

**APLICACIÓN DE UN MÉTODO ALTERNATIVO PARA OBTENCIÓN DE
EXOPOLISACÁRIDO DE *Weissella confusa* EN LA ELABORACIÓN DE BIOPELÍCULAS
Y MICROENCAPSULADOS**

**MARIA ANDREA CEDEÑO SERRANO
MARIA VALENTINA ESTUPIÑAN DIAZ**



**UNIVERSIDAD DEL VALLE
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA DE INGENIERÍA DE ALIMENTOS
SANTIAGO DE CALI-2025**

**APLICACIÓN DE UN MÉTODO ALTERNATIVO PARA OBTENCIÓN DE
EXOPOLISACARIDO DE *Weissella confusa* EN LA ELABORACIÓN DE BIOPELÍCULAS
Y MICROENCAPSULADOS**

MARIA ANDREA CEDEÑO SERRANO

COD. 1924172

MARIA VALENTINA ESTUPIÑÁN DÍAZ

COD. 1923761

Propuesta de trabajo de grado para optar al título de Ingeniero de Alimentos

DIRECTORA

CRISTINA RAMIREZ TORO, Ph.D.

UNIVERSIDAD DEL VALLE

FACULTAD DE INGENIERÍA

ESCUELA DE INGENIERÍA DE ALIMENTOS (3753)

SANTIAGO DE CALI-2025

CONTENIDO

RESUMEN.....	8
1. INTRODUCCIÓN	9
2. MARCO TEORICO	10
2.1 Exopolisacáridos.....	10
2.2 <i>Weissella Confusa</i>	11
2.3 Microencapsulados	11
2.4 Recubrimientos	11
2.5 Agar Agar	11
2.6 Gelatina.....	12
3. ANTECEDENTES.....	12
4. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	15
5. JUSTIFICACIÓN DEL PROYECTO	16
6. OBJETIVOS.....	17
6.1 Objetivo general.....	17
6.2 Objetivos específicos.....	17
7 MATERIALES Y MÉTODOS	17
7.1 Materiales	17
7.1.1 <i>Weissella confusa</i>	17
7.1.2 Medio de cultivo para el desarrollo del microorganismo <i>W. confusa</i> y producción de exopolisacárido	17
7.1.3 Producción de exopolisacárido (EPS) de <i>Weissella confusa</i>	18
7.1.4 Insumos para la obtención de microencapsulados.....	18
7.2 Métodos	18
7.2.1 Preparación de medio líquido MRS para <i>Weissella confusa</i>	18
7.2.2 Determinación de la concentración de gelatina	18
7.2.3 Determinación de la actividad de agua (aw) de los medios de cultivo.....	18

7.2.4 Preparación del medio de cultivo para producción de EPS	19
7.2.5 Determinación de la fuerza de fractura de los medios de cultivo.....	19
7.2.6 Determinación del rendimiento en seco del EPS.....	19
7.2.7 Preparación de exopolisacárido para obtención de biopelículas y microencapsulados	
20	
7.2.8 Pruebas de aplicación del exopolisacárido producido con gelatina.....	20
7.2.8.1 Prueba de microencapsulación	20
7.2.8.2 Aplicación del recubrimiento comestible	21
7.2.9 Análisis estadístico	26
7.2.10 Análisis de costos	26
8 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	27
8.1 Determinación de la concentración de gelatina para la preparación del medio de	
cultivo.....	27
8.1.1 Medición de fuerza de fractura.....	30
8.1.2 Rendimiento en seco de los EPS	32
8.1.3 Costos de elaboración según la materia prima	34
8.2 Prueba de microencapsulación	38
8.2.1 Porcentaje de microencapsulación y viabilidad	38
8.2.2 Costos para la obtención del microencapsulado	41
8.3 Aplicación del recubrimiento comestible	43
8.3.1 Propiedades fisicoquímicas	43
8.3.2 Efecto del recubrimiento en la vida útil.....	58
8.3.3 Costos para la realización del recubrimiento.....	60
9. CONCLUSIONES.....	63
10. RECOMENDACIONES	64
11. REFERENCIAS	65
12. ANEXOS	75

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Antecedentes del proyecto.....	12
Tabla 2. Diseño experimental para la determinación del rendimiento en seco del exopolisacárido	20
Tabla 3. Cepas de bacterias ácido lácticas usadas en el estudio	26
Tabla 4. Precio en COP de los componentes para realizar un críovial de bacteria.....	34
Tabla 5. Costo de elaboración de un tubo de caldo MRS	35
Tabla 6. Costo de elaboración de un criovial de bacteria	35
Tabla 7 Precio en COP de los componentes para realizar el medio de cultivo MIBIA con gelatina.....	35
Tabla 8. Precio en COP de los componentes para realizar el medio de cultivo MIBIA con agar.....	35
Tabla 9. Costo de elaboración del medio de cultivo MIBIA con gelatina inoculado con Weissella Confusa.....	36
Tabla 10. Costo de elaboración del medio de cultivo MIBIA con agar agar inoculado con Weissella Confusa.....	36
Tabla 11. Porcentaje de materiales utilizados en los ensayos de encapsulación de Lactobacillus plantarum con EPS.	39
Tabla 12. Viabilidad y porcentaje de microencapsulación de Lactobacillus plantarum con EPS.....	39
Tabla 13. Precio en COP de los componentes para realizar microencapsulación de L. plantarum	41
Tabla 14. Precio en COP de los componentes para realizar microencapsulación de L. plantarum	42
Tabla 15. Costo de elaboración de microencapsulado de Lactobacillus plantarum con EPS producido en gelatina.....	42
Tabla 16. Costo de elaboración de microencapsulado de Lactobacillus plantarum con EPS de agar agar.....	43
Tabla 17. Porcentaje de pérdida de peso de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento (Control) para el almacenamiento a 5 y 25 °C.....	44
Tabla 18. Contenido de °Brix de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 5 y 25 °C.	50
Tabla 19. pH de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.	51

Tabla 20. Acidez titulable (ATT) (% ácido cítrico) de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.....	53
Tabla 21. IM de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento a 25 y 5 °C.	53
Tabla 22. Porcentaje de variación de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento a 25 y 5 °C	54
Tabla 23. Análisis microbiológico de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.	55
Tabla 24. Valores de NMP de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.	55
Tabla 25. Coeficientes de correlación (R^2) para las reacciones de orden 0 y 1, a temperaturas de 25°C y 5 °C para fresas recubiertas y sin recubrimiento.	58
Tabla 26. Orden y constante de reacción para las fresas recubiertas y sin recubrimiento bajo ambas temperaturas de almacenamiento.....	59
Tabla 27. Días de vida útil de las fresas de acuerdo con los modelos de degradación cinética.	59
Tabla 28. Precio en COP de los componentes para realizar el recubrimiento comestible con EPS producido en gelatina.....	60
Tabla 29. Precio en COP de los componentes para realizar el recubrimiento comestible con EPS de agar agar	60
Tabla 30. Costo de elaboración de recubrimiento comestible con EPS producido con gelatina.	61
Tabla 31. Costo de elaboración de recubrimiento comestible con EPS de agar agar	61

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Prueba con 16 g de gelatina (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.	27
Figura 2. Prueba con 40 g de gelatina (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.	27
Figura 3. Prueba con 67 g de gelatina (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.	28
Figura 4. Muestra control con 4 g de agar (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.	28
Figura 5. Medio de cultivo MIBIA con gelatina autoclavado.	29
Figura 6. Recolección del EPS producido en el medio MIBIA con gelatina autoclavado.	30
Figura 7. Compresión de los agentes gelificantes en agua destilada.	31
Figura 8. Compresión del medio MIBIA con los agentes gelificantes.	31
Figura 9. Peso EPS seco (a) y líquido (b). Diferentes letras indican diferencias significativas entre agente gelificante (A,B) por la prueba de Tukey ($p < 0,05$)	33
Figura 10. EPS producido con los diferentes agentes gelificantes (a) Gelatina (b) Agar agar	33
Figura 11. Costo total de los medios VS rendimiento en seco del EPS (g/L medio de cultivo)	37
Figura 12. Costo total de los medios VS rendimiento en seco del EPS (mg/g de sustrato)	38
Figura 13. Evolución del enrojecimiento (a^*/b^*) a 25 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.	45
Figura 14. Evolución del enrojecimiento (a^*/b^*) a 5 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.	45
Figura 15. Cambio total de color (ΔE) a 25 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.	46
Figura 16. Cambio total de color (ΔE) a 5 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.	47
Figura 17. Pérdida de firmeza de las fresas a 25 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.	48
Figura 18. Pérdida de firmeza de las fresas a 5 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.	49

RESUMEN

Los exopolisacáridos (EPS) son polisacáridos de cadena larga que han despertado gran interés debido a sus múltiples beneficios funcionales, entre estos destacan la mejora de la calidad sensorial de productos alimenticios, potencian la actividad antioxidante, así como sus efectos antibacterianos, anticarcinogénicos, prebióticos, inmunomoduladores y reductores de colesterol. En los últimos años, su aplicación ha cobrado relevancia en diversas industrias, sin embargo, el elevado costo del agar agar, utilizado como agente gelificante en medios de cultivo para su obtención, representa un limitante económico importante. Este estudio se enfocó en comparar la eficiencia y el costo del agar frente a un método alternativo, basado en gelatina de res, con el objetivo de solidificar el medio de cultivo y evaluar la producción de EPS por *Weissella confusa*, así como su rendimiento y costo a escala de laboratorio. Se determinó que una concentración de 40 g de gelatina en 200 mL de agua destilada fue adecuada para reemplazar el agar agar en la solidificación del medio de cultivo, permitiendo la producción de EPS a menor costo con un rendimiento de $26,30 \pm 0,52$ g/ L medio de cultivo ($64,06 \pm 1,27$ mg/g sustrato); este EPS se empleó en la elaboración de microencapsulados (ME) de liberación rápida (5 mezclas) y lenta (3 mezclas). Los ME elaborados con EPS de gelatina presentaron menor viabilidad y porcentaje de microencapsulación (% PM) en comparación de los producidos con agar agar. No obstante, la mezcla 5 de liberación rápida con gelatina alcanzó mejores resultados ($8,1 \times 10^6$ UFC/g y 81 %PM), siendo estadísticamente superior ($p < 0,05$) al resto de formulaciones evaluadas, mientras que las mezclas de liberación lenta mostraron que un exceso de EPS y almidón afecta negativamente la eficiencia de la encapsulación. El recubrimiento formulado con EPS de gelatina mejoró significativamente la calidad del producto, al inhibir el crecimiento de patógenos, extender la vida útil hasta 10 días a 5 °C y 9 días a 25 °C y conservar parámetros como color, firmeza, °Brix y acidez titulable durante el estudio. La sustitución del agar por gelatina permitió una reducción de costos del 30,72 % por kg de ME y del 51,73 % por 350 mL de recubrimiento, con un ahorro equivalente a 68,25 % por g de EPS seco.

Palabras clave: agar agar, exopolisacárido, gelatina, microencapsulado, *Weissella confusa*.

1. INTRODUCCIÓN

Las biopelículas son estructuras de origen bacteriano formadas por biopolímeros auto generados, entre los que se incluyen proteínas, polisacáridos y ácidos nucleicos. Estas estructuras pueden estar compuestas por una o varias especies bacterianas que coexisten en consorcios microbiológicos. La matriz de la biopelícula cumple una función esencial al proporcionar soporte estructural y protección frente a factores estresantes externos, como agentes antimicrobianos, variaciones de pH y condiciones de desecación. Asimismo, facilita la comunicación celular y el intercambio de nutrientes, lo que permite la formación de comunidades microbianas altamente organizadas (Shree et al., 2023).

Tienen aplicaciones en la industria química, farmacéutica y alimentaria; su aplicación se fundamenta en las propiedades reológicas de estos compuestos. Los polisacáridos de origen microbiano presentan ventajas significativas frente a los obtenidos de fuentes vegetales o algales, entre ellas la capacidad de los microorganismos para sintetizar compuestos con composiciones y propiedades funcionales diversas. Dentro de estos biopolímeros se encuentran los exopolisacáridos (EPS), formados por cadenas de monosacáridos producidas extracelularmente durante la fermentación de carbohidratos (González, 2017). Los EPS microbianos constituyen una alternativa viable frente a los extraídos de animales, plantas o algas, ya que pueden obtenerse bajo condiciones controladas (Sakr et al., 2021).

Los exopolisacáridos ofrecen una opción natural a los aditivos alimentarios comerciales debido a sus propiedades fisicoquímicas, su incorporación en la producción de alimentos permite modificar favorablemente la estructura del producto incrementando la viscosidad, reduciendo la sinéresis, mejorando la textura, y aportando características emulsionantes, espesantes y estabilizadoras. Además, contribuyen a propiedades sensoriales deseables, como textura, cuerpo, firmeza y cremosidad, lo que los hace una alternativa valiosa para mejorar la calidad de los alimentos (Korc & Varga, 2021). En este sentido, los EPS pueden desempeñar un papel relevante en la promoción de la salud y el bienestar cuando se incorporan en matrices alimentarias (Sakr et al., 2021).

Entre los microorganismos más frecuentes en alimentos, se encuentran las bacterias ácido lácticas, reconocidas por su capacidad para producir EPS bioactivos con propiedades antibacterianas. Estos compuestos se consideran una alternativa viable como agentes conservantes en matrices alimentarias, debido a su acción frente a microorganismos deteriorantes y patógenos transmitidos por alimentos (Kavitake et al., 2023). Según González (2017), *Weissella confusa* cultivada en un medio sólido con agar agar, mostró un buen

rendimiento en la producción de EPS. Sin embargo, el alto costo del agar representa una barrera para su escalamiento industrial. Considerando los beneficios potenciales de los EPS, resulta prioritario optimizar su producción a gran escala mediante medios de cultivo accesibles económicamente, lo que permitiría su aplicación en múltiples procesos industriales. En el presente estudio, se desarrolló una formulación alternativa utilizando gelatina como agente gelificante, con el propósito de reducir los costos de producción de EPS a partir de *Weissella confusa* destinados a la elaboración de microencapsulados y recubrimientos.

2. MARCO TEORICO

2.1 Exopolisacáridos

Los exopolisacáridos (EPS) son polisacáridos de cadena larga con un elevado peso molecular que suelen comprender monosacáridos (residuos de azúcares repetidos) y pueden contener compuestos como acetatos, piruvatos, succinatos y fosfatos (Sakr et al., 2021); estos pueden clasificarse en 2 categorías: homopolisacáridos (HoPS), compuestos por el mismo monosacárido, y heteropolisacáridos (HePS), compuestos por más de un monosacárido (Zhao et al., 2021).

Las propiedades fisicoquímicas de los exopolisacáridos varían según la cepa bacteriana de origen, los más investigados provienen de la fuente más común que son las bacterias probióticas pertenecientes a la clase de las bacterias lácticas (BAL) (Kaur & Dey, 2023). Estas han generado interés debido a su significativa eficiencia en la producción de polisacáridos, los cuales están reconocidos como compuestos seguros y no representan riesgos para la salud humana (Kavitake et al., 2023). Los exopolisacáridos desempeñan diversas funciones, como la protección de cepas productoras frente a condiciones adversas o tóxicas, y el aumento de la competitividad microbiana en diferentes entornos (Sakr et al., 2021). Las aplicaciones beneficiosas de estos polímeros se fundamentan en sus destacadas propiedades viscosas y reológicas. Además, pueden utilizarse como espesantes naturales, estabilizantes y emulsionantes para mejorar la estabilidad y características sensoriales de los productos alimentarios. Los EPS presentan diversas actividades biológicas y propiedades fisicoquímicas que están relacionadas con su estructura molecular. Por tanto, para explorar nuevas aplicaciones de los EPS, es fundamental comprender las características estructurales y funcionales de estos polímeros (Zhao et al., 2021).

2.2 *Weissella Confusa*

Es una bacteria ácido-láctica Gram positiva heterofermentativa que se encuentra comúnmente en alimentos fermentados, residuos alimenticios y agrícolas, vegetales, cereales y productos cárnicos. Esta bacteria presenta morfología de bacilococo y es capaz de crecer en condiciones tanto aeróbicas como anaeróbicas, lo cual le confiere una versatilidad significativa para su aplicación en distintos procesos. Es productor de metabolitos con actividades antimicrobianas y probióticas, ya que tiene la capacidad de adherirse a las células gastrointestinales. Asimismo, esta bacteria es capaz de producir exopolisacáridos (González, 2017).

2.3 Microencapsulados

Este método es utilizado para proteger a las bacterias ácido lácticas de posibles alteraciones causadas por condiciones ambientales adversas como la humedad, la temperatura, el pH, la oxidación y la luz. Las microcápsulas están compuestas por dos elementos: el material encapsulado, también conocido como núcleo o fase interna, y el agente encapsulante, que forma la pared de la microcápsula. La pared puede estar compuesta por uno o varios polímeros, que proporcionan protección y estabilidad a las bacterias encapsuladas (Pérez, 2017).

2.4 Recubrimientos

Estos recubrimientos, también conocidos como películas comestibles, son capas delgadas aplicadas sobre la superficie de los alimentos, con el propósito de mejorar su calidad, protegerlos de factores externos y prolongar su vida útil. Son elaboradas a partir de materiales seguros para consumo humano, como polisacáridos, lípidos, proteínas y otros compuestos naturales, los cuales deben de ser seleccionados cuidadosamente para conferir propiedades específicas como resistencia mecánica, capacidad para actuar como barrera frente a la humedad, permeabilidad al oxígeno y dióxido de carbono y efectos antimicrobianos (Caiza, 2024).

2.5 Agar Agar

El agar es un polisacárido gelificante que, al hidrolizarse con ácido, produce D-galactosa. Su estructura química está compuesta por dos elementos principales: la agarosa y la agarpectina. La compleja estructura y la relación entre estos dos polisacáridos determinan la capacidad gelificante del agar (Pandya et al., 2022).

En la preparación de medios de cultivo, el agar se utiliza debido a su capacidad de formar un gel sólido y a su falta de histéresis en presencia de cationes, lo que permite obtener

un cultivo microbiano sólido de alta calidad. El agar proporciona una matriz estable para el crecimiento de microorganismos, permitiendo su fácil visualización y aislamiento en placas de agar (Pandya et al., 2022).

2.6 Gelatina

La gelatina es un polímero natural obtenido a partir de la degradación hidrolítica de la proteína del colágeno. Se utiliza ampliamente como un ingrediente multifuncional en la industria alimentaria debido a sus propiedades gelificantes, espesantes, formadoras de película, emulsionantes y estabilizadoras. Su aplicación como agente gelificante se basa en su capacidad para pasar del estado líquido al estado gel, y viceversa, en función de la temperatura. Además, la gelatina es incolora, inodora y posee la capacidad de retener la humedad de forma eficiente (Llerena, 2021).

3. ANTECEDENTES

La Tabla 1 presenta los estudios realizados con aplicación de microorganismos para la producción de EPS

Tabla 1. Antecedentes del proyecto

Autor	Objetivos	Metodología	Resultados	Conclusiones
González (2017)	Evaluar el exopolisacárido de una bacteria ácido láctica, obtenida del jugo de caña, para posible uso como aditivo alimentario	Se caracterizó el EPS obtenido por fermentación sólida de <i>Weissella confusa</i> (aislada de jugo de caña) en un medio con suero de leche, azúcar y leche de soya, obteniéndose EPS purificado (EPS-P) y sin purificar (EPS-SP)	Se diseñó un medio de cultivo con suero de leche, leche de soya y azúcar para producir EPS con <i>Weissella confusa</i> , alcanzando un pH de 4,6 y $8,1 \times 10^7$ UFC/g a las 24 h, con máxima producción entre las 36–42 h. Se obtuvieron dos tipos de EPS: sin purificar (28,36 g/L) y purificado (0,90 g/L). El EPS-P mostró mejor capacidad de retención y	En 36 h se obtuvo EPS purificado (EPS-P) y sin purificar (EPS-SP), con buenas propiedades funcionales como alta retención y absorción de agua. La viscosidad fue comparable con gomas comerciales, y los EPS mostraron estabilidad

				absorción de agua, y menor solubilidad frente al EPS-SP.)	térmica hasta 250 °C
Escartín (2017)	Evaluar la producción de EPS por <i>Leuconostoc mesenteroides ssp mesenteroides</i> BL-UV04 en un sistema por lote y lote alimentado	La producción de EPS por el microorganismo <i>Leuconostocmesenteroides ssp mesenteroides</i> BL-UV04 se realizó utilizando piloncillo como fuente principal de carbohidratos	El cultivo alimentado B, con pH controlado (6,0) y 150 g/L de sacarosa, alcanzó la mayor producción: 19,02 g/L de EPS y 52,36 % de rendimiento. En comparación, el cultivo por lote produjo 8,60 g/L	La producción del EPS está relacionado con el pH del medio, el mayor rendimiento (53,26 %) se obtiene al realizar una fermentación en lote alimentado, controlando el pH (6,0), utilizando sacarosa como fuente de carbono	
Benhoua et al. (2018)	Caracterizar la producción de EPS por bacterias lácticas autóctonas (BAL) aisladas de productos lácteos tradicionales argelinos y evaluar su posible uso en la industria agroalimentaria	El EPS producido a partir de <i>Weissella Confusa</i> se caracterizó en términos de tamaño molecular, actividad antioxidante y reológica. La bacteria fue aislada a partir de productos lácticos y sembrada en un medio de cultivo de sacarosa	El EPS de <i>Weissella Confusa</i> presento alta actividad antioxidante, especialmente con proteínas, redujo la sinéresis en 50 % y aumentó la firmeza del gel en 30 %	Los EPS pueden actuar como antioxidantes naturales, evitando radicales libres vinculados a enfermedades, también poseen propiedades texturizantes y anti- sinéresis de interés industrial	
Ortega & Ortiz	Evaluar las propiedades de	Se evaluaron las propiedades gelificantes,	La formulación optima de la	Las películas comestibles	

