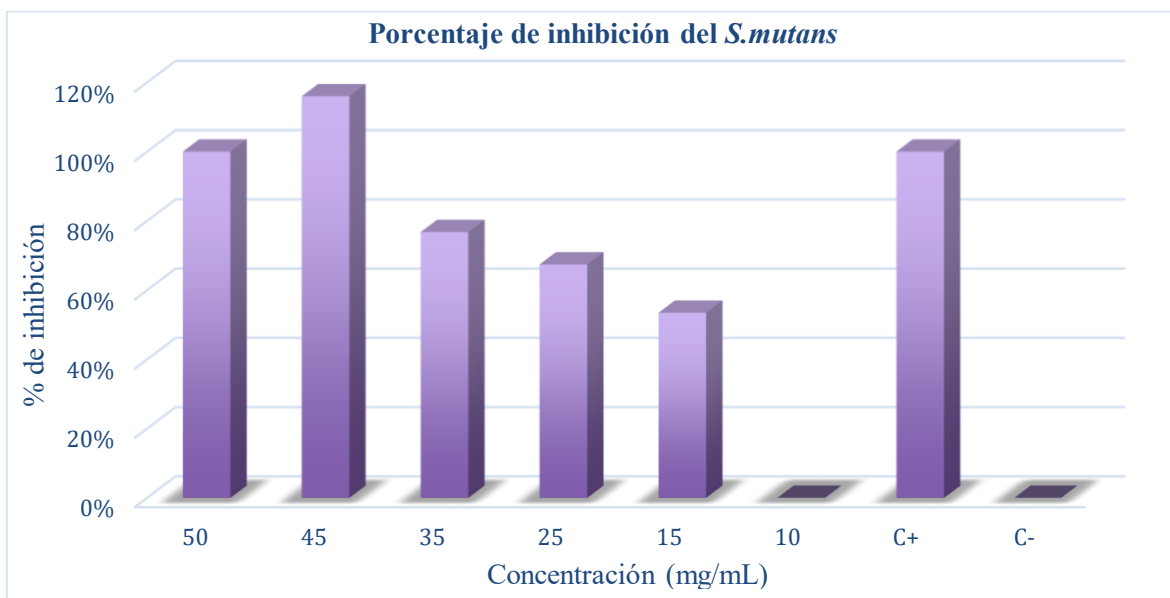


Figura 13. Técnica de Kirby- Bauer a) Halo de inhibición de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 del extracto metanólico de orujo vinícola a 50 mg/ml. b) Halo de inhibición de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 con el control positivo de Clorhexidina al 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal. c) Halo de inhibición del *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 con tratamiento del extracto metanólico de orujo vinícola a 50 mg/ml de concentración. d) Halo de inhibición del *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 frente al control positivo (Clorhexidina al 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal).

Con relación al efecto antibacteriano del extracto de orujo vinícola contra *Streptococcus mutans* ATCC 700610 se pudo identificar un efecto inhibitorio del extracto sobre las especies a estudio con halos de inhibición que variaban desde los $13.3 \pm 2.08 - 8 \pm 0.57$ mm para las concentraciones analizadas, teniendo este un porcentaje de inhibición del 93% en comparación con el control positivo (clorhexidina al 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal) (Tabla 6).

Tabla 6 Efecto antibacteriano del extracto de orujo vinícola en distintas concentraciones contra *Streptococcus mutans* ATCC 700610, siendo el Control positivo (C+) Clorhexidina al 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal y el Control negativo (C-) Medio de cultivo de caldo de Trypticaseína de soya. Dónde $\bar{X} \pm \sigma$ representa el promedio con su desviación estándar.

Tratamiento (mg/mL)	$\bar{X} \pm \sigma$	% Inhibición
Extracto metanólico de Orujo Vinícola.	50	13.3± 2.08 93.02
	45	16.6 ± 2.30 115.8
	35	11± 0 76.76
	25	9.6 ± 0.57 67.41
	15	8 ± 0.57 53.45
	10	0 0
C+	14.33 ± 0.57	100
C-	0	0



Gráfica 1. Comparación del porcentaje de inhibición de las distintas concentraciones del extracto de orujo vinícola contra *Streptococcus mutans* ATCC 700610. La concentración de 50 µg/mL mostró un 100% de inhibición, comparable al control positivo (clorhexidina al 0.12%). La de 45 µg/mL alcanzó 116%,

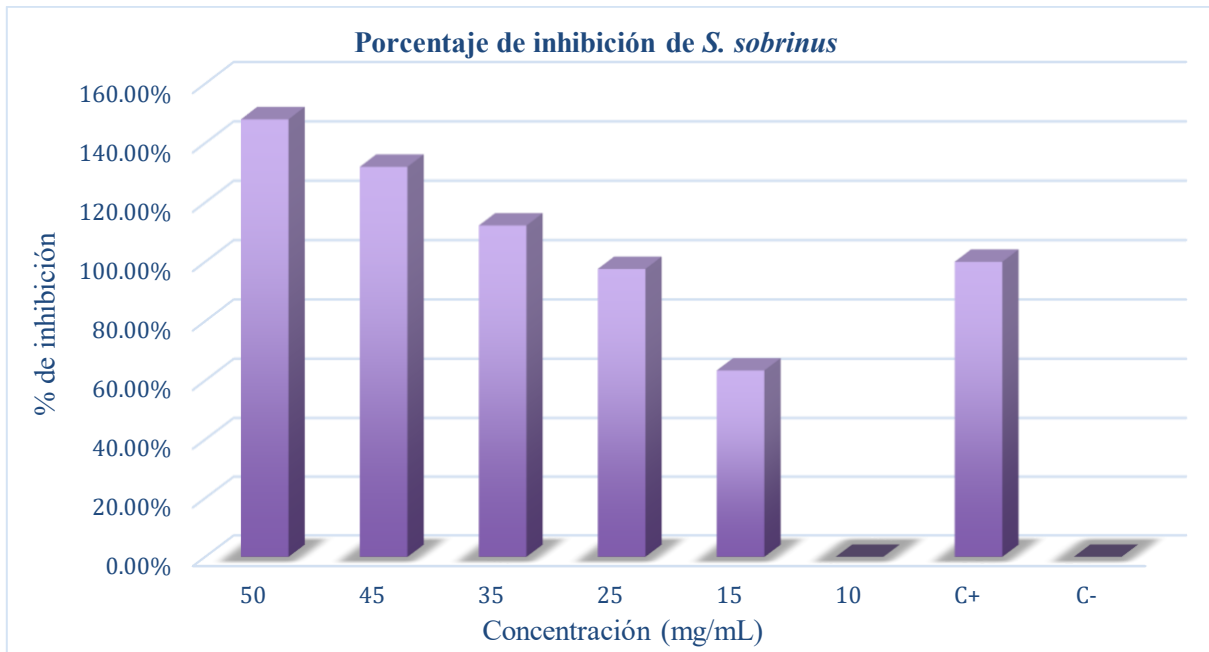
mientras que 35, 25 y 15 $\mu\text{g/mL}$ presentaron 76%, 67.41% y 53.45%, respectivamente. El 10 $\mu\text{g/mL}$ no evidenció inhibición, al igual que el control negativo.

Por su parte, el efecto antibacteriano que se realizó por medio de la técnica de Kirby- Bauer en relación al *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 demostró tener un efecto inhibitorio con halos de inhibición desde los $12.88 \pm 0.28 - 6.6 \pm 1.52$ mm para las concentraciones analizadas, en comparación con el control positivo Clorhexidina 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal dando como resultado un porcentaje de inhibición del 100% (Tabla 7).

Tabla 7 Efecto antibacteriano de las distintas concentraciones del extracto de orujo vinícola contra *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478, siendo el Control positivo (C+) Clorhexidina al 0.12% Perioxidin Lacer® Enjuague Bucal y el Control negativo (C-) medio de cultivo de caldo de Tripticaseína de soya.

