

**SÍNTESIS DE BIOPELÍCULAS A PARTIR DE ALMIDÓN DE YUCA-
HIDROLATO DE LA HOJA DE TABACO (*Nicotiana tabacum*) PARA LA
CONSERVACIÓN DE LA FRESA (*Fragaria sp. variedad Albión*)**

JULIETH TATIANA SALAMANCA TORRES

**Trabajo de investigación presentado como requisito para optar al título de
Químico(a)**

Tutores

JOSÉ HERNANDO QUINTANA MENDOZA

Magister

UNIVERSIDAD DE PAMPLONA

DIANA ALEXANDRA TORRES SÁNCHEZ

Doctora

UNIVERSIDAD DE PAMPLONA



**UNIVERSIDAD DE PAMPLONA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
DEPARTAMENTO DE QUÍMICA
PAMPLONA, COLOMBIA
2024**

DEDICATORIA

A mis padres, les expreso mi agradecimiento sincero por el amor incondicional, la paciencia interminable y el aliento constante que me brindaron a lo largo de mi trayectoria académica. Su dedicación y valores han sido una constante fuente de inspiración a lo largo de mi vida. Llegar hasta este punto en mi camino académico es un testimonio de su influencia y apoyo constante.

A mis queridos hermanos, quiero reconocer su presencia inquebrantable en los momentos en que más los necesitaba. Siempre estuvieron dispuestos a ofrecer su ayuda cuando sentía que no podía más. Su constante apoyo ha sido un pilar fundamental en mi desarrollo tanto académico como personal.

A mis amigos, les estoy agradecido por las risas compartidas y los momentos inolvidables que hemos vivido juntos. Cada experiencia alegre y cada desafío superado en compañía de ustedes ha sido un sólido soporte en mi travesía académica. El compañerismo que compartimos ha hecho que incluso los momentos más difíciles sean más llevaderos.

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a Dios, por su guía y fortaleza a lo largo de este viaje académico. Su gracia ha sido mi fuente de inspiración y fortaleza, permitiéndome superar los desafíos y alcanzar este importante logro en mi vida.

A mi familia, mi pilar fundamental, les expreso mi profundo agradecimiento. Su amor incondicional, apoyo constante y sacrificios han sido el impulso detrás de cada paso que he dado en este camino.

A mis tutores, José Hernando Quintana y Diana Alexandra Torres, les agradezco sinceramente por su orientación experta, sabios consejos y dedicación inquebrantable. Su experiencia y paciencia fueron esenciales para mi crecimiento académico y la culminación de este proyecto.

A mis amigos, quienes han compartido risas, aliento y comprensión a lo largo de esta travesía, les estoy agradecida.

CONTENIDO

DEDICATORIA	2
AGRADECIMIENTOS	3
CONTENIDO	4
LISTA DE TABLAS	10
LISTA DE FIGURAS	12
LISTA DE ECUACIONES	14
LISTA DE ABREVIATURAS	16
RESUMEN	17
ABSTRACT	18
INTRODUCCIÓN	19
1. MARCO REFERENCIAL	21
1.1 Biopolímeros	21
1.2 Clasificación de biopolímeros	21
1.3 Ejemplos de biopolímeros	22
1.3.1 Lignina	22
1.3.2 Celulosa	23
1.3.3 Hemicelulosa	23
1.3.4 Ácido hialurónico	23
1.3.5 Polihidroxialcanoatos (PHA)	24

1.4 Aplicaciones de los biopolímeros	24
1.4.1 Envases biodegradables	24
1.4.2 Medicina y farmacia	24
1.4.3 Industria alimentaria	25
1.4.4 Biocombustibles	25
1.4.5 Industria cosmética	25
1.5 Almidón	26
1.6 Composición del almidón	26
1.7 Características del almidón	28
1.7.1 Propiedades físicas	28
1.7.2 Comportamiento térmico	28
1.7.3 Biodegradabilidad	28
1.7.4 Modificación química	29
1.7.5 Características sensoriales	29
1.8 Fuentes extracción de almidón	29
1.9 Yuca	32
1.10 Producción de la yuca	34
1.11 Hoja de tabaco	36
1.12 Componentes de la hoja de tabaco	36
1.13 Potencialidades	38
1.13.1 Producción de bioproductos	38
1.13.2 Bioenergía	38
1.13.3 Control de plagas	38

1.14 Producción de la hoja de tabaco	38
1.15 Tratamiento poscosecha	39
1.16 Aplicaciones	40
1.16.1 Inhibición del crecimiento microbiano	40
1.16.2 Control de maduración	40
1.16.3 Reducción de pérdida de peso	40
1.17 Alimentos poscosecha	41
1.18 Fresa	41
1.19 Fisiología de la fresa	43
1.20 Características	43
1.20.1 Forma y tamaño	43
1.20.2 Color	43
1.20.2 Textura	43
1.20.3 Aroma y sabor	44
1.20.4 °Brix	44
1.21 Producción	44
1.22 ATR-FTIR	45
1.23 TGA	45
1.24 Permeabilidad del agua	46
1.25 Propiedades mecánicas	46
2. OBJETIVOS	47
2.1 Objetivo general	47

2.2 Objetivos específicos	47
3. METODOLOGÍA	48
3.1 Reactivos	48
3.2 Materiales y equipos	48
3.3 Procedimiento	49
3.4 Recolección residuos de la yuca	49
3.5 Extracción del almidón	50
3.6 Determinación de amilosa y amilopectina	51
3.7 Morfología del almidón	51
3.8 Caracterización del almidón	52
3.8.1 ATR-FTIR	52
3.8.2 TGA	52
3.9 Recolección del tabaco	52
3.10 Preparación del hidrolato	52
3.11 Caracterización del hidrolato	53
3.11.1 ATR-FTIR	53
3.11.2 UV-VIS	53
3.11.3 CG-MS	54
3.12 Síntesis de biopelículas	54
3.13 Caracterización de las biopelículas	55
3.13.1 ATR-FTIR	55
3.13.2 UV-VIS	55

3.13.2 TGA	55
3.13.3 Permeabilidad del agua en biopelículas	55
3.14 Grosor biopelícula	56
3.15 Efecto de respiración de las fresas con biopelícula por inmersión	56
3.15.1 Control-fresas descomposición	56
3.15.2 Control-fresas estado de maduración 2	56
3.16 Caracterización control de Fresas	57
3.16.1 ATR-FTIR	57
3.16.2 UV-VIS	57
3.16.3 UV-VIS	58
4. RESULTADOS Y ANÁLISIS	59
4.1 Recolección de los residuos	59
4.2 Extracción del almidón	62
4.3 Determinación de amilosa y amilopectina	63
4.4 Morfología del almidón	65
4.5 Caracterización	67
4.5.1 ATR-FTIR del almidón	67
4.5.2 TGA del almidón	68
4.6 Preparación del hidrolato de la hoja de tabaco	69
4.7 Caracterización	70
4.7.1 ATR-FTIR del hidrolato de la hoja de tabaco	70
4.7.2 UV-VIS del hidrolato de la hoja de tabaco	73
4.7.3 CG-MS del hidrolato de la hoja de tabaco	75

4.8 Síntesis de biopelículas	79
4.9 Caracterización	80
4.9.1 ATR-FTIR de las biopelículas	80
4.9.2 TGA de las biopelículas	82
4.9.3 UV-VIS biopelículas	83
4.10 Permeabilidad del agua	84
4.11 Espesor biopelícula	86
4.12 Efecto respiración de las fresas con biopelículas por inmersión	87
4.13 Control-fresas descomposición	87
Color, pH y °Brix	89
Caracterización UV-VIS fresas en descomposición	91
4.14 Control-Fresas estado de maduración 2	92
Color	95
pH	98
°Brix	99
Caracterización UV-VIS fresas en estado de maduración 2	100
Caracterización ATR-FTIR para los sépalos de las fresas	101
CONCLUSIONES	104
RECOMENDACIONES	105
BIBLIOGRAFÍA	106
ANEXOS	124
ANEXO A	124
ATR-FTIR fibra de los residuos de yuca	124

ATR- FTIR de los trozos de residuos de yuca	125
ATR-FTIR pericarpio interno de los residuos de la yuca	126

LISTA DE TABLAS

<i>Tabla 1. Fuentes de extracción del almidón (Aguilar, 2016; Chemical et al., 2014; El Tipo de Almidón y Su Efecto En La Granulación - All About Feed ES - Puerta a La Industria Global de Alimentación, 2015; Germania et al., 2016; Granados et al., 2014; Villarroel Heise et al., 2018)</i>	<i>29</i>
<i>Tabla 2. Indicadores de producción de la yuca (MADR, 2021a)</i>	<i>34</i>
<i>Tabla 3. Aplicaciones del almidón de yuca con adiciones de otros materiales (Aristizábal & Sánchez, 2007).....</i>	<i>35</i>
<i>Tabla 4. Aplicaciones de los polifenoles (Zou et al., 2021).....</i>	<i>37</i>
<i>Tabla 5. Indicadores de producción de la hoja de tabaco (Agronet, 2013; MADR, 2019)</i>	<i>39</i>
<i>Tabla 6. Alimentos poscosecha (Yahia, 2001).....</i>	<i>41</i>
<i>Tabla 7. Fisiología de la fresa (Gutierrez & Gladys, 2014)</i>	<i>43</i>
<i>Tabla 8. Asignación de bandas del almidón.....</i>	<i>68</i>
<i>Tabla 9. Asignación de bandas de la hoja de tabaco.....</i>	<i>71</i>
<i>Tabla 10. Análisis de los picos del cromatograma del hidrolato de la hoja de tabaco.....</i>	<i>77</i>
<i>Tabla 11. Matriz de estudio biopelículas.</i>	<i>79</i>
<i>Tabla 12. Asignación de bandas de las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco</i>	<i>81</i>
<i>Tabla 13. Temperatura y % de pérdida de masa para las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco</i>	<i>83</i>
<i>Tabla 14. WVP para las biopelículas a base de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco.....</i>	<i>86</i>
<i>Tabla 15. Color CIELAB L, a y b, y pH-°Brix para las fresas en descomposición</i>	<i>91</i>
<i>Tabla 16. Medias del porcentaje de pérdida de peso del control de fresas maduración 2.....</i>	<i>94</i>
<i>Tabla 17. Medias de las coordenadas de color CIELAB para las fresas con y sin biopelícula.....</i>	<i>98</i>
<i>Tabla 18. Asignación de bandas fibra de los residuos de yuca</i>	<i>125</i>

<i>Tabla 19. Asignación de bandas los trozos de residuos de yuca</i>	<i>126</i>
<i>Tabla 20. Asignación de bandas pericarpio interno de los residuos de la yuca</i>	<i>127</i>

LISTA DE FIGURAS

<i>Figura 1. Clasificación de biopolímeros (Valero-Valdivieso et al., 2013)</i>	<i>22</i>
<i>Figura 2. Estructura amilosa (Almidón et al., 2019).....</i>	<i>27</i>
<i>Figura 3. Estructura amilopectina (Almidón et al., 2019).....</i>	<i>27</i>
<i>Figura 4. Diagrama de caja con el porcentaje de almidón de diferentes fuentes de almidón. (Elaboración propia) 31</i>	
<i>Figura 5. Diagrama de caja con el porcentaje de a de diferentes fuentes de amilosa (Elaboración propia).....</i>	<i>32</i>
<i>Figura 6. Planta, raíz y biomoléculas de la yuca. Figura adaptada por el autor, basada en información proporcionada por (Khanpanuek et al., 2022; (Almidón et al., 2019)</i>	<i>33</i>
<i>Figura 7. Polifenoles de la hoja de tabaco. Figura adaptada por el autor, basada en información proporcionada por (Lu et al., 2023).....</i>	<i>37</i>
<i>Figura 8. Planta de la fresa (Kutlu, 2023)</i>	<i>42</i>
<i>Figura 9. Estados de maduración de la fresa (Gutierrez & Gladys, 2014)</i>	<i>42</i>
<i>Figura 10. Producción de fresa en Colombia (Agronet, 2013; MADR, 2021b).....</i>	<i>45</i>
<i>Figura 11. Diagrama general de la metodología</i>	<i>49</i>
<i>Figura 12. Ubicación recolección fresas Mutiscua-Norte de Santander.....</i>	<i>57</i>
<i>Figura 13. Puestos plaza de mercado Pamplona</i>	<i>59</i>
<i>Figura 14. Condiciones de la yuca. A. Yuca con corteza-B. Pulpa de la yuca-C. Residuos de la yuca.....</i>	<i>60</i>
<i>Figura 15. Diagrama de caja y bigotes (Peso inicial de la yuca, peso de la pulpa).....</i>	<i>61</i>
<i>Figura 16. Diagrama caja y bigotes. A. Peso pulpa de los residuos yuca, B. Peso pulpa, C. Peso trozos yuca, D. Peso trozos yuca secos.</i>	<i>62</i>
<i>Figura 17. Curva calibración amilosa</i>	<i>64</i>
<i>Figura 18. Porcentaje de amilosa y amilopectina para las muestras de almidón.</i>	<i>65</i>
<i>Figura 19. Muestras de almidón a través de una micrografía de 40X. A. A1M1-B. A2M1-C. A3M1-D. A5M1-E. A6M1 y F. A7M1.....</i>	<i>66</i>
<i>Figura 20. ATR-FTIR del almidón.....</i>	<i>67</i>
<i>Figura 21. TGA del almidón de yuca</i>	<i>69</i>
<i>Figura 22. Preparación del hidrolato</i>	<i>70</i>
<i>Figura 23. ATR-FTIR para la hoja tabaco antes y después del hidrolato</i>	<i>71</i>

<i>Figura 24. A-B. PCA en 2D y 3D, C. ATR-FTIR para la réplica 7 sin derivar, C. ATR-FTIR para la réplica 7 derivada.</i>	73
<i>Figura 25. Espectro uv-vis de la muestra T1 del hidrolato de tabaco.....</i>	74
<i>Figura 26. Diagrama de caja y bigotes de las bandas UV-VIS hidrolatos de la hoja de tabaco.....</i>	75
<i>Figura 27. Cromatograma hidrolato de la hoja de tabaco</i>	76
<i>Figura 28. Biopelículas obtenidas matriz de estudio.</i>	80
<i>Figura 29. ATR-FTIR de las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco</i>	81
<i>Figura 30. TGA de las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco</i>	82
<i>Figura 31. Diagrama caja y bigotes de las bandas UV-VIS de las biopelículas almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco.....</i>	84
<i>Figura 32. Promedio de los pesos (g) frente a el tiempo (h) para las biopelículas</i>	85
<i>Figura 33. Diagrama de cajas grosor de biopelículas matriz de estudio.</i>	87
<i>Figura 34. Fresas diferente estado de maduración.</i>	88
<i>Figura 35. Control de fresas después de cinco días.</i>	88
<i>Figura 36. Diagrama de caja y bigotes-% pérdida de peso fresas diferentes estados de maduración.....</i>	89
<i>Figura 37. Espacio de color CIELAB (L,a, b) (Robayo, 2018)</i>	90
<i>Figura 38. Espectro UV-VIS del líquido de la fresa</i>	92
<i>Figura 39. Fresas estado de maduración 2.</i>	93
<i>Figura 40. Control fresas sin biopelícula y con biopelícula.</i>	93
<i>Figura 41. Diagrama de caja y bigotes porcentaje pérdida de peso control fresas maduración 2.</i>	94
<i>Figura 42. Fresa con hongo sin biopelícula.....</i>	95
<i>Figura 43. Diagrama de caja y bigotes de espacio de color CIELAB coordenada L para las fresas con y sin biopelícula</i>	96
<i>Figura 44. Diagrama de caja y bigotes de espacio de color CIELAB coordenada a para las fresas con y sin biopelícula</i>	97
<i>Figura 45. Diagrama de caja y bigotes de espacio de color CIELAB coordenada a para las fresas con y sin biopelícula</i>	98

<i>Figura 46. Gráfica que representa la media de los pH reportados para las fresas con y sin biopelícula registrados en los siete días de duración.....</i>	<i>99</i>
<i>Figura 47. Gráfica que representa la media de los °Brix reportados para las fresas con y sin biopelícula registrados en los siete días de duración.....</i>	<i>100</i>
<i>Figura 48. Gráfica que representa la media de las absorbancias de los líquidos de la fresa registrados en los siete días de duración.....</i>	<i>101</i>
<i>Figura 49. Dendrograma para los sépalos de las fresas con y sin biopelícula</i>	<i>102</i>
<i>Figura 50. ATR-FTIR de la fibra de los residuos de yuca</i>	<i>124</i>
<i>Figura 51. ATR-FTIR de los trozos de residuos de yuca</i>	<i>126</i>
<i>Figura 52. ATR-FTIR pericarpio interno de los residuos de la yuca</i>	<i>127</i>

LISTA DE ECUACIONES

<i>Ecuación 1. Porcentaje eficiencia (Delta, 2020).....</i>	<i>61</i>
<i>Ecuación 2. Permeabilidad de vapor del agua (Cazón et al., 2022).....</i>	<i>85</i>

LISTA DE ABREVIATURAS

Abreviatura	Término
FTIR	Fourier-transform infrared spectroscopy
ATR	Attenuated total reflectance
SEM	Scanning electron microscopy
TGA	Thermogravimetric análisis
GC	Gas chromatography
MS	mass spectrometry
UV-VIS	Ultraviolet–visible spectroscopy

LOS DATOS UTILIZADOS PARA CONSTRUIR EN LA FIGURA 4 Y 5 SON DE SU AUTORÍA? CÓMO CÁLCULO LA BARRA DE ERROR ?