(2018)	la película comestible elaborada con exopolisacárido obtenido de bacterias ácido lácticas sobre embutido cárnico tipo chorizo	emulsificante y espesantes del EPS obtenido a partir de bacterias ácido lácticas autóctonas como película comestible a embutido tipo chorizo	película comestible (Alginato 17,7 %, Goma Xhantan 1,28 %, EPS 43,4 %, Glicerol 37,63 %) brindó protección eficaz al chorizo, prolongando su vida útil de 50 a 65 días más de lo habitual	con EPS demostraron ser una alternativa viable como empaque activo para chorizos, al mantener la calidad microbiológica y fisicoquímica. Además, representar solo el 6,76 % del precio de venta, evidenciando su rentabilidad.
Villán & Cañizares (2018)	Evaluar la obtención de exopolisacárido utilizando bacterias aisladas de bebidas fermentadas, así como identificar los microorganismos aislados de chicha y masato	Se evaluó el efecto de la temperatura (25 ± 28 °C, 30 ± 33 °C, 37 ± 40 °C) y concentración de azúcares (5 %, 8 %, 10 %) sobre la producción de EPS utilizando bacterias aisladas de bebidas fermentadas como chicha y masato	La cepa con mayor producción fue la L19 (<i>Enterobacter hormaechei</i>), alcanzando 4 g/L de EPS en 12 h y hasta 5 g/L en 30 h. El EPS producido fue identificado presuntivamente como dextrano	El masato demostró ser tan eficiente como los medios purificados suplementados con sacarosa, al ofrecer un rendimiento similar a menor costo
Armoa (2020)	Optimizar la producción de exopolisacáridos con cepas BAL utilizando tusa de maíz como fuente de	Se utilizó tusa de maíz como medio alternativo al medio de cultivo MRS, teniendo en cuenta factores como el pH (6,5), temperatura ($30 - 37$ °C), tiempos de incubación (48	El uso de tusa de maíz mejoró la producción de EPS por <i>L. plantarum</i> frente al medio convencional, mientras que el EPS	La tusa de maíz es un sustrato agroindustrial viable para la producción de EPS, ya que

	carbono en el medio de cultivo	h) en condiciones estáticas y dos tipos de cepas (<i>L. plantarum</i> y <i>L. rhamnosus</i>)	de <i>L. rhamnosus</i> mostró mayor capacidad crioprotectora que el de <i>L. plantarum</i>	reduce costos frente al medio de cultivo MRS
Kavitake et al. (2023)	Revisar las propiedades antipatógenas, (antibacterianas, antifúngicas, antivirales y anti-biofilm) de los exopolisacáridos (EPS) producidos por bacterias del ácido láctico (LAB)	Se realizó una revisión bibliográfica centrada en las propiedades antimicrobianas y aplicaciones funcionales de los EPS producidos por bacterias ácido lácticas	El EPS posee propiedades antioxidantes, antimicrobianas, inmunomoduladores y prebióticas; inhiben bacterias, hongos y virus, además, de mejorar la salud intestinal y la calidad de los alimentos al actuar como estabilizantes y texturizantes	El EPS de bacterias ácido lácticas tiene aplicaciones en la conservación de alimentos y en la salud humana, con potencial uso en las industrias alimentaria, farmacéutica y biomédica
Walai et al. (2023)	Analizar biopolímeros innovadores para películas y recubrimientos comestibles, evaluando sus aplicaciones en la conservación de frutas, hortalizas, productos cárnicos, avícolas y lácteos	En este artículo de revisión se analizan varios biopolímeros novedosos para películas y recubrimientos comestibles, junto con sus aplicaciones en las industrias de frutas y verduras, carnes, aves y lácteos	Los recubrimientos elaborados con EPS, son seguros para la industria alimentaria, actúan como aditivos y estructuras en películas comestibles, además, presentan actividad microbiana actuando sobre el ADN, la membrana y la pared celular de bacterias patógenas	Las películas y recubrimientos comestibles son una alternativa ecológica al plástico que protegen y extienden la vida útil de los alimentos al incorporar compuestos funcionales

4. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El alto costo del agente gelificante, como el agar bacteriológico, utilizado como base en medios de cultivo sólidos para la producción de exopolisacárido (EPS), representa una

limitación económica significativa. Esta situación adquiere especial relevancia al considerar las propiedades y ventajas funcionales del EPS producido por *Weissella confusa*, descritas por Briceño (2020). Por ello, resulta necesario explorar alternativas más económicas que permitan mantener la eficiencia en la producción de EPS sin comprometer la viabilidad del proceso. En este contexto, se propone el uso de gelatina como material de soporte, dada su elevada capacidad gelificante y su bajo costo en el mercado.

Pérez (2017) señala que uno de los principales obstáculos para la producción comercial de EPS es precisamente el elevado costo de los insumos, particularmente el agente gelificante utilizado como base del medio de cultivo. Esta limitación ha dificultado la escalabilidad de procesos fermentativos con potencial aplicación industrial, por lo que la búsqueda de sustitutos más accesibles se convierte en una necesidad para promover el aprovechamiento de los EPS en diversas aplicaciones.

5. JUSTIFICACIÓN DEL PROYECTO

Los exopolisacáridos (EPS), o también denominados sustancias poliméricas ha despertado un creciente interés en diversas industrias como la cosmética, textil y farmacéutica, debido a sus múltiples aplicaciones. No obstante, es en la industria alimentaria donde su uso es más frecuente, ya que se emplean como aditivos, bioespesantes, agentes texturizantes y gelificantes con el propósito de mejorar la textura y composición de los alimentos (Armoa, 2020). Álvarez y Manjarrez (2020) mostraron que los recubrimientos comestibles realizados con EPS aplicados en tomates cherry, aumentaron la vida útil en un 17,5 %, mantuvieron la firmeza del fruto y conservaron sus propiedades fisicoquímicas.

La obtención del EPS a partir de bacterias ácido lácticas, requiere la preparación de medios de cultivo, compuestos por soluciones nutritivas que favorecen el desarrollo microbiano (Universidad Nacional del Nordeste, 2006). Para ello, resulta fundamental seleccionar un agente gelificante con características adecuadas, como estabilidad térmica durante la esterilización en autoclave, capacidad de mantenerse líquido mientras el medio está caliente para permitir su vertido en placas o tubos, inercia frente a los compuestos del medio y capacidad de solidificación a temperatura ambiente. El agar es el gelificante más utilizado, ya que se disuelve en agua caliente y se solidifica al enfriarse (Grandes, 2017).

Toro (2017) destacó la eficiencia de ciertas cepas de bacterias ácido lácticas en la producción de EPS, señalando que *Weissella confusa* produce estos biopolímeros en tiempos relativamente cortos, respecto a otras especies. De manera complementaria, Ortega y Ortiz (2018) reportaron un rendimiento de EPS del 32 % antes del secado y de 21,94 % tras dicho

proceso.

Sin embargo, el uso del agar presenta una limitación económica considerable. Por ejemplo, el producto comercial de la marca Merck tiene un costo aproximado de \$2.848.288 COP por 500 g, lo que dificulta su aplicación en procesos de mayor escala. Frente a esta situación, se hace necesario evaluar alternativas más económicas que conserven características técnicas adecuadas. Una de estas es la gelatina de res, que permite la solidificación del medio a temperaturas más bajas que el agar, lo cual evita la afectación de microorganismos termolábiles. Además, resulta útil en la diferenciación bacteriana y en la detección microbiológica (Laboratorios Microkit, 2020).

6. OBJETIVOS

6.1 Objetivo general

- Evaluar un método alternativo para la producción de exopolisacárido de *Weissella confusa* que permita la obtención de biopelículas y microencapsulados.

6.2 Objetivos específicos

- Caracterizar la gelatina en términos de su poder gelificante.
- Evaluar, mediante un diseño experimental, las propiedades de formación de exopolisacáridos, a través de un estudio comparativo.
- Evaluar la funcionalidad del exopolisacárido obtenido de mediante el método alternativo en modelos de recubrimiento y formación de microencapsulados.

7 MATERIALES Y MÉTODOS

7.1 Materiales

7.1.1 *Weissella confusa*

La cepa *Weissella confusa* CPQBA 1504-17 DRM 01, es una bacteria ácido láctica (BAL) productora de exopolisacáridos. Fue obtenida de la colección de cepas del laboratorio MIBIA (Microbiología y Biotecnología Aplicada), adscrito a la Sección de Biología Marina de la Facultad de Ciencias Naturales y Exactas de la Universidad del Valle. La cepa fue activada en caldo MRS e incubada a 35 °C durante 24 h (González, 2017).

7.1.2 Medio de cultivo para el desarrollo del microorganismo *W. confusa* y producción de exopolisacárido

El medio de cultivo comercial para las BAL es el caldo MRS, sin embargo, este medio de cultivo es costoso para la producción de inóculos a escala industrial y altera el sabor de los productos, por lo cual se empleó el medio diseñado por Montalvo (2010) y optimizado

por Plaza (2014), el cual está compuesto por 1.4 % de leche de soya como fuente de proteína, 2 % de sacarosa, y 11.2 % de suero de leche (MIBIA) como fuente de carbohidratos. A partir del criovial, se activó la cepa transfiriendo el 10 % V/V a tubos con caldo MRS, y se incubó durante 24 h a 35 °C.

Se utilizó gelatina sin sabor y agar microbiológico de marca Merck como agentes gelificantes para la preparación del medio sólido de cultivo. Se siguió la formulación para la obtención de exopolisacárido establecidos previamente por González (2017).

7.1.3 Producción de exopolisacárido (EPS) de *Weissella confusa*

Se siguieron las formulaciones y se emplearon los materiales aplicados por González (2017), Ortega & Ortiz (2018) y Briceño (2020).

7.1.4 Insumos para la obtención de microencapsulados

Se utilizó almidón de yuca provisto por la empresa Ingredion Colombia S.A, alginato de sodio de la empresa Sigma-Aldrich Steinhein-Alemania, exopolisacárido producido por la bacteria *W. confusa*, y cloruro de calcio de Agenquímicos Cali-Colombia.

7.2 Métodos

7.2.1 Preparación de medio líquido MRS para *Weissella confusa*

Se utilizó caldo MRS de las marcas Scharlau y Merck. Siguiendo las instrucciones de cada proveedor, se prepararon los tubos de ensayo, los cuales se esterilizaron durante 15 min. Posteriormente, se inocularon con un criovial de la cepa *Weissella confusa*.

7.2.2 Determinación de la concentración de gelatina

Se prepararon diferentes concentraciones de gelatina sin sabor (12, 13, 14, 16, 20, 28, 30, 35, 38, 39, 40, 50, 55, 60 y 67 g) disueltas en 200 mL de agua estéril, las cuales fueron calentadas hasta alcanzar una completa homogeneización. Las mezclas obtenidas se transfirieron a cajas Petri para analizar la textura y comportamiento del medio al secarse a temperatura ambiente. Esta evaluación se realizó, utilizando criterios visuales y percepción háptica, comparando estas con las características observadas en el medio con agar agar. De todas las formulaciones evaluadas, la concentración de 40 g fue seleccionada por presentar propiedades de gelificación más similares a las del medio con agar.

7.2.3 Determinación de la actividad de agua (aw) de los medios de cultivo

La actividad de agua de los medios de cultivo fue determinada mediante un medidor digital HygroLab C1® (Rotronic). Las muestras de medio MIBIA fueron preparadas con los agentes gelificantes a evaluar y se ubicaron en los porta muestras para su medición.

7.2.4 Preparación del medio de cultivo para producción de EPS

Mediante pruebas preliminares para la obtención del medio de cultivo con gelatina, se optó por esterilizar el medio MIBIA en el autoclave sin adicionar la gelatina junto con las bandejas en autoclave a 121 °C y 15 psi ($1,03421 \times 10^5$ Pa) por 15 min. El agente gelificante fue puesto bajo luz ultravioleta (UV) durante 30 min, una vez transcurrido este tiempo, se llevó a cabo la preparación del medio dentro de una cabina de flujo laminar para evitar posibles agentes de contaminación. El proceso consistió en ubicar la mezcla preparada anteriormente sobre una plancha de agitación magnética con calor, y añadir lentamente la gelatina, asegurando que esta se integrará completamente, luego, la mezcla fue depositada en las bandejas.

Mientras, que el medio de cultivo elaborado con agar fue esterilizado junto con las bandejas en autoclave a las mismas condiciones descritas. Posteriormente, fue vertido en las bandejas dentro de una cabina de flujo laminar dejando enfriar hasta su solidificación a 25 °C.

El medio fue inoculado con 5, 10 y 15 mL de agua destilada con una concentración de 10^6 UFC del microorganismo *W. confusa*, siguiendo el método de McFarland descrito por Laboratorio Microkit (2020), y esto se realizó para las bandejas de 100, 200 y 300 mL respectivamente. Se dejó en reposo para la producción del EPS por mínimo 36 h a 25 °C; posterior a ello, el EPS fue extraído mediante un proceso de raspado superficial, transferido a vasos de precipitado y posteriormente se pesó el material recolectado.

7.2.5 Determinación de la fuerza de fractura de los medios de cultivo

Se prepararon muestras de solución de agua con gelatina, agua con agar agar, medio MIBIA con agar y medio MIBIA con gelatina siguiendo la metodología del ítem 7.2.4, la concentración de gelatina utilizada fue la determinada en el ítem 7.2.2; las mezclas se depositaron en recipientes pequeños de 30 mL y se dejaron reposar para su solidificación. Posteriormente, las muestras se cortaron en forma de cilindros de 2 cm y cada una fue puesta en un texturómetro LAMY RHEOLOGY TX-700, el cual arrojó la fuerza de fractura en Newtons (N) mediante una celda de compresión TX-700; se estableció en el equipo que la distancia para comprimir las muestras era de 10 mm a una velocidad de 10 mm/seg. Esta prueba fue realizada según la metodología descrita por Banerjee & Bhattacharya (2011) y Rapisarda et al., (2018), con algunas modificaciones.

7.2.6 Determinación del rendimiento en seco del EPS

El rendimiento del EPS se calculó a partir del diseño experimental de la Tabla 2, utilizando las concentraciones determinadas en el ítem 7.2.2. Para ello, el EPS en estado

líquido se sometió a un proceso de secado a 40 °C durante 10 h. Luego se determinó el rendimiento en seco del EPS por L de medio de cultivo (g/L) y del EPS en mg por g de sustrato (mg/g), de acuerdo con lo realizado por González (2017).

Tabla 2. Diseño experimental para la determinación del rendimiento en seco del exopolisacárido

Variable de proceso	Niveles	Variables de respuesta
Agente gelificante	Gelatina Agar	Rendimiento seco EPS

7.2.7 Preparación de exopolisacárido para obtención de biopelículas y microencapsulados

Se efectuó la activación de la cepa *W. confusa* en MRS, se verificó su pureza con tinción de Gram y se estableció la concentración de biomasa por medio de la escala de McFarland, luego se sembró en el medio MIBIA para el crecimiento de bacterias lácticas según lo recomendado por González (2017), se incubó por 48 h a 25 °C, posteriormente se recogió el EPS, y fue extendido en placas para secado a 40 °C durante 10 h, después, fue molido en un molino analítico Ika A11-Alemania y fue depositado en bolsas plásticas selladas al vacío, las cuales se guardaron en un recipiente para su conservación.

7.2.8 Pruebas de aplicación del exopolisacárido producido con gelatina

7.2.8.1 Prueba de microencapsulación

Para la obtención de los microencapsulados (ME), los materiales se limpiaron y esterilizaron en autoclave durante 15 min a 121 °C, excepto aquellos que no resistían dichas condiciones térmicas, los cuales fueron desinfectados mediante exposición a luz ultravioleta (UV) durante 45 min. El procedimiento se realizó dentro de una cabina de flujo laminar con el fin de evitar posibles contaminaciones.

En el Anexo 1, se presenta el diagrama de proceso que muestra el procedimiento requerido para la obtención de microencapsulados.

7.2.8.1.1 Estudio comparativo de la viabilidad de los microencapsulados elaborados con EPS de gelatina y agar agar

Para el recuento de células viables, se suspendió un 1 g de microencapsulado en 9 mL de agua peptonada en una bolsa estéril y se llevó a un homogeneizador, de esta solución se realizaron diluciones sucesivas hasta 10^{-6} y se sembraron en el medio de cultivo MRS con azul de anilina, se incubaron a 35 °C durante 48 h, posteriormente, se realizó el recuento de

las BAL (Briceño, 2020), este procedimiento se realizó por triplicado para el ME obtenido con el EPS de gelatina y agar agar.

7.2.8.1.2 Porcentaje de microencapsulación

El porcentaje de microencapsulación (% PM) es la cantidad de células liberadas que consiguieron encapsularse dentro de la matriz almidón-alginato-EPS; se determinó mediante el recuento de células viables de los microencapsulados (ME) basándose en la viabilidad inicial de la cepa concentrada (no microencapsulada). Se adicionó 1 g de microcápsulas en 9 mL de agua peptonada (0.1 %) en una bolsa estéril, hasta la desintegración de ellas, usando un homogeneizador. La viabilidad celular se determinó mediante el numeral 7.2.8.1.1. El % PM, se calculó usando la Ecuación 1.

$$\%PM = \left(\frac{\text{Log}(N)}{\text{Log}(N_0)} \right) \cdot \quad (1)$$

Donde: N es el número de células viables después de la encapsulación (UFC/g) y N_0 es el número de células libres añadidas a la mezcla encapsulante durante la producción de microcápsulas (UFC/mL) (Martinez & Ome, 2019). Este procedimiento se efectuó para los microencapsulados elaborados con EPS de agar y gelatina

7.2.8.2 Aplicación del recubrimiento comestible

7.2.8.2.1 Obtención de suspensión bacteriana de *Lactobacillus plantarum*

La cepa de *Lactobacillus plantarum* se inoculó en tubos de 9 mL de medio líquido MIBIA por 24 h, tiempo de su máxima producción de biomasa según Álvarez y Manjarres (2020). Los tubos se centrifugaron a 4000 rpm por 20 min. Posteriormente, el sobrenadante se descartó y el botón sedimentado fue diluido en agua estéril para obtener una suspensión de 1×10^8 UFC/mL, la cual fue estandarizada previamente por la escala de McFarland.

7.2.8.2.2 Acondicionamiento de la fruta

Durante el estudio se trabajó con dos grupos de fresas: desinfectadas y no desinfectadas. Estas se eligieron sanas, libres de daños, sin infección por hongos y en uniformidad aparente de tamaño y grado de madurez. Para el grupo desinfectado, las fresas fueron tratadas con una solución de hipoclorito de sodio al 2 % (v/v) durante 2 min, lavadas con agua y secadas a temperatura ambiente dentro de la cabina de flujo laminar. Las fresas no desinfectadas fueron tratadas bajo las mismas condiciones ambientales.

7.2.8.2.3 Obtención de las biopelículas

Se utilizó la formulación propuesta por Álvarez & Manjarres (2020) en la que se emplearon mezclas de hidrocoloides para la preparación del recubrimiento, siendo el

exopolisacárido el componente principal. El glicerol fue adicionado como agente plastificante, el Tween 80 como agente emulsificante y el ácido oleico como tensoactivo, con el fin de mejorar la adherencia a la superficie de la fresa. El 97 % de la mezcla fue agua y la cepa de *Lactobacillus plantarum* que se adicionó al recubrimiento debido a su potencial antifúngico fue obtenida según el numeral 7.2.8.2.1.

Los componentes y utensilios utilizados fueron esterilizados en autoclave por 15 min, excepto aquellos materiales que no resistieran dichas condiciones, los cuales fueron puestos bajo luz UV por 45 min. La solución fue preparada a temperatura ambiente dentro de una cabina de flujo laminar para minimizar el riesgo de contaminación. Inicialmente, se mezclaron el EPS, el glicerol y el 66 % del volumen total de agua, utilizando una plancha con agitación hasta alcanzar una consistencia homogénea. Posteriormente, se añadieron el Tween 80 y el ácido oleico junto con el 34 % restante de agua, y se agitó durante 2 minutos. A continuación, se incorporó la suspensión bacteriana de *Lactobacillus plantarum* y se homogeneizó durante 2 minutos. Las mezclas fueron selladas y almacenadas a 4 °C durante 24 horas. Transcurrido este tiempo, se procedió al recubrimiento de las fresas mediante inmersión en la solución durante 10 segundos, seguido de un secado a temperatura ambiente dentro de la cabina de flujo laminar durante 1 hora. Este procedimiento se aplicó tanto a la formulación con EPS a base de gelatina como a la formulación con agar agar.

7.2.8.2.4 Densidad del recubrimiento

Para los recubrimientos realizados con agar agar y gelatina, se calculó la densidad de las soluciones mediante la Ecuación 2. El procedimiento consistió en un picnómetro vacío y después se pesó lleno hasta el tapón, con cada uno de los recubrimientos. Después, se utilizó la Ecuación 3 para determinar su respectivo peso.

$$\rho = \frac{m}{V} \quad (2)$$

Donde: ρ es la densidad del recubrimiento (g/mL), m es la masa encontrada con la Ecuación 3 (g) y V es el volumen establecido del picnómetro (mL) (Serway & Jewett, 2008).

$$m \text{ (g)} = W_{\text{lleno}} - W_{\text{vacío}} \quad (3)$$

Donde: m es la masa del recubrimiento, W_{lleno} es el peso del picnómetro lleno y $W_{\text{vacío}}$ es el peso del picnómetro vacío (Atarés, 2011).

7.2.8.2.1 Evaluación del efecto del recubrimiento en las propiedades fisicoquímicas, microbiológicas y la vida útil de la fresa

7.2.8.2.1.1 Pruebas fisicoquímicas

Se recubrieron fresas aplicando los EPS obtenidos de agar y gelatina y se almacenaron durante 6 días, de acuerdo con la metodología de Álvarez y Manjarres (2020). Las pruebas fisicoquímicas se realizaron día de por medio y fueron evaluadas bajo dos condiciones de almacenamiento: refrigeración en nevera a 5 °C y en cámara ambiental a 25 °C con una humedad relativa de 70%; como muestra control se utilizaron fresas sin recubrimiento bajo los mismos parámetros de almacenamiento a 5 y 25 °C.

7.2.8.2.5.1.1 Pérdida de peso

La pérdida de peso se determinó como la disminución porcentual de la masa con respecto al valor inicial de cada muestra; se utilizó una balanza de precisión marca VIBRA. La pérdida de peso (%) para las frutas se calculó según la Ecuación 4.

$$\text{Pérdida de peso (\%)} = \left(\frac{W_i - W_f}{W_f} \right) \cdot 100 \quad (4)$$

Donde: W_i (g) es el peso de la fresa antes del almacenamiento y W_f (g) es el peso de la fresa después del almacenamiento (Álvarez & Manjarres, 2020).

7.2.8.2.5.1.2 pH y acidez titulable

Las muestras de fresa fueron maceradas en un stomacher MiniMix (Interscience) durante 2 min y se recolectó el jugo del fruto para las mediciones. La acidez titulable fue medida de acuerdo con la NTC 4103 (ICONTEC, 1997), por titulación con NaOH 0,1 N y con fenolftaleína como indicador; los resultados fueron expresados como % ácido cítrico. El pH fue medido usando un pHmetro PCE-228.