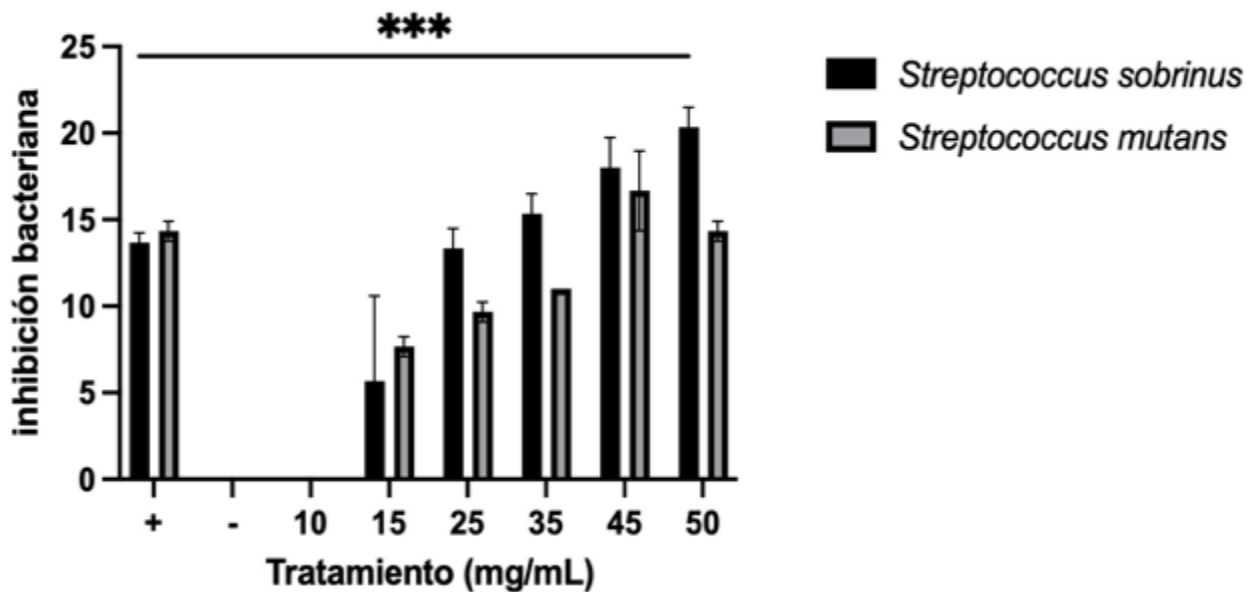
$\bar{X} \pm \sigma$ representa el promedio con su desviación estándar.

	Tratamiento		%
	(mg/mL)	$\bar{X} \pm \sigma$	Inhibición
	50	20.3 ± 1.15	148.82
Extracto	45	18 ± 1.73	131.77
metanólico	35	15.3 ± 1.15	112.22
de Orujo	25	13.3 ± 1.15	97.58
Vinícola	15	8.6 ± 0.57	63.39
	10	0 ± 0	0
C+		13.6 ± 0.57	100
C-		0	0



Gráfica 2. Comparación del porcentaje de inhibición de las distintas concentraciones del extracto de orujo vinícola contra *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478. La concentración de 50 mg/mL mostró un 148% de inhibición en comparación con el 100% del control positivo (clorhexidina). Las concentraciones de 45, 35 y 25 mg/mL presentaron porcentajes de 132%, 112% y 97.58%, respectivamente, mientras que 15 mg/mL alcanzó 63%, la concentración de 10 mg/mL no evidenció inhibición (0%), al igual que el control negativo.

A pesar de que se muestra una mayor inhibición bacteriana a las concentraciones más altas analizadas del extracto, en el análisis ANOVA con prueba *post hoc* de Tukey para comparación de medias no demostró que fueran significativamente diferentes con respecto al control positivo, a diferencia de las concentraciones de 15 y 25 mg/mL (***) (Gráfica 3).



Gráfica 3. Análisis ANOVA de la inhibición bacteriana de *Streptococcus sobrinus* ATCC 700610 y *Streptococcus mutans* ATCC 33478.

6.5 Concentracion Mínima Inhibitoria del extracto metanólico de orujo vinícola.

6.5.1 Evaluación cualitativa de la CMI por medio de la turbidez.

La concentración mínima inhibitoria se determinó mediante el grado de turbidez que presentaron diversos tubos los cuales son mencionados en la tabla 8, después de 24 horas en incubación a 36°C se observó la turbidez que mostraban cada uno de ellos en donde 0 determina ausencia de turbidez indicando una inhibición del 100%; 1, es una ligera turbidez del medio con una inhibición aproximada del 75%; el 3, una ligera inhibición alrededor del 25% mientras que el 4 nos indicaría falta de inhibición.

Tabla 8 Resultados del grado de turbidez de los tratamientos contra *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

Efecto Bactericida/ Bacteriostático (Turbidez)	Control Negativo (Trypticaseína de soya)	Control Positivo (Clorhexidina 0.12%)	Tratamiento 50 mg/ml del extracto de orujo vinícola	Control de Crecimiento
<i>Streptococcus mutans</i> ATCC 700610	0	0	1	4
<i>Streptococcus sobrinus</i> ATCC 33478	0	0	0	4

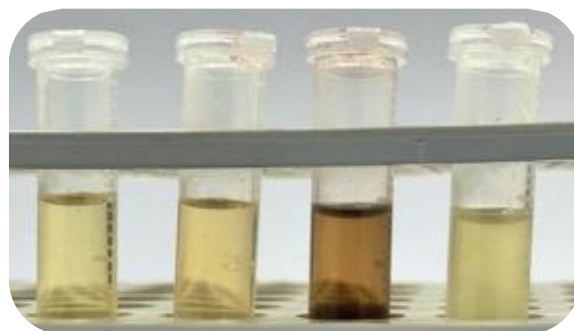


Figura 14. Turbidez del *Streptococcus mutans* ATCC 700610.

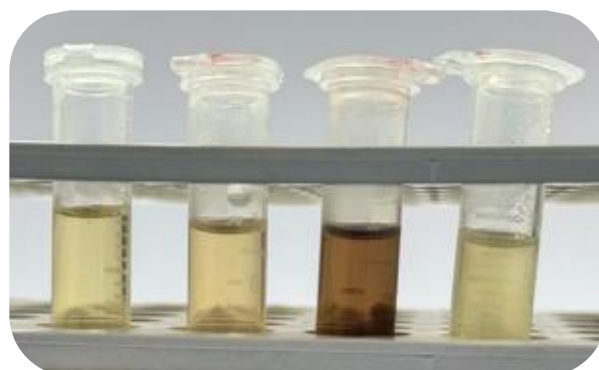


Figura 15. Turbidez del *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

Para la comprobación del efecto inhibitorio que demostró tener el extracto por medio de observación de la turbidez, en comparación al control positivo (clorhexidina 0.12% Perioxidín Lacer® Enjuague Bucal) y el control de crecimiento, se vaciarón 20 μ L del contenido de los tubos con tratamiento del extracto de orujo vinícola, control positivo con clorhexidina 0.12% y control de crecimiento en una caja Petri con medio de Tripticaseína de soya y se disperso el contenido con el asa de Digalsky incubando durante 24 horas a 36°C donde posteriormente se realizó el conteo de colonias bacterianas.

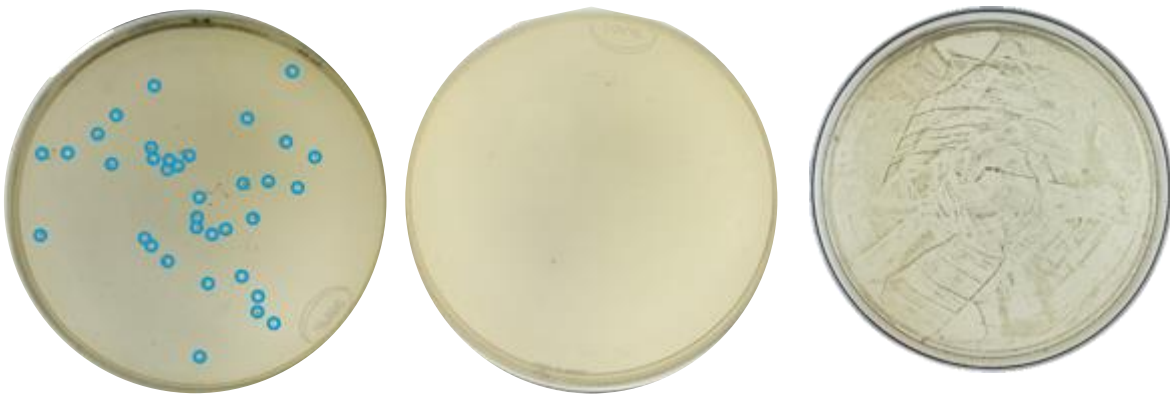


Figura 16. Resultados de las placas con *Streptococcus mutans* ATCC 700610. a) Se tuvo un conteo de 35 colonias de *Streptococcus mutans* ATCC 700610. b) No hubo crecimiento de colonias en presencia del control positivo con clorhexidina 0.12% Perioxidín Lacer® Enjuague Bucal. c) Control de crecimiento de *Streptococcus mutans* ATCC 700610 en donde el número de colonias bacterianas es incontable.