RESUMEN

En la presente investigación se emplearon los residuos de yuca, una fuente que contribuye al manejo inadecuado en la poscosecha. Así mismo, se utilizaron las hojas de tabaco, las cuales han experimentado una disminución en el mercado debido a sus propiedades tóxicas; no obstante, destaca por sus capacidades antioxidantes, lo que la convierte en un material de interés para el estudio poscosecha.

Con el objetivo de aprovechar de manera eficiente los recursos, se procedió a la extracción de almidón a partir de los residuos de yuca, obteniendo un rendimiento del 81,6%. El almidón obtenido se evidenció un contenido de 17,03% de amilosa y 82,96% de amilopectina. La caracterización de este almidón se llevó a cabo mediante técnicas de análisis TGA y ATR-FTIR. En paralelo, se realizó la obtención y caracterización del hidrolato de tabaco. Este hidrolato se caracterizó mediante UV-VIS, ATR-FTIR y CG-MS. Los resultados demostraron la ausencia de nicotina en el hidrolato de tabaco, consolidando así su perfil y propiedades específicas.

Posteriormente, se procedió a la síntesis de biopelículas utilizando el almidón de los residuos de yuca y el hidrolato de la hoja de tabaco. La caracterización detallada de estas biopelículas se llevó a cabo mediante técnicas TGA, ATR-FTIR y UV-VIS, destacando su actividad antioxidante. Finalmente, se realizaron pruebas de aplicación de estas biopelículas en fresas, evidenciando que conservó parámetros como el pH, color, °Brix y compuestos químicos. Este hallazgo muestra una prolongación de la vida útil de las fresas.

Palabras Claves: Poscosecha, biopelícula, antioxidante.

ABSTRACT

In the present investigation, cassava residues were used, a source that contributes to inadequate post-harvest management. Likewise, tobacco leaves were used, which have experienced a decrease in the market due to their toxic properties; However, it stands out for its antioxidant capacities, which makes it a material of interest for post-harvest study.

With the aim of efficiently using resources, starch was extracted from cassava residues, obtaining a yield of 81.6%. The starch obtained showed a content of 17.03% amylose and 82.96% amylopectin. The characterization of this starch was carried out using TGA and ATR-FTIR analysis techniques. At the same time, the obtaining and characterization of the tobacco hydrosol was carried out. This hydrosol was characterized by UV-VIS, ATR-FTIR and CG-MS. The results demonstrated the absence of nicotine in the tobacco hydrosol, consolidating its profile and specific properties.

Subsequently, the synthesis of biofilms was carried out using the starch from cassava residues and the hydrosol from tobacco leaves. The detailed characterization of these biofilms was carried out using TGA, ATR-FTIR and UV-VIS techniques, highlighting their antioxidant activity. Finally, application tests of these biofilms were carried out on strawberries, showing that they retained parameters such as pH, color, °Brix and chemical compounds. This finding shows an extension of the useful life of the strawberries.

Keywords: *Postharvest, biofilm, antioxidant.*

INTRODUCCIÓN

En la actualidad, se registra una considerable pérdida de frutas debido a la falta de un adecuado conocimiento de la etapa poscosecha, la cual puede manifestarse en cualquier fase del proceso de comercialización, ya sea durante la cosecha, recolección, distribución o adquisición por parte del consumidor (Cando Chasiloa & Gallardo Guanoquiza, 2020). En el año 2018, Colombia experimentó una pérdida del 40% en verduras y frutas, dentro estas últimas, las fresas que son una fruta no climatérica presentaron una pérdida del 50% en el manejo poscosecha, debido a que no alcanza su maduración fuera de la planta, afectando así su vida poscosecha (Científi et al., 2019).

Como respuesta a este desafío, se ha notado un crecimiento en el desarrollo de recubrimientos comestibles para frutas y verduras. Estos recubrimientos se elaboran a partir de polisacáridos, proteínas y antioxidantes, con el objetivo de crear empaques con propiedades mecánicas mejoradas. Este mecanismo busca conservar las frutas y verduras al establecer una barrera física para los gases, generando así una atmósfera que reduce el O_2 y aumenta la concentración de CO_2 (Lorena et al., 2010).

A pesar de las propiedades tóxicas del tabaco, el aprovechamiento de sus hojas ha disminuido. Sin embargo, estas hojas poseen propiedades antioxidantes (Vazquez Briones M.C. & Guerrero Beltrán J.A., 2013), lo que las convierte en un material prometedor.

En este contexto, se emplearon los residuos del despunte de la yuca, recolectados en la plaza de mercado de Pamplona, para obtener el almidón y, hojas de tabaco para adquirir propiedades antioxidantes. Se planteó una ruta sintética para desarrollar un recubrimiento. En la

síntesis, se extrajo el almidón y un hidrolato a base de las hojas de tabaco, con el objetivo de conservar la vida útil de las fresas. Este material se caracterizó mediante técnicas como UV-VIS, TGA, ATR-FTIR Y GC-MS.

Posteriormente, se aplicaron estas biopelículas por inmersión de las fresas y se llevó a cabo un control de color, pH, °Brix, y se caracterizó mediante UV-VIS y ATR-FTIR, logrando así prolongar su vida útil.

1. MARCO REFERENCIAL

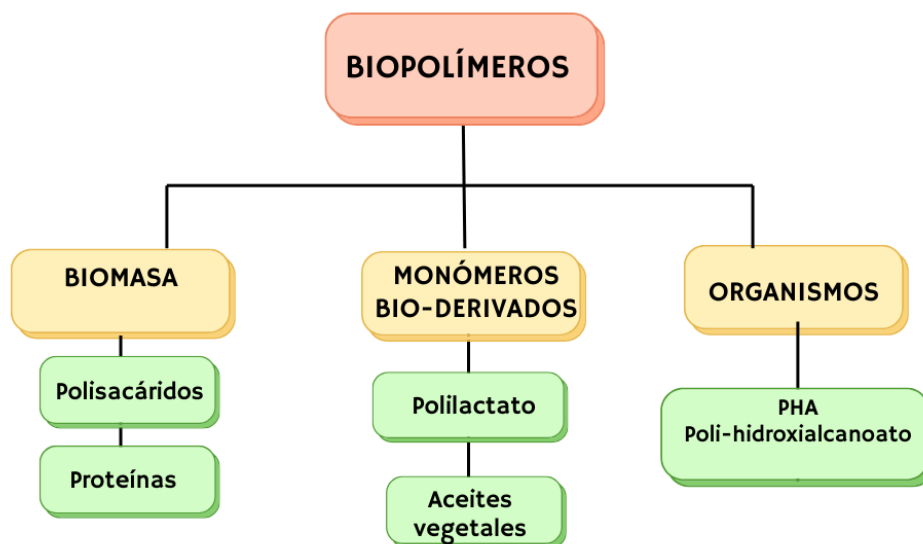
1.1 Biopolímeros

Los biopolímeros son macromoléculas formadas por polisacáridos, ácidos nucleicos o proteínas que presentan una alta masa molecular y se organizan en cadenas largas, adquiriendo una estructura tridimensional con propiedades físicas y químicas específicas para cada estructura (Zabidi et al., 2022). Se pueden obtener de fuentes naturales como la celulosa o almidón, o mediante procesos biológicos a partir de recursos naturales (Song et al., 2009).

Estos son biocompatibles lo que los hace adecuados para el uso de aplicaciones médicas y también biodegradables, lo que significa que pueden descomponerse por microorganismos o enzimas en el medio ambiente (Singh et al., 2023). Estas características contribuyen a reducir la contaminación y las emisiones de gases como el CO₂, ayudando a preservar el medio ambiente (V.A.R.Barao et al., 2022). La diversidad de componentes presentes en los biopolímeros les confiere una amplia gama de aplicaciones en la industria. (Joana Rodríguez Sepúlveda & Eduardo Orrego Alzate, 2016).

1.2 Clasificación de biopolímeros

La clasificación de los biopolímeros se realiza en función de su origen, como se muestra en la figura 1.



CUÁLES SON LAS VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LOS BIOPOLÍMEROS DE MONÓMEROS DE BIO-DERIVADOS FRENTE A LOS BIOPOLÍMEROS DE BIOMASA?

Figura 1. Clasificación de biopolímeros (Valero-Valdivieso et al., 2013)

Estos biopolímeros se constituyen a partir de polímeros naturales como la lignina, hemicelulosa, celulosa, ácido hialurónico, polihidroxialcanoatos (PHA) y almidón (Zarrintaj et al., 2023). A continuación, se presentará una descripción de la calidad de cada uno de estos componentes.

1.3 Ejemplos de biopolímeros

1.3.1 Lignina

La lignina es un heteropolímero presente en la pared celular de las plantas y está compuesta por tres monómeros fenilpropanoides: alcohol *p*-cumarílico (*p*-hidroxifenilo), coniferílico (guayacilo) y sinapílico (siringilo) (Maceda et al., 2021). Este biopolímero tiene diversas propiedades como la floculación, adsorción y la anticoagulación, las cuales se convierten en agentes eficaces para la eliminación de contaminantes y tratamiento de aguas residuales (Christina et al., 2024).

1.3.2 Celulosa

La celulosa es un material orgánico abundante en la tierra y renovable que tiene el potencial de ser una fuente importante de energía (Braga, 2020). Este polímero está compuesto por unidades de monómero de glucosa que se unen mediante enlaces glucosídicos, dando lugar a cadenas lineales (Benavidez M., 2014). La propiedad química fundamental de la celulosa es la capacidad en la resistencia de la hidrólisis, lo que hace que se dificulte la capacidad de romper los enlaces glucosídicos. En cuanto a sus propiedades físicas presenta baja solubilidad en solventes convencionales y rigidez. Dado que sus propiedades presentan limitaciones, hace que sea necesario mezclarla con otros polímeros (Platnieks et al., 2023). Cuando este se mezcla, puede ser utilizado en aplicaciones médicas, alimentarias y eléctricas (Gañán et al., 2017).

1.3.3 Hemicelulosa

Es un heteropolisacárido con enlaces β (1-4) glucosídicos y puntos de ramificación (1-2), (1-3) y (1-4). Su función es actuar como puente entre la celulosa y la lignina (Martinez, 2013), y es importante en procesos de fabricación de papel, biocombustibles y en la industria farmacéutica (Cristina da Silva et al., 2013).

1.3.4 Ácido hialurónico

Es un polisacárido que se encuentra naturalmente en el cuerpo humano en forma de hialuronato de sodio, es un glicosaminoglicano con diversas aplicaciones beneficiosas. Su presencia ha demostrado ser relevante en procesos como la cicatrización de heridas (Wekwejt et al., 2024). Además, el ácido hialurónico ayuda a aliviar el dolor y la reducción de la inflamación. También es utilizado en productos cosméticos, ya que ayuda a mejorar la salud cutánea y la apariencia estética (Alsaikhan, 2023).

1.3.5 Polihidroxialcanoatos (PHA)

Son poliésteres que están elaborados por diversas bacterias, abarcando tanto aquellas de tipo Gram negativo como positivo, e incluso algunas arqueas, (Egwim, 2024), dando lugar a una amplia gama de aplicaciones como la industria textil, agrícola, médica y empaques (Álvarez-da Silva, 2016).

A continuación, se presentarán algunas de las aplicaciones de estos biopolímeros en la industria.

1.4 Aplicaciones de los biopolímeros

1.4.1 Envases biodegradables

Los envases biodegradables elaborados a partir de biopolímeros son una alternativa sostenible para el medio ambiente en comparación con los envases convencionales de plástico. Estos biopolímeros, derivados de fuentes renovables como el almidón, maíz, y polihidroxialcanoatos (PHA), poseen propiedades biodegradables que permiten su descomposición natural (Yang et al., 2017).

1.4.2 Medicina y farmacia

Los biopolímeros son utilizados en la medicina para crear dispositivos biomédicos como las suturas e implantes. Teniendo la capacidad para integrarse de manera amigable con los tejidos biológicos (Bakhshandeh et al., 2023).

En la industria farmacéutica también son fundamentales, ya que contribuyen significativamente en la formulación de sistemas de liberación controlada de fármacos, mejorando la eficacia terapéutica y minimizando los efectos secundarios (Sharma et al., 2024).

1.4.3 Industria alimentaria

Los biopolímeros han sido fundamentales en la industria alimentaria por su origen natural. Estos compuestos derivados de fuentes renovables como el almidón, la celulosa y proteínas desempeñan un papel importante en el envasado de alimentos, ya que su capacidad para formar barreras efectivas contra la humedad y los gases, ha llevado a que se prolongue la vida útil en algunos alimentos (Chaudhari et al., 2023).

1.4.4 Biocombustibles

Los biopolímeros, como el almidón y la celulosa, son esenciales en la producción de biocombustibles al ser componentes clave de la biomasa, la principal materia prima. Estos polímeros orgánicos, obtenidos de fuentes renovables como cultivos y microorganismos, se emplean también en ingeniería genética para mejorar la eficiencia de la conversión de biomasa en biocombustibles (Cotidiano, 2010).

LOS DATOS UTILIZADOS PARA CONSTRUIR EN LA FIGURA 4Y 5 SON DE SU AUTORÍA? CÓMO CÁLCULO LA BARRA DE ERROR ?

1.4.5 Industria cosmética

Los biopolímeros como el ácido hialurónico son esenciales para el cuidado de la piel, ya que hidrata y mejora la elasticidad sin causar irritación. Esta cualidad es esencial para minimizar reacciones adversas en productos de cuidado cutáneo. Además, la versatilidad de los biopolímeros mejora la textura y estabilidad de los cosméticos, actuando como agentes espesantes, gelificantes, emulsionantes y estabilizadores (Gupta et al., 2022).

Otro biopolímero que se abordara con mayor profundidad en el desarrollo de esta investigación es el almidón.

1.5 Almidón

El almidón es un polisacárido de reserva presente de forma natural en el reino vegetal, este se compone por cadenas largas de glucosa, unidas entre sí, lo cual forma una estructura ramificada (Yong & Liu, 2024). Este polisacárido desempeña un papel fundamental, ya que, brinda alimento a las plantas, suministrándoles carbono y energía a lo largo de su ciclo de vida (Botticella et al., 2024). Este material tiene un papel significativo en sectores como la industria textil, farmacéutica, papelera y plástica, además en aplicaciones biomédicas. Esto se debe a que es biocompatible y biodegradable (Zhao et al., 2024). Se destaca por ser altamente sostenible para reemplazar los plásticos derivados del petróleo, gracias a su biodegradabilidad, rendimiento sobresaliente y costo accesible. Su potencial como producto es considerable, ya que su capacidad para degradarse naturalmente juega un papel crucial en la reducción de la contaminación ambiental (J. Zhang et al., 2023).

1.6 Composición del almidón

Los gránulos de almidón están compuestos por amilosa y amilopectina que forman partículas semicristalinas de diferentes tamaños (Bruntha et al., 2020). La amilosa como se observa en la figura 2, está constituida por enlaces glucosídicos α (1-4). Desempeña un papel importante en las propiedades del almidón, ya que abarca aspectos como la gelatinización de este (Wang et al., 2019), la capacidad de hinchazón, el comportamiento térmico y las características de retrogradación (Yee et al., 2021). Aunque la amilosa se encuentra mayormente en la parte amorfa del almidón, posee la capacidad de cristalizar en tres formas distintas conocidas como A, B, C y V. Los tipos A y B comparten la característica de un empaquetamiento en forma de hélice. En cuanto a su distribución, el tipo A es más prevalente en tubérculos, mientras que el B se destaca

en el almidón de papa. Por último, el tipo C es una forma cristalina que se desarrolla cuando la amilosa forma un complejo con un ligando específico (Mokhtari et al., 2024).

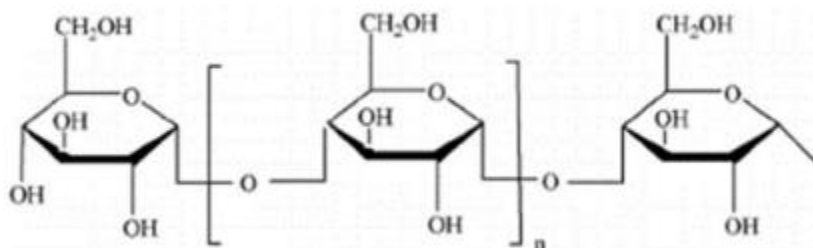


Figura 2. Estructura amilosa (Almidón et al., 2019) **REVISAR LA CITA**

En la figura 3, se presenta la estructura de la amilopectina, un polisacárido semicristalino caracterizado por su configuración ramificada unida mediante enlaces α -1,4-glucosídicos. Además, tiene la capacidad de conectarse con otras cadenas mediante enlaces α -1,6-glucosídicos, formando así una estructura ramificada (Amaya-Pinos, 2018). Esta macromolécula se destaca por ser una de las más extensas en la naturaleza, por su estructura altamente ramificada (Chen et al., 2023).

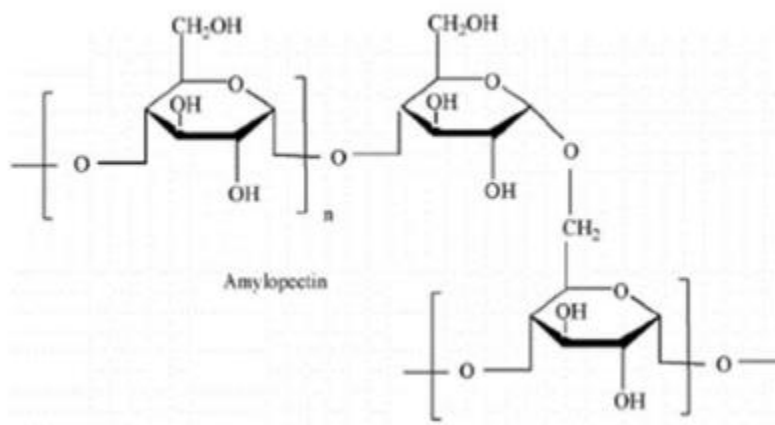


Figura 3. Estructura amilopectina (Almidón et al., 2019)

La proporción de estos biopolímeros varía según el tipo de almidón utilizado, siendo comúnmente alrededor del 25% de amilosa y 75% de amilopectina (Valero-Valdivieso et al., 2013).