7.2.8.2.5.1.3 Color

El color de la piel de la fresa fue medida mediante un colorímetro marca HunterLab modelo colorflex 45/0, fue calibrado usando los estándares blanco y negro. Cada medida fue tomada en tres locaciones en el ecuador de cada fresa; las coordenadas dentro del espacio CIELab: L^* , a^* , y b^* fueron registradas, y el efecto de los tratamientos en el color fueron determinados por los valores de enrojecimiento a^*/b^* y la diferencia cromática (ΔE), que se calculó mediante la Ecuación 5.

$$\Delta E = \sqrt{(\Delta L)^2 + (\Delta a)^2 + (\Delta b)^2} \quad (5)$$

Donde: ΔL : Diferencia entre la luminosidad inicial y final, Δa : Diferencia entre la coordenada rojo-verde inicial y final, Δb : Diferencia entre la coordenada amarillo-azul inicial y final (Piñeiro-Di et al., 2014).

7.2.8.2.5.1.4 Firmeza

La firmeza de las fresas fue calculada usando un texturómetro SHIMADZU EZtest/CE. Se usó una celda de 100 N y la fuerza máxima necesaria para penetrar el fruto fue determinada mediante un émbolo metálico sin punta de 3 mm de diámetro. La distancia penetrada fue de 12 mm y la velocidad fue de 30 mm/min, se reportó como el pico máximo de fuerza expresado en Newton (N) (Ruiz & Guerrero, 2009).

7.2.8.2.5.1.5 Sólidos solubles totales (SST)

La determinación de los sólidos solubles totales se realizó utilizando un refractómetro digital marca PCE-DR Series, previamente calibrado con agua destilada. La muestra se obtuvo tras macerar una fresa durante 2 min en un Stomacher MiniMix (Interscience) (Álvarez & Manjarres, 2020). Posteriormente se colocaron dos gotas del jugo extraído sobre el lente del refractómetro para realizar la medición, conforme a lo estipulado en la NTC 440 (ICONTEC, 1971).

7.2.8.2.5.1.6 Índice de maduración (IM)

La determinación del IM se realizó basándose en lo estipulado en la NTC 4103 (ICONTEC, 1971), el cual se obtiene de la Ecuación 6.

$$IM = \frac{SST}{\text{Porcentaje de ácido cítrico}} \quad (6)$$

Donde: SST son los sólidos solubles totales y porcentaje de ácido cítrico la acidez titulable de las fresas (Álvarez & Manjarres, 2020).

7.2.8.2.5.1.7 Porcentaje de variación

Se calculó el porcentaje de variación para los valores promedio del índice de maduración mediante la Ecuación 7

$$CV(\%) = \left(\frac{s}{\bar{X}} \right) \cdot 100 \quad (7)$$

Donde: CV es el coeficiente de variación, s la desviación estándar de la muestra y $\bar{X}$ la media de los datos (Ulloa & Jiménez, 2024)

7.2.8.2.5.1.8 Pruebas microbiológicas

El seguimiento microbiológico de las muestras almacenadas a 5 y 25 °C para ambos tipos de recubrimiento se realizó en el día 0 y al culminar el almacenamiento al día 6, por duplicado para el recuento en cuatro medios de cultivo y por triplicado para el análisis del NMP (número más probable). Las muestras de fresa fueron maceradas en un Stomacher MiniMix (Interscience), y se realizaron diluciones con agua peptonada para el conteo en placa. La

calidad microbiológica de las muestras se evaluó según los parámetros generales recomendados por el INVIMA (Instituto Nacional de Vigilancia de Medicamentos y Alimentos), para ello se evaluó la presencia de mohos y levaduras, coliformes totales y fecales, mesófilos, entéricos (Álvarez & Manjarres, 2020).

7.2.8.2.5.1.9 Recuento de microorganismos mesófilos, entéricos totales, mohos, levaduras y bacterias ácido lácticas

Se realizó el recuento de mesófilos en medio PCA, bacterias ácido lácticas en medio MRS, entéricos totales en medio McConkey y mohos y levaduras tanto en medio PDA como en Extracto de Malta, mediante diluciones sucesivas hasta 10^{-6} en agua peptonada para las fresas desinfectadas y sin desinfectar, cada una con y sin recubrimiento. Se inocularon 100 μ L de solución en cajas Petri, distribuyéndolos con perlas estériles. Las placas se incubaron a 35 °C durante 48 h para el recuento de mesófilos y entéricos, y a 25 °C por 5 días para mohos y levaduras. Transcurrido el tiempo de incubación, se realizó el conteo de colonias, expresado como unidades formadoras de colonia por gramo de solución (UFC/g), según el método recomendado en NTC 4092 (ICONTEC, 2009). Todos los conteos se realizaron por triplicado.

7.2.8.2.5.1.10 Número más probable (NMP) de coliformes totales y fecales

La estimación de coliformes totales y fecales se usó como indicador de presencia de bacterias patógenas, aplicando la técnica del número más probable (NMP) en series de tres repeticiones por dilución. Como medio de cultivo se usó caldo Lauryl Sulfato con campana de Durham (Scharlau), se realizó la incubación a 35 °C durante 24 h, según procedimiento recomendado en NTC 4092 (2009).

7.2.8.2.1.2 Cálculo de vida útil y estabilidad global

La evaluación de la vida útil de las muestras con y sin recubrimiento se realizó durante 6 días a 25 y 5°C. Para este análisis, se tomó el orden de reacción de los parámetros fisicoquímicos que definen la calidad del producto a partir de las gráficas generadas mediante las Ecuaciones 9 y 10, derivadas de la Ecuación 7. El modelo más adecuado para cada parámetro fue seleccionado en función del valor de R^2 que presentara valor de 1 o cercano a 1.

Posteriormente, con base en los umbrales establecidos en la literatura para cada temperatura de almacenamiento, se calculó el tiempo de vida útil, definido como el periodo mínimo requerido para que un parámetro alcance su valor límite. A través de la Ecuación 8 se calculó el tiempo de vida útil.

$$\frac{d[A]}{dt} = k[A]^n \quad (8)$$

$$[A]_t = A_0 - (k_c \cdot t) ; n = 0 \quad (9)$$

$$[A]_t = A_0 \cdot e^{(-k_c \cdot t)} ; n = 1 \quad (10)$$

Donde: A es la concentración o valor del parámetro a evaluar, n es el orden de reacción, k es la constante de reacción (depende de n) y t es el tiempo de vida útil en días (Kong et al., 2007; Villota & Hawkes, 2006).

7.2.9 Análisis estadístico

Las diferencias significativas entre medias se evaluaron mediante un análisis de varianza de una sola vía (ANOVA), seguido de la prueba de comparación múltiple de Tukey ($p < 0,05$). Los análisis estadísticos fueron llevados a cabo usando el programa Minitab 2018 ®.

Este análisis se aplicó a los resultados de actividad de agua de los medios de cultivo, así como a la pérdida de peso del EPS en estado líquido y seco, y a su rendimiento, a la viabilidad y porcentaje de microencapsulación del ME, como a las pruebas fisicoquímicas del recubrimiento aplicado en las fresas, considerando las diferencias significativas entre tratamientos para cada día de evaluación.

7.2.10 Análisis de costos

Los análisis de costos se realizaron a escala de laboratorio, teniendo en cuenta sólo los materiales empleados en los procesos. El costo del agua se calculó en base a la tarifa de acueducto (\$/m³) establecida por las Empresas Municipales de Cali (EMCALI), asumiendo el estrato tipo Industrial.

Las cepas de bacterias ácido lácticas utilizadas (Tabla 3) fueron aisladas de diferentes fuentes, obtenidas de la colección de bacterias del laboratorio de Microbiología y Biotecnología Aplicada (MIBIA) de la Universidad del Valle.

Tabla 3. Cepas de bacterias ácido lácticas usadas en el estudio

Cepas	Fuente
<i>Lactobacillus plantarum</i>	Aislado de fermentación del café ^a
<i>Weissella confusa</i>	Aislado de jugo de caña ^b

^a Identificado por Centro Pluridisciplinar de Pesquisas Químicas, Biológicas e Agrícolas (CPQBA), Universidad Estatal de Campinas, Brasil.

^b Colección de cepas del laboratorio MIBIA, Universidad del Valle, Colombia.

8 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1 Determinación de la concentración de gelatina para la preparación del medio de cultivo

Se realizaron 15 formulaciones experimentales con diferentes concentraciones de gelatina disueltas en 200 mL de agua destilada. Al obtener las mezclas, mediante criterios visuales y percepción háptica, se analizó su textura y comportamiento durante el proceso de solidificación a temperatura ambiente. Con el fin de mostrar de manera clara las diferencias en las propiedades físicas observadas, se seleccionaron 3 concentraciones representativas: una baja, una intermedia (la óptima para reemplazar el agar) y una alta (Figuras 1-3). Estas tres condiciones se compararon con el tratamiento control (agar agar) (Figura 4) que fue preparado bajo las mismas condiciones experimentales.

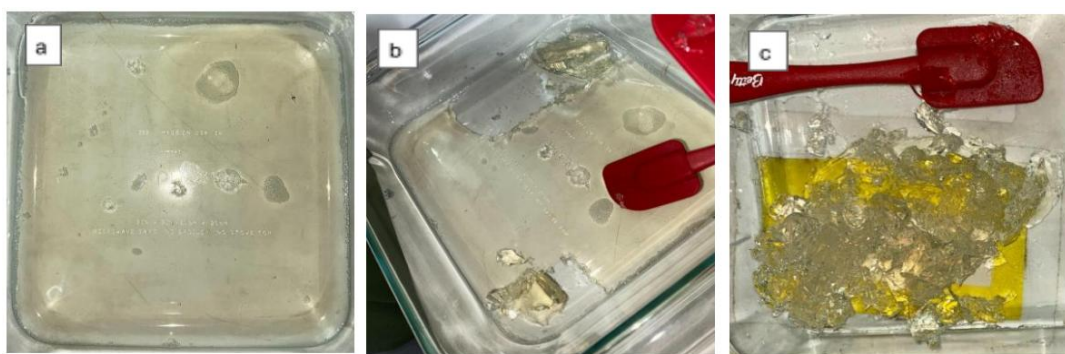


Figura 1. Prueba con 16 g de gelatina (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.



Figura 2. Prueba con 40 g de gelatina (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.

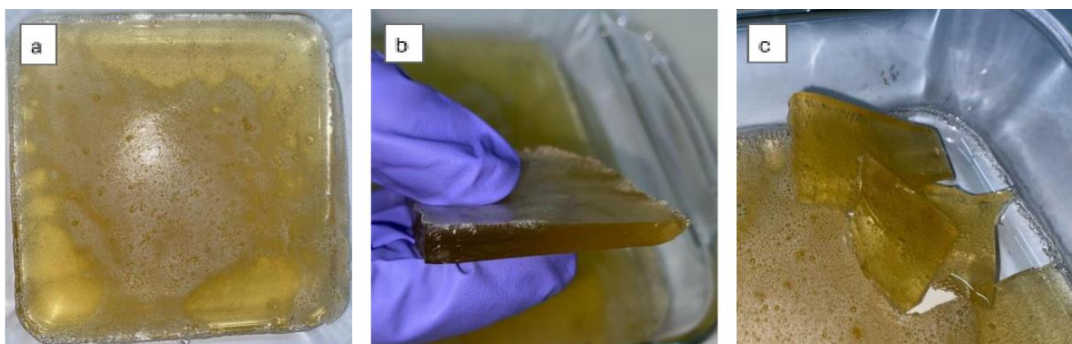


Figura 3. Prueba con 67 g de gelatina (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.

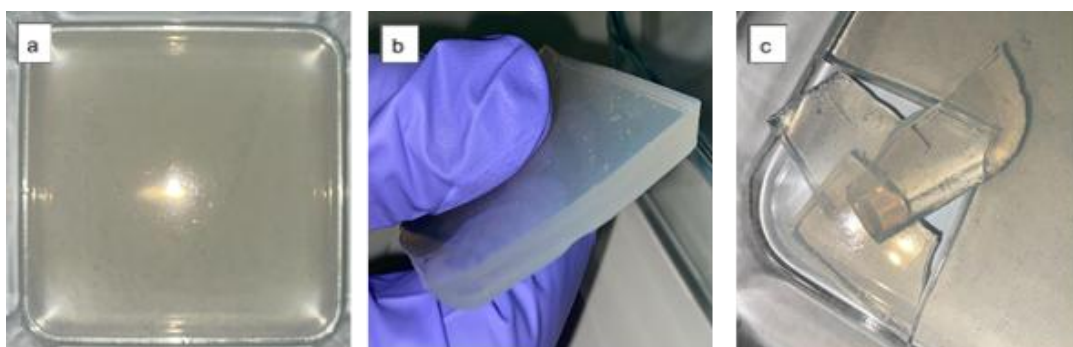


Figura 4. Muestra control con 4 g de agar (a) Coloración del medio, (b,c) Textura del medio.

La formulación con 16 g presentó una consistencia de carácter fluido y al secarse, una textura significativamente blanda y poco estructurada. La mezcla con 40 g mostró características gelificantes similares a las del agar agar, firme al tacto, tono ligeramente amarillo y buena estabilidad estructural. Finalmente, la formulación con 67 g resultó excesivamente viscosa y opaca, con una textura rígida y seca no deseada para los fines del medio a reemplazar, por lo que fue descartada como alternativa funcional. Así, la concentración de 40 g/ 200 mL fue la seleccionada como la más adecuada para ensayos posteriores.

La gelatina es una proteína derivada de la hidrólisis selectiva del colágeno, el cual es el componente orgánico más abundante en huesos y piel de mamíferos (Badui Dergal, 2006). Su estructura puede desnaturalizarse bajo ciertas condiciones físicas, especialmente temperatura y presión, las cuales desestabilizan interacciones no covalentes esenciales. Al calentar la gelatina entre 90-100 °C de forma prolongada, se producen modificaciones químicas como la desamidación de los restos Asn (Asparagina), ruptura de enlaces peptídicos y pérdida de interacciones no covalentes (hidrogeno, electrostáticas y de Van der Waals), las cuales se debilitan a temperaturas elevadas y se estabilizan a temperaturas bajas. Además, la mayoría de las proteínas se desnaturalizan a presiones entre 1-12 kbar (1×10^8 - $1,2 \times 10^9$ Pa) a 25 °C esto se debe a su compresibilidad interna, a pesar de que los restos aminoácidos se encuentren

densamente empaquetados en el interior de las proteínas globulares, siempre existen espacios vacíos, lo que les confiere cierta facilidad de ser comprimido (Samoradan et al., 2010).

En este estudio se llevó a cabo la esterilización de los medios con gelatina, en un autoclave Market Forge Sterilimatic a 121 °C y 15 psi ($1,03421 \times 10^5$ Pa) por 15 min, teniendo en cuenta lo mencionado anteriormente, se puede evidenciar que estas condiciones dificultaron que los medios presentaran características óptimas de gelificación, debido a la alta temperatura y presión dentro del equipo, las cuales desnaturalizaban las proteínas de la gelatina, obteniendo así, un medio con una textura pegajosa al tacto como se puede observar en la Figura 5. La gelatina al someterse a altas temperaturas trae como consecuencia la destrucción de sus puentes de hidrógeno, lo cual hace que se desestabilice la triple hélice y se debilite la fuerza del gel que forma la gelatina y se vuelva soluble (Miano, Barraza, & Rojas, 2014).

En la Figura 6, al momento de realizar la siembra de la bacteria y recolectar el EPS producido, este se integraba con el medio, favoreciendo el desprendimiento de algunos fragmentos del material.

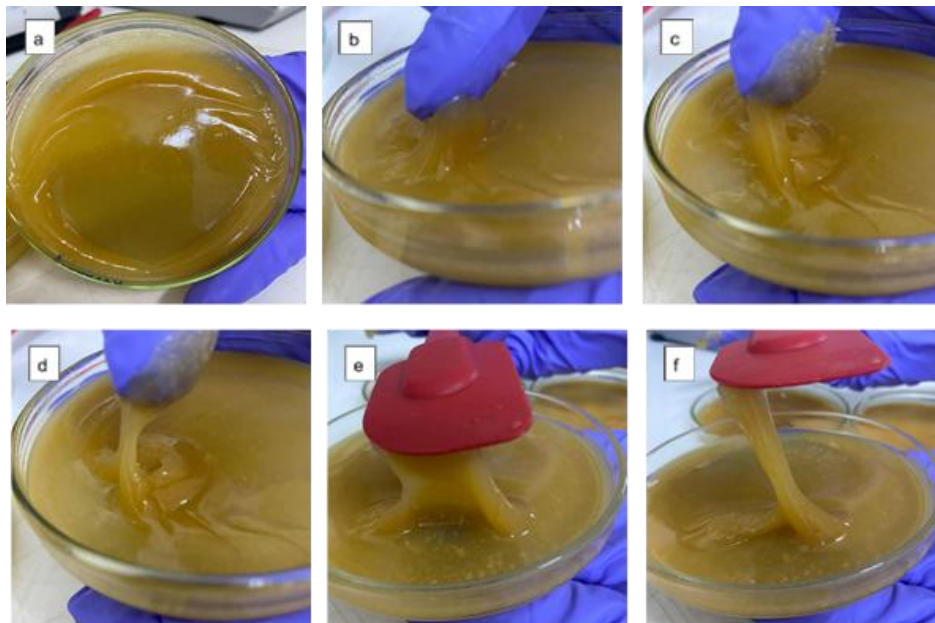


Figura 5. Medio de cultivo MIBIA con gelatina autoclavado.



Figura 6. Recolección del EPS producido en el medio MIBIA con gelatina autoclavado.

Un aspecto fundamental en los medios de cultivo es la actividad del agua (a_w), los microorganismos necesitan de la presencia de agua para poder crecer y llevar a cabo todas sus reacciones metabólicas (Novasina, 2009), al determinar la actividad de agua (a_w) en ambos medios de cultivo, se observó que el medio formulado con agar agar presentó un valor promedio de $0,960 \pm 0,006$, mientras que el medio elaborado con gelatina mostró un valor promedio de $0,954 \pm 0,002$. Al realizar el análisis estadístico, no se encontraron diferencias significativas ($p > 0,05$), por lo que la concentración de gelatina determinada anteriormente no afecta de manera relevante la disponibilidad de agua en el medio, comprometiendo el crecimiento de los microorganismos.

8.1.1 Medición de fuerza de fractura

La fuerza necesaria para deformar las muestras de medio MIBIA y solución de agua con gelatina fueron mayores ($41,85 \pm 0,90$ N y $36,04 \pm 2,74$ N respectivamente) en comparación a las que se presentaron en el medio y solución de agua con el agar agar ($19,01 \pm 1,02$ N y $19,53 \pm 2,84$ N respectivamente). El comportamiento de las muestras de las soluciones y los medios con los agentes gelificantes, bajo la fuerza realizada en 10 mm se muestran en las Figuras 7 y 8, evidenciando que tanto el agar agar como la gelatina presentan propiedades viscoelásticas, el cual se caracteriza por presentar un comportamiento mecánico intermedio entre un líquido viscoso y un sólido elástico (Tanzi et al., 2019, Sharma et al., 2003).

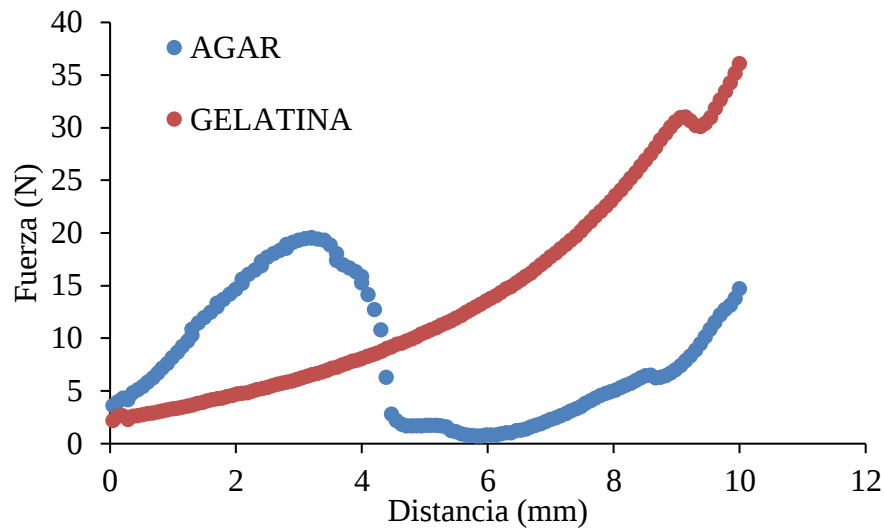


Figura 7. Compresión de los agentes gelificantes en agua destilada.

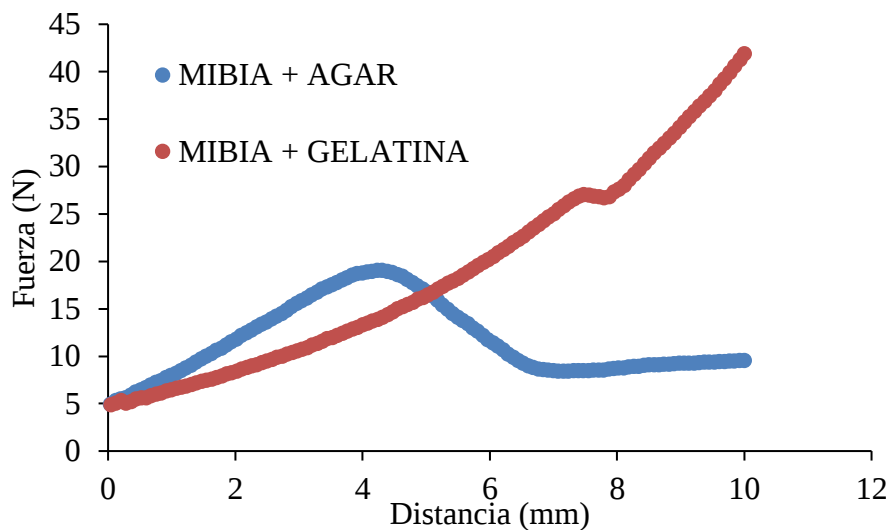


Figura 8. Compresión del medio MIBIA con los agentes gelificantes.