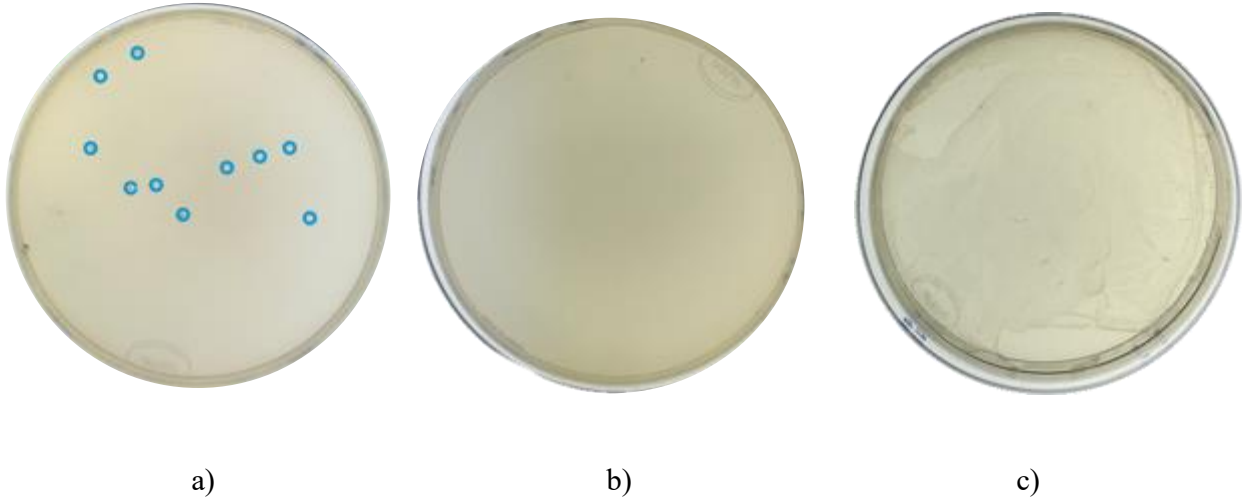


Figura 17. Resultados de las placas con *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478. a) se tuvo un conteo de 10 colonias de *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478. b) No hubo crecimiento de colonias en presencia del control positivo con clorhexidina 0.12%. c) Muestra el control de crecimiento de *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478 en donde el número de colonias bacterianas es incontable.

6.6 Actividad hemolítica del extracto a distintas concentraciones

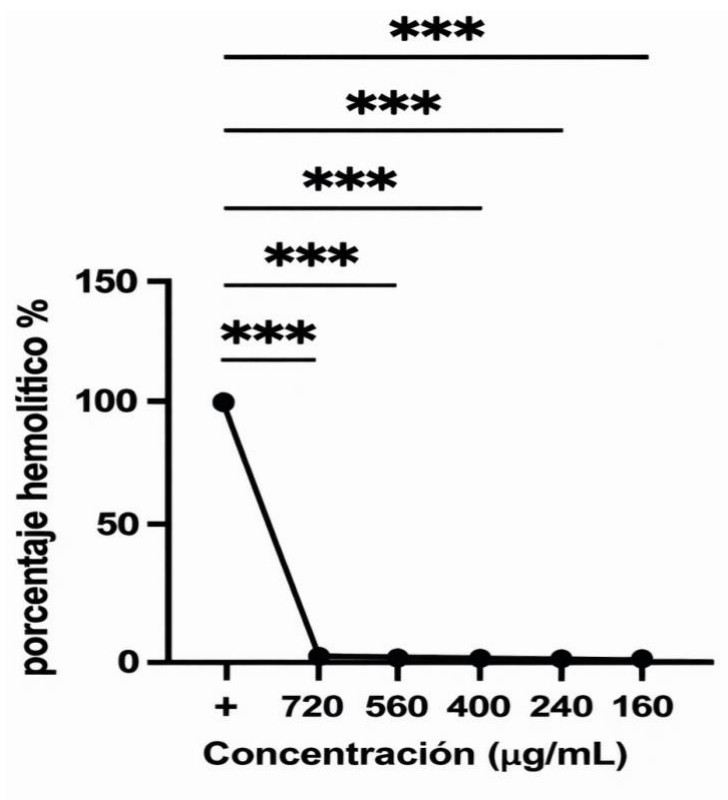
El ensayo de hemólisis permitió evaluar el efecto del extracto de orujo vinícola sobre eritrocitos humanos a diversas concentraciones.

Las concentraciones evaluadas desde 160 a 720 $\mu\text{g/mL}$ demostraron porcentajes de hemólisis equivalentes al 0% las cuales se definen como antihemolíticas de acuerdo con los rangos de los reportes descritos por (Alvarez Sandoval *et al.*, 2022), donde se clasifica como no hemolíticos a valores inferiores a 2%, con hemólisis mínima valores que oscilan entre el 2 – 5% y hemolíticos cuando el resultado es mayor a 5%.

Tabla 9. Porcentaje de hemólisis con medias y \pm SD (σ) de distintas concentraciones del extracto.

Concentración	\bar{X} porcentaje de hemólisis $\pm \sigma$
($\mu\text{g/ml}$)	Extracto de Orujo Vinícola
Control negativo	0.00
Control positivo	0.00
160	1.31 \pm 0.37
240	0.96 \pm 0.20
400	1.45 \pm 1.26
560	1.25 \pm 0.24
720	1.70 \pm 0.53

Los datos se expresaron como media \pm desviación estándar de tres réplicas independientes. El análisis estadístico ANOVA con *post hoc* de Tukey mostró diferencias significativas entre el control positivo y las concentraciones evaluadas.



Gráfica 4. Analisis ANOVA de la actividad hemolítica del extracto.

7. DISCUSIÓN

La vid (*Vitis vinifera*) es una planta ampliamente cultivada a nivel mundial, cuyo principal uso se asocia a la elaboración del vino; sin embargo, también posee aplicaciones alternativas de interés en distintas áreas (Ghendov *et al.*, 2022).

Los antioxidantes desempeñan un papel esencial en el mantenimiento de la salud humana, ya que contribuyen a neutralizar el estrés oxidativo, proceso que se asocia a diversas patologías (Rumpf *et al.*, 2024). En el presente estudio, el extracto de orujo de uva mostró una alta actividad antioxidante en los ensayos DPPH y ABTS, junto con un contenido elevado de fenoles totales. Dicha actividad se relaciona principalmente con sus fracciones polifenólicas, donde destacan flavonoides, flavanoles y ácidos fenólicos, compuestos con capacidad de inhibir patógenos y microorganismos (Galante *et al.*, 2025).

La investigación del orujo vinícola ha logrado gran relevancia en los últimos años, ya que se ha demostrado que los subproductos generados durante la vinificación contienen moléculas bioactivas con efectos benéficos para la salud. Diversos estudios han documentado su actividad antibacteriana frente a microorganismos de interés odontológico, entre ellos *Streptococcus mutans*, *Streptococcus sobrinus* y *Candida albicans* (Karkuzhali *et al.*, 2024).