1.7 Características del almidón

1.7.1 Propiedades físicas

Las propiedades del almidón son diversas y desempeñan un papel fundamental en varias aplicaciones. Su estructura granular y molecular es esencial para estas características. Destaca por su habilidad para formar geles, lo que lo convierte en un espesante valioso. Además, actúa como agente de retención de agua, mejorando tanto la textura como la vida útil de diversos productos (Yaruro Cáceres, 2018).

1.7.2 Comportamiento térmico

Es un factor fundamental que influye en aplicaciones industriales y culinarias. Durante el aumento de temperatura, el almidón experimenta transformaciones notables en sus propiedades físicas y químicas. Como la gelatinización, retrogradación y la desnaturalización proteica (Hern, 2015).

1.7.3 Biodegradabilidad

Esta es una propiedad esencial que tiene el almidón, lo que hace que sea amigable con el medio ambiente. Al ser un polisacárido natural, puede descomponerse biológicamente a través de microorganismos y enzimas presentes en el entorno, convirtiéndose en un componente más simple con la glucosa. Este proceso reduce la acumulación de residuos no biodegradables (Moreno-Morales, 2023).

1.7.4 Modificación química

La modificación química del almidón es un proceso que busca mejorar y personalizar ciertas propiedades del almidón. Estas modificaciones se llevan a cabo con el objetivo de ajustar las características del almidón para satisfacer las necesidades específicas de diversas aplicaciones. Por ejemplo, acetilación, oxidación y esterificación del almidón (León-Mendez et al., 2020).

1.7.5 Características sensoriales

Las características sensoriales de los alimentos están intrínsecamente relacionadas con la presencia y concentración del almidón, influyendo en textura, viscosidad y sabor de los productos finales. En términos de textura, el almidón desempeña un papel esencial al afectar la consistencia y estructura de los alimentos. La viscosidad, medida de la resistencia al flujo, se ve influenciada por el almidón, impactando en la percepción bucal y la sensación en el paladar (Rapelo et al., 2013).

1.8 Fuentes extracción de almidón

En la tabla 1, se detalla las variaciones en la composición de almidón entre diversas fuentes alimenticias, incluyendo los porcentajes de amilosa y amilopectina. Estos componentes son fundamentales para comprender las propiedades y aplicaciones específicas de cada tipo de almidón en la industria alimentaria.

Tabla 1. Fuentes de extracción del almidón (Aguilar, 2016; Chemical et al., 2014; *El Tipo de Almidón y Su Efecto En La Granulación - All About Feed ES - Puerta a La Industria Global de Alimentación*, 2015; Germania et al., 2016; Granados et al., 2014; Villarroel Heise et al., 2018)

Materiales	Tipo	% amilosa	% amilopectina
Yuca	Tubérculo	17	83
Maíz	Cereal	28	72
Trigo	Cereal	28	72
Papa	Tubérculo	21	79
Sago	Tronco	23	77

Arroz	Cereal	17	83
Legumbres	Semillas	25	75
Pasta	Cereal	20	70
Ñames	Tubérculo	20	75

En la figura 4, se presenta una comparación de los resultados de 11 artículos científicos en un diagrama de caja y bigotes, en el cual se representa el porcentaje de almidón en diferentes fuentes de extracción. Al analizar las cajas, se destaca una disminución en el contenido de almidón en la arracacha, con una media significativamente inferior en comparación con las demás muestras. La arracacha presenta una media de 13,9% de almidón, comparado con la papa y la yuca, que presentan un mayor contenido con una media de 31,7% y 33,1% respectivamente. Este patrón sugiere variaciones significativas en los niveles de almidón entre las diferentes fuentes, destacando la arracacha como la que posee un menor porcentaje promedio, mientras que la papa y la yuca muestran un rendimiento superior en términos de contenido de almidón (Brito Moína et al., 2020; Cobana & Antezana, 2008).

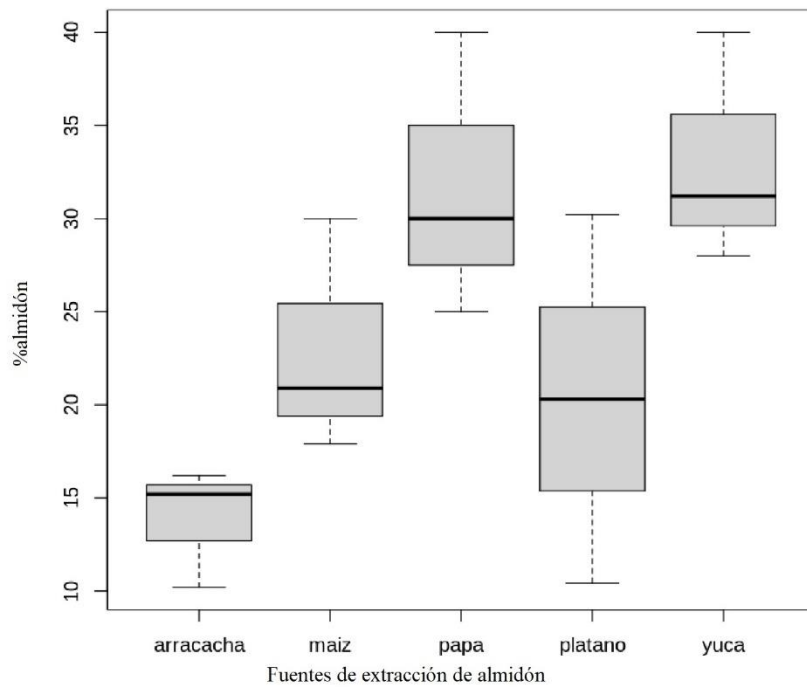


Figura 4. Diagrama de caja con el porcentaje de almidón de diferentes fuentes de almidón. (Elaboración propia)

LOS DATOS UTILIZADOS PARA CONSTRUIR EN LA FIGURA 4 SON DE SU AUTORÍA? CÓMO CÁLCULO LA BARRA DE ERROR ?

En la figura 5, se presenta una recopilación de los resultados de 11 artículos científicos en un diagrama de caja y bigotes, para el porcentaje de amilosa en diferentes fuentes de almidón. Al analizar la figura, se evidencia un contenido de amilosa más elevado en el maíz y la papa, con medias de 25,7% y 23,5% respectivamente. En comparación con la arracacha se muestra un contenido menor, registrando una media de 14,5% (Brito Moína et al., 2020; Cobana & Antezana, 2008).

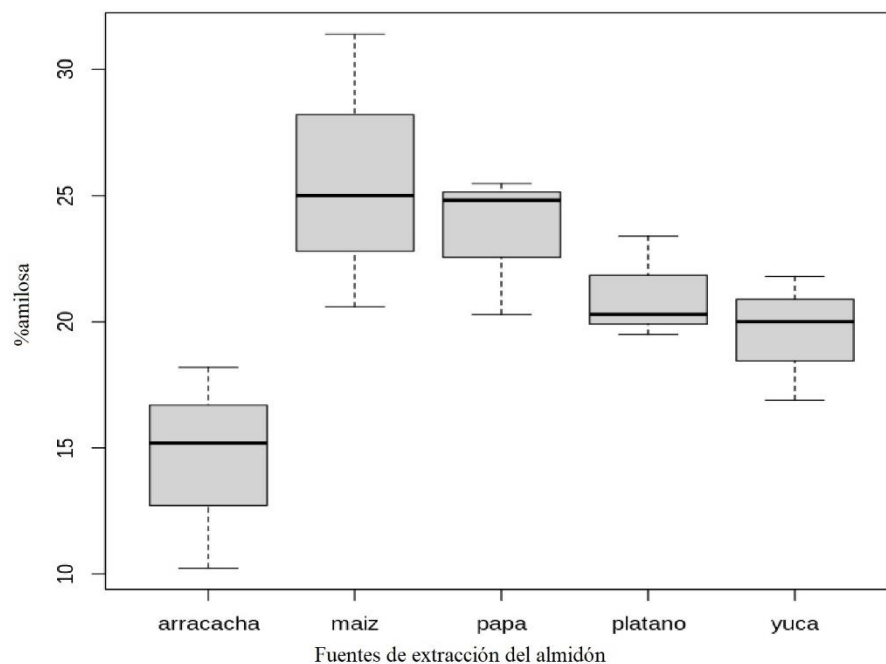


Figura 5. Diagrama de caja con el porcentaje de a de diferentes fuentes de amilosa (Elaboración propia)

De las fuentes de extracción de almidón presentadas en la tabla 1, este trabajo se centrará en la yuca (*Manihot esculenta Crantz*), siendo un tubérculo considerado una importante fuente de alimento, empleo e ingresos en comunidades agrícolas de países en desarrollo, especialmente en África, Asia y América Latina (Aristizábal & Sánchez, 2007).

1.9 Yuca

La yuca está compuesta por sustancias biológicamente activas entre las que se incluyen compuestos fenólicos, polifenoles, ácidos grasos, saponinas y otros componentes. Esta planta se caracteriza por el consumo de su raíz que está compuesta por diferentes componentes como se presenta como en la figura 6, siendo el almidón utilizado por la planta para almacenar energía por asimilación del carbono atmosférico mediante la clorofila presente en las hojas. La cáscara o corteza es dura y leñosa lo que la hace incomedible, mientras que la pulpa es rica en hidratos de carbono y azúcares (Trujillo Rivera, 2014).

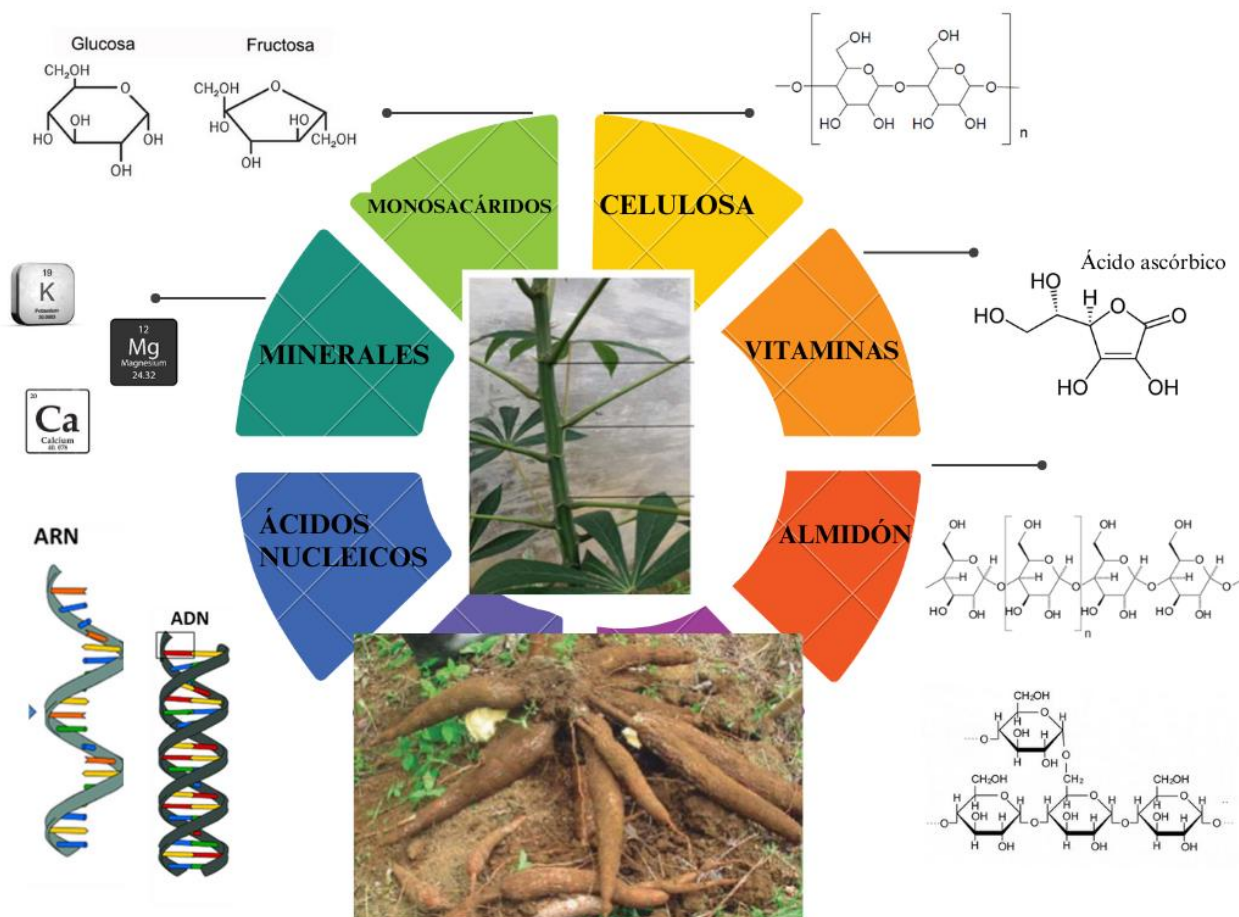


Figura 6. Planta, raíz y biomoléculas de la yuca. Figura adaptada por el autor, basada en información proporcionada por (Khanpanuek et al., 2022; (Almidón et al., 2019)

Es cultivada principalmente en regiones tropicales, cálidas y húmedas de tierras bajas, así como en zonas de altitud media en los trópicos y en subtrópicos con inviernos frescos y periodos de lluvia durante el verano (Ngatsi et al., 2024). Aunque tiene preferencia por suelos fértiles, la yuca presenta una ventaja sobre otros cultivos más rentables debido a su capacidad para desarrollarse en suelos ácidos y con baja fertilidad, así como su tolerancia a precipitaciones esporádicas o largos periodos de sequía (fao, 2002).

Los agricultores cultivan la yuca a través de la propagación vegetativa utilizando estacas o fragmentos de tallos en diversas plantaciones consecutivas. Sin embargo, esto presenta riesgos al

permitir la diseminación de plagas y enfermedades, especialmente virus y micoplasmas. Estos organismos son una limitante importante para los rendimientos y la expansión del cultivo (Suárez & Mederos, 2011). Existen dos tipos de yuca dulces y amargas. Las variedades de yucas dulces presentan bajos niveles de compuestos cianogénicos, lo que las hace aptas para el consumo directo. Por otro lado, las yucas amargas contienen niveles elevados de compuestos cianogénicos, haciéndolas tóxicas y necesitando un proceso específico antes de ser aptas para el consumo (Los, 2012).

1.10 Producción de la yuca

En la tabla 2, se presenta la tasa de producción de la yuca.

Tabla 2. Indicadores de producción de la yuca (MADR, 2021a)

Área sembrada	2015	203.677 ha
	2016	218.932 ha
	2017	214.111 ha
	2018	206.730 ha
	2019	217.725 ha
	2020	218.521 ha
Producción	2015	1.842.111 t
	2016	1.130.160 t
	2017	2.148.094 t
	2018	2.116.433 t
	2019	2.443.312 t
	2020	2.481.183 t

En el proceso de la síntesis de biopolímeros, los compuestos derivados de cada fuente de materia suelen complementarse con aditivos, como hidrolatos, que proporcionan propiedades específicas al producto final. En la tabla 3 se presentan diversas aplicaciones del almidón extraído de la raíz de la yuca con diferentes materiales aditivos.

Tabla 3. Aplicaciones del almidón de yuca con adiciones de otros materiales (Aristizábal & Sánchez, 2007)

Aplicación	Materiales aditivos (Almidón de yuca)	Utilidad
Industria cosmética	Aceites esenciales-glicerina-ácido benzoico-goma xantana-vitamina E.	Polvos faciales, talco, desodorante, cremas hidratantes, lociones corporales, pasta de dientes, esmaltes.
Industria farmacéutica	Alginatos-celulosas-quitosano-pectinas.	Tabletas, cápsulas, recubrimientos farmacéuticos.
Industria alimentaria	Estabilizantes-espesantes-emulsionantes-conservantes-aromatizantes-colorantes-proteínas-vitaminas.	Mejoran la textura, sabor, apariencia y vida útil de los alimentos.
Industria papelería	Carbonato de calcio-resinas-polímeros-poliacrilamida-peróxido de hidrógeno-dióxido de cloro.	Mejora propiedades físicas, capacidad de retención de tinta, resistencia del papel, apariencia visual, blanquear el papel.
Industria textil	Alginato de sodio-goma guar-goma xantana-celulosa microcristalina.	Mejora propiedades de los tejidos, resistencia, elasticidad, absorción de humedad.
Adhesivos	Vinagre-glicerina-bicarbonato de sodio-bórax.	Prolonga la vida útil, evita que el adhesivo se vuelva quebradizo, consistencia, más duración.
Producción de bioplásticos	Celulosa-almidón de otros cultivos-polímeros naturales(lignina-quitina)-plastificantes naturales (aceite de ricino, soya-sorbitol-glicerina.	Mejora las propiedades de los bioplásticos, flexibilidad-resistencia-durabilidad.
Alimentos procesados	Colorantes-conservantes-edulcorantes-espesantes.	Textura, consistencia, apariencia, sabor.

Sin embargo, en la literatura no se reporta agregados con la planta de tabaco, la cual en Colombia es un importante generador de empleo e ingreso para los agricultores, así como una fuente relevante de ingreso para las entidades departamentales y de divisas para el país, esta planta se adapta a terrenos pobres y con escasez de agua lo que la hace una buena alternativa(Finagro, 2018).