Ambos agentes gelificantes presentan propiedades viscoelásticas; sin embargo, la diferencia radica en la forma en la que estas se manifiestan. El agar presenta un pico de fuerza pronunciado, seguido de una caída, lo que indica una estructura más rígida y frágil; en contraste, la gelatina exhibe un aumento progresivo de la fuerza sin fractura evidente, característica de una red más deformable y cohesiva que no se fractura de forma abrupta. Esta respuesta hace que el estado viscoelástico de la gelatina sea más favorable en la preparación de ciertos medios de cultivo, ya que proporciona estabilidad estructural sin perder flexibilidad. Este comportamiento coincide con lo descrito por Trinh & Glasgow (2012), quienes al evaluar muestras de agar y gelatina de 20 mm de altura y 30 mm de diámetro reportaron una menor fuerza de fractura en geles de agar (220 N) en comparación con gelatina (260 N).

Estos resultados pueden atribuirse a las diferencias en la composición de los agentes gelificantes. El agar está constituido por agarosa y agarpectina, siendo esta última responsable de conferir propiedades gelificantes débiles (Nadri et al., 2023). En contraste, la gelatina está formada por cadenas polipeptídicas de distinta longitud, alta en aminoácidos que, al reorganizarse a temperatura ambiente, generan interacciones intermoleculares que favorecen la formación de una matriz compleja triple. Dichas cadenas presentan grupos funcionales capaces de establecer enlaces de hidrógeno con las moléculas de agua; al aplicar calor, los enlaces entre las cadenas ceden y se separan, quedando en estado líquido, y cuando se enfría se restablecen los enlaces, recuperando su estructura sólida característica (Salazar, 2021).

Este mecanismo confiere a la gelatina un alto poder gelificante, derivado de la fuerte interacción entre sus proteínas, lo que contribuye a la estabilidad estructural del medio. Además, su composición proteica aporta aminoácidos que contribuye parcialmente a los requerimientos nutricionales de *Weissella Confusa* favoreciendo su metabolismo y, en consecuencia, su crecimiento y la síntesis de metabolitos como exopolisacáridos (Llerena Oñate, 2021).

8.1.2 Rendimiento en seco de los EPS

El peso del EPS líquido y seco fue superior en el medio de cultivo control formulado con 4 g de agar agar en comparación del que tenía 40 g de gelatina (Figura 9). Según el análisis de varianza ANOVA, estas diferencias fueron estadísticamente significativas ($p < 0,05$). Obteniendo un rendimiento en seco del EPS para el agar de $49,20 \pm 0,37$ g/ L medio de cultivo ($213,41 \pm 1,59$ mg/g sustrato) y para gelatina $26,30 \pm 0,52$ g/ L medio de cultivo ($64,06 \pm 1,27$ mg/g sustrato), mostrando también una diferencia significativa ($p < 0,05$) entre los agentes gelificantes usados en el medio de cultivo MIBIA. Se observó que el EPS obtenido con gelatina tenía una textura más pegajosa y menos líquida en comparación del obtenido con el agar agar; asimismo, se destacó una diferencia en la tonalidad entre estos, siendo el EPS de agar agar más oscuro que el de gelatina, como se muestra en la Figura 10.

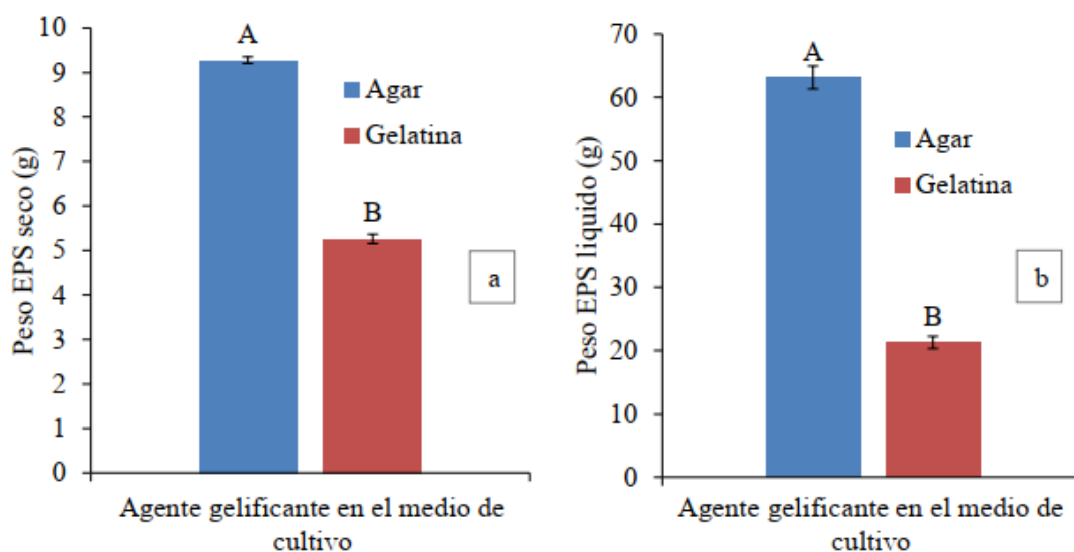


Figura 9. Peso EPS seco (a) y liquido (b). Diferentes letras indican diferencias significativas entre agente gelificante (A,B) por la prueba de Tukey ($p < 0,05$)



Figura 10. EPS producido con los diferentes agentes gelificantes (a) Gelatina (b) Agar agar

Las diferencias observadas en la producción de EPS en estado líquido entre los medios formulados con agar agar y gelatina pueden atribuirse a la composición química de estos agentes gelificantes. El agar es un polisacárido extraído de las paredes celulares de las algas, compuesto principalmente por agarosa y agarpectina. La agarosa es un polímero lineal de unidades alternadas de β -D-galactopiranosas y 3,6-anhidro- α -L-galactopiranosas, mientras que la agarpectina contiene ésteres de sulfato y otros residuos (Cebrián et al., 2023); estos polisacáridos, además de brindar estructura al medio, actúan como fuente de carbohidratos, los cuales son componentes esenciales en los medios de cultivo al proveer energía a los microorganismos (MO's), también pueden actuar como coloides protectores de las células microbianas, ayudando a neutralizar efectos tóxicos de metabolitos o compuestos del medio (Rodríguez & Zhurbenko, 2018).

En contraste, la gelatina es una proteína de origen animal, derivada del colágeno presente en pieles y huesos. Está formada por una mezcla de cadenas polipeptídicas (α , β y γ), con un alto contenido de glicina, prolina e hidroxiprolina, además de otros aminoácidos como alanina, ácido glutámico y arginina (Alipal et al., 2021). Aunque posee alta capacidad gelificante por su naturaleza proteica e interacciones intermoleculares, la falta de carbohidratos limita su aporte energético al metabolismo microbiano, lo cual podría explicar la menor producción de EPS en estos medios.

Villán & Cañizares, (2018), evaluaron el efecto de la concentración de azúcares sobre la producción de exopolisacáridos, utilizando sacarosa como suplemento. Los resultados indican que los microorganismos lácticos, en presencia de azúcar, pueden aumentar la producción de polisacáridos. Por lo tanto, es probable que una mayor adición de sacarosa en el medio con gelatina hubiera favorecido una mayor producción de EPS. Este enfoque resulta especialmente atractivo considerando que la gelatina representa una alternativa de bajo costo y amplia disponibilidad como componente del medio.

8.1.3 Costos de elaboración según la materia prima

Para la obtención de exopolisacárido en los medios de cultivo con gelatina y agar agar, es necesario preparar un inóculo de la bacteria *Weissella confusa* a partir de cultivos criopreservados, los costos de los componentes para su obtención se presentan en la Tabla 4. Las Tablas 5 y 6 contienen el valor en miles de pesos colombianos (COP) para elaborar un tubo de caldo MRS de 9 mL y un criovial de *W. confusa* de 1 mL.

Tabla 4. Precio en COP de los componentes para realizar un criovial de bacteria

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)	\$/g
Caldo MRS	500,00	297.585,29	595,17
Azúcar	50.000,00	202.950,00	4,06
Leche de soya	25.000,00	1.313.250,00	52,53
Suero de leche	20.000,00	120.000,00	6,00
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)	\$/mL
Glicerol	20.000,00	15.911.255,00	795,56
Agua	1.000.000,00	4.010,00	0,004

Tabla 5. Costo de elaboración de un tubo de caldo MRS

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
Caldo MRS	0,47	279,73
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Agua	9,00	0,036
COSTO TOTAL DE UN TUBO		297,77

Tabla 6. Costo de elaboración de un criovial de bacteria

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
Azúcar	0,66	2,68
Leche de soya	0,64	33,62
Suero de leche	0,58	3,48
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Agua	9,00	36,53
Glicerol	2,60	2.068,46
Caldo MRS + Bacteria	1,00	31,62
COSTO TOTAL DE UN TUBO DE MEDIO MIBIA + BACTERIA		2.175,86
COSTO DE UN CRIOVIAL DE 1 mL		217,59

En las Tablas 7 y 8 se presentan los precios de los componentes necesarios para la elaboración de 200 mL de medio de cultivo DAIRA con gelatina y agar agar respectivamente.

Tabla 7 Precio en COP de los componentes para realizar el medio de cultivo MIBIA con gelatina

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)	\$/g
Gelatina	500,00	37.000,00	74,00
Azúcar	50.000,00	202.950,00	4,06
Leche de soya	25.000,00	1.313.250,00	52,53
Suero de leche	20.000,00	120.000,00	6,00
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)	\$/mL
Agua	1.000.000,00	4.010,00	0,004

Tabla 8. Precio en COP de los componentes para realizar el medio de cultivo MIBIA con agar

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)	\$/g
Agar Agar	500,00	2.848.288,00	5.696,58
Azúcar	50.000,00	202.950,00	4,06
Leche de soya	25.000,00	1.313.250,00	52,53
Suero de leche	20.000,00	120.000,00	6,00
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)	\$/mL
Agua	1.000.000,00	4.010,00	0,004

Las Tablas 9 y 10 presentan el costo de elaboración del medio de cultivo MIBIA con gelatina y agar agar inoculados con la bacteria *Weissella Confusa* respectivamente.

Tabla 9. Costo de elaboración del medio de cultivo MIBIA con gelatina inoculado con *Weissella Confusa*

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
Azúcar	14,82	60,15
Leche de soya	0,64	753,81
Suero de leche	0,58	77,64
Gelatina	40,00	2.690,00
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Agua	200,00	0,80
Bacteria activada en caldo MRS	10,00	498,51
COSTO TOTAL DEL MEDIO		4.349,75

Tabla 10. Costo de elaboración del medio de cultivo MIBIA con agar agar inoculado con *Weissella Confusa*

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
Azúcar	14,82	60,15
Leche de soya	0,64	753,81
Suero de leche	0,58	77,64
Agar Agar	4,00	22.786,30
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Agua	200,00	0,80
Bacteria activada en caldo MRS	10,00	498,51
COSTO TOTAL DEL MEDIO		24.176,96

El medio de cultivo elaborado con gelatina presentó una reducción de \$19.828,31 COP en comparación con el medio realizado con agar. En base al costo de los medios presentados y el peso seco de EPS obtenido (ver **Figura 9a**), se calculó el precio por gramo (\$/g) de los exopolisacáridos en cada tratamiento. Para la gelatina se obtiene un costo de \$826,93 COP por gramo y para el medio con agar \$2.605,50 COP lo que representa una reducción del 68,25 % en el costo por gramo al emplear la gelatina como agente gelificante.

En las Figuras 11 y 12 se presenta una comparación entre el costo total de los medios de cultivo (barras) y los puntos representan el rendimiento en seco del EPS (g/L de medio y mg/g de sustrato respectivamente). Se observó mayor rendimiento de EPS en el medio de cultivo de agar ($49,20 \pm 0,37$ g/ L y $213,41 \pm 1,59$ mg/g) sin embargo, el costo por gramo fue significativamente más alto en comparación con el de gelatina, el cual tuvo menor rendimiento ($26,30 \pm 0,52$ g/ L y $64,06 \pm 1,27$ mg/g), este resultado junto al análisis de costos, indica que la gelatina es más costo-efectiva, lo cual es de importancia para su aplicación a gran escala dependiendo si el objetivo es maximizar producción o reducir costos.

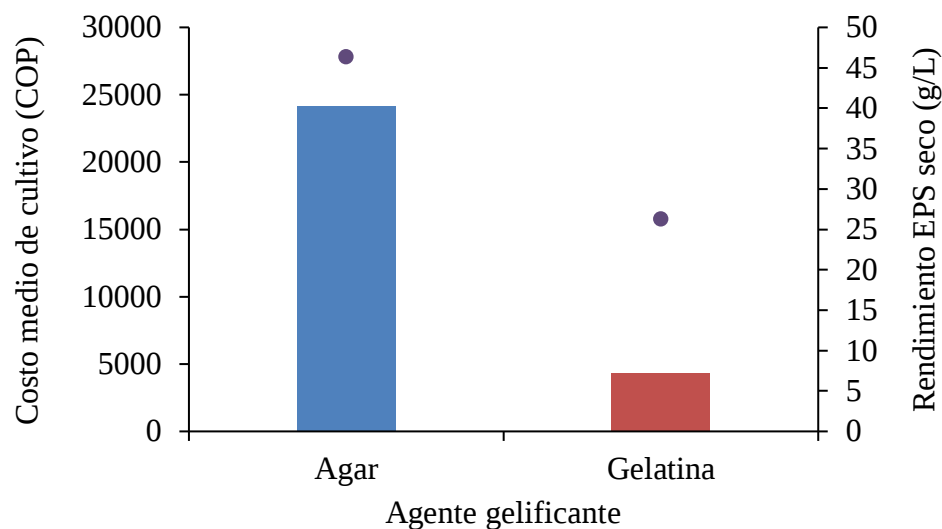


Figura 11. Costo total de los medios VS rendimiento en seco del EPS (g/L medio de cultivo)

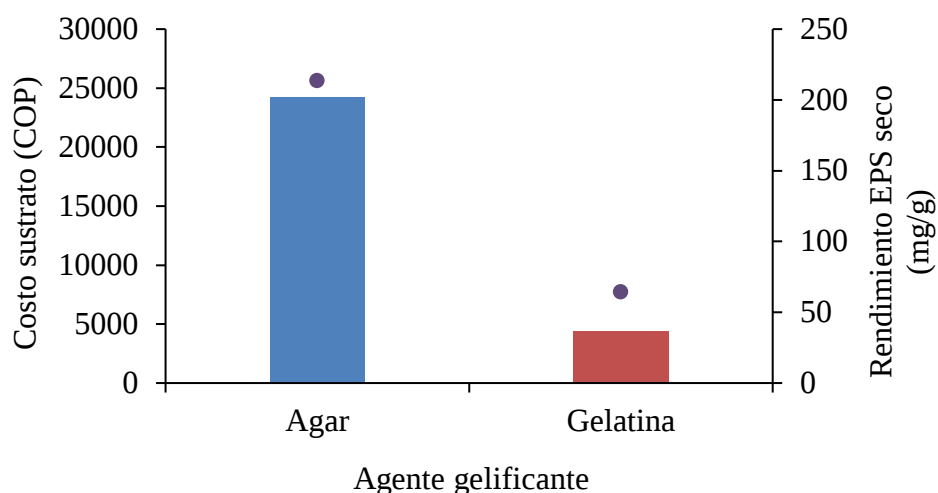


Figura 12. Costo total de los medios VS rendimiento en seco del EPS (mg/g de sustrato)

Para cuantificar esta eficiencia, se siguió la metodología de Jácome & Carvache (2017) para calcular el rendimiento del EPS por COP invertido. Los resultados muestran que el medio con gelatina produce 0,006 g/L (0,018 mg/g) por cada COP invertido, mientras que el medio con agar solo genera 0,002 g/L (0,009 mg/g) por COP. En base a esto, la gelatina tiene una eficiencia que supera al agar en 0,004 g/L (0,009 mg/g) y su costo por gramo es menor en un 68,25 %, es decir que, al momento de ser llevado a mayor escala representa una ventaja económica para la obtención de EPS, por lo cual convierte a la gelatina y a la *W. confusa* en una alternativa viable y de menor costo para este propósito.

8.2 Prueba de microencapsulación

8.2.1 Porcentaje de microencapsulación y viabilidad

Siguiendo la metodología descrita por Briceño (2020) y Martinez & Ome (2019), se utilizaron nueve mezclas diferentes para evaluar la formación de cápsulas, variando el tipo de polisacárido empleado (agar o gelatina), así como la concentración de los componentes principales: alginato, EPS, almidón y cloruro. Las mezclas se dividieron en dos grupos según el tipo de liberación: rápida (mezclas 1 a 6), caracterizadas por una mayor proporción de almidón que de EPS, y lenta (mezclas 7 a 9), con mayor contenido de EPS respecto al almidón. Cada una con tiempos de liberación de 10 y 70 minutos, respectivamente. La mezcla 1 (con agar) se empleó como control, mientras que las demás se formularon con gelatina como agente gelificante (ver Tabla 11). Al realizar la mezcla 2, en la combinación de inóculo-EPS-alginato-almidón, se observó que la incorporación del EPS generó una viscosidad muy elevada, lo que impidió que la mezcla circulara con facilidad a través de la boquilla del aspersor.

En la Tabla 11 se presentan los porcentajes de cada material utilizado en los distintos

ensayos de encapsulación de *Lactobacillus plantarum*, en los cuales predominó aquellos de liberación rápida. Este tipo de liberación es de interés a nivel industrial, ya que, dependiendo del objetivo funcional, se prioriza un tiempo de liberación corto sobre uno prolongado (Misra et al., 2022). Además, para realizar encapsulaciones de liberación lenta, se requiere mayor cantidad de EPS, lo que implica un aumento en costos de formulación y aplicación. En la Tabla 12, se muestran las mezclas resultantes junto con los valores de viabilidad y el porcentaje de microencapsulación (ME) obtenidos en cada tratamiento.

Tabla 11. Porcentaje de materiales utilizados en los ensayos de encapsulación de *Lactobacillus plantarum* con EPS.

Mezcla	Tipo de EPS	Tipo de liberación	Alginato (%p/v)	EPS (%p/v)	Almidón (%p/v)	Cloruro (%p/v)	Tiempo de liberación (min)
1	Agar	Rápida	0,67	0,23	4,42	2	10
2	Gelatina	Rápida	0,67	0,23	4,42	2	10
3	Gelatina	Rápida	0,67	0,167	4,42	2	10
4	Gelatina	Rápida	0,21	0,6	2,19	2	10
5	Gelatina	Rápida	0,67	0,181	2,53	2	10
6	Gelatina	Rápida	0,67	0,083	4,42	2	10
7	Gelatina	Lenta	0,625	2,78	2,53	2	70
8	Gelatina	Lenta	0,093	0,79	0,52	2	70
9	Gelatina	Lenta	0,556	1,67	2,02	2	70

El análisis estadístico evidencia diferencias significativas sobre las formulaciones evaluadas ($p < 0,05$), donde el MLR con EPS de agar presenta mayor viabilidad ($1,0 \pm 0,9 \times 10^7$ UFC/ gr). La mezcla 5, elaborada con una reducción en la cantidad de EPS y almidón, mostró la mayor viabilidad entre las realizadas con EPS de gelatina ($3,0 \pm 0,1 \times 10^6$ UFC/ gr). Las mezclas 4 y 6 no fueron significativamente diferentes entre sí, mientras que las mezclas 2 y 3 presentaron la menor viabilidad. Sin embargo, la mezcla 5 y la muestra con agar no presentaron diferencias significativas ($p > 0,05$) con respecto al % PM (ver Tabla 12)

Tabla 12. Viabilidad y porcentaje de microencapsulación de *Lactobacillus plantarum* con EPS.

Mezcla	Tipo de EPS	Tipo de liberación	Tiempo de liberación (min)	Viabilidad (UFC/gr)	%PM
1	Agar	Rápida	10	$1,0 \pm 0,9 \times 10^7$ ^A	$91 \pm 0,6$ ^A
2	Gelatina	Rápida	10	$2,4 \pm 0,2 \times 10^5$ ^C	$64 \pm 0,1$ ^C
3	Gelatina	Rápida	10	$4,0 \pm 0,4 \times 10^4$ ^C	$58 \pm 0,3$ ^D
4	Gelatina	Rápida	10	$8,0 \pm 0,9 \times 10^5$ ^{BC}	$82 \pm 0,3$ ^B
5	Gelatina	Rápida	10	$3,0 \pm 0,1 \times 10^6$ ^B	$87 \pm 0,4$ ^A
6	Gelatina	Rápida	10	$1,6 \pm 0,9 \times 10^6$ ^{BC}	$81 \pm 0,5$ ^B
7	Gelatina	Lenta	70	$1,0 \pm 0,8 \times 10^5$ ^Y	$67 \pm 0,6$ ^X
8	Gelatina	Lenta	70	$3,0 \pm 0,1 \times 10^5$ ^X	$74 \pm 0,8$ ^X
9	Gelatina	Lenta	70	$1,0 \pm 0,1 \times 10^4$ ^Y	$54 \pm 0,1$ ^Y

Los valores en la misma columna con letras diferentes indican diferencias significativas entre mezclas de MLR (A, B, C, D) y MLL (X, Y).

Estos resultados podrían atribuirse a que el EPS durante el proceso de microencapsulación ejerce una acción sinérgica al actuar como material prebiótico y encapsulante, favoreciendo el crecimiento de los MO's y su protección dentro de la matriz (Martinez & Ome, 2019), debido a sus propiedades viscosificantes, emulsionantes y gelificantes (Singh et al., 2020). Según Romero & Sabogal (2019) una menor cantidad de EPS permite una liberación más rápida y completa de las BAL, tendencia que se observa en los ensayos realizados. Además, la reducción en la cantidad de almidón adicionado el cual, debido a su alto contenido de amilosa, forma películas fuertes, resistentes y con gelificación rápida (Amador, 2021) contribuyó a obtener un material encapsulante con mejor consistencia, así como a incrementar la viabilidad y el porcentaje de microencapsulación (% PM). Los resultados de la muestra control coinciden con lo obtenido por Briceño (2020) quien presentó una viabilidad de 8.59 ± 0.04 Log UFC/g, y un porcentaje de encapsulación 85.91 ± 0.97 % al evaluar el comportamiento de EPS como material microencapsulante de *L. plantarum*, y Martinez & Ome (2019) obtuvieron una viabilidad de $4,48 \times 10^9$ UFC/g y un porcentaje de microencapsulación de $94,5 \pm 1,92$ % al microencapsular *P. acidilacti* para ser aplicados a un modelo de masa cárnica. Por otro lado, Chaspuengal & Silva (2023) obtuvieron un microencapsulado de *Lactobacillus plantarum* utilizando EPS de agar agar con viabilidad de $8,20 \times 10^6$ UFC/gr y un porcentaje de microencapsulación de $86,92$ % similares a los obtenidos en la mezcla 5 con EPS producido con gelatina.