El principal propósito para los productos de higiene oral es el control de la placa dentobacteriana, una biopelícula microbiana compuesta por diferentes microorganismos que colonizan las superficies de los dientes. Aunque en la actualidad existe la clorhexidina, que es uno de los antisépticos más empleados para este fin, su uso prolongado puede generar efectos adversos, tales como pigmentación dental, alteraciones del microbioma oral, resistencia bacteriana en casos específicos y otros tipos de alteraciones para la salud general. En este contexto, el extracto metanólico de orujo vinícola analizado mostró una actividad antibacteriana significativa, alcanzando un 93 % de inhibición frente a *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y un 100% frente a *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478, en comparación con la clorhexidina al 0.12 % Peroxidín Lacer® Enjuague Bucal. (Bodgan C *et al.*, 2020) afirmó que existe suficiente evidencia que respalda la actividad antimicrobiana de los extractos derivados de *Vitis vinifera* contra *Streptococcus mutans* y biopelículas conformadas por diversas especies, dicha actividad es atribuida a sus compuestos fenólicos. Sin embargo, estos autores también señalan la

necesidad de mayor investigación científica para el desarrollo de productos derivados de esta planta.

De manera similar, (Karkuzhali *et al.* 2024) evaluó un extracto metanólico de orujo de uva frente a bacterias de relevancia clínica, obteniendo halos de inhibición que van desde los 15 mm para *Streptococcus aureus*, 14 mm para *Enterococcus faecalis* y *Candida albicans*, con una concentración máxima de 5 mg/mL. En comparación, en este trabajo se empleó una concentración de 50 mg/mL, logrando halos de inhibición de 21 mm para *S. sobrinus* ATCC 33478 y 14 mm para *S. mutans* ATCC 700610.

El estudio de (Di Lorenzo *et al.* 2016) también analizó la actividad antioxidante, la concentración mínima inhibitoria (CMI) y la acción antibacteriana de un extracto de orujo vinícola frente a *S. mutans*, concluyendo que dicha actividad se debe a la presencia de polifenoles y antocianinas, compuestos conocidos por su doble función antioxidante y antimicrobiana.

Para la evaluación de la actividad hemolítica, en este ensayo, se analizó la toxicidad del extracto frente a eritrocitos humanos. En los resultados obtenidos el extracto no mostró hemólisis en las células sanguíneas de las concentraciones experimentales evaluadas (160 a 720 µg/mL). En un estudio previo (Karkuzhali *et al.*, 2024) evaluó el efecto hemolítico de un extracto de orujo vinícola, en la concentración más alta probada (512 µg/mL) la hemólisis fue mínima (3 %), mientras que a 1 µg/mL no se evidenció efecto alguno. Aunque existen diferencias metodológicas, en ambos casos los resultados confirman que el extracto no compromete la viabilidad de las células sanguíneas.

Múltiples estudios respaldan los beneficios del uso de compuestos herbolarios en odontología como alternativas a los fármacos convencionales. Sin embargo, la investigación sigue siendo limitada, ya que para su validación es necesaria la seguridad de estos productos mediante ensayos y muestras preclínicas. (Amanpour *et al.*, 2023).

8. CONCLUSIONES

En este estudio se analizó el efecto antibacteriano y antihemolítico del extracto metánolico de orujo vinícola (*Vitis Vinifera*). Debido a su alto contenido de compuestos fenólicos y antioxidantes, el extracto demostró su actividad antibacteriana sobre bacterias de relevancia odontológica como el *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478, mostrando un comportamiento determinado por la concentración utilizada. El efecto antibacteriano observado podría estar asociado a la presencia de compuestos fenólicos, los cuales le brindan la capacidad antioxidante, la cual puede ser capaz de alterar las funciones celulares de las bacterias. Adicional a su efectividad contra bacterias orales también demostró no destruir las células sanguíneas, las concentraciones analizadas no presentaron actividad hemolítica bajo las condiciones experimentales utilizadas, lo que le otorga un comportamiento favorable frente a los eritrocitos humanos. Estos resultados nos indican un alto potencial para la combinación de su eficacia en la aplicación odontológica, en particular, en el desarrollo de nuevos productos de higiene oral orientados en el control de placa dental sin generar efectos adversos en las células de la sangre. Además, el aprovechamiento del orujo es una idea sostenible, al bridarle un segundo uso a un subproducto generado en tal magnitud durante la elaboración del vino.

Sin embargo, es necesario seguir su investigación para su incorporación a productos de higiene oral que puedan contribuir a la disminución de bacterias orales, para profundizar su seguridad sin provocar efectos indeseados en la salud de los pacientes.

9. LITERATURA CITADA

Abranches, J., Zeng, L., Bélanger, M., Ahn, S. J., & Burne, R. A. (2018). Biology of oral streptococci. *Microbiology Spectrum*, 6(5).

Adil, A. H., Basheer, S. N., Karobari, M. I., Marya, A., Messina, P., Noorani, T. Y., et al. (2022). Herbal medications in endodontics and its application: A review of literature. *Materials*, 15(9), 3111.

Álvarez Sandoval, J. (2024). *Determinación de la actividad antineoplásica in vitro de los extractos metanólicos de Sechium edule (Jacq.) (Swartz) var. nigrum spinosum y Vernonia greggii nanoencapsulado sobre células tumorales humanas* [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de Nuevo León].

Almanza-Oliveros, A., Bautista-Hernández, I., Castro-López, C., Aguilar-Zárate, P., Meza-Carranco, Z., Rojas, R., Michel, M. R., & Martínez-Ávila, G. C. G. (2024). Avances de la pisona de uva en su bioactividad, beneficios para la salud y aplicaciones alimentarias. *Alimentos*, 13(4), 580.

Amanpour, S., Akbari Javar, M., Sarhadinejad, Z., Doustmohammadi, M., Moghadari, M., & Sarhadynejad, Z. (2023). Una revisión sistemática de la eficacia de las plantas medicinales y los productos herbales en la salud bucal y la cura dental con un enfoque de promoción de la salud. *Journal of Education and Health Promotion*.

Azarm, A., Ayoobi, F., Zare-Bidaki, M., Taheri, M., & Zarandi, E. R. (2024). Actividades antibacterianas y antibiopelículas del extracto metanólico de *Tribulus terrestris* contra *Streptococcus mutans*, *Streptococcus sobrinus* y *Lactobacillus acidophilus*: Un estudio in vitro. *Dental Research Journal*.

Baty, J. J., Williams, M. L., Almaghlouth, N. K., Rosamond, W. D., & McLean, J. S. (2022). Oral commensal streptococci: Gatekeepers of the oral cavity. *Journal of Bacteriology*.

Banerjee, A., Stockbridge, R. B., & Tenuta, L. M. A. (2024). Medición y análisis de la resistencia microbiana al fluoruro en modelos de biopelícula dental. *Methods in Enzymology*.

Bhatawadekar, V. C., Damare, S. R., & Garg, A. (2023). Ensayo Folin-Ciocalteu como método de detección colorimétrica rápida para evaluar las capacidades de degradación de la HAP de las bacterias heterotróficas. *3 Biotech*.

Bogdan, C., Pop, A., Moldovan, R., Iurian, S., & Tomuta, I. (2020). Research advances in the use of bioactive compounds from *Vitis vinifera* by-products in oral care. *Antioxidants*.

Bustamante-Torres, M., Romero-Fierro, D., Berlioz, S., Bucio, E., & Ulloa, M. (2021). Synthesis and antimicrobial properties of highly cross-linked pH-sensitive hydrogels through gamma radiation. *Polymers*.

Castro Castilla, P. A., & Mendoza Remolina, S. C. (2021). *Evaluación de la obtención de colorante natural a partir del hollejo de uva (Vitis vinifera “Cabernet Sauvignon”) y la cáscara de mandarina (Citrus reticulata) para aplicación en la industria alimentaria* [Tesis de pregrado, Fundación Universidad de América].

Casassa, F. (2007). Influencia de dos técnicas de maceración sobre la composición polifenólica, aromática y las características organolépticas de vinos cv. Merlot. *Infowine*.

Coelho, M. C., Ghalamara, S., Pereira, R., Rodrigues, A. S., Teixeira, J. A., & Pintado, M. E. (2023). Innovation and winemaking by-product valorization: An ohmic heating approach. *Processes*.

Conrads, G., de Soet, J. J., Song, L., Henne, K., Sztajer, H., Wagner-Döbler, I., & Zeng, A. P. (2014). Comparing the cariogenic species *Streptococcus sobrinus* and *S. mutans* on whole genome level. *Journal of Oral Microbiology*.