1.11 Hoja de tabaco

A pesar de ser considerada una planta toxica, la hoja de tabaco (*Nicotiana tabacum*) es una planta nativa de América tropical que tiene diferentes tipos de alcaloides. Esta planta es utilizada en medicina como antiasmática y en agricultura como una ayuda para combatir las plagas. Existen más de 50 especies de *Nicotiana*, entre estas se encuentran *Nicotiana tabacum* (tabaco), *Nicotiana rustica* (tabaco rústico), y *Nicotiana glauca* (tabaco moruno) (Cano et al., 2009), siendo la primera la más utilizada.

1.12 Componentes de la hoja de tabaco

Las hojas de tabaco están compuestas principalmente por componentes inorgánicos que incluyen agua, minerales y componentes orgánicos que incluyen azúcares, alcaloides, almidón, dextrinas, pigmentos, ácidos orgánicos, proteínas, nicotina y aminoácidos (Li et al., 2019). Además de esto, la hoja de tabaco es rica en polifenoles como se presenta en la figura 7, lo cual posee varias bioactividades, especialmente capacidad antioxidante, una de sus funciones beneficiosas en la salud es retrasar el envejecimiento, prevenir el cáncer y las enfermedades cardiovasculares (Y. Zhang et al., 2021). En la tabla 4 se presentan las diferentes aplicaciones de los polifenoles.

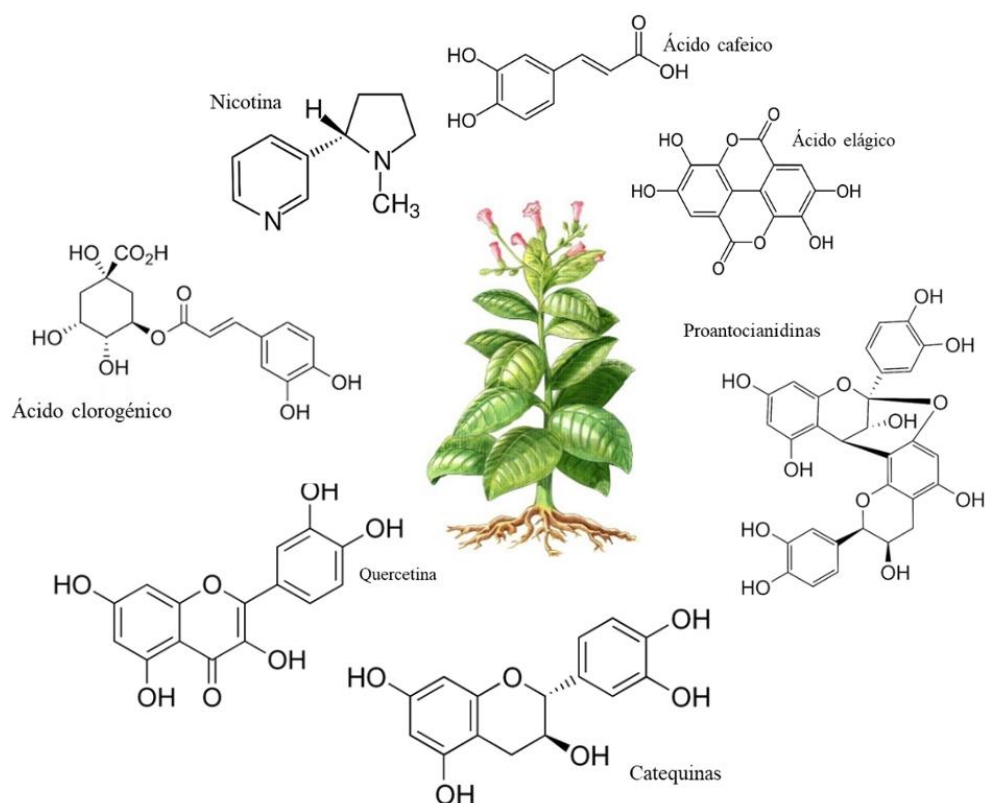


Figura 7. Polifenoles de la hoja de tabaco. Figura adaptada por el autor, basada en información proporcionada por (Lu et al., 2023)

Tabla 4. Aplicaciones de los polifenoles (Zou et al., 2021)

Aplicaciones	Beneficios
Antioxidantes	Previene enfermedades crónicas
Antiinflamatorio	Reduce la inflamación en el cuerpo
Protección cardiovascular	Reduce la presión arterial, disminuye los niveles del colesterol, mejora funciones de los vasos sanguíneos.
Regulación de azúcar en la sangre	Ayuda a personas con diabetes tipo 2.
Anticancerígeno	Inhibe el crecimiento y la propagación de las células cancerosas.
Mejora de salud cerebral	Mejora la memoria y la función cognitiva.
Tratamiento poscosecha	Conservación de la calidad-actividad antimicrobiana-reducción de estrés oxidativo-mejora las propiedades sensoriales.

1.13 Potencialidades

1.13.1 Producción de bioproductos

La hoja de tabaco actúa como biorreactor, lo que la hace potencial para diversas aplicaciones como, las vacunas, proteínas farmacéuticas, enzimas industriales, biorremediación y biocombustibles (Tita, 2021).

1.13.2 Bioenergía

La hoja de tabaco ha sido investigada como posible sustituto de combustible. A través de enfoques innovadores se ha buscado aprovechar la biomasa de estas hojas para la producción de biocombustibles, como el etanol, buscando transformar componentes celulósicos y hemicelulósicos presentes en la hoja en combustible líquido (Iverson & Dervan, 2016).

1.13.3 Control de plagas

La hoja de tabaco ha sido utilizada para el control de plagas debido a la presencia de compuestos químicos con propiedades insecticidas, siendo la nicotina uno de los alcaloides más destacados. La nicotina, aunque es conocida por sus propiedades tóxicas, se ha utilizado en la agricultura como un agente insecticida natural (*Estudio de Los Extractos de Tabaco*, 2002).

1.14 Producción de la hoja de tabaco

En Colombia la planta de tabaco ha tenido una disminución en su producción y economía por ser considerada una planta tóxica. El 5 de junio de 2019 la compañía PMI (Philip Morris International) anunció el cese de compra de hojas de tabaco a Colombia, posteriormente el 21 de agosto de 2020 la compañía BAT (British American Tobacco) tomó la misma decisión, la compañía PMI compraba el 60% en total de la producción nacional, lo que hizo que muchos

agricultores se vieran afectadas por dicho cierre (MADR, 2019). A continuación, en la tabla 5 se muestra la tasa de producción de la hoja de tabaco.

Tabla 5. Indicadores de producción de la hoja de tabaco (Agronet, 2013; MADR, 2019)

Área sembrada	2017	4.593 ha
	2018	3.905 ha
	2019	3155 ha
	2020	1796 ha
	2021	2140 ha
Producción	2017	9.536 t
	2018	8.511 t
	2019	6.608 t
	2020	3.592 t
	2021	4.016 t

Teniendo en cuenta lo anterior, algunos estudios buscan fortalecer sus propiedades mediante la incorporación de principios activos con el objetivo de desarrollar tratamientos y obtener materiales antibacteriales. En este contexto, los polifenoles desempeñan un papel crucial en el tratamiento poscosecha, destacándose por su importancia en la obtención de materiales con propiedades antimicrobianas.

1.15 Tratamiento poscosecha

Este tratamiento preserva las cualidades de los productos, para garantizar su calidad organoléptica, nutricional y mejorar la apariencia externa, actuando como puente entre la producción y el consumo (Franco et al., 2020). Además, implica la aplicación de métodos como la refrigeración, control de atmósfera y tratamiento con sustancias específicas. El objetivo principal es retardar la maduración, prevenir daños, controlar posibles patógenos y minimizar pérdidas de peso, asegurando la frescura y durabilidad hasta llegar al consumidor final (Hu et al., 2023).

1.16 Aplicaciones

Una de las primordiales aplicaciones de este tratamiento es el control efectivo de enfermedades o podredumbres que limitan la vida útil de los productos hortifrutícolas y reducen considerablemente su potencial de conservación frigorífica (Palou, 2007).

1.16.1 Inhibición del crecimiento microbiano

La inhibición del crecimiento microbiano en el tratamiento poscosecha es esencial para preservar la calidad y la seguridad de los productos agrícolas después de la cosecha. Este proceso implica la aplicación de diversas estrategias, como el uso de compuestos antimicrobianos naturales, fungicidas y bactericidas químicos, recubrimientos y películas comestibles con propiedades antimicrobianas (Zapata et al., 2018).

1.16.2 Control de maduración

El control de la maduración poscosecha constituye una serie de estrategias fundamentales para preservar la calidad y extender la vida útil de frutas y hortalizas tras su cosecha. Entre las técnicas más empleadas destaca el control de la temperatura, donde la refrigeración se utiliza para ralentizar los procesos bioquímicos asociados a la maduración (Martínez-González et al., 2017).

1.16.3 Reducción de pérdida de peso

Es esencial para conservar la calidad de frutas y hortalizas. Controlar la temperatura, aplicar técnicas de enfriamiento rápido, mantener niveles adecuados de humedad relativa, y emplear recubrimientos comestibles ayudan a minimizar la evaporación del agua. Así mismo, la manipulación cuidadosa durante la clasificación y transporte previene daños físicos que podrían aumentar la pérdida de peso, proporcionando un enfoque integral para preservar la frescura y calidad de los productos (Martínez, 2016).

1.17 Alimentos poscosecha

En la tabla 6, se presentan algunos de los alimentos poscosecha.

Tabla 6. Alimentos poscosecha (Yahia, 2001).

Alimentos	Tipos
Verduras	Brócoli, zanahoria, tomate, espinacas, pimentón.
Tubérculos	Remolacha, papas.
Granos	Avena, maíz, trigo, arroz.
Legumbres	Lentejas, garbanzos, frijoles.
Frutos secos	Nueces, avellanas, almendras.
Productos lácteos	Yogur, queso, leche.
Carnes	Cerdo, res.
Pescados y mariscos	Camarones, atún, salmón.
Frutas	Manzanas, naranjas, uvas, plátanos, fresas.

Como se detalla en la tabla 6, las fresas son consideradas alimento postcosecha lo que implica la necesidad de un cuidado específico para preservar su frescura y calidad después de ser recolectadas. A continuación, se expondrá de manera más detallada información sobre esta fruta.

1.18 Fresa

Esta fruta tiene una alta aceptación mundial y tiene un alto nivel de uso, incluyendo su exportación e importación como producto fresco (Domini, 2012). La fresa (*Fragaria* sp. variedad Albión) figura 8, es una planta perteneciente a la familia Rosaceae y se considera una fruta muy apreciada por su sabor, es conocida por su contenido de vitamina C, taninos, flavonoides, antocianinas, catequina, quercetina, kaempferol, ácidos orgánicos, pigmentos y aceite esencial (Restrepo et al., 2009).



Figura 8. Planta de la fresa (Kutlu, 2023)

La calidad de la fresa se da por su firmeza, sabor, apariencia. El color de este fruto es uno de los más relevantes, debido a que esta variable sirve para determinar el grado de madurez e índice de cosecha de los mismos (Agüero et al., 2015) como se observa en la figura 9.



Figura 9. Estados de maduración de la fresa (Gutierrez & Gladys, 2014)

La producción de fresas se realiza de dos formas a campo abierto y bajo condiciones protegidas. En el cultivo a campo abierto, existen limitaciones debido a factores bióticos, como el ataque de plagas y factores abióticos, como condiciones climáticas adversas, altas precipitaciones, heladas y vientos fuertes. En cambio el cultivo de fresas bajo condiciones protegidas se caracteriza por el alto costo de estructuras como invernaderos y la baja relación costo/beneficio en los sistemas de producción controlada (Rubio et al., 2014).

1.19 Fisiología de la fresa

En la tabla 7, se presenta la fisiología de la fresa.

Tabla 7. Fisiología de la fresa (Gutierrez & Gladys, 2014)

Proceso fisiológico	Descripción
Tasa respiratoria	Alta 50 a 100 mL CO ₂ /kg/h a 20°C en las primeras 48 horas. Los valores se reducen a rangos entre 25 y 50 mL CO ₂ /kg/h a 10°C y entre 6 y 10 mL CO ₂ /h a 0°C.
Transpiración	Alta debida a la fragilidad de la epidermis. Las pérdidas de peso entre el 3 y 6% se traducen en disminución de brillo y de la frescura del fruto.
Maduración	El desarrollo de las propiedades organolépticas como el color, los sólidos solubles totales, la acidez titulable, el índice de madurez, la jugosidad, el aroma, la textura y la firmeza depende de la variedad, las condiciones climáticas y el manejo en el campo.

1.20 Características

1.20.1 Forma y tamaño

Las fresas son de dimensiones reducidas y suelen presentar una figura cónica con una base redondeada. Aunque su tamaño puede variar, suelen mantenerse en un rango moderado en comparación con otras frutas (Moreira, 2013).

1.20.2 Color

Las fresas tienen un color rojo brillante. A pesar de ello, diferentes variedades pueden exhibir colores más claros e incluso tonalidades blancas. El tono rojo suele ser un signo revelador de la madurez de la fruta (Solórzano et al., 2015).

1.20.2 Textura

La piel de la fresa, por lo general, exhibe suavidad, aunque en ocasiones puede presentar rugosidad. Esta combinación de pulpa jugosa y piel suave contribuye a la textura de las fresas (García & Pinzón, 2016).

1.20.3 Aroma y sabor

El aroma de la fresa es el resultado de una combinación compleja de compuestos químicos volátiles. Entre estos compuestos, los ésteres desempeñan un papel fundamental al proporcionar tonalidades frutales y dulces, mientras que los aldehídos contribuyen con notas florales y afrutadas. Los alcoholes intervienen para crear matices suaves y frescos, y los terpenos aportan toques cítricos (Manuelian et al., 2015).

1.20.4 °Brix

El grado Brix mínimo necesario para el zumo de fruta reconstituido, en el caso de las fresas, es de 7,5 (Organización Mundial de la Salud, 2022).

1.21 Producción

La producción mundial de la fresa alcanza aproximadamente 4,8 millones de toneladas. Los principales productores son China, Estados Unidos y Turquía, esta fruta posee capacidad antioxidante y es consumida tanto en fresco como procesada (MADR, 2021b). En la figura 10, se presenta la producción de fresa en Colombia.

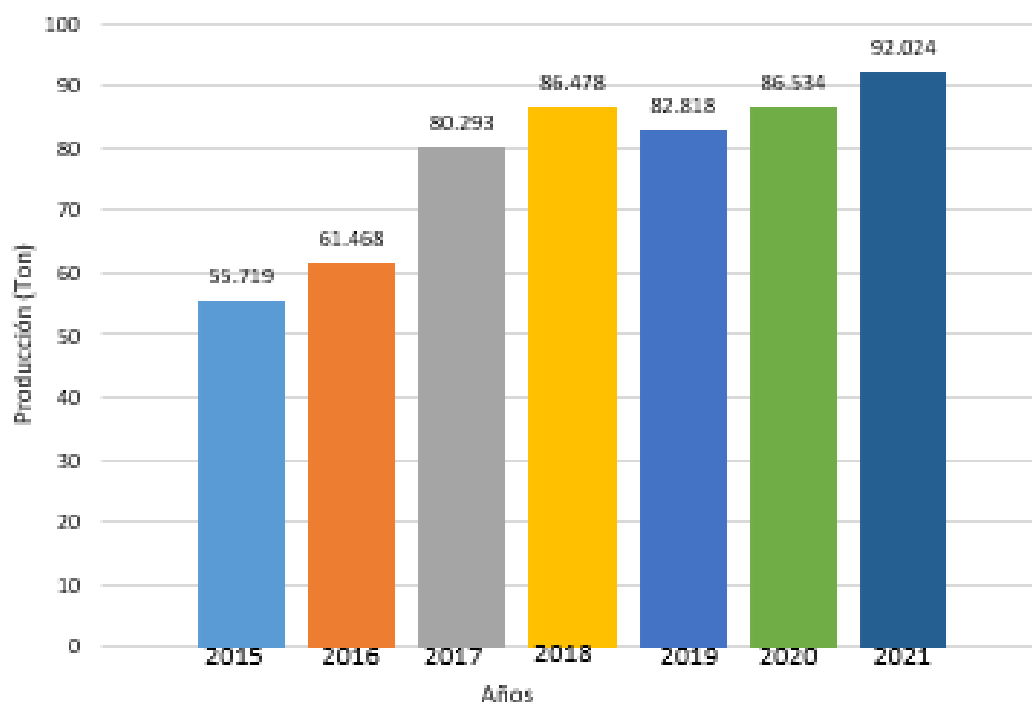


Figura 10. Producción de fresa en Colombia (Agronet, 2013; MADR, 2021b).

A continuación, se describen algunas técnicas empleadas en empaques para prolongar la vida útil de las fresas.

1.22 ATR-FTIR

La aplicación de la técnica ATR-FTIR a biopelículas ofrece una perspectiva detallada de la composición y las propiedades estructurales de estos materiales. La espectroscopía infrarroja, en combinación con la reflectancia total atenuada, se convierte en una herramienta esencial para analizar los grupos funcionales de las muestras sólidas (Escobar Guadarrama, 2020).

1.23 TGA

La técnica TGA (Análisis Térmico Gravimétrico) es utilizada para estudiar las propiedades térmicas de los materiales. En las biopelículas, el análisis TGA se emplea para

investigar cómo estos materiales responden a los cambios de temperatura. Durante un experimento de TGA, la muestra se calienta gradualmente, y se mide la pérdida o ganancia de masa en función de la temperatura (Ruiz, 2020).