Al realizar el análisis ANOVA se encontró que la mezcla 8 mostro

significativamente ($p < 0,05$) la media más alta de viabilidad entre los MLL ($3,0 \pm 0,1 \times 10^5$ UFC/ gr). Con respecto a los datos de %PM, estos presentaron diferencias significativas ($p < 0,05$) donde la mezcla 8 alcanzó el valor más alto de %PM ($74 \pm 0,8$) en comparación con la mezcla 7 y 9, las cuales son estadísticamente similares.

El exopolisacárido de la gelatina, es más viscoso y tiene mayor capacidad para retener agua debido a la interacción de las proteínas y carbohidratos del medio de cultivo con el solvente; las proteínas en específico interactúan con el agua mediante hidrógeno y grupos hidrófilos polares (grupos amino, carboxilo, carbonilo y sulfhídrico), y a mayor cantidad de aminoácidos, mayor será la capacidad de retener agua (Zayas, 1997); esto podría dificultar el proceso de encapsulación al impedir la adecuada hidratación y disolución de los materiales durante la formación de microcápsulas, resultando así en una matriz menos eficiente para encapsular y proteger a los microorganismos, lo que impacta negativamente tanto en la viabilidad como en el porcentaje de encapsulación. (Romero & Sabogal, 2019) como sucedió con el MLL, el cual al tener mayor cantidad de EPS y teniendo en cuenta las características ya descritas del exopolisacárido de gelatina, dificulto obtener un microencapsulado óptimo en viabilidad y % PM.

8.2.2 Costos para la obtención del microencapsulado

El precio de los componentes para realizar la microencapsulación de *Lactobacillus plantarum* con EPS a partir de gelatina y agar agar se presentan en las Tablas 13 y 14 respectivamente.

Tabla 13. Precio en COP de los componentes para realizar microencapsulación de *L. plantarum*

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)	\$/g
Leche de soya	25.000,00	1.313.250,00	52,53
Suero de Leche	20.000,00	120.000,00	6,00
Almidón de yuca	25.000,00	225.000,00	9,00
Alginato de sodio	22.679,60	7.160.843,26	315,74
Cloruro de calcio	22.679,60	2.524.629,26	111,32
EPS	20,00	16.538,67	826,93
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)	\$/mL
Agua	1.000.000,00	4.010,00	0,004

Tabla 14. Precio en COP de los componentes para realizar microencapsulación de *L. plantarum*

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)	\$/g
Caldo MRS	500,00	297.585,29	595,17
Azúcar	50.000,00	202.950,00	4,06
Leche de soya	25.000,00	1.313.250,00	2,53
Suero de Leche	20.000,00	120.000,00	6,00
Almidón de yuca	25.000,00	225.000,00	9,00
Alginato de sodio	22.679,60	7.160.843,26	315,74
Cloruro de calcio	22.679,60	2.524.629,26	111,32
EPS	20,00	52.109,94	2.605,50
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)	\$/mL
Agua	1.000.000,00	4.010,00	0,004

El costo de elaboración de aproximadamente 1 kg de microencapsulado de *Lactobacillus plantarum* con EPS producido en gelatina y agar agar se presentan en las Tablas 15 y 16; teniendo en cuenta el costo de criovial encontrado en la Tabla 6.

Tabla 15. Costo de elaboración de microencapsulado de *Lactobacillus plantarum* con EPS producido en gelatina.

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
Caldo MRS	15,67	9.324,34
Azúcar	1.112,00	4.513,61
Leche de soya	1.076,50	56.548,55
Suero de Leche	970,50	5.823,00
Almidón de yuca	215,90	1.943,10
Alginato de sodio	160,00	50.518,30
Cloruro de calcio	800,00	89.053,75
EPS	43,43	35.916,49
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Agua	79.300,00	317,99
Criovial <i>L. plantarum</i>	13,00	2.828,61
COSTO DEL MICROENCAPSULADO		256.787,74

Tabla 16. Costo de elaboración de microencapsulado de *Lactobacillus plantarum* con EPS de agar agar.

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
Caldo MRS	15,67	9.324,34
Azúcar	1.112,00	4.513,61
Leche de soya	1.076,50	56.548,55
Suero de Leche	970,50	5.823,00
Almidón de yuca	583,33	5.250,00
Alginato de sodio	160,00	50.518,30
Cloruro de calcio	800,00	89.053,75
EPS	43,43	145.907,82
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Agua	79.300,00	317,99
Criovial <i>L. plantarum</i>	13,00	2.828,61
COSTO DEL MICROENCAPSULADO		370.085,98

La reducción en costos durante el proceso de encapsulación fue de \$113.298,24 COP (30,62%). Los resultados de viabilidad y % PM presentados en la Tabla 12, obtenidos con el EPS en el medio con gelatina, específicamente en la mezcla 5, mostraron valores que se aproximan a los obtenidos con el EPS de agar agar, particularmente en el %PM, donde no presentaron diferencias significativas.

8.3 Aplicación del recubrimiento comestible

8.3.1 Propiedades fisicoquímicas

8.3.1.1 Porcentaje de pérdida de peso

La pérdida de peso de las fresas fue influenciada por el tipo de recubrimiento durante el tiempo de estudio. A 25 °C se presentaron diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0,05$), siendo la gelatina y el agar los más efectivos en evitar la pérdida de peso, en comparación a las fresas sin recubrimiento que alcanzaron una pérdida de $45,64 \pm 16,87$ % en el día 6. En cambio, a 5 °C no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p > 0,05$) manteniendo medias estables durante el periodo de análisis (Tabla 17).

Tabla 17. Porcentaje de pérdida de peso de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento (Control) para el almacenamiento a 5 y 25 °C.

Días	Ambiente (25 °C)			Refrigeración (5 °C)		
	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar
2	1,73 ± 0,94 ^A	0,28 ± 0,44 ^B	0,57 ± 0,64 ^B	1,05 ± 0,34 ^A	1,19 ± 0,15 ^A	1,46 ± 0,95 ^A
4	16,95 ± 5,28 ^A	1,09 ± 0,82 ^B	1,64 ± 0,35 ^B	1,65 ± 0,65 ^A	2,02 ± 1,30 ^A	1,86 ± 0,94 ^A
6	45,64 ± 16,87 ^A	2,36 ± 0,98 ^B	2,95 ± 1,29 ^B	3,01 ± 1,74 ^A	2,48 ± 1,16 ^A	1,84 ± 1,14 ^A

Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba de Tukey.

La fresa presenta una elevada tasa de respiración, lo cual produce pérdidas de agua que implican un descenso en la calidad sensorial del producto, afectando su textura, apariencia y jugosidad. Pérdidas de 3-5 % en frutos, implican una pérdida de la apariencia externa inicial, lo cual ocurre comúnmente en las fresas debido a que poseen una fina piel y esta no es una buena barrera exterior que retenga el agua (Borja, 2010). Los resultados obtenidos concuerdan con lo obtenido por Pávon y Valencia (2016), quienes en su estudio sobre fresas recubiertas con una formulación a base de goma tara almacenadas a 5 °C, observaron que todas las muestras tuvieron una pérdida de peso gradual, sin embargo, las fresas recubiertas tuvieron una menor pérdida de peso con respecto a las muestras control. Las fresas recubiertas obtuvieron una pérdida de peso de 2,62% y las muestras control 4,53% luego de 8 días de almacenamiento, esto ocurrió debido a que los recubrimientos reducen la transferencia de vapor de agua y sellan pequeñas fisuras en la fruta. Al comparar los valores obtenidos por los autores al día 4 de almacenamiento con los obtenidos en el presente estudio mediante ANOVA, se determinó que las muestras con recubrimiento no presentan diferencias significativas ($p > 0,05$), lo que confirma la similitud en el efecto protector del recubrimiento en ambos estudios.

8.3.1.2 Color

8.3.1.2.1 Enrojecimiento (*a/*b)

Los recubrimientos influyeron en la evolución del enrojecimiento de la fresa; a 25 °C las diferencias significativas entre las medias de los recubrimientos se observaron desde el día 2 ($p < 0,05$) hasta el día 6 entre tratamientos. La gelatina presentó los valores más bajos de enrojecimiento ($1,031 \pm 0,182$ al día 2 y $1,166 \pm 0,268$ en el día 6) indicando que se preservó su color rojizo ligeramente verdoso desde el día inicial, lo cual es ideal para su consumo y comercialización (Morales et al., 2017), por el contrario, la muestra con agar presento los valores más altos ($1,671 \pm 0,190$ en el día 2 y $1,833 \pm 0,288$ al día 6) (Figura

13). Mientras que a 5 °C no se presentaron diferencias significativas entre tratamientos ($p > 0,05$) como se puede observar en la Figura 14.

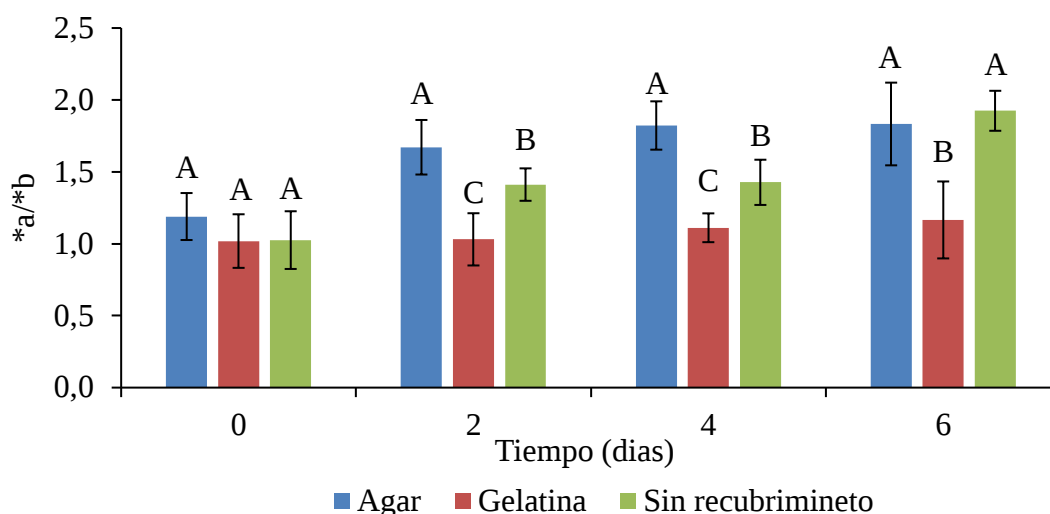


Figura 13. Evolución del enrojecimiento (a^*/b^*) a 25 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.

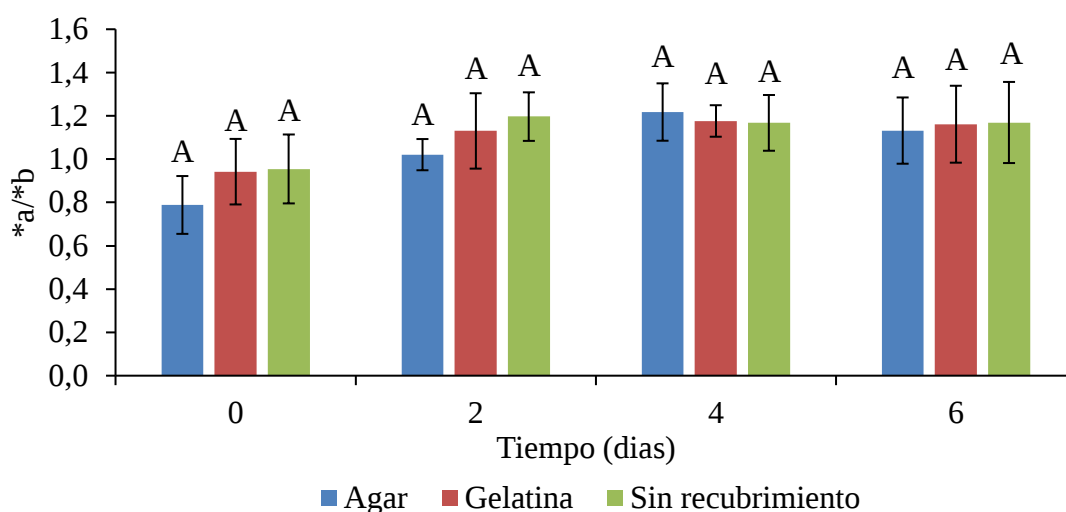


Figura 14. Evolución del enrojecimiento (a^*/b^*) a 5 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.

Las fresas presentan su color rojo característico debido a las antocianinas (Janurianti et al., 2021), principalmente la pelargonidina (Pg 3-gluc) y cianidina (Cy 3-gluc), siendo la primera la de mayor proporción (Guamán, 2017). El desarrollo de antocianinas es un proceso deseable; sin embargo, estos compuestos hidrosolubles son inestables y tienden a degradarse fácilmente (López et al., 2018). Nguyen & Nguyen (2021), determinaron que las fresas recubiertas con nano quitosano almacenadas a bajas temperaturas (2 °C), mostraron un

retraso en la degradación de antocianinas, mientras que las fresas conservadas a temperatura ambiente presentaron un mayor contenido de antocianinas, lo que se traduce en un color rojo mucho más intenso, oscuro y con pigmentos cafés (Singh et al., 2021). Es por lo anterior que resulta importante destacar los resultados del recubrimiento con gelatina a temperatura ambiente, ya que permitió prevenir la degradación excesiva de antocianinas al tener una de las medias más bajas en el factor de enrojecimiento en el almacenamiento durante los 6 días.

8.3.1.2.2 Cambio total de color (ΔE)

En fresas almacenadas a 25 °C, el cambio total de color evidenció diferencias significativas ($p < 0,05$). El tratamiento con gelatina fue el más eficaz, al presentar las medias más bajas en cada uno de los días evaluados ($10,122 \pm 2,294$ al día 2, $9,517 \pm 1,790$ al día 4 y $11,424 \pm 1,869$ al día 6) evidenciando mejor conservación del color. En contraste, el tratamiento con agar alcanzó el valor más alto ($25,618 \pm 2,008$) en el día 6, indicando cambios más drásticos en su color en el transcurso del análisis (Figura 15). En el último día de almacenamiento a 5 °C las fresas con gelatina y sin recubrimiento no presentaron diferencias significativas ($p > 0,05$) en los valores de ΔE ($8,978 \pm 1,652$ y $10,570 \pm 1,474$ respectivamente). En contraste, el tratamiento con agar mostró un ΔE significativamente mayor ($14,129 \pm 2,310$), lo que evidencia que este recubrimiento generó una variación de color más marcada en comparación con los demás tratamientos (Figura 16).

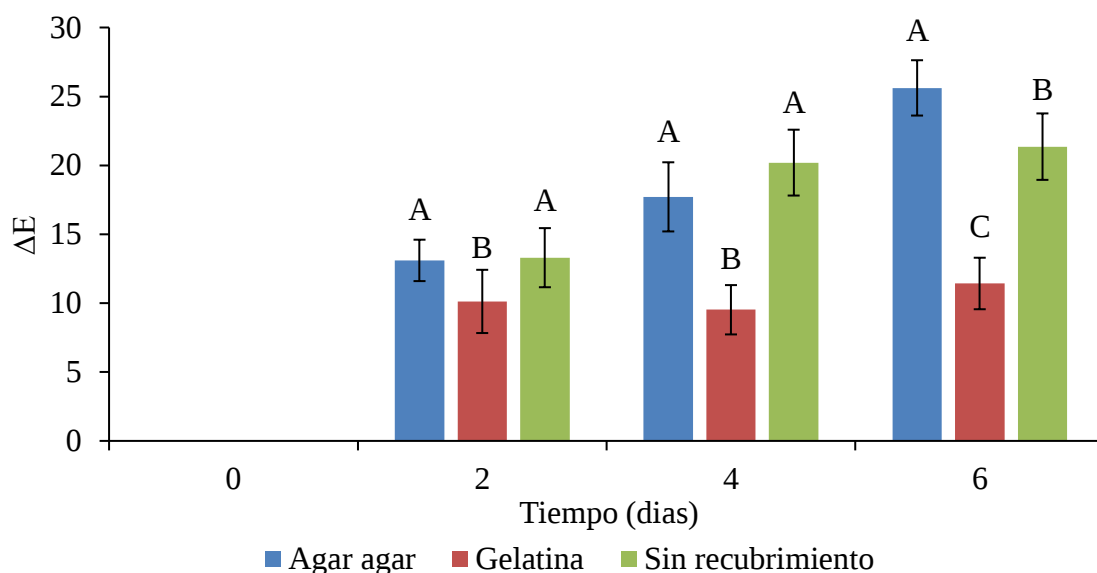


Figura 15. Cambio total de color (ΔE) a 25 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.

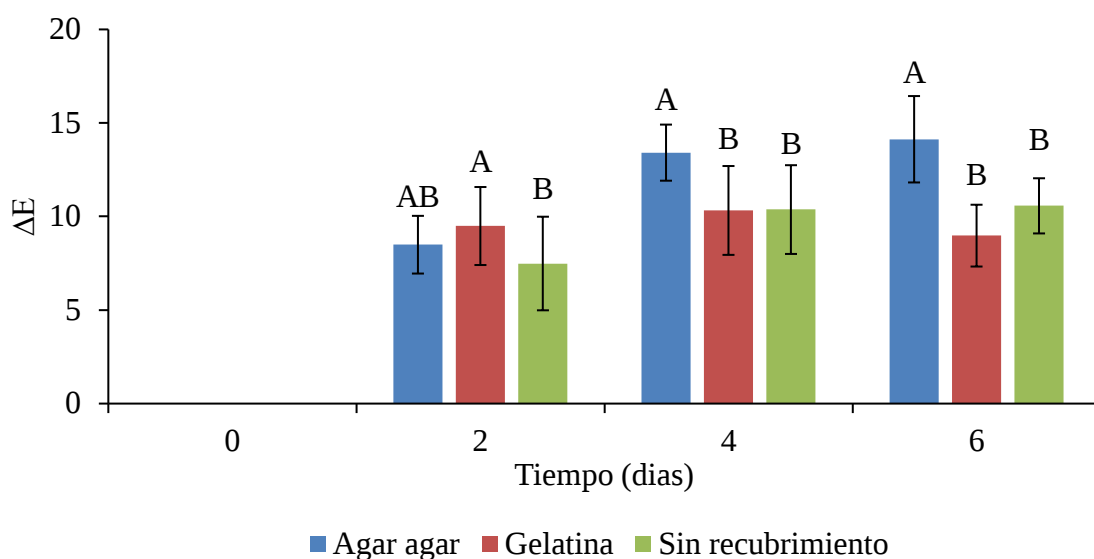


Figura 16. Cambio total de color (ΔE) a 5 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.

La mayor eficiencia del recubrimiento realizado con EPS obtenido del medio con gelatina para conservar el color de la fresa a 25 °C puede atribuirse a la textura más pegajosa y viscosa del exopolisacárido, lo que favorece a una mejor cobertura y adhesión al fruto. Singh et al., (2021) indicaron que la protección del recubrimiento limita la oxidación de antocianinas y la pérdida de humedad, procesos que se intensifican a mayores temperaturas. En contraste, a 5 °C, la menor actividad metabólica redujo el deterioro general del pericarpio, haciendo menos evidente la acción diferencial del recubrimiento. Según los autores, el cambio total de color se debe a que las fresas a altas temperaturas presentan una mayor tasa de respiración, pasando de un color rojo vibrante a un tomo más oscuro y opaco, causado por la biosíntesis de antocianinas y la oxidación de fenoles a pigmentos marrones, mediada por la acción de la polifenoloxidasas. Además, en el mismo estudio, se observó que la concentración final de fenoles disminuyó hasta niveles que resultaron insuficientes para actuar como sustrato para esta enzima, lo que sumado al efecto de la deshidratación favoreció el pardeamiento de las fresas.

En este sentido, lo observado con el EPS de gelatina guarda relación con lo reportado por Elabd & Saleh (2025) quienes evaluaron la efectividad de 5 tratamientos postcosecha para preservar la calidad de las fresas durante 20 días de almacenamiento a 5 °C, uno de estos tratamientos fue un recubrimiento de quitosano convencional. Mientras que el grupo control mostró el aumento más significativo en ΔE , alcanzando el 27 % al día 20, todos los tratamientos a base de quitosano mitigaron dicho cambio, demostrando que la

aplicación de biopolímeros como recubrimiento resulta eficaz para reducir la pérdida de color.

8.3.1.3 Firmeza

La firmeza de las fresas a 25 °C disminuyó progresivamente en todos los tratamientos durante el periodo de análisis (Figura 17), siendo significativamente menor ($p < 0,05$) en las muestras sin recubrimiento. A partir del día 4, las muestras control no pudieron ser evaluadas debido a su estado de senescencia. Mientras que los tratamientos con EPS obtenidos en agar y gelatina presentaron una evolución más estable, sin diferencias significativas entre ellos en los días 4 y 6, alcanzando valores de $3,885 \pm 0,359$ N (13,9 % de pérdida de firmeza), y $4,184 \pm 0,725$ N (16,03 % de pérdida) respectivamente, al finalizar el ensayo. A 5 °C, no se registraron diferencias significativas ($p > 0,05$) durante los primeros cuatro días (Figura 18), sin embargo, al día 6, el recubrimiento con gelatina presentó diferencias con respecto a la muestra control, con una firmeza de $4,675 \pm 0,328$ N (8,11 % de pérdida), frente a $3,935 \pm 0,520$ N (12,71 % de pérdida). A diferencia de la muestra control a 25 °C, en la cual no fue posible realizar esta medición al final del periodo de evaluación debido a su avanzado estado de madurez.