Chedea, V. S., Tomoiagă, L. L., Macovei, Ş. O., Măgureanu, D. C., Iliescu, M. L., Bocsan, I. C., Buzoianu, A. D., Voşloban, C. M., & Pop, R. M. (2021). Acciones

antioxidantes/prooxidantes de los polifenoles de la base de la vid y los subproductos del vino para la terapia complementaria en las enfermedades cardíacas isquémicas. *Frontiers in Cardiovascular Medicine*, 8, 750508.

Cruz Martínez, C., Morales-de la Peña, M., Pérez-Martínez, M., & Rosales-Reyes, R. (2017). Use of traditional herbal medicine as an alternative in dental treatment in Mexican dentistry: A review. *Pharmaceutical Biology*, 55(1), 1992–1998.

Deng, Q., Wong, H. M., & Peng, S. (2024). Efecto del estado de adiposidad en *Streptococcus mutans* salival y *Streptococcus sobrinus*. *Oral Diseases*.

Di Lorenzo, A., Bloise, N., Meneghini, S., Sureda, A., Tenore, G. C., Visai, L., Arciola, C. R., & Daglia, M. (2016). Efecto de la elaboración del vino en la composición del vino tinto como fuente de polifenoles para biomateriales antiinfecciosos. *Materials*.

Di Stefano, M., Polizzi, A., Santonocito, S., Romano, A., Lombardi, T., & Isola, G. (2022). Impacto del microbioma oral en la salud periodontal y la periodontitis: Una revisión crítica sobre prevención y tratamiento. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(9), 5142.

Eick, S. (2021). Biofilms. *Monographs in Oral Science*.

Eid, A. M., Al-Hawari, H., Nazzal, S., & Khudarieh, S. (2025). Desarrollo del nanoemulsionante *Vitis vinifera* y evaluación de su potencial anticancerígeno, antimicrobiano y antiinflamatorio. *BMC Complementary Medicine and Therapies*, 25(1), 47.

Emmulo, E., Ceccantoni, B., Bellincontro, A., & Mencarelli, F. (2021). Uso de extractos de agua y etanol de poma de semilla de uva de vino para preparar una pasta de dientes antioxidante. *Journal of the Science of Food and Agriculture*.

Engel, A. S., Kranz, H. T., Schneider, M., Tietze, J. P., Piwowarczyk, A., Kuzius, T., Arnold, W., & Naumova, E. A. (2020). Formación de biopelícula en diferentes materiales restauradores dentales en la cavidad oral. *BMC Oral Health*.

Estévez Echanique, H. E., & Ortega Salazar, E. J. (2016). *Efectividad de inhibición del extracto de tomillo y de romero (al 10%) frente al Streptococcus mutans en 20 muestras* [Tesis de pregrado, Universidad Central del Ecuador].

Furiga, A., Lonvaud-Funel, A., & Badet, C. (2008). In vitro antibacterial and anti-adherence effects of natural polyphenolic compounds on oral bacteria. *Journal of Applied Microbiology*, *105*(5), 1470–1476.

Galante, M., Brassesco, M. E., Maragoni Santos, C., Beres, C., Fai, A. E. C., & Cabezudo, I. (2025). La orujo de uva como fuente natural de agentes antimicrobianos para la conservación de alimentos. *Frontiers in Nutrition*.

Gao, K., Su, B., Dai, J., Li, P., Wang, R., & Yang, X. (2022). Actividades antibiopelícula y antihemólisis del ácido 10-hidroxi-2-decenoico contra *Staphylococcus aureus*. *Molecules*, *27*(5), 1485.

García González, M. C. G. (2012). *Goma gellan: Formulación de geles fluidos y de emulsiones de α -pineno en presencia de copolímeros* [Tesis doctoral, Universidad de Sevilla].

Gawish, A. S., ElMofty, M. S., Jambi, S., Felemban, D., Ragheb, Y. S., & Elsayed, S. A. (2024). La fitoterapia en periodoncia como tratamiento suplementario eficaz y sostenible: Una revisión narrativa. *Journal of Implant & Periodontal Science*, *54*(4), 209–223.

Geng, F., Liu, J., Liu, J., Lu, Z., & Pan, Y. (2025). Progreso reciente en la comprensión del papel del ADN extracelular bacteriano: Enfoque en la biopelícula dental. *Critical Reviews in Microbiology*, *51*(5), 898–916.

Ghendov-Mosanu, A., Cojocari, D., Balan, G., Patras, A., Lung, I., Soran, M. L., et al. (2022). Optimización quimiométrica de la extracción de compuestos biológicamente activos del orujo de uva: Composición y actividad antimicrobiana. *Molecules*, *27*(5), 1610.

Hatem, O., Seres-Steinbach, A., Schneider, G., Szabó, É., & Kőrösi, L. (2025). Información sobre la composición fenólica de las bayas de uva Cabernet Sauvignon durante la fermentación, hacia la aplicación de subproductos de bodega con fines antibacterianos. *Antibiotics*, *14*(3), 236.

Haj-Yahya, F., Steinberg, D., & Sionov, R. V. (2024). Trans, trans-farnesol mejora el efecto antibacteriano y antibiopelícula del ácido araquidónico en las bacterias cariogénicas *Streptococcus mutans* y *Streptococcus sobrinus*. *International Journal of Molecular Sciences*.

Intergovernmental Organisation of Vine and Wine. (2019). *2019 statistical report on world vitiviniculture*. Organisation Internationale de la Vigne et du Vin.

Kamrani, P., & Sadiq, N. M. (2025). Anatomía, cabeza y cuello, cavidad oral (boca). En *StatPearls*. StatPearls Publishing.

Karobari, M. I., Adil, A. H., Assiry, A. A., Basheer, S. N., Noorani, T. Y., Pawar, A. M., et al. (2022). Herbal medications in endodontics and its application: A review of literature. *Materials*, *15*(9), 3111.

Karkuzhali, K., Manivannan, N., & Venkatesan, S. (2024). Actividad antimicrobiana de los metabolitos crudos de *Vitis vinifera* utilizando extracto de metanol contra los patógenos clínicos. *Journal of Pharmacy & Bioallied Sciences*.

Krzyściak, W., Jurczak, A., Kościelniak, D., Bystrowska, B., & Skalniak, A. (2014). The virulence of *Streptococcus mutans* and the ability to form biofilms. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases*, *33*(4), 499–515.

Lemos, J. A., Palmer, S. R., Zeng, L., Wen, Z. T., Kajfasz, J. K., Freires, I. A., et al. (2019). The biology of *Streptococcus mutans*. *Microbiology Spectrum*, *7*(1), GPP3–0051–2018.

Li, J. W., Wyllie, R. M., & Jensen, P. A. (2021). A novel competence pathway in the oral pathogen *Streptococcus sobrinus*. *Journal of Dental Research*, *100*(5), 542–548.

Lin, Y., Chen, J., & Li, Y. (2021). Inhibición de la formación de biopelículas de *Streptococcus mutans* mediante estrategias dirigidas al metabolismo de los exopolisacáridos. *Critical Reviews in Microbiology*, 47(5), 667–677.

Lopes, J. D. C., Madureira, J., Margaça, F. M. A., & Cabo Verde, S. (2025). Porra de uva: Una revisión de sus compuestos fenólicos bioactivos, beneficios para la salud y aplicaciones. *Molecules*, 30(2), 362.

Lu, X., Ma, L., Zhang, C., Yan, H., Bao, J., Gong, M., Wang, W., Li, S., Ma, S., & Chen, B. (2022). Respuestas de la vid (*Vitis vinifera*) al estrés salino y al estrés alcalino: Perfil transcripcional y metabólico. *BMC Plant Biology*, 22(1), 528.

Martínez Delgado, A. J. (2018). *Actividad antimicótica y citotóxica del aceite esencial de Citrus paradisi contra Candida albicans ATCC* [Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Nuevo León].

Martins, G. R., Monteiro, A. F., Amaral, F. R. L., & da Silva, A. S. (2021). Un método validado de Folin-Ciocalteu para la cuantificación de los fenólicos totales del extracto de semillas de açai (*Euterpe oleracea* Mart.) rico en tanino condensado. *Journal of Food Science and Technology*.

Mazurel, D., Brandt, B. W., Boomsma, M., Crielaard, W., Lagerweij, M., Exterkate, R. A. M., & Deng, D. M. (2025). *Streptococcus mutans* y caries: Una revisión sistemática y un metanálisis. *Journal of Dental Research*, 104(6), 594–603.