1.24 Permeabilidad del agua

La evaluación de la permeabilidad al agua en biopelículas representa un factor esencial que incide directamente en su eficacia en diversas aplicaciones, como la elaboración de envases o películas comestibles. La permeabilidad al agua se define como la capacidad intrínseca de un material para permitir o resistir el flujo de agua a través de su estructura (Joaqui & Villada, 2013).

1.25 Propiedades mecánicas

Las propiedades mecánicas desempeñan un papel fundamental en la caracterización de las biopelículas, ya que establecen su resistencia y viabilidad en diferentes aplicaciones como envases, recubrimientos y películas comestibles. Entre las propiedades mecánicas destacadas que son objeto de estudio se encuentran la elasticidad, el módulo de elasticidad y la tenacidad (Pardo Cuervo & Velasco Mosquera, 2012).

La presente investigación tiene como objetivo integrar los conocimientos previamente adquiridos al impregnar biopolímeros en fresas y analizar su impacto en variables específicas. Evaluando la pérdida de peso, cambios en el color, °Brix y pH como indicadores clave para comprender la influencia de la impregnación de biopolímeros en la calidad y las características de las fresas.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Sintetizar biopelículas a partir de almidón de yuca-hidrolato de tabaco para evaluar el efecto en la respiración de la fresa.

2.2 Objetivos específicos

- Sintetizar y caracterizar biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja tabaco.
- Evaluar el efecto sobre la respiración de las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja tabaco en fresas (*Fragaria* sp. variedad Albión).

respiración y carga microbiana total en la fresa.

5.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Sintetizar y caracterizar biopelículas de almidón-mucilago de tabaco.
- Evaluar el efecto sobre la respiración y carga microbiana total de las biopelículas de almidón-mucilago de tabaco en fresas (*Fragaria Vesca*).

3. METODOLOGÍA

A continuación, se indican los reactivos, materiales y equipos usados en esta investigación.

3.1 Reactivos

- Agua destilada (H_2O).
- Hidróxido de sodio (NaOH) al 99,98% marca MERCK.
- Ácido tricloroacético (TCA) al 60% marca PANREAC.
- Cloruro de calcio hidratado ($CaCl_2 \cdot H_2O$) al 99,9% marca MERCK.
- Ioduro de potasio (KI) al 99,7% marca MERCK.
- Cloruro de potasio (KCl) al 99,9% marca MERCK.

3.2 Materiales y equipos

- Los espectros de infrarrojo se realizaron en un espectrofotómetro FTIR marca SHIMADZU modelo IR Prestige-21, provisto de un detector DLATGS (Deuterated L- Alanine Doped Triglycene Sulphate) y equipado con un accesorio ATR modelo MIRacle, marca Pike Technologies, con cristal de diamante, en el rango de $4000 - 500\text{ cm}^{-1}$ con 24 escaneos por muestra.
- Analizador termogravimétrico (TGA), Instrument Serie Discovery, en atmósfera de nitrógeno a 50 mL/min y rampa de calentamiento de 10°C/min , calentamiento de temperatura ambiente hasta los 600°C .
- Los espectros de ultravioleta visible se realizaron en un espectrofotómetro UV-Vis marca SHIMADZU, modelo UV-2401PC, en una longitud de onda de 190 a 900 nm.
- Cromatograma de gases, GC SHIMADZU QP2010
- Balanza analítica de precisión $0,0001\text{g}$, (aeADAM).
- Balanza de precisión $0,01\text{g}$ calibración externa (Ohaus).
- Horno mufla (Ney VULCAN D-550).
- Para graficar y analizar los diferentes espectros, se usó la licencia académica de aprendizaje del software OriginPro 2023b.
- UV-VIS (GENESYS 10UV), en una longitud de onda de 274nm y 620nm.
- Incubadora (Mettler).
- Centrífuga (Hettich Zentrifugen ROTOFIX 32).

- Ultrasonido (BRANSON 5800).
- pH-metro (pH-METER-SCHOTT).
- Colorímetro digital ((FRU ® Model: WR-10QC).
- Bomba de vacío (BOECO Germany R-400).
- Refractómetro digital (HIGH PRECISION REFRACTOMETER).
- Calibrador digital (Zero 0 -150 mm)

3.3 Procedimiento

Para el cumplimiento de los objetivos planteados en esta investigación se planteó la siguiente metodología expuesta en la figura 11.

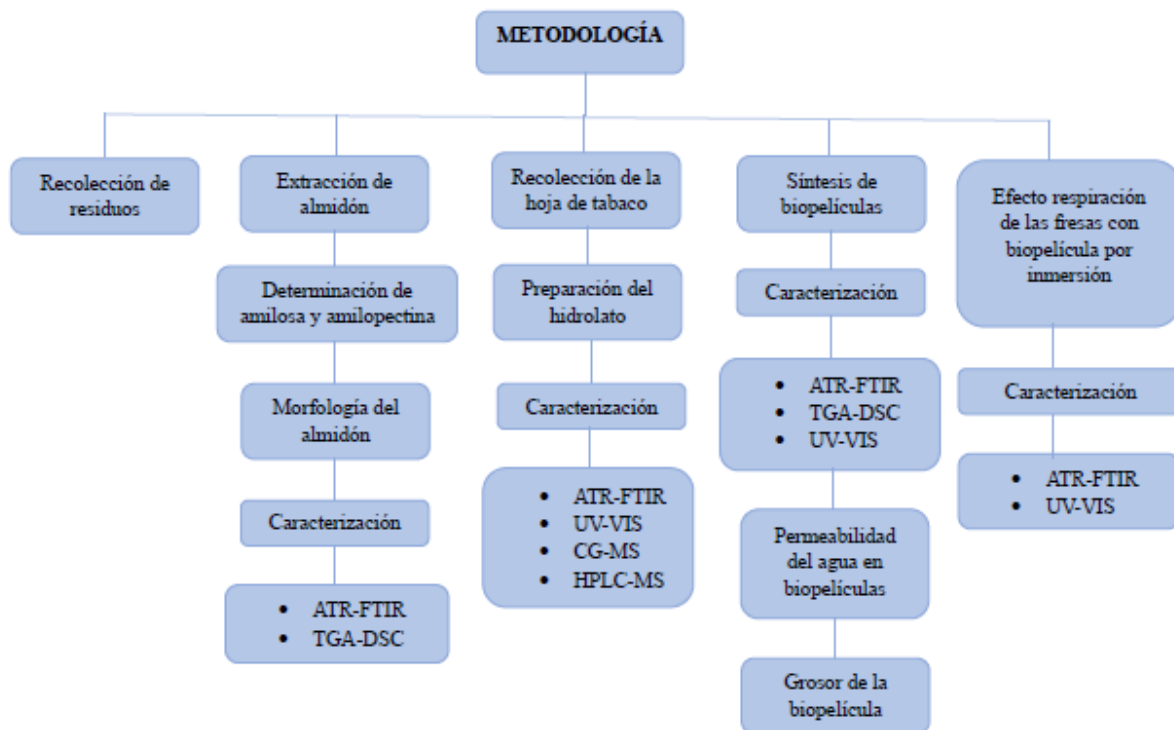


Figura 11. Diagrama general de la metodología

3.4 Recolección residuos de la yuca

Se recolectaron 2996,67 g de despunte de residuos de yuca, esto se llevó a cabo en diferentes puntos de la plaza de mercado del municipio de Pamplona, Norte de Santander. Estos

residuos fueron clasificados teniendo en cuenta que no se encontraran en estado de descomposición. Posteriormente, fueron trasladados al laboratorio de Biocalorimetría, donde se seleccionaron aleatoriamente 30 despuntes de los residuos de yuca. A estos se les realizó un seguimiento fotográfico mediante un celular Redmi 10, utilizando una amplitud de cámara de 1,0X.

Cada despunte fue pesado individualmente con corteza, posteriormente lavado y secado con toallas de papel absorbente. Se registró nuevamente su peso, esta vez sin corteza, para realizar un seguimiento de la cantidad de pulpa recuperada por cada residuo. Además, se conservó una muestra de la corteza para una caracterización posterior.

3.5 Extracción del almidón

Los residuos provenientes del despunte de yuca recolectados fueron cortados en trozos, seguido de un lavado con agua e hipoclorito para desinfectar. Posteriormente, se dejaron en remojo durante 13 horas. Tras este proceso, se seleccionaron 10 trozos de yuca, se pesaron y se sometieron a un secado en el horno a 30°C durante 7 días para su posterior caracterización mediante ATR-FTIR.

Luego, se pesaron aproximadamente ocho grupos de 500 g de los trozos de yuca, los cuales fueron licuados en una licuadora (Samurai Optimix Plus 500 W) con un litro de agua cada grupo. Esta mezcla se filtró con la ayuda de un colador de tela, obteniendo así la fibra y una lechada. La lechada resultante se llevó a un baño maría con hielo a aproximadamente a 4°C durante 50 minutos. Después de este tiempo, se retiró el sobrenadante, se separó el sólido y se trasladó a una caja Petri, que fue pesada previamente y luego llevada a secado en el horno a 30°C durante 6 días. Una vez fuera del horno, se registró su peso. El material obtenido se molturó con un mortero, extrayendo una muestra de cada uno para su caracterización, mientras que el restante se almacenó en un

recipiente a temperatura ambiente. Así mismo se conservó una muestra de fibra para posterior caracterización.

3.6 Determinación de amilosa y amilopectina

En primer lugar, se procedió a la extracción de lípidos del almidón, para lo cual se pesaron 20 mg de almidón en un tubo de centrifuga y se añadieron 5 mL de metanol al 85%. Esta mezcla se sometió a un baño de maría en una plancha de calentamiento durante 30 minutos a 60°C. Posteriormente, se colocó en la centrifugadora a 4000 rpm durante 5 minutos, tras lo cual se eliminó la fase líquida, este procedimiento se repitió en dos ocasiones. A continuación, se llevó a cabo la solubilización de la amilosa mediante la adición de 2 mL de NaOH y 4 mL de agua destilada al tubo. La solución se calentó en un baño de maría en una plancha de calentamiento durante 30 minutos a 95°C, luego, se llevó a la centrifuga a 2500 rpm durante 5 minutos. La muestra resultante se almacenó a temperatura ambiente. Finalmente, se tomó una muestra de 0,1 mL de la solución anterior y se le añadieron 5 mL de TCA al 0,5% y 0,05 mL de KI. Tras agitar la mezcla, se dejó reposar durante 30 minutos y posteriormente se midió por UV-Vis a 620 nm.

Para la cuantificación se empleó un estándar de amilosa al 98% marca Panreact, con la cual se preparó una curva de calibración con concentraciones de 10, 20, 30, 40, 50 y 60% para determinar la absortividad.

3.7 Morfología del almidón

Para evaluar la forma de los gránulos de las extracciones, se empleó un microscopio OLYMPUS OPTICAL CO.LTD. MODELO CH3ORF 100, para ello se tomaron pequeñas muestras y se esparcieron por el portaobjeto, se colocó el cubre objeto, una vez preparadas las muestras fueron observadas usando magnificaciones 4X, 10X y 40X. y fotografiadas mediante un celular iPhone 11 con una amplitud de 1X.

3.8 Caracterización del almidón

3.8.1 ATR-FTIR

Las muestras de fibra, corteza y almidón extraído fueron sometidas a caracterización mediante ATR-FTIR en un espectrofotómetro marca SHIMADZU modelo IR Prestige-21, provisto de un detector DLATGS (Deuterated L- Alanine Doped Tryglycine Sulphate) y equipado con un accesorio ATR modelo MIRacle, marca Pike Technologies, con cristal de diamante, con un rango de 4000-550 cm^{-1} , a una relación de 4 y 24 cm^{-1} scans.

3.8.2 TGA

Para el análisis termogravimétrico (TGA) empleó un analizador térmico Instrument Serie Discovery, bajo flujo de nitrógeno 50 mL/min, empleando rampas de temperatura ambiente a 600°C a una relación de 10°C/min. Con celda de alúmina.

3.9 Recolección del tabaco

Las hojas de tabaco fueron donadas por una finca agrícola del municipio de Barichara-Santander, las cuales fueron recolectadas en diferentes puntos de dicha finca, estas fueron almacenadas en el congelador a -18°C en el laboratorio de Biocalorimetría.

3.10 Preparación del hidrolato

Para la preparación del hidrolato, inicialmente se tomaron 12 hojas de tabaco, las cuales fueron colocadas en un vaso de precipitado previamente pesado y tarado. Luego se pesaron las hojas, se llevaron a la mufla a una temperatura de 40°C durante 24 horas. Al concluir este tiempo, se extrajeron de la mufla y se registró su peso. Posteriormente, cada hoja fue almacenada individualmente en bolsas Ziploc. A continuación, se procedió a molturar las hojas en un mortero

de ágata, almacenando cada muestra en un recipiente correspondiente. Adicionalmente, se seleccionaron 10 hojas para medir su tamaño con la ayuda de una regla.

Para la elaboración del hidrolato, se emplearon aproximadamente 0,2000 g del polvo obtenido de las hojas de tabaco, los cuales se mezclaron con 10 mL de agua destilada a una temperatura de 74°C. Esta mezcla se sometió a ultrasonido durante 60 minutos, con un seguimiento cada 10 minutos. Seguido a esto se centrifugó durante 20 minutos a 4000 rpm, y luego se separaron las fases sólida y líquida. La parte sólida fue sometida a un proceso de secado en el horno a 30°C durante 24 horas.

3.11 Caracterización del hidrolato

3.11.1 ATR-FTIR

El polvo obtenido de las hojas de tabaco y las fases sólidas obtenidas de los hidrolatos, tras el proceso de centrifugado, fueron sometidos a caracterización mediante ATR-FTIR en un espectrofotómetro marca SHIMADZU modelo IR Prestige-21, provisto de un detector DLATGS (Deuterated L- Alanine Doped Tryglycene Sulphate) y equipado con un accesorio ATR modelo MIRacle, marca Pike Technologies, con cristal de diamante, con un rango de 4000-550 cm^{-1} , a una relación de 4 y 24 cm^{-1} scans. Esto también se realizó para las muestras de hoja de tabaco molturadas.

3.11.2 UV-VIS

A los hidrolatos obtenidos se les realizó una disolución de 0,2 uL en 10 mL de agua destilada. Finalmente, fueron sometidos a caracterización mediante un barrido por espectrofotómetro UV-Vis marca SHIMADZU, modelo UV-2401PC, en una longitud de onda de 190 nm y 900 nm.

3.11.3 CG-MS

Se diluyó un microlitro de muestra de *N. tabacum* (1:100) con hexano y se inyectó en el sistema de cromatografía de gases-espectrometría de masas (GC-MS). Se utilizó el sistema GC SHIMADZU QP2010 para analizar los compuestos volátiles en el extracto de *N. tabacum* (sin derivatización). Para la separación de compuestos se utilizó una columna capilar DB-5MS (5 % difenilo/95 % dimetilpolisiloxano) que tenía (30 m de longitud, 0,25 d.i., espesor de película 0,28 μm) y helio como gas portador (1 ml/min, flujo constante). La temperatura del horno se programó desde 65°C (tiempo inicial de 2 min) aumentada a 300°C a 10°C/min (isotermo para el tiempo final). La temperatura real en la fuente de MS alcanzó los 230 °C y la MS funcionó en el modo de impacto de electrones con una energía de fuente de iones de 70 eV. La temperatura del inyector fue de 250 °C, mientras que el volumen de inyección fue de 1 μL y se realizó un ciclo total de una hora, rango de escaneo del detector de masas $m/z = 50\text{-}550$. La recepción y el procesamiento de datos se realizaron utilizando el software de solución Shimadzu GC-MS. Los compuestos detectados se identificaron tentativamente mediante correlaciones espectrales de MS utilizando NIST08 (Instituto Nacional de Estándares y Tecnologías, Bibliotecas de Espectros de Masas), así como datos publicados.

3.12 Síntesis de biopelículas

Se realizaron biopelículas empleando diferentes cantidades de almidón, glicerina y agua. Estas mezclas fueron calentadas en un Erlenmeyer sobre una plancha de calentamiento hasta obtener una gelificación, luego se agitaron manualmente hasta obtener un color incoloro. Posteriormente, las biopelículas se sometieron a un vacío controlado y se trasladaron a una caja Petri, estas se llevaron a secado en la mufla a 50°C durante 96 horas. Al obtener una cantidad precisa para dicho procedimiento se realizaron las biopelículas con el hidrolato con los mismos

pasos anteriores, utilizando 7,5000 g de almidón, 2,0000 g de glicerol y 140,00g de agua destilada, incorporando diferentes cantidades de hidrolato (250, 500, 750,1000, 2000 y 3000) μL . Las gelificaciones resultantes se sometieron a secado en la mufla a 65°C durante 33 horas.

3.13 Caracterización de las biopelículas

3.13.1 ATR-FTIR

Las biopelículas obtenidas fueron sometidas a caracterización mediante ATR-FTIR en un espectrofotómetro marca SHIMADZU modelo IR Prestige-21, provisto de un detector DLATGS (Deuterated L- Alanine Doped Tryglycine Sulphate) y equipado con un accesorio ATR modelo MIRacle, marca Pike Technologies, con cristal de diamante, con un rango de 4000-550 cm^{-1} , a una relación de 4 y 24 scans.

3.13.2 UV-VIS

Las biopelículas obtenidas fueron sometidas a caracterización mediante un barrido por espectrofotómetro UV-Vis marca SHIMADZU, modelo UV-2401PC, en una longitud de onda de 190 nm y 900 nm.

3.13.2 TGA

Para el análisis termogravimétrico (TGA) empleo un analizador térmico Instrument Serie Discovery, bajo flujo de nitrógeno 50 mL/min, empleando rampas de temperatura ambiente a 600°C a una relación de 10°C/min. Con celda de alúmina.