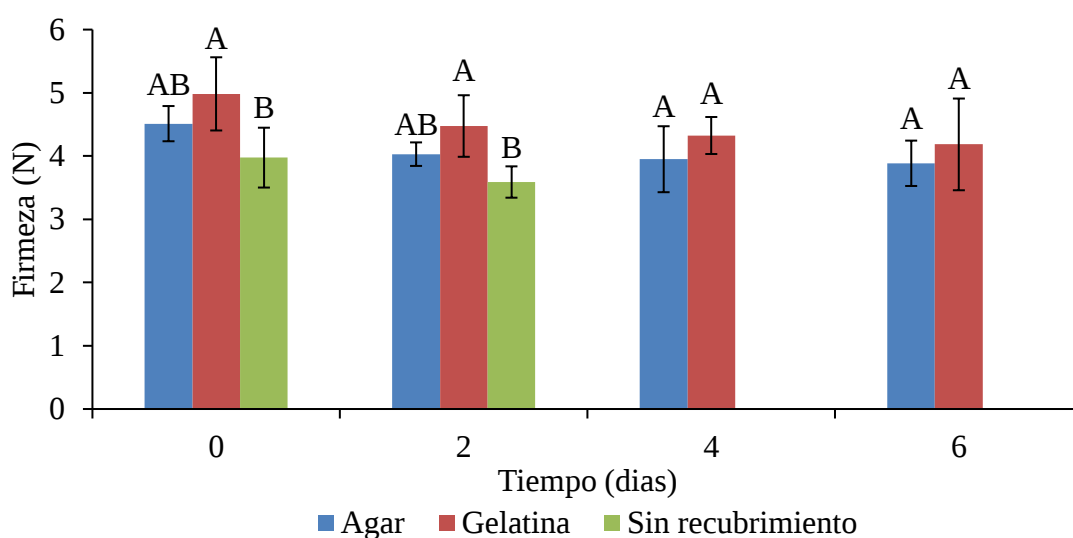


Figura 17. Pérdida de firmeza de las fresas a 25 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.

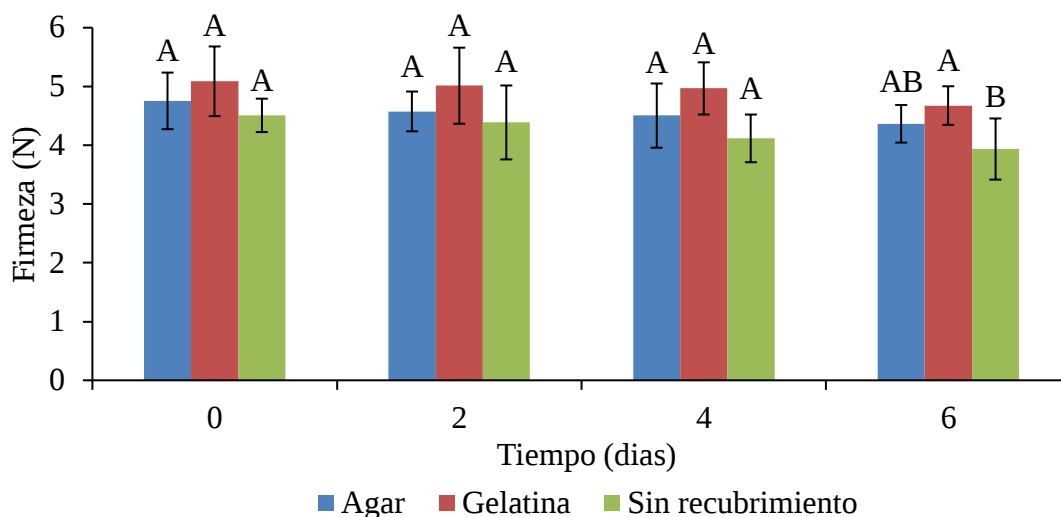


Figura 18. Pérdida de firmeza de las fresas a 5 °C. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba Tukey.

La pérdida de firmeza está relacionada con la degradación de los componentes de las paredes celulares, como la celulosa y la pectina, las cuales regulan el flujo de agua entre las células y les proporciona rigidez (Janurianti et al., 2021). Este proceso es causado por la acción de enzimas como la celulasa, pectinmetilesterasa y pectinasa, además, se intensifica con la respiración y el estado de madurez de la fresa, lo que provoca una pérdida gradual de material en las paredes celulares del tejido cortical (López et al., 2018).

Por otro lado, la temperatura y tiempo de almacenamiento fueron factores que influyeron en la disminución de la firmeza de las fresas, en donde, a menor temperatura los frutos conservan mejor su textura, según Nguyen & Nguyen (2021) y Lv et al. (2022) a bajas temperaturas la estructura celular sufre menos cambios ya que la refrigeración ayuda a suprimir o retrasar las actividades enzimáticas, previniendo de manera efectiva el ablandamiento de la fruta; esta tendencia se puede observar en las Figuras 17y 18, en donde a 25 °C el tejido celular de las fresas presentan menor resistencia a la fuerza de fractura a medida que pasan los días, en comparación con las muestras a 5 °C. En combinación con la temperatura, los recubrimientos ayudaron a retrasar el deterioro de la firmeza en las fresas a diferencia de las muestras sin recubrimiento, esto debido, a que evitan la pérdida de humedad en la superficie (Pávon & Valencia, 2016) y a una disminución en las tasas de respiración y transpiración brindada por los recubrimientos (Alharaty & Ramaswamy, 2020).

Los resultados obtenidos concuerdan con los reportados por Alharaty & Ramaswamy (2020) quienes evaluaron el efecto de recubrimientos a base de alginato sódico

y cloruro de calcio sobre la firmeza de fresas a 4 °C, en este estudio, las muestras recubiertas obtuvieron mayor firmeza durante el almacenamiento, las fresas sin recubrimiento presentaron un valor de 57,3 N (día 0) a 11,8 N (día 15), por otro lado, las fresas recubiertas mantuvieron mayor estabilidad, alcanzando un valor de 36,6 N al final del estudio (día 15). El análisis ANOVA realizado por los autores mostró diferencias significativas desde el día 3 hasta el día 15 ($p < 0,05$) entre las muestras control y recubiertas, atribuidas al efecto del cloruro de calcio. De forma similar, en esta investigación los recubrimientos con EPS favorecieron la preservación de la firmeza, especialmente a 5°C, al detener la degradación estructural.

8.3.1.4 Sólidos solubles totales

Según la Tabla 18, se evidencia que los Sólidos solubles totales (SST) de las fresas bajo todos los tratamientos, mostraron una variabilidad significativa durante el periodo de análisis, caracterizada por oscilaciones entre descensos y aumentos entre los valores. Durante los días 0, 2 y 4 no se presentaron diferencias significativas ($p > 0,05$) a 25 °C, mientras que en el día 6 se presentaron diferencias parcialmente significativas ($p < 0,05$), las muestras sin recubrimiento perdieron en mayor medida su contenido de sólidos solubles totales ($3,53 \pm 1,10$ °Brix) por el contrario, los recubrimientos de gelatina y agar tuvieron efecto sobre las muestras, pues permitieron conservar los sólidos solubles de las fresas ($7,03 \pm 1,27$ °Brix y $6,03 \pm 1,21$ °Brix respectivamente). Las medias de las muestras almacenadas a 5°C, durante el tiempo de almacenamiento no presentaron diferencias significativas ($p > 0,05$) entre sí.

Tabla 18. Contenido de °Brix de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 5 y 25 °C.

Días	Ambiente (25 °C)			Refrigeración (5 °C)		
	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar
0	$8,20 \pm 0,60^A$	$7,67 \pm 0,86^A$	$9,37 \pm 0,84^A$	$8,97 \pm 1,40^A$	$9,00 \pm 0,44^A$	$8,20 \pm 1,21^A$
2	$7,23 \pm 1,19^A$	$8,47 \pm 1,27^A$	$7,50 \pm 0,10^A$	$8,77 \pm 0,90^A$	$8,10 \pm 0,92^A$	$8,70 \pm 0,48^A$
4	$7,17 \pm 0,55^A$	$7,87 \pm 1,27^A$	$8,00 \pm 0,20^A$	$8,03 \pm 0,90^A$	$8,50 \pm 1,25^A$	$9,20 \pm 1,85^A$
6	$3,53 \pm 1,10^{AB}$	$7,03 \pm 1,27^A$	$6,03 \pm 1,21^{AB}$	$8,40 \pm 0,36^A$	$8,10 \pm 1,23^A$	$8,43 \pm 1,20^A$

Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba de Tukey.

Un mayor contenido de SST es deseable en los frutos, ya que se asocia con un mayor dulzor, característica que generalmente atrae a los consumidores (Borja, 2010), sin embargo,

las fresas tienen un sabor apetecible cuando el contenido de sólidos solubles es de 7 °Brix (González et al., 2018). Al finalizar el almacenamiento, el recubrimiento que le brinda esta característica es el realizado con gelatina para muestras almacenadas a 25 °C, el cual presentó un valor de $7,03 \pm 1,27$ °Brix, lo que sugiere un efecto positivo en la preservación de este parámetro.

Para las muestras de fresa sin recubrimiento a 25 °C, ocurrió una disminución de los sólidos totales al llegar al día 6 de almacenamiento, lo cual podría atribuirse a procesos fermentativos, esto debido a que la fermentación es un proceso que se da en frutos con altos contenidos de azúcar almacenados a temperaturas ambientales medias o altas, donde los azúcares se convierten en alcohol (Perez & Contreras, 2017).

Alharaty & Ramaswamy (2020), durante 15 días de almacenamiento a 4 °C analizaron el comportamiento de los SST en fresas recubiertas con alginato de sodio y cloruro de calcio. Al día 6 de análisis la muestra control presentó un valor de 8,3 °Brix, mientras que este parámetro para las muestras recubiertas se mantuvo casi estable desde el día 0 hasta el día 6 con un valor de 7,6 °Brix. De forma similar en el presente estudio tampoco se evidenciaron diferencias significativas ($p > 0,05$) entre tratamientos a 5 °C, los valores de SST al día 6 se conservaron dentro de un rango estable en fresas recubiertas con gelatina ($8,10 \pm 1,23$ °Brix), con agar ($8,43 \pm 1,20$ °Brix) y la muestra control ($8,40 \pm 0,36$ °Brix) lo que indica que estos recubrimientos contribuyen a reducir la degradación de azúcares y a preservar la calidad del fruto bajo refrigeración.

8.3.1.5 pH

El pH de las fresas recubiertas con agar, gelatina y sin recubrimiento almacenadas a 25 y 5 °C durante 6 días no presentaron diferencias significativas ($p > 0,05$) (Tabla 19), lo que indica que el tipo de recubrimiento no influyó de manera diferenciadora en este parámetro. Según Barraqueta et al., (2018), reporta que las fresas con recubrimiento a base de gelatina pura presentan pH en el rango de 3,4 - 3,75, este factor se mantuvo estable durante 8 días a temperatura ambiente y 12 días en refrigeración, lo que coincide con la estabilidad observada en este estudio para las muestras recubiertas con agar y gelatina. Se observó que las fresas almacenadas a 5 °C tendieron a mantener un pH más estable que aquellas a 25 °C, lo cual concuerda con lo descrito en la literatura.

Tabla 19. pH de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.

Días	Ambiente (25 °C)			Refrigeración (5 °C)		
	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar
0	3,02 ± 0,11 ^A	3,10 ± 0,05 ^A	3,14 ± 0,09 ^A	3,08 ± 0,10 ^A	3,09 ± 0,08 ^A	3,11 ± 0,18 ^A
2	3,22 ± 0,12 ^A	3,15 ± 0,12 ^A	3,11 ± 0,05 ^A	3,04 ± 0,11 ^A	3,17 ± 0,07 ^A	3,16 ± 0,11 ^A
4	3,50 ± 0,03 ^A	3,71 ± 0,16 ^A	3,47 ± 0,23 ^A	3,16 ± 0,03 ^A	3,40 ± 0,22 ^A	3,21 ± 0,17 ^A
6	3,66 ± 0,17 ^A	3,55 ± 0,19 ^A	3,80 ± 0,18 ^A	3,29 ± 0,13 ^A	3,23 ± 0,06 ^A	3,20 ± 0,10 ^A

Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba de Tukey.

Este comportamiento coincide con lo reportado por Ali et al., (2011) y Tavares et al., (2019), quienes demostraron que las bajas temperaturas contribuyen a la estabilización del pH de las fresas al desacelerar el metabolismo y reducir la degradación de ácidos orgánicos. De igual forma Janurianti et al., (2021) explica que, a temperatura ambiente, los ácidos málico y cítrico, se descomponen en azúcares debido a una mayor tasa de respiración, lo que provoca un aumento progresivo del pH. Así, la ausencia de diferencias entre agar, gelatina y control en este estudio puede deberse a que el recubrimiento por sí mismo no modificó sustancialmente la tasa de consumo de ácidos orgánicos, siendo la variación de pH más atribuible al efecto de la temperatura de almacenamiento.

Alharaty & Ramaswamy (2020) en fresas con un recubrimiento a base de alginato de sodio y cloruro de calcio, observaron que el pH de las frutas recubiertas se mantuvo más bajo que en las muestras control durante todo el estudio. También se reportó que las fresas recubiertas presentaron una demora en el incremento de pH, lo que a su vez retrasó su maduración al disminuir el metabolismo de la fruta, desacelerando el consumo de ácidos orgánicos, manteniéndolos estables, evitando así el crecimiento de hongos y extendiendo su vida útil (Narayanapurapu, 2012).

8.3.1.6 Acidez titulable

La acidez titulable en las fresas, bajo todos los tratamientos, mostró una variabilidad significativa durante el estudio, caracterizada por oscilaciones entre descensos y aumentos diarios (ver Tabla 20). Con respecto a los datos de las muestras almacenadas a 25 °C, se encontró que durante los días 0 y 6 presentaron diferencias significativas ($p < 0,05$), en cambio en el día 4 los datos no presentaron diferencias significativas entre sus medias ($p > 0,05$). Los datos obtenidos para la acidez titulable en las fresas con recubrimiento y sin recubrimiento almacenadas a 5 °C durante los días 0, 4 y 6 presentaron diferencias significativas ($p < 0,05$), por el contrario, durante el día 2 los datos no presentaron diferencias significativas entre sus medias ($p > 0,05$).

Tabla 20. Acidez titulable (ATT) (% ácido cítrico) de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.

Días	Ambiente (25 °C)			Refrigeración (5 °C)		
	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar
0	1,23 ± 0,37 ^B	1,25 ± 0,08 ^B	1,38 ± 0,01 ^A	1,38 ± 0,08 ^A	1,32 ± 0,04 ^A	1,12 ± 0,10 ^B
2	0,88 ± 0,24 ^A	0,90 ± 0,05 ^A	1,17 ± 0,20 ^A	1,13 ± 0,27 ^A	1,10 ± 0,12 ^A	0,96 ± 0,19 ^A
4	1,02 ± 0,31 ^A	1,01 ± 0,07 ^A	1,11 ± 0,20 ^A	0,90 ± 0,05 ^B	1,05 ± 0,07 ^B	1,52 ± 0,34 ^A
6	0,76 ± 0,06 ^B	1,03 ± 0,29 ^A	0,95 ± 0,26 ^{AB}	1,02 ± 0,11 ^B	0,85 ± 0,12 ^B	1,41 ± 0,32 ^A

Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba de Tukey.

8.3.1.7 Índice de madurez

La determinación de la acidez es un proceso de gran importancia dado que este factor tiene un impacto directo en la calidad del producto final, debido a que ofrece una medida precisa de la frescura y el sabor ácido de los frutos (Jiménez et al., 2024). Los datos de ATT coinciden con lo encontrado por Vélez Bravo (2015) para fresas, a las cuales se les aplicó recubrimientos a base de gelatina y ácido cítrico, pues, para todos los tratamientos la acidez presentó una disminución al final del almacenamiento y esto se debe a que la concentración de ácidos orgánicos tiende a bajar en casi todos los frutos debido a la utilización de los mismos como sustratos respiratorios para la síntesis de nuevos compuestos, además, la reducción de la acidez de las frutas se debe a la disminución de la actividad metabólica.

El IM de las fresas almacenadas a 5 °C en el día 0 presentó diferencias significativas ($p < 0,05$) entre la muestra control y aquella recubierta con agar, esto se atribuye a la tendencia inherente del fruto a deteriorarse puesto que la fresa es un fruto no climatérico altamente perecedero debido a su alta tasa de respiración, es decir que la recolección del fruto se realiza cuando están casi completamente maduras y suaves (Chamorro & Pinta, 2017). Por el contrario, para los demás días de análisis no se presentaron diferencias significativas ($p > 0,05$) (Ver Tabla 21). De igual manera, las muestras almacenadas a 25 °C no mostraron diferencias significativas durante todos los días de almacenamiento. Sin embargo, el resultado obtenido al día 6 de la prueba control es diferente en gran medida ($5,53 \pm 0,92$) con respecto a sus anteriores resultados, debido a que la fresa presentaba señales de descomposición y fermentación, lo que afectó considerablemente a los SST y a la acidez titulable.

Tabla 21. IM de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento a 25 y 5 °C.

Días	Ambiente (25 °C)			Refrigeración (5 °C)		
	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar
0	6,17 ± 1,88 ^A	6,38 ± 0,93 ^A	6,98 ± 0,62 ^A	5,95 ± 0,89 ^B	6,96 ± 0,33 ^{AB}	8,33 ± 1,03 ^A
2	8,63 ± 2,44 ^A	7,3 ± 0,41 ^A	8,04 ± 1,74 ^A	8,40 ± 2,11 ^A	6,69 ± 0,95 ^A	8,52 ± 1,66 ^A
4	9,17 ± 2,07 ^A	7,64 ± 0,53 ^A	8,47 ± 1,74 ^A	7,77 ± 1,05 ^A	8,06 ± 0,65 ^A	7,52 ± 2,17 ^A
6	5,53 ± 0,92 ^A	7,24 ± 2,19 ^A	8,29 ± 2,06 ^A	8,43 ± 0,99 ^A	8,45 ± 1,18 ^A	8,01 ± 2,05 ^A

Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0,05$) para cada día del tratamiento (A, B) por la prueba de Tukey.

De acuerdo con el porcentaje de variación (Tabla 22), se puede observar que el IM de las fresas recubiertas y sin recubrimiento bajo las condiciones de temperaturas establecidas, presentó variabilidad a lo largo del estudio, las muestras recubiertas con agar obtuvieron un valor más alto a refrigeración (21,34%), las muestras control obtuvieron un mayor valor a temperatura ambiente (24,77%) y las recubiertas con gelatina obtuvieron un mayor valor en ambiente (14,21%). La temperatura es uno de los factores de mayor importancia en el comportamiento fisiológico de los frutos, la cual incide en la mayoría de procesos metabólicos como la maduración, tanto las altas temperaturas como las bajas afectan la velocidad de las reacciones químicas, la actividad enzimática y los cambios en la estructura, pero son las altas temperaturas las que incrementan la energía cinética de las moléculas ocasionando una mayor velocidad de reacción y un aumento de la tasa de respiración, lo cual incrementa el estado de maduración del fruto (Guáqueta & Del Pilar, 2019), las bajas temperaturas tienen la ventaja de que pueden prolongar la vida útil debido a que reducen el proceso de maduración (Parvez & Ahmed, 2018). También debido a la fisiología natural de frutos como la fresa, el cual continua con un metabolismo activo al recolectarse, trae como consecuencia que los resultados de IM presenten alta variabilidad (Camaró et al., 2013).

Tabla 22. Porcentaje de variación de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento a 25 y 5 °C

Ambiente (25 °C)			Refrigeración (5 °C)		
Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar	Control	Recubrimiento gelatina	Recubrimiento agar
24,77 %	14,21 %	19,38 %	14,49 %	10,31 %	21,34 %

La fresa es un fruto no climatérico y debe cosecharse en plena madurez para lograr la máxima calidad en relación con el sabor y color, su estado de madurez se confirma por medio

de la determinación de sólidos solubles totales, acidez titulable y el índice de madurez (Guerrero & Gómez, 2011). Las medias obtenidas se encuentran dentro de los rangos planteados en la NTC 4103 (ICONTEC, 1997) donde un resultado aproximado de 5,7 hace referencia a una fruta inmadura (verde) y 8,9 se refiere a una fresa completamente madura (rojo intenso). Palacios Cano (2022) encontró en su estudio de fresas al que se les aplicó un recubrimiento con extracto de cabuya azul (Agave Salmiana), que el IM de las fresas sin recubrimiento presentaron un valor mayor en comparación de las muestras bajo los diferentes tratamientos (recubrimiento sin extracto de cabuya, con 0,1% de cabuya, con 0,3% de cabuya y con 0,5% de cabuya), durante el almacenamiento se esperaba un aumento en el índice de maduración para las muestras, pero ocurrió lo contrario, este valor presentó una reducción significativa y para los tratamientos de recubrimiento con 0,1% de cabuya y 0,5% de cabuya, estos no mostraron variación ($p < 0,05$), evidenciando ser los más eficientes en la conservación del índice de madurez (Palacios, 2022)

8.3.1.8 Pruebas microbiológicas

La Tabla 23 muestra los resultados de las pruebas microbiológicas realizadas en fresas con recubrimiento y sin recubrimiento a 25 y 5 °C, tanto al inicio como al final del almacenamiento, y la Tabla 24, muestra los resultados obtenidos para el NMP de las muestras.

Tabla 23. Análisis microbiológico de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.

Temp (°C)	Tratamiento	Medio de cultivo									
		MRS		PCA		PDA		Malta		McConkey	
		Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final
25	Agar	0	$4,1 \times 10^7$	>300	<30	<30	<30	<30	<30	>300	<30
	Gelatina	0	<30	0	<30	$9,1 \times 10^7$	0	>300	<30	0	0
	Sin recubrimiento	0	<30	>300	<30	$6,0 \times 10^5$	<30	<30	$2,5 \times 10^5$	<30	$1,8 \times 10^5$
	Agar	0	0	0	0	0	0	$1,5 \times 10^5$	0	>300	0
5	Gelatina	0	0	>300	0	$9,1 \times 10^7$	0	>300	<30	0	0
	Sin recubrimiento	0	0	$3,6 \times 10^7$	<30	<30	0	>300	0	<30	0

Los resultados mostrados en la Tabla anterior son en (UFC/mL) para cada uno de los medios de cultivo evaluados.

Tabla 24. Valores de NMP de las fresas con recubrimiento a base de gelatina, agar y sin

recubrimiento para el almacenamiento a 25 y 5 °C.

Temperatura (°C)		Agar				Gelatina				Sin recubrimiento			
		-1	-2	-3	NMP	-1	-2	-3	NMP	-1	-2	-3	NMP
25	Inicial	1	0	0	0,20	0	0	0	0	0	0	0	0
	Final	1	0	0	0,20	1	0	0	0,20	1	0	0	0,20
5	Inicial	0	0	0	0	1	0	0	0,20	1	0	0	0,20
	Final	1	0	0	0,20	1	0	0	0,20	1	0	0	0,20

Los resultados mostrados en la Tabla anterior son en (UFC/mL) para cada uno de los medios de cultivo evaluados.