Mehta, V., Mathur, A., Tripathy, S., Sa, R., & Sharma, T. (2024). Eficacia de los productos herbales para el cuidado bucal en la reducción de la placa dental y la gingivitis: Una visión general de las revisiones sistemáticas. *Canadian Journal of Dental Hygiene*, 58(2), 120–134.

Minatel, I. O., Borges, C. V., Ferreira, M. I., Gomez, H. A. G., Chen, C. Y. O., & Lima, G. P. P. (2017). Phenolic compounds: Functional properties, impact of processing and bioavailability. En M. Soto-Hernández (Ed.), *Phenolic compounds—Biological activity*. IntechOpen.

Mosaddad, S. A., Tahmasebi, E., Yazdani, A., Tebyanian, H., Seifalian, A., Ghasemi Hamidabadi, H., et al. (2019). Oral microbial biofilms: An update. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases*, 38(11), 2005–2019.

Pandey, S., Patnayak, R. L., Khodiar, P. K., Amle, D., Pandey, A., & Tripathi, P. (2022). Detección molecular de *Streptococcus mutans* y *Streptococcus sobrinus* en muestras de placa dental en niños de seis a nueve años. *Cureus*, 14(12), e32672.

Pérez, M., Domínguez-López, I., & Lamuela-Raventós, R. M. (2023). La química detrás del método Folin-Ciocalteu para la estimación del contenido de (poli)fenol en los alimentos: Ingesta fenólica total en un patrón dietético mediterráneo. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*.

Pop, A., Bogdan, C., Fizesan, I., Iurian, S., Carpa, R., Bacali, C., et al. (2022). Evaluación in vitro de las actividades biológicas de las cañas y extractos de pomace de varias variedades de *Vitis vinifera* L. para su inclusión en enjuagues bucales liofilizados. *Antioxidants*, 11(2), 218.

Plata, C., Zalambani, C., Rossi, F., Rossello, S., Cerchiara, T., Cappadone, C., & Malucelli, E. (2025). Nutrientes y nutraceuticos de *Vitis vinifera* L. pome: Actividades biológicas, valorización y posibles aplicaciones. *Nutrients*.

Radulescu, C., Buruleanu, L. C., Nicolescu, C. M., Olteanu, R. L., Bumbac, M., Holban, G. C., & Simal-Gandara, J. (2020). Perfiles fitoquímicos, actividades antioxidantes y antibacterianas de la uva (*Vitis vinifera* L.) semillas y piel de viñedos orgánicos y convencionales. *Plants*, 9(11), 1470.

Recinella, L., Chiavaroli, A., Veschi, S., Cama, A., Acquaviva, A., Libero, M. L., Leone, S., Di Simone, S. C., Pagano, E., Zengin, G., Menghini, L., Brunetti, L., Izzo, A. A., Orlando, G., & Ferrante, C. (2022). Un extracto de agua de hoja de uva (*Vitis vinifera* L.) modula la respuesta inflamatoria e inmune en células SW-480 y colon de ratón aislado. *Phytotherapy Research*.

Rozen, R., Bachrach, G., Bronshteyn, M., Gedalia, I., & Steinberg, D. (2001). The role of fructans on dental biofilm formation by *Streptococcus sobrinus*, *Streptococcus mutans*, *Streptococcus gordonii* and *Actinomyces viscosus*. *FEMS Microbiology Letters*, *195*, 205–210.

Rover, M. R., & Brown, R. C. (2013). Quantification of total phenols in bio-oil using the Folin–Ciocalteu method. *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*, *104*, 366–371.

Rumpf, J., Burger, R., & Schulze, M. (2023). Statistical evaluation of DPPH, ABTS, FRAP, and Folin-Ciocalteu assays to assess the antioxidant capacity of lignins. *International Journal of Biological Macromolecules*.

Saads Carvalho, T., da Silva Lira, N., Souza Castro, D., de Sousa, F. R., de Oliveira, D. L., & de Azevedo, M. (2021). Modificación de la película salival con extracto de semilla de uva: Estudio in vitro sobre el efecto sobre la adhesión bacteriana y la formación de biopelículas. *Oral Health & Preventive Dentistry*, *19*(1), 301–309.

Salazar, J. C., Díaz, R., Guerrero, C., & Ramos, G. (2018). Efecto antimicrobiano de extractos acuosos de la cáscara, pulpa y semilla de uva (*Vitis vinifera*) sobre *Streptococcus mutans*: Estudio in vitro. *Revista KIRU*, *15*(2).

Sateriale, D., Forgione, G., Di Rosario, M., Pagliuca, C., Colicchio, R., Salvatore, P., Paolucci, M., & Pagliarulo, C. (2024). Subproductos de la viña como recurso precioso de antimicrobianos naturales: Actividad antibacteriana y antibiopelícula in vitro de extractos de porra contra patógenos transmitidos por los alimentos. *Microorganisms*, *12*(3), 437.

Sarathong, P., Jitnuyanukool, S., Hamba, H., & Saengsirinavin, C. (2015). Experimento con *Streptococcus mutans* y colonización y caries de *Streptococcus sobrinus* en niños tailandeses de 3 y 5 años. *Clinical Oral Investigations*, *19*(8), 1955–1964.

Sharafan, M., Malinowska, M. A., Kubicz, M., Kubica, P., Gémin, M. P., Abdallah, C., Ferrier, M., Hano, C., Giglioli-Guivarc'h, N., Sikora, E., Lanoue, A., & Szopa, A. (2023). Cultivos de *Vitis vinifera* (uva de vid) diferentes cultivares como prometedora materia

prima cosmética: Perfil fitoquímico, potencial antioxidante y actividad blanqueadora. *Molecules*, 28(19), 6868.

Schiller, H., Young, C., Schulze, S., Tripepi, M., & Pohlschroder, M. (2022). Un giro en la prueba de susceptibilidad a la difusión de disco de Kirby-Bauer: Un experimento de laboratorio accesible que compara la susceptibilidad a los antibióticos de *Haloferax volcanii* y *Escherichia coli* para resaltar la biología celular única de Archaea. *Journal of Microbiology & Biology Education*.

Swadas, M., Dave, B., Vyas, S. M., & Shah, N. (2016). Evaluation and comparison of the antibacterial activity against *Streptococcus mutans* of grape seed extract at different concentrations with chlorhexidine gluconate: An in vitro study. *International Journal of Clinical Pediatric Dentistry*, 9(3), 181–185.

Teixeira, A., Baenas, N., Domínguez-Perles, R., Barros, A., Rosa, E., Moreno, D. A., et al. (2014). Natural bioactive compounds from winery by-products as health promoters: A review. *International Journal of Molecular Sciences*, 15(9), 15638–15678.

Truong, L., Yee, M., & Maldonado, M. (2019). Food waste in animal feed with a focus on use for broilers. *International Journal of Recycling of Organic Waste in Agriculture*, 8, 417–429.

Universidad Nacional Autónoma de México, Departamento de Biología. (2014). *Protocolo de prácticas microbiología experimental* (1ª ed.).

Vaca Chávez, M. E. (2019). *Efecto antimicrobiano y antibiofilm de gel bioadhesivo a base de extracto de *Origanum vulgare* para su aplicación terapéutica en odontopediatría* [Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Nuevo León].

Zhao, W., Xie, Q., Bedran-Russo, A. K., & Pan, S. (2014). The preventive effect of grape seed extract on artificial enamel caries progression in a microbial biofilm-induced caries model. *Journal of Dentistry*, 42(8), 1010–1018.

10. PRODUCTOS GENERADOS



CONSTANCIA

LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN Y LA FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

Otorga la presente CONSTANCIA a

**Rodríguez Treviño Jaxiri Anahí, López Villarreal Sonia, Treviño Garza Mayra Zulema,
Rodríguez Luis Osvelia Esmeralda**

Por su participación con el trabajo titulado:

**Efecto antimicrobiano de un hidrogel de orujo vitivinícola contra bacterias de
impacto odontológico.**

Presentado en el evento de difusión “Semana de Acción Global X ODS 2024” organizado por el Programa de Posgrado en Manejo y Aprovechamiento Integral de Recursos Bióticos de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

San Nicolás de los Garza, Nuevo León, México a 23 de septiembre de 2024

Dr. Carmelo Santillán Ramos
Gerente de CSR Consulting

Dr. José Ignacio González Rojas
Director de la Facultad de Ciencias
Biológicas, UANL

Dra Claudia T. Gallardo Rivera
Coordinadora del evento
#AcciónXODS



CONSEJO NACIONAL
DE
CUERPOS ACADÉMICOS EN ODONTOLOGÍA



14 de mayo del 2025

Jaxiri Anahí Rodríguez Treviño, Mayra Zulema Treviño Garza, Sonia Martha López Villarreal, Osvelia Esmeralda Rodríguez Luis.