3.13.3 Permeabilidad del agua en biopelículas

En este procedimiento, se seleccionaron 15 viales, a los cuales se les retiró la parte superior de la tapa para permitir la adición de las biopelículas. Cada biopelícula fue replicada en tres viales. Seguidamente, se pesó cada vial con la tapa, y se añadió aproximadamente un gramo de

CaCl₂*H₂O. Posteriormente, se registró el peso del vial con el reactivo y se introdujo en un desecador que contenía una solución saturada de KCl, **compuesta por 20,5329 g y 72 mL** de agua destilada, para crear la atmósfera necesaria. Finalmente, se realizó un seguimiento del peso a intervalos regulares: cada hora durante las primeras tres horas y luego dos veces al día durante cuatro días. **REPORTE LA CONCENTRACIÓN EN %**

3.14 Grosor biopelícula

A cada biopelícula se le tomo el grosor en tres partes diferentes con ayuda de un calibrador digital (Zero 0-150 mm).

3.15 Efecto de respiración de las fresas con biopelícula por inmersión

3.15.1 Control-fresas descomposición

Se realizó un seguimiento de toma de peso y color con ayuda de un colorímetro a 40 fresas hasta que estas se encontraron en estado de descomposición, seguido a esto se extrajo el líquido de la fresa exprimiendo cada una de estas con ayuda de la mano y se midió sus °Brix, pH y se caracterizó por UV-Vis.

3.15.2 Control-fresas estado de maduración 2

Se recolectaron fresas en el Municipio de Mutiscua, ubicado en el departamento de Norte de Santander (7°18'03.0"N 72°44'49.0"W 7,3532540,-72,7104350) (figura 12). En esta ocasión se utilizaron fresas en estado de maduración 2. Para llevar a cabo un estudio más detallado, se dividió la muestra en dos grupos: uno compuesto por 30 fresas sin biopelícula y otro por 30 fresas con biopelícula. A diario, se realizaron controles en tres fresas de cada grupo, evaluando parámetros como **peso, pH, °Brix, color y absorbancia en el espectro UV-Vis.** (190 A 900nm)

5 PARAMETROS X TRIPLICADO ?

HACE FALTA UN DISEÑO ESTADÍSTICO



Figura 12. Ubicación recolección fresas Mutiscua-Norte de Santander

3.16 Caracterización control de Fresas

3.16.1 ATR-FTIR

Se tomaron muestras de los sépalos correspondientes a las fresas en estado de maduración 2. Estas fueron sometidas a caracterización por ATR-FTIR en un espectrofotómetro marca SHIMADZU modelo IR Prestige-21, provisto de un detector DLATGS (Deuterated L- Alanine Doped Tryglycine Sulphate) y equipado con un accesorio ATR modelo MIRacle, marca Pike Technologies, con cristal de diamante, con un rango de $4000-550\text{ cm}^{-1}$, a una relación de 4 y 24 scans. Esto también se realizó para las muestras de hoja de tabaco molturadas.

3.16.2 UV-VIS

Se llevaron a cabo disoluciones utilizando $100\text{ }\mu\text{L}$ del líquido extraído de la fresa en 10 mL de agua destilada, para las fresas en estado de descomposición. Estas disoluciones fueron sometidas a caracterización mediante espectrofotometría UV-Vis, utilizando un equipo de la marca SHIMADZU, modelo UV-2401PC, en un rango de longitud de onda que abarcó desde 190 nm hasta 900 nm .

3.16.3 UV-VIS

Se prepararon disoluciones utilizando 100 μL del líquido extraído de fresas en estado de maduración 2, las cuales se diluyeron en 10 mL de agua destilada. Estas disoluciones fueron sometidas a caracterización mediante espectrofotometría UV-Vis (GENESYS 10UV), específicamente en una longitud de onda de 274 nm.

4. RESULTADOS Y ANÁLISIS

Al aplicar la metodología se obtuvieron los siguientes resultados.

4.1 Recolección de los residuos

Las puntas de yuca se recolectaron en la plaza de mercado del municipio de Pamplona como se observa en la figura 13.



Figura 13. Puestos plaza de mercado Pamplona

Primero, se llevó a cabo un registro fotográfico, como se evidencia en la figura 14, que representa tres condiciones distintas de la yuca identificadas como A, B y C. En el apartado A, se muestra la yuca en su estado natural. En el apartado B, se presenta la yuca sin corteza, y finalmente, en el apartado C, se muestra únicamente la corteza.

Durante la recolección de estas muestras, se realizó una inspección para escoger la yuca que no presentará signos de descomposición. A pesar de esto, se observó que algunas muestras

presentaban descomposición en áreas específicas. Es relevante destacar que, al momento de obtener la pulpa, se procedió a retirar cualquier parte afectada.

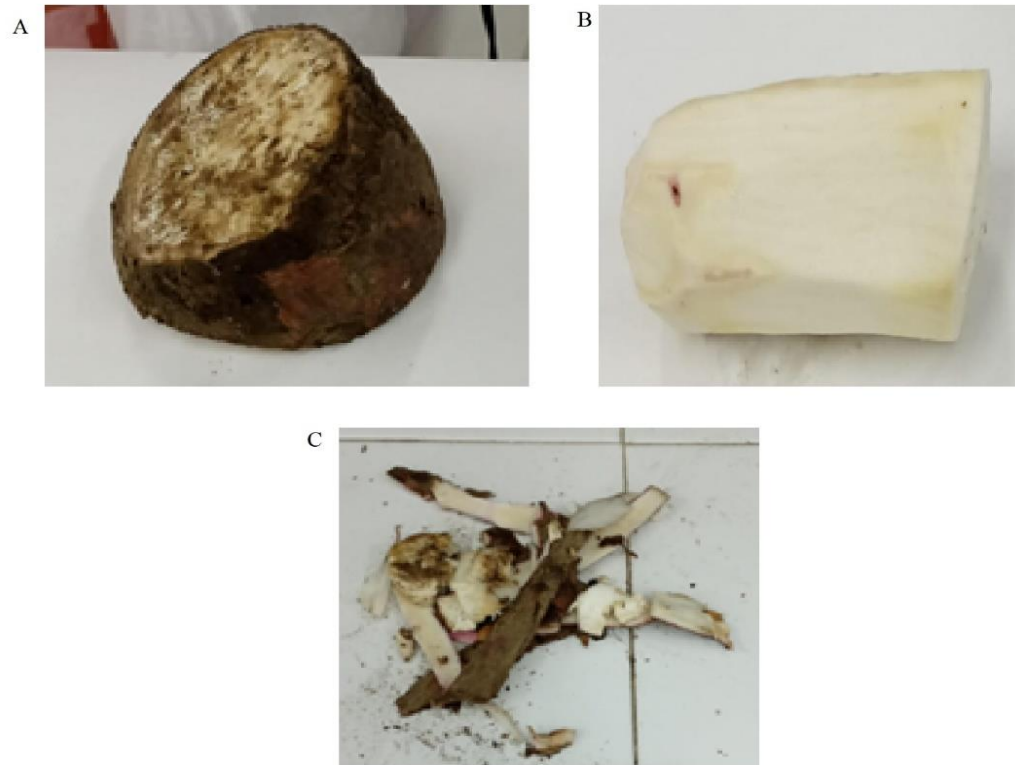
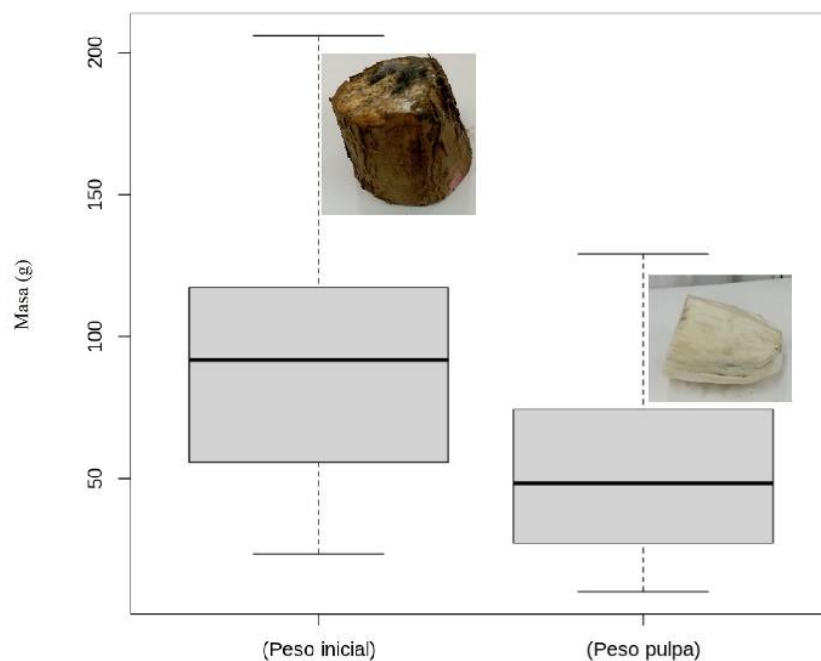


Figura 14. Condiciones de la yuca. A. Yuca con corteza-B. Pulpa de la yuca-C. Residuos de la yuca.

Se realizó un diagrama de cajas y bigotes con ayuda del programa R-Studio donde se presenta la comparación entre el peso inicial de los residuos de la yuca y el peso de la pulpa obtenida, como se observa en la figura 15.



en la figura 15 la barra error es casi el doble del valor promedio. qué significado tiene?

Figura 15. Diagrama de caja y bigotes (Peso inicial de la yuca, peso de la pulpa)

En cuanto al peso inicial de los residuos de yuca se presenta un rango de peso de 23,48 a 205,95 g, con una media de 97,6 g. Por otro lado, la cantidad de pulpa obtenida muestra un rango de 10,17 a 129,10 g, con una media de 58,2 g. Comparando las medias, se observa una pérdida al obtener la pulpa; esto sucede porque algunos de estos residuos contenían partes en descomposición. Para calcular el porcentaje de eficiencia se utilizó la ecuación 1, determinando que se logró extraer un 60% del peso inicial de los residuos de yuca. Indicando una eficiencia satisfactoria de extracción de pulpa. Estos resultados son ligeramente superiores a los obtenidos en el estudio de (Bunterngsook et al., 2017), donde se reportó un porcentaje de pulpa de 51,01%.

$$\%Efic = \frac{\text{Cantidad del componente extraído}}{\text{Cantidad inicial de la materia prima}} * 100$$

Ecuación 1. Porcentaje eficiencia (Delta, 2020)

4.2 Extracción del almidón

Se realizó un diagrama de cajas y bigotes con ayuda del programa R-Studio, que abarca diferentes parámetros relacionados con la yuca como se observa en la figura 16. Este diagrama incluye: A. Peso pulpa de los residuos de la yuca, B. Cantidad de almidón obtenido para las ocho extracciones, D. Peso de los 10 trozos de yuca seleccionados y E. Peso de los 10 trozos de yuca secos.

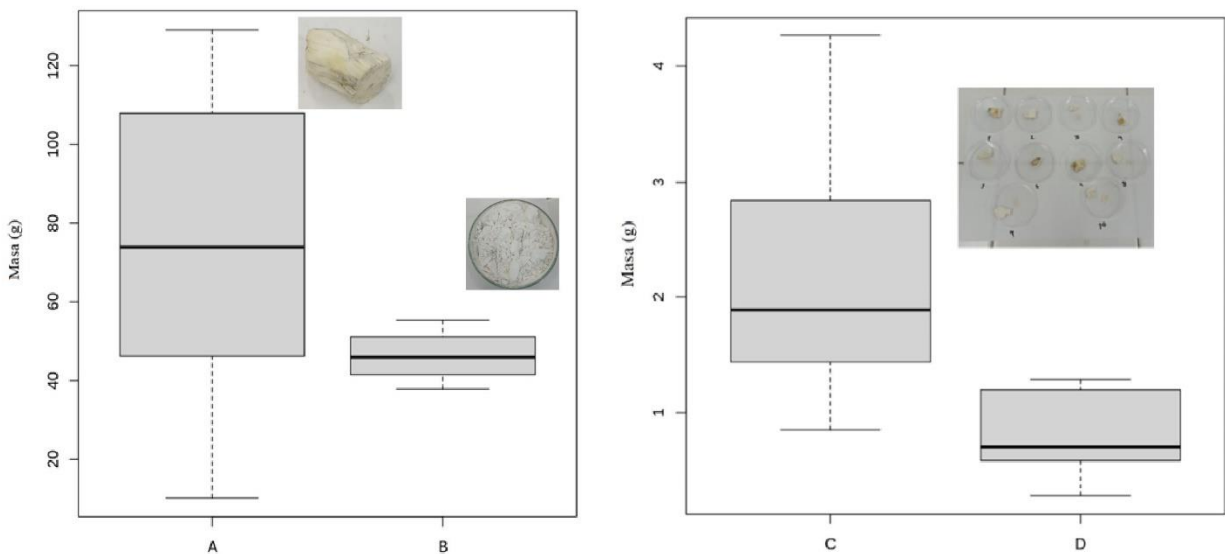


Figura 16. Diagrama caja y bigotes. A. Peso pulpa de los residuos yuca, B. Peso pulpa, C. Peso trozos yuca, D. Peso trozos yuca secos.

En cuanto a las variables A y B, el peso de la pulpa de los residuos de yuca presenta una media de 58,2 g. En B, se presenta el peso del almidón obtenido, evidenciando un rango que va desde 18,3602 g hasta 84,2166 g, con una media de 47,5 g.

Al realizar el cálculo del porcentaje de eficiencia del almidón mediante la Ecuación 1, se determinó que las extracciones han logrado obtener un porcentaje del 81,6%. Los resultados obtenidos indican que se logró obtener una proporción significativa de almidón de la pulpa de los residuos de yuca.

En comparación con los hallazgos reportados en la literatura, específicamente (Nguyen et al., 2020), el resultado obtenido es consistente, mostrando un porcentaje similar del 79% de almidón obtenido de yuca. Esta similitud valida la eficiencia del método empleado.

En las variables C y D, se detallan los pesos correspondientes a los trozos de yuca. La variable C, representa el peso inicial de los trozos de yuca, para esta variable se tiene un rango 0,8529 g y 4,2657 g, con una media de 2,133 g. En la variable D, se refiere al peso de los trozos de yuca secos con un rango de 0,2754 g y 1,2877 g y una media de 0,781 g. Al calcular la humedad a partir de las medias se obtiene un valor del 63,35%. Es importante destacar que este resultado se sitúa dentro del rango reportado en la literatura (Durango et al., 2004), que abarca del 60-80% de humedad. Al obtener la extracción del almidón se procedió a realizar la determinación de la amilosa y la amilopectina.

4.3 Determinación de amilosa y amilopectina

Para determinar los porcentajes de amilosa y amilopectina, inicialmente se llevó a cabo la construcción de una curva de calibración, como se ilustra en la figura 17.

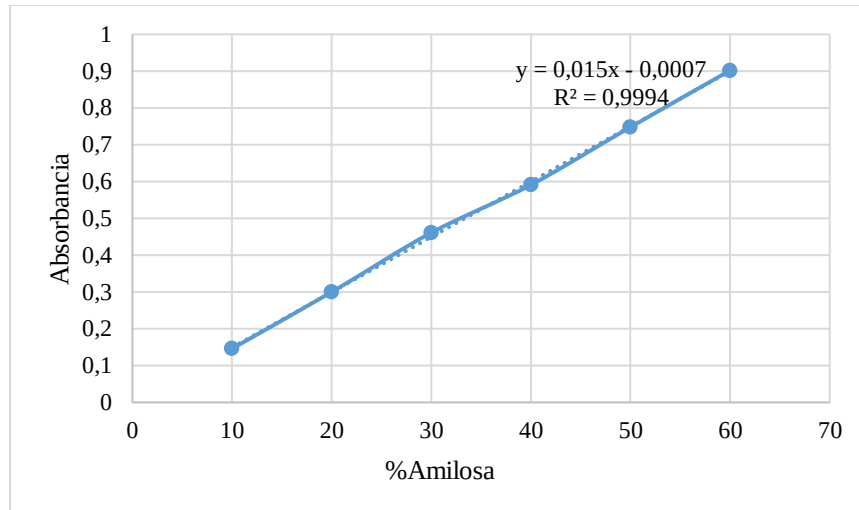


Figura 17. Curva calibración amilosa

Teniendo la ecuación de la pendiente se realizaron los cálculos correspondientes al sustituir la absorción de las muestras desconocidas. Este procedimiento permitió determinar con precisión los porcentajes de amilosa y amilopectina, los cuales se presentan detalladamente en la figura 18. Donde el ANOVA permite establecer que bajo doce grados de libertad es decir 14 réplicas, el ensayo indica que el almidón obtenido tiene un 17% de amilosa y un 83% de amilopectina, con datos con baja dispersión.

1. Validación del modelo ANOVA

A partir de los residuos del modelo comprobaremos si el modelo ANOVA es adecuado. Los supuestos que se deben cumplir son tres: independencia, homocedasticidad y normalidad.

El funcionamiento básico de un ANOVA consiste en calcular la media de cada uno de los grupos para a continuación comparar la varianza de estas medias (varianza explicada por la variable grupo, intervarianza) frente a la varianza promedio dentro de los grupos (la no explicada por la variable grupo, intravarianza). Bajo la hipótesis nula de que las observaciones de los distintos grupos proceden todas la misma población (tienen la misma media y varianza), la varianza ponderada entre grupos será la misma que la varianza promedio dentro de los grupos. Conforme las medias de los grupos estén más alejadas las unas de las otras, la varianza entre medias se incrementará y dejará de ser igual a la varianza promedio dentro de los grupos.

los grados de libertad de un estadístico es el número de piezas independientes de información que se utilizaron para calcular dicho estadístico. Otra forma de definir los grados de libertad de un estadístico sería como el número de valores de muestra que son libres de variar en dicha muestra para la obtención del referido estadístico.