El medio MRS, es apropiado para el aislamiento y recuento de lactobacilos y otras bacterias ácido lácticas (Britania lab, 2021), se observó que las muestras recubiertas presentaron un aumento en las unidades formadoras de colonia (UFC/mL) al final del almacenamiento, esto debido a que el recubrimiento fue inoculado con *L. plantarum*, un lactobacilo gram positivo, cuya presencia fue confirmada al observar un solo tipo de colonia en el medio de cultivo: a 25 °C se evidenció una mayor cantidad de colonias en el recubrimiento con agar, lo cual indica que estas condiciones favorecen la viabilidad de la cepa bacteriana. Por el contrario, a 5 °C no se observó un aumento en el número de bacterias al finalizar el almacenamiento, tanto en la muestra control como en las recubiertas. De acuerdo al estudio de Hayek & Ibrahim (2013), al utilizar Tween 80 y ácido oleico en recubrimientos con bacterias ácido lácticas, se mejora el crecimiento de estos microorganismos puesto que los compuestos se introducen en la membrana celular, formando ácidos grasos que protegen a las bacterias de diferentes condiciones ambientales como el pH bajo, los efectos nocivos del oxígeno y las temperaturas extremas, además, ayudan en la absorción de diversos nutrientes.

Para el medio PCA, que permite el aislamiento y recuento de microorganismos aerobios mesófilos (Valtek, 2021), se observó una disminución de las UFC en las muestras almacenadas a 25 °C, tanto en las control como en las recubiertas con agar, por otro lado se presentó un ligero aumento en la muestra con recubrimiento de gelatina, que pasó de no presentar colonias hasta obtener menos de 30; con respecto a las muestras que fueron puestas a 5 °C, las colonias se eliminaron por completo al final del almacenamiento en todos los tratamientos. El medio McConkey se utiliza para el aislamiento de bacilos Gram negativos de fácil desarrollo, aerobios y anaerobios facultativos (Britanialab, 2021), se produjo un aumento de colonias en las fresas sin recubrimiento a 25 °C, alcanzando más de 10⁵ UFC/mL, mientras que a 5 °C, no se registró crecimiento de microorganismos en el último

día del estudio; con respecto a las fresas recubiertas, en ambas temperaturas se observó una inhibición de las colonias en comparación a la cantidad obtenida al primer día del estudio, esto por efecto del poder bactericida que presenta el microorganismo *Lactobacillus plantarum*, el cual fue inoculado en los recubrimientos de agar y gelatina.

Los medios PDA y Malta son utilizados para el estudio morfológico de hongos filamentosos y levaduras (Valtek, 2018), se evidenció que la temperatura tiene un papel fundamental en la reducción de colonias, puesto que las fresas control como las recubiertas, presentaron una disminución y una reducción total en el número de colonias a 5 °C, en cambio, a 25 °C las muestras sin recubrir presentaron un aumento de más de 10^5 UFC/, mL mientras que las muestras recubiertas con agar mantuvieron su carga microbiológica inicial, finalmente, en las fresas recubiertas con gelatina hubo una reducción en la cantidad de hongos y levaduras, lo cual indica que este recubrimiento tiene un mayor efecto antimicrobiano a esta temperatura.

Al aplicar la técnica de NMP para la identificación de presencia de coliformes totales y entéricos se encontró que, al finalizar el estudio, a 5 y 25 °C, las fresas control y las fresas recubiertas con gelatina y agar, obtuvieron un tubo positivo en la primera dilución y en las diluciones sucesivas se presentaron tubos negativos, por lo cual al revisar la Tabla 24 se obtuvo un NMP de 0,20, lo que indica una baja carga microbiana en las muestras. De acuerdo a la resolución 1407 del 2022 del ministerio de salud y protección social, se establece que las frutas destinadas al consumo humano debe tener una cantidad de enterobacterias como *Escherichia coli* de máximo 10^2 UFC, así como una ausencia total de *Salmonella spp* y *Listeria monocytogenes*, por lo cual se observa que las fresas control (sin recubrimiento) y aquellas que estaban recubiertas cumplen con los requisitos anteriormente mencionados, evidenciando que los recubrimientos son un tratamiento eficaz con el fin de ofrecerle al consumidor un producto que conserve la inocuidad y calidad. Aunque las fresas sin recubrimiento también cumplen con estos parámetros microbiológicos, el uso del recubrimiento sigue siendo beneficioso con el fin de prolongar la vida útil y mejorar características fisicoquímicas del producto como la firmeza, color, pérdida de peso, sólidos solubles totales y pH.

El poder antimicrobiano que posee el recubrimiento se debe a que la bacteria ácido láctica inoculada en este, aplica una estrategia para defender su espacio territorial que se llama antagonismo y consiste en la modificación del medio ambiente mediante la creación de condiciones que disminuyen el crecimiento o incluso elimina a los competidores. Las bacterias son capaces de producir una gran variedad de sustancias antimicrobianas como

resultado de su actividad metabólica y los péptidos que contienen, también son capaces de producir armas antimicrobianas más específicas destinadas a combatir otros microorganismos y de esta manera, permiten bioconservar los alimentos. Varias especies de *lactobacillus* producen proteínas bactericidas denominadas bacteriocinas, también tienen la capacidad de producir sustancias antimicrobianas con características únicas y de bajo peso molecular (Ortiz et al., 2019).

8.3.2 Efecto del recubrimiento en la vida útil

8.3.2.1 Cinética de deterioro de la fresa durante el almacenamiento

En el estudio realizado, el cálculo de la vida útil mediante modelos cinéticos se aplicó a los cambios en la firmeza de las fresas, pues la calidad sensorial y apariencia del producto está en función de ese parámetro (Alcántara, 2009), además, mostró diferencias significativas en los resultados obtenidos. Para calcular el tiempo de vida útil de acuerdo con la Ec.7, se encontró el orden de reacción de cada parámetro, el cual corresponde a la potencia a la cual se eleva la ley de velocidad.

De acuerdo con el coeficiente de correlación (R^2) arrojado en las gráficas, se determinó el orden de reacción para cada uno de los dos atributos, según la temperatura de almacenamiento y el tratamiento. Finalmente, el ajuste fue elegido para los casos en donde se encontró un R^2 más cercano a 1 (Tabla 25).

Tabla 25. Coeficientes de correlación (R^2) para las reacciones de orden 0 y 1, a temperaturas de 25°C y 5 °C para fresas recubiertas y sin recubrimiento.

Atributo [A] _t	Ambiente (25 °C)						Refrigeración (5 °C)					
	n=0			n=1			n=0			n=1		
	Agar	Gelatina	SR	Agar	Gelatina	SR	Agar	Gelatina	SR	Agar	Gelatina	SR
Firmeza	0,80	0,91	0,84	0,29	0,06	0,83	0,91	0,94	0,96	0,92	0,93	0,95

(SR): Sin recubrimiento

Una vez elegido el orden de reacción para cada parámetro según el grupo de tratamiento, se establecieron los valores de la constante de reacción (k) y el valor inicial del estudio $[A]_0$, con el fin de poder aplicar el modelo correspondiente (Tabla 26).

Tabla 26. Orden y constante de reacción para las fresas recubiertas y sin recubrimiento bajo ambas temperaturas de almacenamiento.

Atributo [A] _t	Tratamiento	Ambiente (25 °C)		Refrigeración (5 °C)			
		Orden n	k	[A] ₀	Orden	k	[A] ₀
Firmeza	Agar	0	0,0928	4,478	1	0,018	1,590
	Gelatina	0	0,144	5,038	0	0,097	5,307
	Sin recubrimiento	0	0,789	4,054	0	0,150	4,846

Con la información presentada en la Tabla 26, se calculó el tiempo de vida útil para la firmeza de las fresas evaluadas, esto se realizó con respecto al modelo al que mejor se ajustara cada tratamiento y utilizando también un umbral de estabilidad para las fresas almacenadas en refrigeración encontrado por Ortiz et al., (2019) donde se determinó que son siete días y un umbral para fresas almacenadas a temperatura ambiente, encontrado por Caudillo (2016) que definió un tiempo de tres días. Cuando las fresas no cumplan con el valor límite, indica que en ese momento habría culminado la vida útil del producto.

Como se observa en la Tabla 27, las muestras control almacenadas en refrigeración alcanzaron su vida útil en 4 días, sin llegar al umbral establecido. En contraste, las fresas control a temperatura ambiente presentaron una vida útil de 3 días, sin variaciones respecto al grupo refrigerado. En el caso de las fresas recubiertas con agar, se observó un incremento significativo en la vida útil: 11 días a 25 °C (8 días adicionales) y 14 a 5 °C (10 días más que el control).

Las muestras recubiertas con gelatina también mostraron una mejora, con una vida útil de 9 días a 25 °C y 10 días a 5 °C, ambas superiores al umbral establecido. Estos resultados indican que los recubrimientos de agar y gelatina, inoculados con bacterias ácido-lácticas, prolongan la vida útil de las fresas al reducir la pérdida de firmeza, lo cual se atribuye a una menor deshidratación, retraso en el envejecimiento y conservación de atributos de calidad y valor nutricional (Fernández et al., 2015).

Tabla 27. Días de vida útil de las fresas de acuerdo con los modelos de degradación cinética.

Atributo [A] _t	Tratamiento	Temperatura	
		Ambiente (25 °C)	Refrigeración (5 °C)
Firmeza	Agar	11	14
	Gelatina	9	10
	Sin recubrimiento	3	4

8.3.3 Costos para la realización del recubrimiento

El precio de los componentes para realizar el recubrimiento comestible con EPS a partir de gelatina y agar agar se presentan en las Tablas 28 y 29 respectivamente. Dentro de estos, se reportan los componentes requeridos para preparar el medio de cultivo de la cepa adicionada *L. plantarum*.

Tabla 28. Precio en COP de los componentes para realizar el recubrimiento comestible con EPS producido en gelatina

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)	\$/g
EPS	20,00	16.538,67	826,93
Azúcar	50.000,00	202.950,00	4,06
Leche de soya	25.000,00	1.313.250,00	52,53
Suero de Leche	20.000,00	120.000,00	6,00
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)	\$/mL
Glicerol	20.000,00	15.911.255, 00	795,56
Ácido Oleico	18.927,00	555.350,00	29,34
Tween 80	3.780,00	120.000,00	31,75
Agua	1.000.000,00	4.010, 00	0,004

Tabla 29. Precio en COP de los componentes para realizar el recubrimiento comestible con EPS de agar agar

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)	\$/g
EPS	20	52.109,94	826
Azúcar	50.000	202.950,00	4,06
Leche de soya	25.000	1.313.250,00	52,53
Suero de Leche	20.000	120.000,00	6,00
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)	\$/mL
Glicerol	20.000	15.911.255, 00	795,56
Ácido Oleico	18.927	555.350,00	29,34
Tween 80	3.780	120.000,00	31,75
Agua	1.000.000	4.010, 00	0,004

Las Tablas 30 y 31 contienen el precio en pesos colombianos (COP) para producir 350 mL de solución formadora de recubrimiento con una densidad ideal de 1,013 g/mL y 1,014 g/mL respectivamente, la cual alcanza para aproximadamente 2,8 kg de fresa, el valor se obtuvo a partir del costo unitario de los materiales utilizados.

Tabla 30. Costo de elaboración de recubrimiento comestible con EPS producido con gelatina.

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
EPS	1,33	1.099,82
Azúcar	0,66	2,68
Leche de soya	0,64	33,62
Suero de Leche	0,58	3,48
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Glicerol	1,24	986,50
Ácido Oleico	1,88	55,16
Tween 80	0,75	23,81
Agua	350	1,40
COSTO DEL RECUBRIMIENTO		2.206,47

Tabla 31. Costo de elaboración de recubrimiento comestible con EPS de agar agar

Material	Cantidad (g)	Precio (\$)
EPS	1,33	3.465,31
Azúcar	0,66	2,68
Leche de soya	0,64	33,62
Suero de Leche	0,58	3,48
Material	Cantidad (mL)	Precio (\$)
Glicerol	1,24	986,50
Ácido Oleico	1,88	55,16
Tween 80	0,75	23,81
Agua	350	1,40
COSTO DEL RECUBRIMIENTO		4.571,96

La aplicación de recubrimientos comestibles a base de EPS demostró ser una estrategia eficaz en términos de conservación como de eficiencia económica. En el estudio se observó que los recubrimientos permitieron una extensión de vida útil en las fresas en comparación con las muestras sin recubrimiento (control). Además, el análisis económico evidenció que el recubrimiento elaborado con EPS a partir de gelatina presenta una reducción de 51,73 % en el costo frente al del agar (2.296,47 COP vs 4.571,96 COP). La industria alimentaria enfrenta actualmente el desafío de conservar productos altamente perecederos como frutas y hortalizas sin comprometer su calidad sensorial y nutricional. Es por esto que los recubrimientos comestibles a partir de materiales naturales han surgido como una solución tecnológica, al actuar como una barrera que preserva la frescura del alimento, ralentiza su deterioro y previene el desarrollo microbiano (Caiza, 2024; Mitelut et al., 2021).

9. CONCLUSIONES

- La concentración de 40 g de gelatina en 200 mL de agua permite solidificar el medio de cultivo MIBIA, siendo posible reemplazar el agente gelificante agar agar, pues proporciona propiedades de gelatinización y textura similares.
- Al evaluar la concentración de gelatina, se evidenció que este agente gelificante puede ser utilizado en el medio MIBIA para la obtención de exopolisacárido a partir de *Weissella confusa*. Pese a que el rendimiento en el medio con gelatina fue inferior al obtenido con agar agar, presenta menor costo por gramo de EPS producido.
- La aplicación del EPS producido en gelatina en el proceso de encapsulación logró una viabilidad y % PM cercano al obtenido con EPS de agar agar. La aplicación del EPS a partir de gelatina en el recubrimiento comestible de las fresas permitió aumentar el tiempo de vida útil con respecto al umbral establecido, preservar de manera más efectiva sus propiedades fisicoquímicas e inhibir agentes microbiológicos, estos dos últimos presentaron mejores resultados en las fresas recubiertas con gelatina frente a las fresas recubiertas con EPS de agar agar y a las muestras control.
- El reemplazo del agar agar por gelatina, permitió una disminución de costos en la elaboración del medio de cultivo, logrando un ahorro de \$19.828,31. Esto se evidencia al presentar una reducción del 68,25 % en el costo por gramo (\$/g) del EPS seco, además de una disminución de 30,72 % para el encapsulado y de 51,73 % para el recubrimiento. Esto permite que la gelatina sea una opción más favorable desde el punto de vista económico, especialmente para una posible aplicación a mayor escala.

10. RECOMENDACIONES

Con el fin de ampliar el alcance de la investigación, se recomienda realizar un análisis a mayor profundidad de la composición del EPS obtenido en el medio de cultivo elaborado con gelatina. De igual manera, es importante llevar a cabo estudios que proporcionen información que permita impulsar la producción de EPS a nivel industrial.

Por otra parte, es fundamental continuar la investigación con respecto a la realización del microencapsulado de liberación lenta con EPS producido en gelatina, esto debido a sus múltiples aplicaciones.

11. REFERENCIAS

- Alcántara, M. D. L. (2009). *ESTIMACIÓN DE LOS DAÑOS FÍSICOS Y EVALUACIÓN DE LA CALIDAD DE LA FRESA DURANTE EL MANEJO POSCOSECHA Y EL TRANSPORTE SIMULADO*.
<https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/6473/tesisUPV3131.pdf>
- Alharaty, G., & Ramaswamy, H. S. (2020). *The Effect of Sodium Alginate-Calcium Chloride Coating on the Quality Parameters and Shelf Life of Strawberry Cut Fruits*. *J Compos Sci*, 4(3), 123. <https://doi.org/10.3390/jcs4030123>
- Ali, A., Abrar, M., Sultan, M. T., Din, A., & Niaz, B. (2011). *POST-HARVEST PHYSICOCHEMICAL CHANGES IN FULL RIPE STRAWBERRIES DURING COLD STORAGE*. *The Journal of Animal & Plant Sciences*, 21(1), 38-41.
- Alipal, J., Mohd Pu'ad, N.A.S., Lee, T. C., Nayan, N.H.M., Sahari, N., Basri, H., Idris, M. I., & Abdullah, H. Z. (2021, Febrero 13). *A review of gelatin: Properties, sources, process, applications, and commercialisation*. *Materials Today: proceedings*, 240-250. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2020.12.922>
- Álvarez, J. A., & Manjarres, J. J. (2020). *ELABORACIÓN DE RECUBRIMIENTOS A BASE DE EXOPOLISACÁRIDO CON ADICIÓN DE BACTERIAS LÁCTICAS Y SU EVALUACIÓN EN LA VIDA ÚTIL DE TOMATE CHERRY (Solanum lycopersicum var. cerasiforme)*. Santiago de Cali, Valle del Cauca, Colombia.
- Amador, I. S. (2021). *Encapsulación de un Consorcio Microbiano con Actividad Promotora de Crecimiento Vegetal (PGPM) en una Matriz de Almidón de Yuca y Alginato*.
- AOAC. (2016). *Official Methods of Analysis of AOAC International*. In Association of Official Analysis Chemists International. AOAC International.
- Armoa, J. M. (2020). *PRODUCCION DE EXOPOLISACARIDOS A PARTIR DE BACTERIAS ACIDO LACTICAS UTILIZANDO TUSA DE MAIZ COMO FUENTE DE CARBONO*.
https://www.conacyt.gov.py/sites/default/files/BECA028_Jissel%20Armoa.pdf
- Badui, S. (2006). *Química de Los Alimentos*. Pearson Educación.
- Barrazueta, S. G., Falconí, J. F., Navarro, M. N., Oleas, J. M. & Mendoza, G. X. (2018). *Pysicochemical properties and application of edible coatings in strawberry (Fragaria x Ananassa) preservation*. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 71(3), 8631–8641. <https://doi.org/10.15446/rfnam.v71n3.73548>
- Banerjee, S., & Bhattacharya, S. (2011). *Compressive textural attributes, opacity and syneresis of gels prepared from gellan, agar and their mixtures*. *Journal of Food*

Engineering, 102, 287–292.

- Benhouna, I. S., Heumann, A., Rieu, A., Guzzo, J., Kihal, M., Bettache, G., Champion, D., Coelho, C., & Weidmann, S. (2018). *Exopolysaccharide produced by Weissella confusa: Chemical characterisation, rheology and bioactivity. International Dairy Journal*, (90), 88-94. Elsevier.
- Borja, E. V. (2010). *ESTUDIO DE LA CONSERVACIÓN DE FRESAS (Fragaria vesca) MEDIANTE TRATAMIENTOS TÉRMICOS*.
<https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/865/1/AL427%20Ref.%203273.pdf>
- Briceño, D. A. (2020). *EFFECTO DE LAS BACTERIAS LÁCTICAS MICROENCAPSULADAS EN LA CALIDAD MICROBIOLÓGICA Y EN LAS PROPIEDADES FÍSICOQUÍMICAS DE SALCHICHAS COCIDAS*. Santiago de Cali.
- Britanialab. (2021, Marzo 2). *Mac Conkey Agar*.
https://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_60707267ecda2.pdf
- Britanialab. (2021, Marzo 26). *MRS Agar*.
https://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_6092dd2543f1d.pdf
- Caiza, C. F. (2024). *AVANCES Y PERSPECTIVAS EN LA TECNOLOGÍA DE RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES DE ALIMENTOS: UNA REVISIÓN DE SU APLICACIÓN EN LA INDUSTRIA ALIMENTARIA*. *RECIENA*, 4(1), 15–26.
<https://doi.org/https://doi.org/10.47187/tvbyk29>
- Calvo, D. C. (2007, Enero). *ESTADO DEL ARTE DE SUSTANCIAS POLIMERICAS EXTRACELULARES (EPS) EN SISTEMAS DE TRATAMIENTO ANAEROBIO DE AGUAS RESIDUALES*.
- Camaró, M. L., Catalá, V., Gimeno, C., Martínez, R., & Olmos, P. (2013). *Procedimientos en Microbiología Clínica*. Emilia Cercenado y Rafael Cantón.
- Caudillo, D. I. (2016, Agosto). *Conservación poscosecha de fresa utilizando recubrimientos formulados con quitosano-quínoa*. <https://www.uv.mx/mca/files/2018/01/TESIS-DIANA-I.- CAUDILLO-CONTRERAS.pdf>
- Cebrián, V., Martínez, A., López, A., & Martínez, M. (2023, Agosto 18). *Exploring alternative red seaweed species for the production of agar-based hydrogels for food applications. Food Hydrocolloids*, (146).
<https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2023.109177>
- Chamorro, P. A., & Pinta, K. L. (2017). *EVALUACIÓN DEL COMPORTAMIENTO POSCOSECHA DE LA FRESA (Fragaria x ananassa Duch cv. albion)*

CULTIVADA EN LA ASOCIACIÓN INDIGENA AGROTURISTICA LA KUMBA EN EL MUNICIPIO DE CUMBAL NARIÑO.

Chaspuengal, E. Y., & Silva, A. S. (2023). *OBTENCIÓN DE CAFÉ DE ALTA CALIDAD MEDIANTE PROCESOS DE FERMENTACIÓN CONTROLADA UTILIZANDO BACTERIAS LÁCTICAS Y LEVADURAS ENCAPSULADAS*.

Elabd, M. A., & Saleh, M. N. (2025). *Sustainable Strategies for Extending Strawberry Shelf Life: A Comparative Efficacy of Ultrasonic, Sonochemical, and Chitosan-Based Coatings. Food and Bioprocess Technology*.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s11947-025-03994-4>

Escartin, A. (2017). *Producción de un exopolisacárido por la cepa de Leuconostoc mesenteroides ssp mesenteroides BL-UV04 en un medio de cultivo enriquecido con piloncillo mediante un sistema en lote y lote alimentado* (Universidad Veracruzana).
<https://www.uv.mx/mca/files/2018/01/Escartin-Torres Alejandra.pdf>

Fernández, D., Bautista, S., Fernández, D., Ocampo, A., García, A., & Falcón, F. (2015). *Películas y recubrimientos comestibles: una alternativa favorable en la conservación poscosecha de frutas y hortalizas. Ciencias Técnicas Agropecuarias*, 24, 52-56.

Guáqueta, H., & Del Pilar, S. D. (2019). *EFFECTOS DE LOS FACTORES CLIMÁTICOS DE PRODUCCIÓN SOBRE LA EXTRACCIÓN DE NITRÓGENO, CALCIO Y POTASIO EN CULTIVOS DE FRESA (Fragaria ananassa Deuch cv Albión)*.
Obtenido de <https://bffrepositorio.unal.edu.co/server/api/core/bitstreams/d1b882d7-deda-4b4b-b5e5-5ec78f7da9bf/content>

Guerrero, C. E., & Gómez, C. C. (2011). Evaluación de los estados de maduración de fresa (Fragaria x ananassa D.) a través de índices de maduración. Universidad de Nariño.