Asunto: Aceptación de su capítulo de libro

Estimados Investigadores:

Nos complace informarle que su capítulo "EFECTO ANTIBACTERIANO DEL EXTRACTO DE ORUJO VINÍCOLA CONTRA BACTERIAS DE IMPACTO ODONTOLÓGICO" ha sido **aceptado para su publicación** en el libro *State of the Art on "Cuerpos Académicos"*.

El comité evaluador, conformado por miembros del SNII integrantes de cuerpos académicos consolidados, han revisado su trabajo y confirmado que cumple con los estándares de calidad establecidos. Tras un riguroso proceso de evaluación, queremos destacar la excelencia de su investigación y su valiosa contribución al campo de las nuevas dimensiones en investigación odontológica.

Le extendemos nuestras más sinceras felicitaciones por este logro y esperamos con interés sus futuras contribuciones. Si requiere alguna aclaración o apoyo adicional, no dude en contactarnos.

Agradecemos su confianza en el CONACAO como plataforma para la difusión de su trabajo académico.

Reciba un cordial saludo.

Atentamente,

Dr. en C. JUAN MANUEL SOLIS SOTO
SECRETARIO
CONACAO, A.C.





CONACAO

CONSEJO NACIONAL DE CUERPOS ACADÉMICOS EN ODONTOLOGÍA, A.C.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

UANL

OTORGA LA PRESENTE
CONSTANCIA

A

Jaxiri Anahí Rodríguez Treviño, Mayra Zulema Treviño Garza,
Sonia Martha López Villarreal, Osvelia Esmeralda Rodríguez

Luis.

Por la presentación de su trabajo:
"EFECTO ANTIBACTERIANO DEL EXTRACTO DE ORUJO VINÍCOLA CONTRA BACTERIAS DE IMPACTO ODONTOLÓGICO"

Durante las actividades del

XVII ENCUENTRO INTERNACIONAL DE CUERPOS ACADÉMICOS Y GRUPOS DE INVESTIGACIÓN EN ODONTOLOGÍA

celebrado del 26 al 28 de marzo del 2025

En la ciudad de Monterrey, N.L.

Folio CONACAO FOUANL-CA 2025-III-28 CPIB14

Dra. GUADALUPE ROSALÍA CAPETILLO HERNÁNDEZ
PRESIDENTA
CONACAO, A.C.

Dra. MARÍA ARGELIA AKEMI NAKAGOSHI CEPEDA
DIRECTORA
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA, UANL



CONACAO

**CONSEJO NACIONAL DE
CUERPOS ACADÉMICOS
EN ODONTOLOGÍA, A.C.**



UANL

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

OTORGA LA PRESENTE
RECONOCIMIENTO

SEGUNDO LUGAR EN INVESTIGACIÓN BÁSICA
DE
CARTEL POSGRADO

Jaxiri Anahí Rodríguez Treviño, Mayra Zulema Treviño Garza, Sonia Martha López Villarreal,
Osvelia Esmeralda Rodríguez Luis.

Por la presentación de su trabajo:
"EFECTO ANTIBACTERIANO DEL EXTRACTO DE ORUJO VINÍCOLA
CONTRA BACTERIAS DE IMPACTO ODONTOLÓGICO"

Durante las actividades del
**XVII ENCUENTRO INTERNACIONAL DE CUERPOS ACADÉMICOS Y
GRUPOS DE INVESTIGACIÓN EN ODONTOLOGÍA**

celebrado del 26 al 28 de marzo del 2025
En la ciudad de Monterrey, N.L.

Folio CONACAO FOUANL-CA 2025-III-28 027

Dra. GUADALUPE ROSALÍA CAPETILLO HERNÁNDEZ
PRESIDENTA
CONACAO, A.C.

Dra. MARÍA ARGELIA AKEMI NAKAGOSHI CEPEDA
DIRECTORA
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA, UANL

State of the Art on Cuerpos Academicos I ■

BASIC AND EDUCATIVE RESEARCH IN DENTISTRY



Juan Manuel Solís Soto

Irene Meester

AKINIK
PUBLICATIONS

State of the Art on Cuerpos Académicos III
Basic and Educative research in Dentistry

Editors

Juan Manuel Solis Soto

Irene Meester

AkiNik Publications®
New Delhi

Chapter - 2

Antibacterial Effect of Wine Pomace Extract against Bacteria of Dental Impact

Jaxiri Anahí Rodríguez Treviño, Mayra Zulema Treviño Garza, Sonia Martha López Villarreal and Osvelia Esmeralda Rodríguez Luis

Introduction

Due to the fact that antibiotic resistance has increased significantly in recent years, new natural methods have been implemented to combat antibiotic resistance. Various literature shows that in the oral cavity there are about 700 different bacterial species, which are one of the main factors responsible for oral diseases that may exist. A new natural product that has been shown to have antibacterial properties is wine pomace, which is the result of the waste from wine production, that is, the residues of the leaves, peel, stem and seeds of the grape, so incorporating it into oral hygiene products would be an adjuvant that would help to reduce oral bacterial activity in patients in whom conventional hygiene methods are difficult to perform.

The aim of this work was to evaluate the total phenol content, antioxidant capacity and antibacterial effect of *Vitis vinifera* extract.



Image 1: Solid: liquid extraction technique for the preparation of wine pomace extract

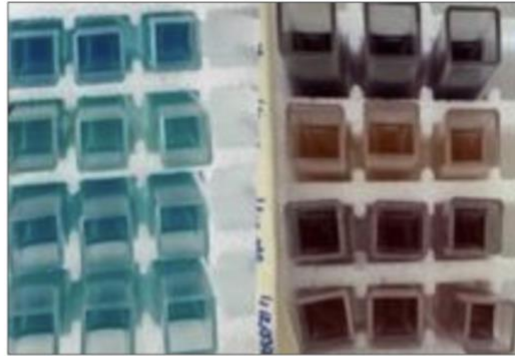


Image 2: ABTS and DPPH tests



Image 3: Kirby-Bauer technique at concentrations of 50 mg/mL and mg/mL of the extract in the presence of *S. mutans*

Materials and Methods

Organic Cabernet Sauvignon grape pomace was donated by the Casa Madero vineyard in Parras, Coahuila.

The methanolic extract of grape pomace was made with the solid-liquid technique in a 1:10 ratio. 50 g of grape pomace were weighed in the analytical balance and 500 mL of methanol in a graduated cylinder, both were emptied in an Erlenmeyer flask which was covered with aluminum under constant agitation to place it on the magnetic stirring plate for 1:30 hours at 600 rpm to unite both substances. After the agitation the filtration process was started, it was emptied into a Kitasatos Flask and with the help of the vacuum pump the filtration was started, first with a conventional filter paper, then with a whatman filter paper, and later with the choice filter of 0.45 mm by means of

syringes of 15 mL. Subsequently, to separate the methanol from the extract, the rotary evaporator was used at 30 rpm, at a temperature of 40°C for 15 minutes; the temperature was lowered to 30°C and allowed to cool and placed in an amber flask, which was weighed on the analytical balance and the yield obtained was obtained and left in the oven for the rest of the methanol to evaporate and obtain a dry product.

The method proposed by (Brand-Williams *et al.*, (1995)) was used to perform DPPH and ABTS free radical 1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyl (DPPH) tests, in which the extract was diluted in 0.72 mL of methanol and 2.25 mL of DPPH reagent (0.03 mg/mL, adjusted to 1,000 absorbance) in ethanol were added and mixed in the vortex (Mixer Labnet International). Samples were kept at room temperature for 90 min without light for the development of the reaction. Subsequently, the absorbance of the samples was read at 517 nm in a UV-Vis spectrophotometer (Genesys 5, Thermo Spectronic). The calibration curve was measured using Trolox as standard ($y = -0.0052x + 0.7161$, $R^2 = 0.99$) and the antioxidant activity was moderated in Trolox Equivalents $\mu\text{mol/g}$ dry extract (ET $\mu\text{mol/g}$).