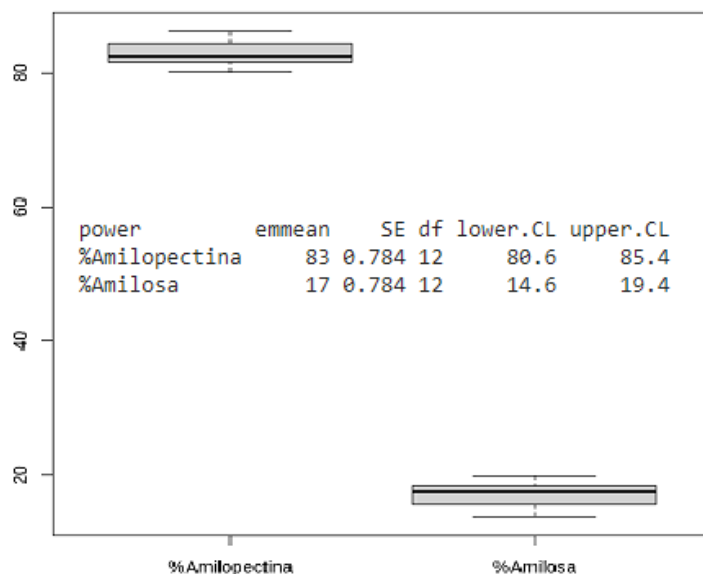


Figura 18. Porcentaje de amilosa y amilopectina para las muestras de almidón.

Al comparar estos resultados con los valores reportados en la literatura (José Carlos Molina Vera, 2016), se encontró concordancia. En dicha investigación, se presentan porcentajes de 15,45% de amilosa y 83,57% de amilopectina. La amilopectina tiende a tener una estructura más compleja y ramificada que la de la amilosa. Esto hecho contribuye a que almidón sea más viscoso, como se evidencia en este estudio, donde se obtuvo un alto porcentaje de amilopectina. La mayor viscosidad de la amilopectina tiene implicaciones significativas en la industria alimentaria, aportando la textura y consistencia en productos especialmente en empaques (Ruiz Avilés, 2006).

Después de este proceso se procedió a establecer la morfología del almidón

4.4 Morfología del almidón

En la figura 19, se muestran las formas y los diferentes tamaños de las siete muestras de almidón a través de una micrografía de 40X. Cada letra (A a F) se asigna a una muestra específica: A. A1M1, B. A2M1, C. A3M1, D. A5M1, E. A6M1 y F. A7M1. En estas imágenes se puede

observar que los gránulos de almidón presentan mayoritariamente una forma esférica, aunque algunas muestran irregularidades en su forma. Sin embargo, son menos apreciables que los de forma definida. Esto se debe a que la estructura del almidón aumenta cuando se presenta una disminución en la cantidad de amilopectina debido a que se genera un ataque de las enzimas en regiones amorfas donde se presenta mayor cantidad de amilopectina (Acosta et al., 2006). Estos resultados coinciden con lo reportado en la literatura por (Alvis et al., 2008) y permiten afirmar que no se obtienen agregados fibrosos o de otra morfología correspondientes a otros biopolímeros como la pectina o celulosa. Al haber realizado la morfología del almidón se procedió a su caracterización.

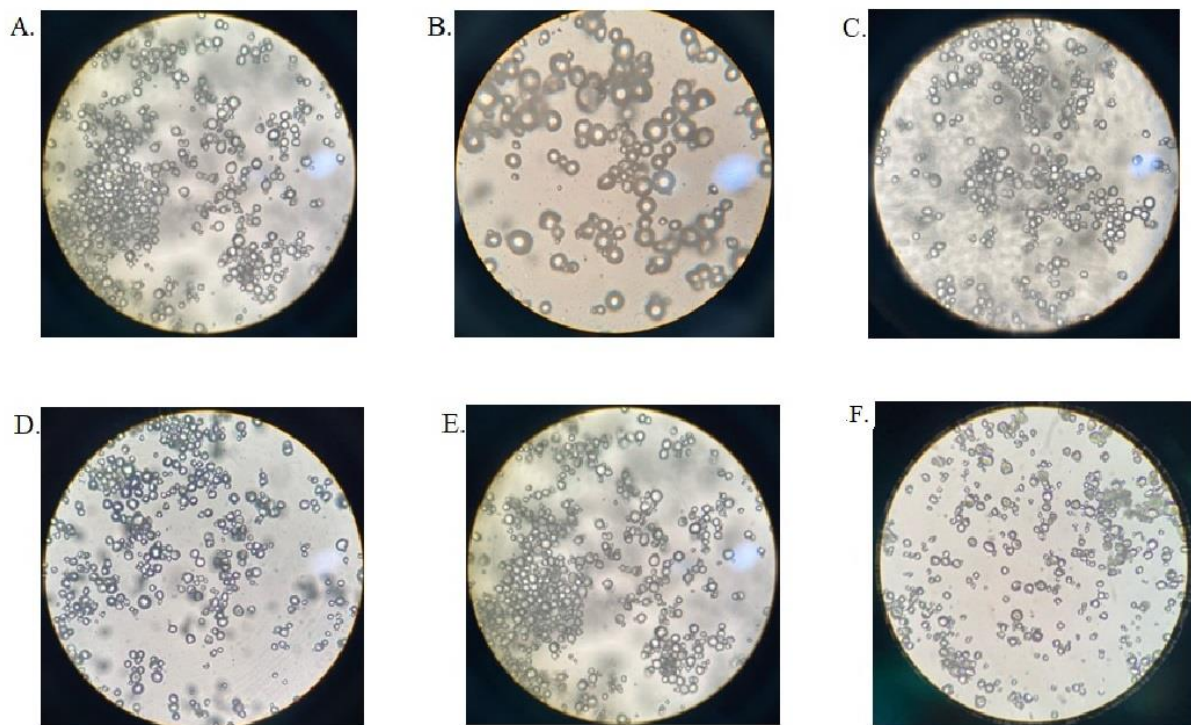


Figura 19. Muestras de almidón a través de una micrografía de 40X. A. A1M1-B. A2M1-C. A3M1-D. A5M1-E. A6M1 y F. A7M1

4.5 Caracterización

4.5.1 ATR-FTIR del almidón

En la figura 20, se aprecia el espectro infrarrojo correspondiente a las siete extracciones de almidón, donde se evidencian bandas de estiramiento del grupo OH. La amplitud de esta banda sugiere la presencia de puentes de hidrógeno intermoleculares de los grupos hidroxilos.

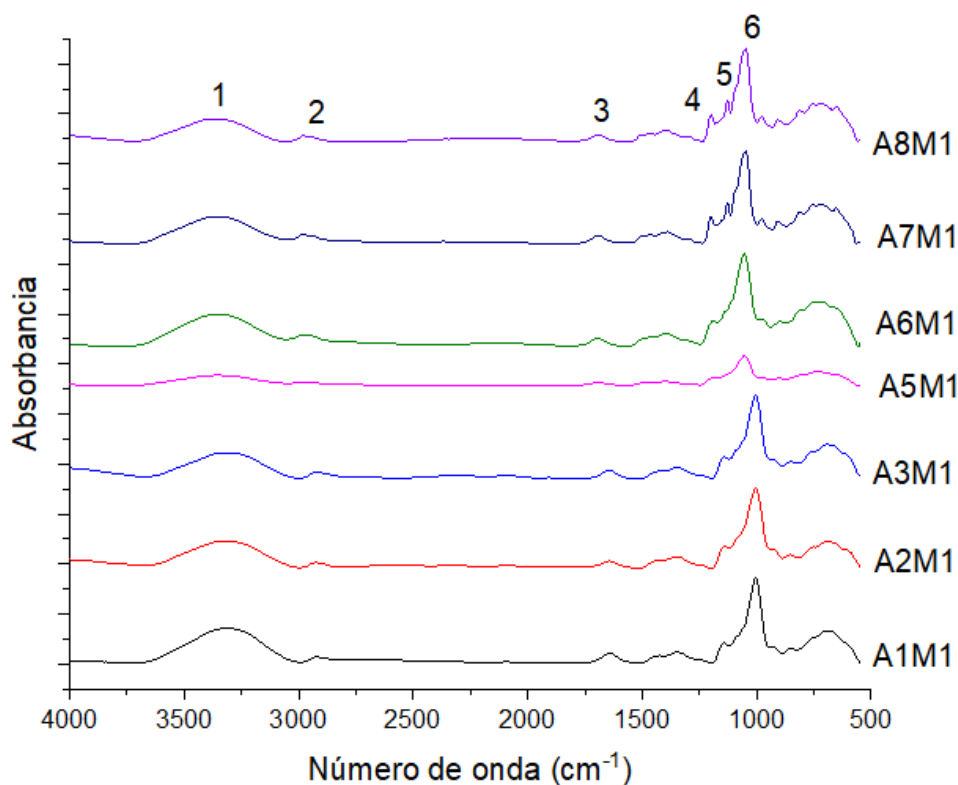


Figura 20. ATR-FTIR del almidón

Las bandas ubicadas entre 2950 y 2850 cm^{-1} indican los estiramientos C-H, mientras que en el rango de 1640 a 1300 cm^{-1} se observa una banda de flexión del OH del agua, señalando que el polímero es higroscópico. En el intervalo de 1500 a 1000 cm^{-1} , se manifiesta la banda de vibración de flexión CH. La región de 1000 a 1200 cm^{-1} exhibe la banda de estiramiento C-O, y

entre 1210-1160 cm^{-1} se presenta la banda de vibración de C-O-C. Las asignaciones específicas de estas bandas para el almidón se detallan en la tabla 8.

Tabla 8. Asignación de bandas del almidón

N°	Grupo funcional	Asignación de banda (cm^{-1})	Referencia
1	Vibración de estiramiento OH	3300	(Weligama Thuppahige et al., 2023)
2	Estiramiento C-H	2927	(Tâm et al., 2016)
3	Flexión OH	1644	(Torrenegra et al., 2018)
4	Vibración de flexión CH	1355	
5	Vibración de estiramiento C-O	1132	(Weligama Thuppahige et al., 2023)
6	Vibración tensión fuerte C-O-C	1004	(Tâm et al., 2016)

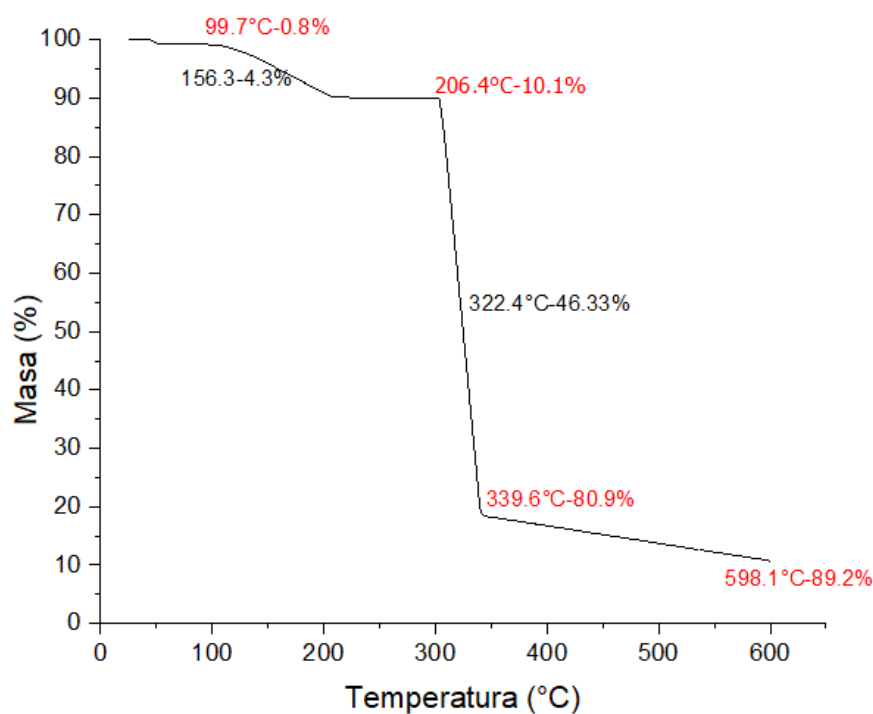
4.5.2 TGA del almidón

En la figura 21, se muestra el análisis termogravimétrico del almidón de yuca. En primer lugar, se observa una pérdida inicial de masa del 0,8% alrededor de 99,7°C. Este resultado indica la eliminación de la humedad superficial que no se encuentra químicamente ligada al almidón. Seguido a esto se perdió un 10,1% de masa atribuida a la desorción de agua, según lo señalado por (Valencia et al., 2013).

Posteriormente, se observa la descomposición del almidón a una temperatura comprendida entre 302,7-339,6°C, con una pérdida de masa del 80,9%. En la etapa final del análisis, se destaca una pérdida de masa del 89,2% a una temperatura de 598,1°C, señalando la presencia de un 10,8% de cenizas. En esta última fase se presenta la formación de compuestos inorgánicos. Estos resultados indican que el almidón de yuca mantiene estabilidad térmica hasta temperaturas inferiores a 302,7°C.

Al comparar estos resultados con la literatura, específicamente con el estudio de (ATSDR, 2012) que indica una temperatura de descomposición de 260,7°C, se observa una temperatura de degradación superior en este estudio. Destacando una mayor resistencia a la degradación térmica.

La tendencia de presentar degradación en temperaturas más altas, indica que, a mayor presencia de un mayor contenido de amilopectina, la degradación del almidón tiende a ocurrir a temperaturas más elevadas (Hernández Sierra, 2017).



la figura 21 no corresponde AL COMPORTAMIENTO DE UN TGA

Figura 21. TGA del almidón de yuca

Tras concluir la caracterización del almidón, Se procedió a realizar la preparación del hidrolato de la hoja de tabaco.

4.6 Preparación del hidrolato de la hoja de tabaco

En la figura 22, se muestra el proceso de preparación del hidrolato mediante ultrasonido, seguido por la separación en fase sólida y líquida a través de centrifugación. La fase sólida se

caracterizó por ATR-FTIR tanto antes como después del proceso de hidrolato. Para la fase líquida, se llevó a cabo la caracterización por CG-MS y UV-VIS. Estos resultados se muestran a continuación.

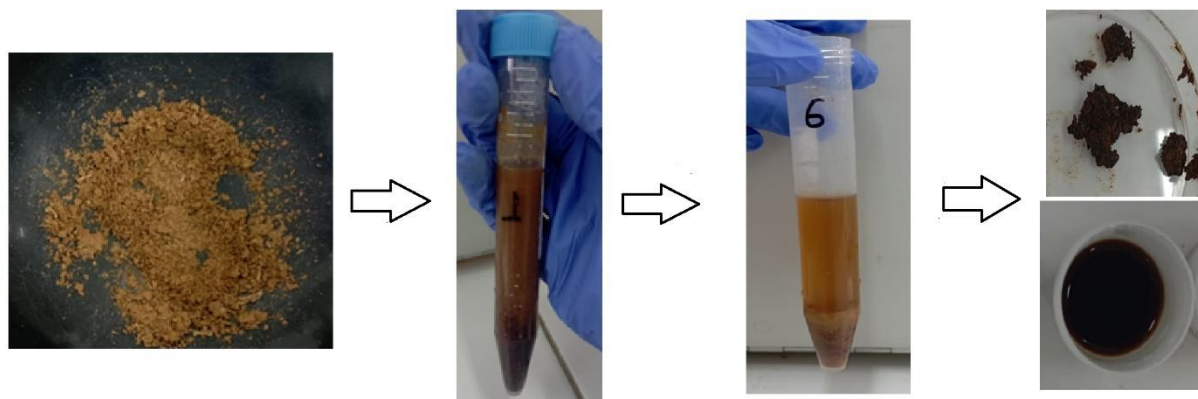


Figura 22. Preparación del hidrolato

4.7 Caracterización

4.7.1 ATR-FTIR del hidrolato de la hoja de tabaco

En la figura 23, se aprecia el espectro infrarrojo para las 8 muestras de la hoja de tabaco, donde se evidencian bandas de estiramiento del grupo OH. Las bandas ubicadas entre 2950 y 2850 cm^{-1} indican los estiramientos C-H, mientras que en el rango 1600 a 1680 cm^{-1} , se manifiesta la banda de vibración de tensión C-C, entre 1750 y 1755 cm^{-1} se observa una banda de flexión del grupo C=O. En el intervalo de 1000 a 1400 cm^{-1} se exhibe la banda de estiramiento C-N, mientras que entre 1200-1000 cm^{-1} se encuentra la banda de estiramiento C-O y entre 1210-1160 cm^{-1} se presenta la banda de vibración de C-O-C. Las asignaciones específicas de estas bandas para la hoja de tabaco se detallan en la tabla 9. Cabe destacar que no se evidencian diferencias significativas en los grupos funcionales entre la hoja de tabaco antes y después del hidrolato.