González, A. (2017). *OBTENCIÓN Y EVALUACIÓN DE POLISACÁRIDOS DE UNA BACTERIA ÁCIDO LÁCTICA PARA USO COMO ADITIVO ALIMENTARIO*.
Santiago de Cali, Valle del Cauca, Colombia.

González, L. C., Matas, A. J., & Mercado, J. A. (2018, Enero 1). *Caracterización de indicadores de la calidad del fruto en líneas de fresa transgénicas con genes silenciados que codifican para enzimas pectinolíticas. Revista Colombiana de Biotecnología*, 20(1), 42-50. <http://www.scielo.org.co/pdf/biote/v20n1/0123-3475-biote-20-01-42.pdf>

Grandes, F. R. (2017, Noviembre). *Almidones usados como agentes gelificantes en reemplazo de Phytagel® en medios de cultivo para tejidos vegetales*.

<https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/06b22828-563e-4bc6-a764-eb0362ef4777/content>

- Guamán, F. J. (2017, Noviembre). *Efecto de enfriamiento parcial y retraso a enfriamiento final en la calidad y características fisicoquímicas de la fresa (Fragaria xananasa var. Radiance) durante almacenamiento.*
- Hayek, S. A., & Ibrahim, S. A. (2013, Noviembre). *Current Limitations and Challenges with Lactic Acid Bacteria: A Review. Food & Nutritional Sciences*, (4), 73-87. <http://dx.doi.org/10.4236/fns.2013.411A010>
- ICONTEC. (1971, Febrero 17). *NTC 440- PRODUCTOS ALIMENTICIOS. METODOS DE ENSAYO.*
- ICONTEC. (1997, Abril 16). *Frutas frescas. Fresas variedad chandler. Especificaciones.*
- ICONTEC. (2009, Diciembre 16). *NTC 4092-MICROBIOLOGÍA DE ALIMENTOS Y PRODUCTOS PARA ALIMENTACIÓN ANIMAL. REQUISITOS GENERALES Y DIRECTRICES PARA ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS.*
- Jácome, I., & Carvache, O. (2017). *Análisis del Costo – Beneficio una Herramienta de Gestión. Contribuciones a La Economía.*
- Janurianti, N. M. D., Supartha Utama, I. M., & Wayan Gunam, I. B. (2021, Abril). *Colour and Quality of Strawberry Fruit (Fragaria x ananassa Duch.) at Different Levels of Maturity. SEAS (Sustainable Environment Agricultural Science)*, 5(1), 22-8. <http://dx.doi.org/10.22225/seas.5.1.3166.22-28>
- Jimenez, L. D., Cujilema, C. M., Villacres, S. P., & Chuin, G. M. (2024, Marzo-Abril). *DETERMINACIÓN DE LA ACIDEZ TITULABLE EN CÍTRICOS AMAZÓNICOS: CORRELACIÓN CON LA MADUREZ Y LA SUSCEPTIBILIDAD A LA PUDRICIÓN. Ciencia Latina Internacional*, 8(2), 2441-2451.: https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v8i2.10681
- Kamel, D. G., Gomma, N. H., Osman, D. M., & Hassan, A. I. (2018). *Effect of Water Activity on Growth of Certain Lactic Acid Bacteria. Journal of Food and Dairy Sciences*, 97-102. 10.21608/jfds.2018.77762
- Kaur, N., & Dey, P. (2023). *Bacterial exopolysaccharides as emerging bioactive macromolecules: From fundamentals to applications. Research in Microbiology*, 174(4). <https://doi.org/10.1016/j.resmic.2022.104024>.
- Kavitake, D., Tiwari, S., Shah, I. A., Devi, P. B., Delattre, C., Reddy, G. B., & Shetty, P. H. (2023). *Antipathogenic potentials of exopolysaccharides produced by lactic acid bacteria and their food and health applications. Food Contol*, 152.

- <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2023.109850>.
- Kong, F., Tang, J., Rasco, B., & Crapo, C. (2007). *Kinetics of salmon quality changes during thermal processing*. *Journal of Food Engineering*, 83(4), 510-520. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2007.04.002>
- Korcz, E., & Varga, L. (2021). *Exopolysaccharides from lactic acid bacteria: Techno-functional application in the food industry*. *Trends in Food Science & Technology*, 110, 375-388. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.02.014>
- Laboratorios Microkit. (2020, Abril 15). *GELATINA COMO MEDIO DE CULTIVO PARA USOS EN MICROBIOLOGÍA*. <https://www.microkit.es/fichas/GELATINA-PARA-USOS MICROBIOLOGICOS.pdf>
- Laboratorios Microkit (2021). M-Ident MacFARLAND. <https://www.microkit.es/fichas/MAC-FARLAND-PATRONES.pdf>
- Llerena, K. P. (2021, Abril-Junio). Use of agar agar for the elaboration of transparent gelatins carved in 3D. *Magazine de las ciencias- Revista de investigación e innovación*, 6(2), 44-54. <https://doi.org/10.33262/rmc.v6i2.1249>
- López, D., Sánchez, M., Acuña, J. F., & Fischer, G. (2018). *Propiedades fisicoquímicas de siete variedades destacadas de fresa (Fragaria x ananassa Duch.) cultivadas en Cundinamarca (Colombia), durante su maduración*. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 19(1), 147-162. https://doi.org/10.21930/rcta.vol19_num1_art:528
- Lv, J., Zheng, T., Song, Z., Pervaiz, T., Dong, T., Zhang, Y., Jia, H., & Fang, J. (2022, February 15). *Strawberry Proteome Responses to Controlled Hot and Cold Stress Partly Mimic Post-harvest Storage Temperature Effects on Fruit Quality*. *Frontiers in Nutrition*, 8. [10.3389/fnut.2021.812666](https://doi.org/10.3389/fnut.2021.812666)
- Martinez, N., & Ome, M. A. (2019). *FORMULACIÓN DE MICROENCAPSULADOS DE BACTERIAS ÁCIDO LÁCTICAS PARA EL CONTROL DE MICROORGANISMOS PATÓGENOS Y DETERIORANTES EN UN MODELO DE MASA CÁRNICA*.
- MIANO, Alberto; ROJAS, Carmen y BARRAZA, Gabriela. (2014). *Influencia de la temperatura y tiempo de extracción en la fuerza de gel y rendimiento de gelatina obtenida a partir de piel de tollo (Mustelus mento)*. *Scientia Agropecuaria*, 5(3),140-147. <http://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2014.03.04>
- Ministerio de salud y protección social. (2022, Agosto 8). *Resolución 1407 de 2022*. https://www.minsalud.gov.co/Normatividad_Nuevo/Resoluci%C3%B3n%20No.%2014%20de%202022.pdf
- Misra, S., Pandey, P., Dalbhagat, C., & Mishra, H. (2022). *Emerging Technologies and*

- Coating Materials for Improved Probiotication in Food Products: a Review. Food and Bioprocess Technology*, 15, 998–1039.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s11947-021-02753-5>
- Mitelut, A. C., Popa, E. E., Drăghici, M. C., Popescu, P. A., Popa, V. I., Bujor, O.-C., Ion, V. A., & Popa, M. E. (2021). *Latest Developments in Edible Coatings on Minimally Processed Fruits and Vegetables: A Review. Foods*, 10(2821).
<https://doi.org/https://doi.org/10.3390/foods10112821>
- Montalvo, C. (2010). *Bioconservación de cárnicos de cerdo con bacterias ácido lácticas*. Universidad del Valle.
- Morales, C. G., Riquelme S, J., Hirzel C, J., France I, A., Pedreros L, A., Uribe C, H., & Abarca R, P. (2017). *Manual de manejo agronómico de la frutilla*. Carmen Gloria Morales A.
- Muhialdin, B. J., Alboory, H. L., Kadum, H., Mohammed, N. K., Saari, N., Hassan, Z., & Meor Hussin, A. S. (2020). *Antifungal activity determination for the peptides generated by Lactobacillus plantarum TE10 against Aspergillus flavus in maize seeds. Food Control*, 109. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2019.106898>
- Nadri, A., Belattmania, Z., Chaouti, A., Bentiss, F., Jama, C., Hmimid, F., Reani, A., & Sabour, B. (2023). *The Invasive Seaweed Agarophyton vermiculophyllum from Oualidia Lagoon (Northwestern Moroccan Atlantic Coast) as a Source of Agar: Yield, Chemical Characteristics, and Rheological Properties. Journal of Marine Science and Engineering*. <https://doi.org/10.3390/jmse11091696>
- Narayanapurapu, P. P. T. R. (2012). *Effect of composite edible coatings and abiotic stress on post harvest quality of fruits*.
- Nguyen, D. H. H., & Nguyen, H. V. H. (2021). *Effects of storage temperature on postharvest physico- chemical attributes of nano-chitosan coated strawberry (Fragaria × ananassa Duch.). JOURNAL OF HORTICULTURE AND POSTHARVEST RESEARCH*, 4(1), 101-114. [10.22077/jhpr.2020.3317.1139](https://doi.org/10.22077/jhpr.2020.3317.1139)
- Novasina. (2009, Septiembre 14). *La importancia de la actividad del agua*. [https://www.equinlab.com/pdf_/La%20importancia%20de%20la%20actividad%20de%20agua%20\(aw\).pdf](https://www.equinlab.com/pdf_/La%20importancia%20de%20la%20actividad%20de%20agua%20(aw).pdf)
- Ortega, J. D., & Ortiz, B. S. (2018). *EVALUACIÓN DE EXOPOLISACÁRIDO OBTENIDO DE MICROORGANISMO LÁCTICO APLICADO COMO PELICULA COMESTIBLE A EMBUTIDO CARNICO TIPO CHORIZO*.
- Ortiz, Y., Hernández, J. G., Orta, E., & González, S. E. (2019, Noviembre 28). *Evaluación*

- del efecto antimicrobiano de la reuterina en cubiertas comestibles en fresas.*
<https://cathi.uacj.mx/bitstream/handle/20.500.11961/18220/Reporte%20t%C3%A9cnico%20fresas.%20Dra.%20Yuriria.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Palacios, T. M. (2022). *APLICACIÓN DE EXTRACTO DE CABUYA AZUL (Agave salmiana) EN EL RECUBRIMIENTO DE FRESAS PARA SU CONSERVACIÓN EN REFRIGERACIÓN.* Obtenido de <https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/df570693-6d65-45b3-9063-d532e1e1b34b/content>
- Pandya, Y. H., Bakshi, M., & Sharma, A. (2022). *Agar agar extraction, structural properties and Agar agar extraction, structural properties and applications: A review. The Pharma Innovation, 11, 1151-1157.*
- Parvez, S., & Ahmed, I. (2018). *Biología poscosecha y Tecnología de Fresa.*
- Pávon, D., & Valencia, S. (2016). *EFFECTO DE RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES COMPUESTOS A BASE DE GOMA TARA EN LA CALIDAD POSCOSECHA DE FRUTILLA (Fragaria ananassa). Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha, 17(1), 65-70.* <https://www.redalyc.org/pdf/813/81346341009.pdf>
- Perez, D. (2017). *Evaluacion de materiales de microencapsulación de Pediococcus acidilactic CPQBA144-20 DRM.*
- Perez, M. A., & Contreras, J. D. (2017). *Instructivo de buenas practicas de cosecha y poscosecha.* Bogota: Swisscontact Colombia.
- Piñeiro, J. I., Martínez, J., Pozo, J. S., Iglesias, C., Cuesta, L., Taboada, J., Gajino-Núñez, P., & Tresaco-Vidaller, E. (2014). *Desarrollo de una aplicación para la comparación rápida de pigmentos a partir de sus coordenadas colorimétricas. DYNA, 81(184), 49–54.*
- Rapisarda, M., Valenti, G., Carbone, D. C., Rizzarelli, P., Giuseppe, R., La Carta, S., Paradisi, R., & Finchiaro, S. (2018). *Strength, fracture and compression properties of gelatins by a new 3D printed tool. Journal of Food Engineering, 220, 38–48.*
- Rehman, W., Majeed, A., Mehra, R., Bhushan, S., Rani, P., Saini, K. C., & Bast, F. (2016). *Gelatin: A comprehensive report covering its indispensable aspects. Natural Polymers: Derivatives, Blends and Composites, Volume I, September, 209–222.*
- Rodríguez, C., & Zhurbenko, R. (2018). *Manual BioCen de medios de cultivo (Cuarta edición ed.).* <https://www.biocen.cu/wp-content/uploads/2021/05/Manual-MC-2018.pdf>
- Romero, D., & Sabogal De La Pava, J. S. (2019). *EVALUACIÓN DEL EFECTO DE MICROENCAPSULADOS ELABORADOS CON POLISACÁRIDOS OBTENIDOS*

DE Weissella confusa CPQBA 1504-17 COMO AGENTE PROTECTOR DE UNA CEPA BIOPRESERVANTE EN CHORIZO.

- Ruiz, H. F., & Guerrero, B. J. A. (2009). *Aplicación de películas comestibles a base de quitosano y mucílago de nopal en fresa (Fragaria ananassa) almacenada en refrigeración*. Universidad de las Americas Puebla.
- Sakr, E. A.E., Massoud, M. I., & Ragaei, S. (2021). *Food wastes as natural sources of lactic acid bacterial exopolysaccharides for the functional food industry: A review. International Journal of Biological Macromolecules*, 189, 232-241.
<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.08.135>.
- Salazar, Q. (2021). *Formulación y caracterización de la cinética de hinchamiento de hidrogeles de gelatina con inulina y fructooligosacárido*.
<http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/112053/TEsis%20Quetzali-Salazar-Mireles-MCS2021.pdf?sequence=1>
- Samoradan, S., Parkin, K. L., & Fennema, O. R. (2010). *Química de los alimentos* (3ra ed.).Acribia.
- Serway, R. A., & Jewett, J. (2008). *Física para ciencias e ingeniería* (Septima).
- Sharma, S. K., Mulvaney, S. J., & Rizvi, S. S. H. (2003). *Ingeniería de los alimentos: operaciones unitarias y prácticas de laboratorio* (M. A. Hernández Cuapio, Trans.). Limusa Wiley.
- Shree, P., Kant Singh, C., Sodhi, K. K., Surya, J. N., & Singh, D. K. (2023). *Biofilms: Understanding the structure and contribution towards bacterial resistance in antibiotics. Medicine in Microecology*, 16.
<https://doi.org/10.1016/j.medmic.2023.100084>.
- Simkova, K., Veberic, R., Hudina, M., Grohar, M. C., Pelacci, M., Smrke, T., Cvelbar Weber, N., & Jakopic, J. (2024). *Non-destructive and destructive physical measurements as indicators of sugar and organic acid contents in strawberry fruit during ripening. Scientia Horticulturae*, 327. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2024.112843>
- Singh, P., Saini, P., Dubey, S., Srivastava, U., Singh, A., Kaur, D., & Choudhary, R. (2020). *Microencapsulation of Probiotics by Exopolysaccharides-sodium Alginate and Evaluation of their Survival in Simulated GI Conditions. Current Nutrition & Food Science*, 16. 10.2174/1573401316666200123095452
- Singh, S., Singh, N. P., Mahajan, B.V.C., & Singh Sidhu, G. (2021, Marzo). *Response of strawberry fruits to low temperature and ambient storage conditions. Indian Journal*

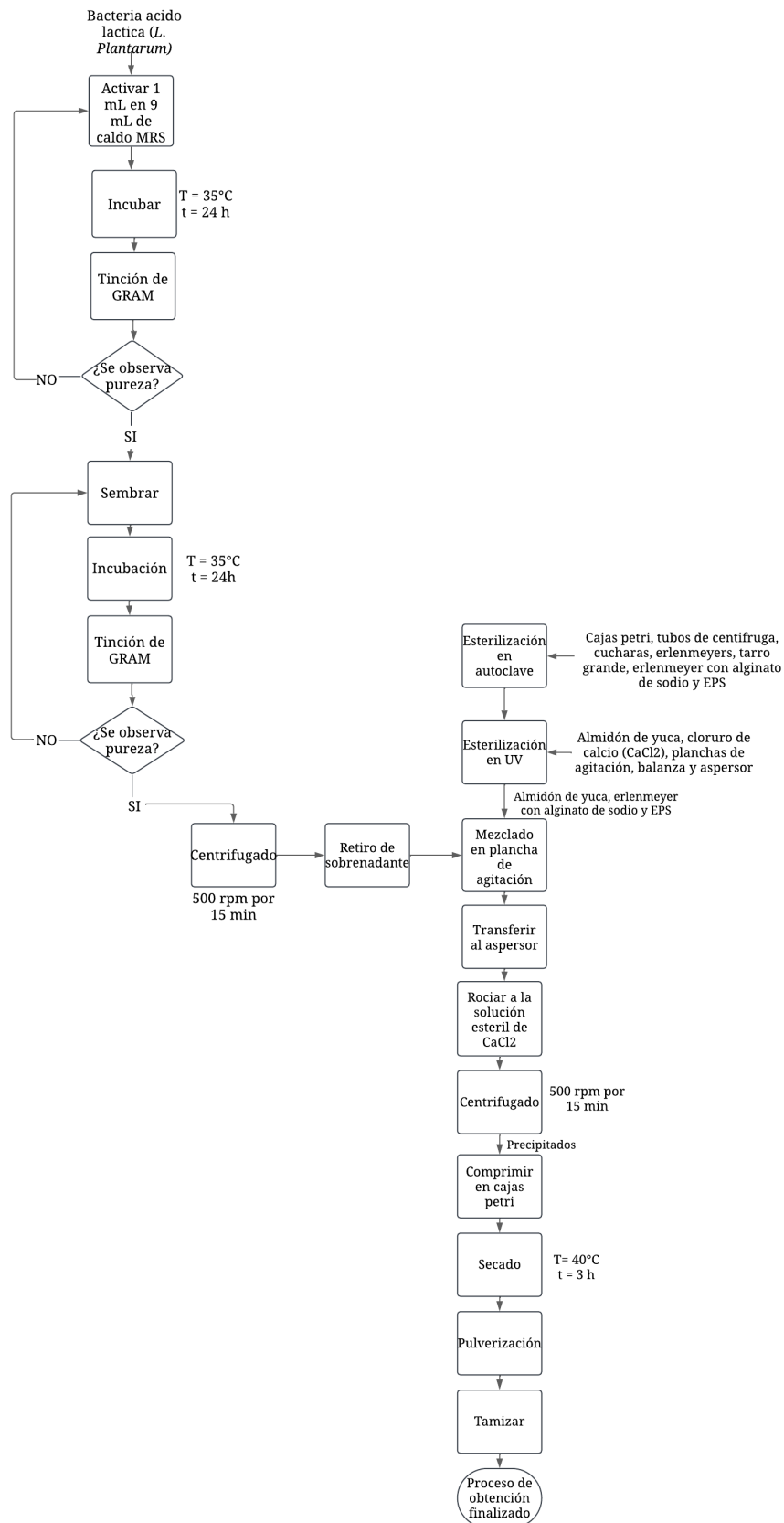
- of Horticulture*, 78(1), 111-117. 10.5958/0974-0112.2021.00015.3
- Solis, L. V. (2020). *FORMACIÓN DE BIOPELÍCULAS EN LA INDUSTRIA DE ALIMENTOS ASOCIADOS A Listeria monocytogenes. REVISIÓN DE LITERATURA.*
- Tavares, T. S., Rocha, D. I., Queiroz, E. d. R., Patto de Abreu, C. M., de Oliveira, A. M., & de Oliveira Junior, E. N. (2019, Junio). *Chitosan coatings in the maintenance of strawberry quality during refrigerated storage. Brazilian Journal of Development*, 5(6), 5434-5448. 10.34117/bjdv5n6-081
- Tanzi, M. C., Farè, S., & Candiani, G. (2019). *Foundations of Biomaterials Engineering. Elsevier Science.*
- Trinh, K. T., & Glasgow, S. (2012, Septiembre). *ON THE TEXTURE PROFILE ANALYSIS TEST.*
- Ulloa, E., & Jiménez, A. (2024). Estadística y probabilidad. Obtenido de https://pea.ucr.ac.cr/wpcontent/uploads/2024/04/FOLLETO_ESTADISTICA_PEA-2.pdf
- Universidad Nacional del Nordeste. (2006). Trabajo Práctico N° 4 Medios de Cultivo. <http://www.biologia.edu.ar/microgeneral/tp4.pdf>
- Valtek diagnostics. (2018, Enero 23). Agar papa destroza (PDA). <https://www.valtek.cl/wp-content/uploads/2020/02/Agar-Papa-Dextrosa-PDA-Versi%C3%B3n-3-Valtek-1.pdf>
- Valtek diagnostics. (2021, Agosto 19). Agar Plate Count. <https://www.valtek.cl/wp-content/uploads/2020/02/Agar-Plate-Count-285-280-Valtek-version-1.pdf>
- Vélez Bravo, K. C. (2015, Enero). *Efecto de la aplicación de un recubrimiento a base de gelatina y ácido cítrico en la vida útil de las fresas (Fragaria Vesca L) de las fresas.* <https://core.ac.uk/download/157800224.pdf>
- Villán Larios, D. C., & Cañizares Ovallos, J. A. (2018). *OBTENCIÓN DE EXOPOLISACÁRIDOS UTILIZANDO BACTERIAS AISLADAS DE BEBIDAS FERMENTADAS.* <https://repositorio.ufps.edu.co/bitstream/handle/ufps/5399/1610848%20-%201610852.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Villota, R., & Hawkes, J. G. (2006). *Reaction kinetics in food systems* (2da edición ed.). <https://doi.org/10.1201/9780429449734-3>
- Walait, M., Rehman, H., & Anees, K. (2023). *Edible biofilms and coatings; its*

characterization and advanced industrial applications. Natural Resources for Human Health, 3(1), 28-37. <https://doi.org/10.53365/nrfhh/149622> eISSN: 2583-1194

Zayas, J. F. (1997). *Water holding capacity of proteins. Funcionality of Proteins in Food*, 76-133.

Zhao, D., Jiang, J., Liu, L., Wang, S., Ping, W., & Ge, J. (2021). *Characterization of exopolysaccharides produced by Weissella confusa XG-3 and their potential biotechnological applications. International Journal of Biological Macromolecules*, 178, 306-315. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.02.182>

12. ANEXOS



Anexo 1. Proceso de elaboración de microencapsulados con *L. plantarum*