For the ABTS method 2,2'-azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid, one reagent was prepared in ethanol (7 mM) and one with potassium persulfate (2.45 mM). Both were mixed in a 1:1 ratio (v/v) for further reaction within 16 h at $25 \text{ }^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ in the absence of light. The absorbance was measured in UV-Vis spectrophotometer (Genesys 5, Thermo Spectronic) at 734 nm (adjusting the absorbance to 0.700 with ethanol). 0.3 mL of the wine pomace extract (diluted in methanol) will be mixed with 2.7 mL of the ABTS solution, the mixture will be incubated for 7 min at room temperature in the absence of light. The absorbance was measured at 734 nm. Trolox was used as standard in the calibration curve ($y = -0.0024x + 0.577$, $R^2 = 0.98$). Antioxidant activity was determined in Trolox Equivalents $\mu\text{mol/g}$ dry extract (ET $\mu\text{mol/g}$) (Guzmán-Díaz *et al.*, 2019).

The total phenol content of the methanolic extract of wine pomace was obtained using the Folin-Ciocalteu technique (Drosou *et al.*, 2015). 100 μL of the extract diluted in methanol was taken by adding 1.6 mL of distilled water, as well as 100 μL of Folin-Ciocalteu solution. Subsequently, it was mixed with the help of the vortex, adding 300 μL of 20% (w/v) sodium carbonate for shaking. The samples were kept at rest in the dark for 90 min and analyzed at 760 nm with UV-Vis spectrophotometer (Genesys 5, Thermo Spectronic). The calibration curve uses gallic acid as reference ($y = 0.0675x - 0.2307$, $R^2 = 0.99$) and the total phenol content is expressed as Gallic Acid Equivalents mg/g dry extract (GAE mg/g).

The identification of *Streptococcus mutans* ATCC and *Streptococcus sobrinus* ATCC strains was performed, which were provided by the microbiology laboratory of the School of Dentistry UANL. Bacteria activation was performed inside the sterile area with a burner, inoculating 100 µL of *Streptococcus mutans* ATCC and *Streptococcus sobrinus* ATCC respectively in 1mL of soy tripticasein broth which were placed in ependorff tubes and sealed with parafilm paper for growth in the incubator at 37° for 24 hours.

Subsequently, the seeding was performed in a petri dish in trypticasein soy agar, with the bacteriological loop previously sterilized red hot, a roast of *Streptococcus mutans* ATCC and *Streptococcus sobrinus* ATCC was taken respectively, sterilizing the bacteriological loop between each of the microorganisms, the isolation technique was performed with division of 3 zones in the petri dish incubating at 37° for 24 hours for its growth following the protocol of (Martínez Delgado, 2018).

As a first step, the bacteriological loop is sterilized and a colony of the previously isolated soy Tripticasein agar is taken, placing the roast on a slide, which is fixed with heat, a few drops of Crystal-Violet are added on the slide with the microorganism fixed for 1 minute, then it is washed with a jet and observed in the optical microscope at 10x, 40X and 100X with immersion oil. To make the stock solution, 50 mg of extract was weighed and dissolved in 1 ml of methanol with the help of a vortex. From this stock sample are taken 15mL, 20 µL, 25 µL, 50 µL, 100 µL, 200 µL and 300 µL respectively subtracting the corresponding to 1 mL of soy Triplicasein broth to obtain as final volume of 1 mL of dilution.

The antibacterial effect was determined by means of the Kirby-Bauer technique, which was carried out in the Molecular Biology Laboratory of the Faculty of Odontology UANL in the laminar flow hood, for the technique 200 µL of the corresponding bacteria (*Streptococcus mutans* ATCC, *Streptococcus sobrinus* ATCC) were placed on a petri dish with soy trypticasein agar, a sterile isopo is moistened in solid medium of soy tripticasein and the microorganism is dispersed with the help of it throughout the box, then 20 µL of each of the different treatments of the extract are placed on a disc of whatman paper n°1 on the box impregnated with the microorganism in a repetition of 3 of each of the dilutions (Bauer *et al.*, 1966), in the same way a positive control of chlorhexidine at 0. 12% chlorhexidine (Peroxidin Lacer) and a negative control of soy Tripticasein broth. They were left to dry for 30 minutes and incubated inverted for 24 hours at 37°C in an incubator. Within 24 hours the inhibition halos were measured, thus obtaining the standard deviation, and the percentage of inhibitor effect (Ramirez and Diaz, 2007; Cruz Carrillo *et al.*, 2010), with the following formula:

$$\% \text{ inhibición} = \frac{\bar{x} \text{ the halo diameter}}{\bar{x} \text{ positive control}} \times 100$$

Equation 1: percentage of inhibition obtained

Results

A total recovery of 126.3448 g of *Vitis vinifera* methanol extract was obtained, with a yield of 5.9027 g.

In relation to the content of total phenols, 25.90 ± 1.05 Gallic Acid Equivalents mg/g of dry extract was obtained (Figure 1).

The antioxidant activity represented by the DPPH method resulted in 781.87 ± 27.81 Trolox Equivalents $\mu\text{mol/g}$ dry extract (TE), while the ABTS method yielded 978.47 ± 49.12 Trolox Equivalents $\mu\text{mol/g}$ dry extract (TE) (Table 1).

Table 1: Results of ABTS and DPPH antioxidant activity and total phenols

	Activity antioxidante (ET $\mu\text{mol/g}$)		Fenoles total (EAG mg/g)
	ABTS	DPPH	
Wine pomace extract	978.47 ± 49.12	781.87 ± 27.81	25.90 ± 1.05
ET: Trolox equivalents $\mu\text{mol/g}$ dry extract. EAG: Gallic Acid Equivalents mg/g dry extract.			

Regarding the antibacterial effect of the wine pomace extract against bacteria of dental impact, specifically *Streptococcus mutans* ATCC, it was possible to identify an inhibitory effect of the extract on the species under study with inhibition halos from 15.6 ± 1.44 - 6.6 ± 0.57 mm, for the concentrations analyzed, compared to the positive control (0.12% chlorhexidine) with an inhibition percentage of 80.82% (Figure 2).

relevance such as *Streptococcus mutans* and *Streptococcus sobrinus* ATCC. Being a waste natural resource produced in large quantities, giving it a second use would be positive both for the environment and for the treatment of bacterial diseases.

Due to its antibacterial properties, its incorporation into oral hygiene products will contribute to the reduction of bacterial load and therefore of oral diseases of this category.

RESUMEN BIOGRÁFICO

Jaxiri Anahí Rodríguez Treviño
Para obtención del Grado de
Maestría en Odontología Avanzada

Tesis: Efecto antibacteriano y antihemolítico del extracto de orujo vinícola (*Vitis vinifera*) contra bacterias de impacto odontológico.

Campo de Estudio: Ciencias de la Salud

Datos Personales: Nacido en Monclova, Coahuila el 27 de Julio de 1999.

Educación: Egresado de la Universidad Autónoma de Nuevo León, grado obtenido Licenciatura como Cirujano Dentista en el año 2022.

Experiencia Profesional:











PUBLICACIONES:

PARTICIPACIONES EN CONGRESOS:

- Semana de Acción gobar X ODS 2024
- XVII Encuentro Internacional de Cuerpos Académicos y Grupos de Investigación en Odontología
- XXVI Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos
- XI Congreso Internacional sobre Innovación y Tendencias en procesamiento de alimentos.

APÉNDICES

Tabla 10 Halos de inhibición del extracto sobre *Streptococcus mutans* ATCC 700610 y *Streptococcus sobrinus* ATCC 33478.

Tratamiento (mg/ml)	<i>Streptococcus mutans</i>	<i>Streptococcus sobrinus</i>
50		
45		
35		
25		
15		

10

**Control positivo
(Clorhexidina
0.12% Perioxidin
Lacer® Enjuague
Bucal)
Control negativo
(Medio de
Trypticasepina de
Soya)**