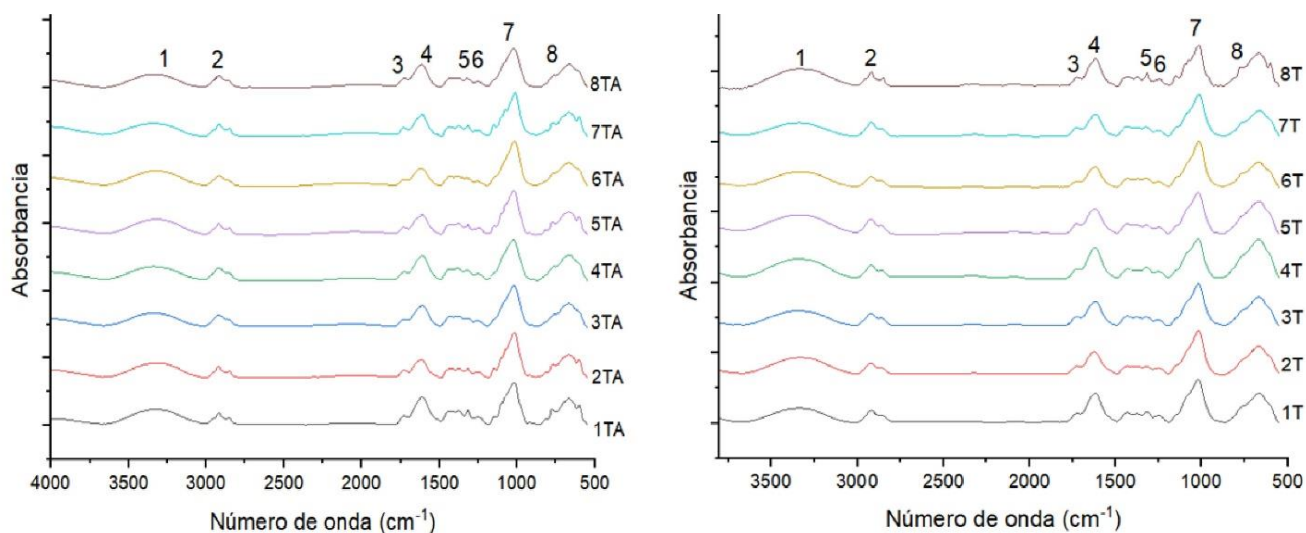


Figura 23. ATR-FTIR para la hoja tabaco antes y después del hidrolato

Tabla 9. Asignación de bandas de la hoja de tabaco

N°	Grupo funcional	Asignación de banda (cm ⁻¹)		Referencia
		TA	T	
1	Vibración de estiramiento OH	3300	3307	(Vajjiram et al., 2017)
2	Estiramiento C-H	2916	2923	
3	Vibración de tensión C=O	1734	1727	(Chandra, 2019)
4	Vibración de tensión C=C	1614	1606	
5	Vibración de estiramiento C-N	1313	1320	
6	Vibración de estiramiento C-O	1290	1245	
7	Vibración tensión fuerte C-O-C	1012	1019	(Vajjiram et al., 2017)
8	Flexión C-H	779	763	

Para validar las afirmaciones previas, se seleccionaron cuatro regiones en los espectros tanto para el tabaco antes como después de la preparación del hidrolato (TA-T). Posteriormente, se aplicó la derivada a cada espectro utilizando el software OriginPro 2024. A continuación, se calculó el área en cuatro regiones tanto para los espectros sin derivada como para los espectros con derivada. Estas áreas se utilizaron para crear componentes comparativos, específicamente, los grupos A (OH/C-O-C) y B (CH/C-O) para las áreas sin derivar, y los grupos C (C-O/CH) y D (C-O-C/CH) para las áreas con derivada.

El análisis incluyó la generación de gráficos de Análisis de Componentes Principales (PCA), los cuales ofrecieron una perspectiva detallada sobre las variaciones en los espectros. Estos gráficos, presentados en 2D y 3D (ver gráficas 24-A y B), permitieron una evaluación de las diferencias entre los grupos. Al examinar el eje X de estos gráficos, se observó que no existen diferencias significativas en los espectros infrarrojos antes y después de la extracción, indicando lo cual denota que para este ensayo no se logra hacer seguimiento por ATR-FTIR del impacto de la extracción. Para una visualización más detallada y una confirmación adicional, se llevaron a cabo espectros infrarrojos adicionales para las réplicas 7TA y 7T, tanto con como sin derivada (figura 24 C-D).

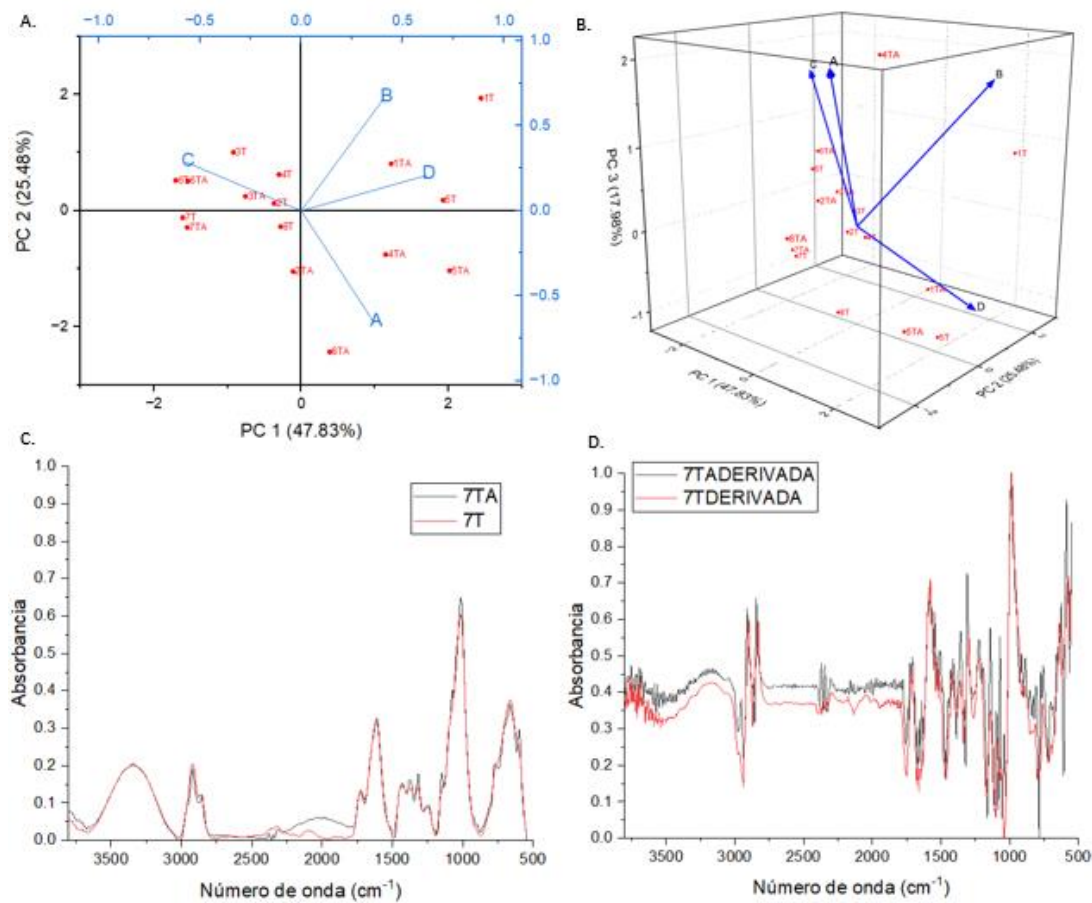


Figura 24. A-B. PCA en 2D y 3D, C. ATR-FTIR para la réplica 7 sin derivar, C. ATR-FTIR para la réplica 7 derivada.

4.7.2 UV-VIS del hidrolato de la hoja de tabaco

Se llevo a cabo la caracterización de los 8 hidrolatos mediante espectroscopía UV-VIS, utilizando el software OriginPro 2024b para la generación de gráficos. En este proceso, se aplicaron técnicas de suavizado, corrección de línea base y normalización a las curvas obtenidas.

Además, se obtuvo la primera derivada de las curvas, lo que permitió identificar tres picos representativos (figura 25).

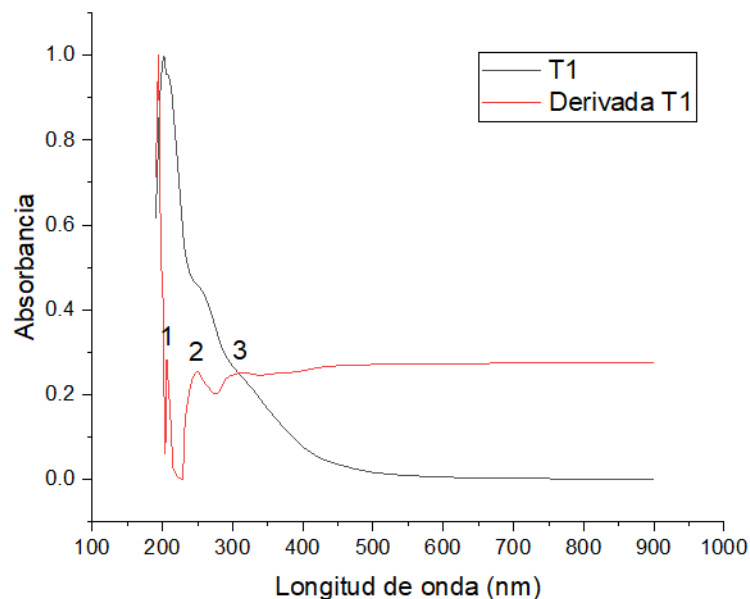


Figura 25. Espectro uv-vis de la muestra T1 del hidrolato de tabaco

Estos picos, con sus respectivas longitudes de onda, fueron posteriormente procesados en el programa R-Studio. Se generó un diagrama de cajas y bigotes, revelando estadísticas importantes (figura 26). Entre ellas, se destacan las medias de longitud de onda de los picos identificados, siendo estas 304,1 nm, 249,1 nm y 206,1 nm. Estas longitudes de onda se presentan en las antocianinas (250-350 nm y 500-550 nm) (Grisel María Ortega y Mercedes Guerra, 2006), flavonoides-fenoles (240-350 nm) (Cartaya & Reynaldo, 2001), y terpenos (200-400 nm) (R & Torres, 2007). Estos compuestos contienen la capacidad antioxidante que protege a las células de los radicales libres. En el estudio de (Prommaban et al., 2022), se presentaron componentes

antioxidantes similares a los reportados. Lo anterior demuestra que la técnica aplicada para disolver estos componentes es la apropiada.

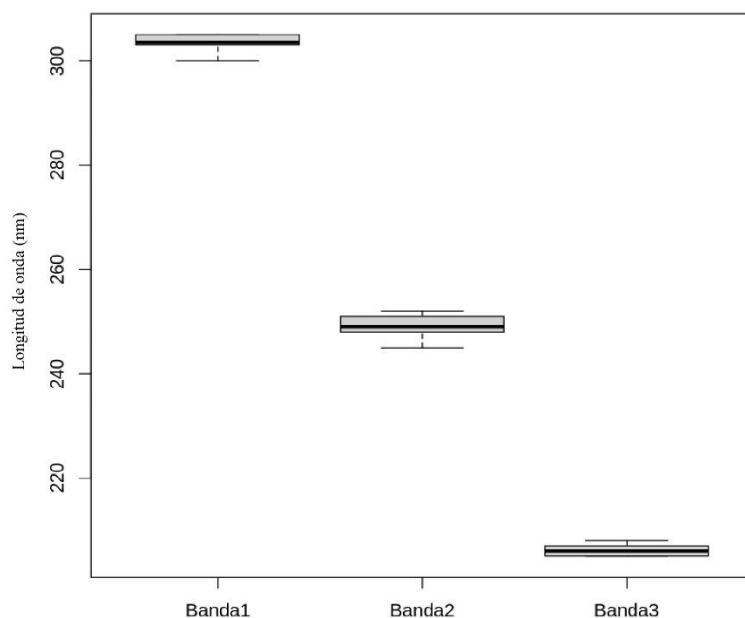


Figura 26. Diagrama de caja y bigotes de las bandas UV-VIS hidrolatos de la hoja de tabaco

Para corroborar este seguimiento se aplicó el análisis GC-MS y así determinar la composición presuntiva para el hidrolato.

4.7.3 CG-MS del hidrolato de la hoja de tabaco

Se presenta el cromatograma del hidrolato obtenido a partir de la hoja de tabaco, exhibiendo los tiempos de retención asociados a cada señal detectada. En este análisis, se identificaron un total de 37 señales. Con el propósito de comprender a fondo la composición de cada muestra, el equipo procedió a desarrollar un diagrama de fragmentación de masa carga. Para

una visualización más detallada de cada pico identificado en su base de datos, se presenta la figura 27.

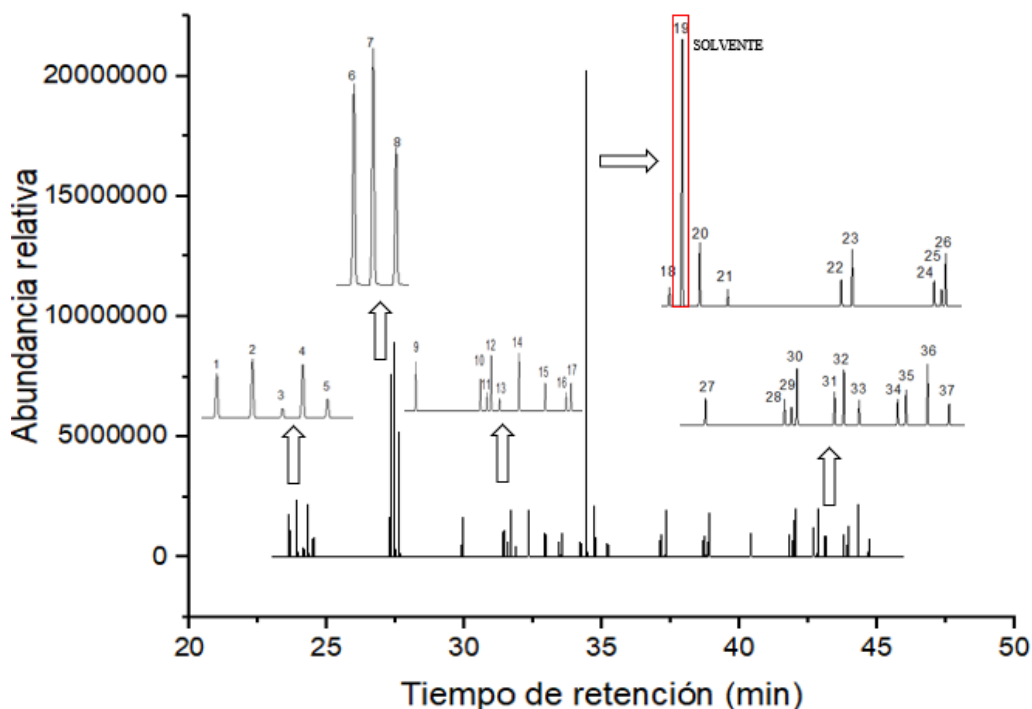


Figura 27. Cromatograma hidrolato de la hoja de tabaco

A partir del análisis del cromatograma, se determinó que el pico 19 corresponde al ácido ftálico, 6-etil-oct-3-ilo 2-etilhexilo, el cual tiene mayor absorbancia relativa. Las demás señales identificadas se detallan en la tabla 10, evidenciando picos correspondientes a ácidos grasos, ácidos carboxílicos, hidrocarburos, terpenos, siloxanos, alcoholes grasos, fitoesteroides y tocoferoles. Al evaluar el porcentaje de abundancia relativa, se observaron todos los picos obtenidos con porcentajes comparables con los informados en la literatura, específicamente en el estudio de (Vajjiram et al., 2017).

Al realizar una comparación detallada de los tres primeros picos, se encontraron porcentajes de 2,20, 2,92 y 0,54, respectivamente. Estos valores fueron consistentes con los resultados reportados en la literatura, que indican porcentajes de 2,07, 2,76 y 0,46 para los mismos picos, esta coherencia se encuentra también para los demás compuestos analizados. La mínima diferencia entre los valores obtenidos y los informados en la literatura sugiere una concordancia notable en el porcentaje de abundancia relativa de estos componentes.

Tabla 10. Análisis de los picos del cromatograma del hidrolato de la hoja de tabaco

Pico	Nombre	Abundancia relativa (%)	Tiempo de retención (min)	Antioxidante
1	6-[1-(Hidroximetil)Vinil]-4	2,90	23,61	-
2	Ácido n-Hexadecanoico	3,85	23,89	Capacidad antioxidante
3	Ácido 9-Octadecenoico (z)	0,71	24,13	-
4	Ácido ascórbico 2,6 dihexadecanoato	3,55	24,30	Capacidad antioxidante
5	Ácido Docosanoico	1,34	24,50	-
6	Z-11-Pentadecenol	11,98	27,30	-
7	Ácido 18-Nonadecenoico	14,09	27,44	-
8	Ácido Pentadecanoico	8,22	27,62	-
9	Ciclononasiloano, octadecametil	2,64	29,91	-
10	Escualeno	1,78	31,42	Capacidad antioxidante
11	Geranilgeraniol	1,02	31,57	Capacidad antioxidante
12	Solanine	3,04	31,67	Capacidad antioxidante
13	Dotriacontano	0,70	31,87	Capacidad antioxidante
14	Ciclononasiloano, octadecametil	3,10	32,31	Capacidad antioxidante
15	Isómero de nerol linalol	1,57	32,93	-
16	Hexatriacontano	0,99	33,41	-

17	Ácido dicarboxílico 1,2-benceno, éster mono (2-etilhexilo)	1,55	33,52	-
18	Ácido acético (Trifenilfosfina)	1,05	34,21	-
20	Heptasiloxano, hexadecametil	3,42	34,72	-
21	1-octacosanol	0,91	35,19	Capacidad antioxidante
22	Pentacosano	1,48	37,12	-
23	Tetracosametil- ciclododecasiloxano	3,06	37,31	-
24	Heptacosilo heptafluorobutírate	1,41	38,70	-
25	2-metilhexadecano	0,97	38,82	-
26	Ácido propiónico	2,86	38,89	-
27	Tetrapentacontano	1,54	40,40	-
28	Ciclopentadecasiloxano	1,45	41,79	-
29	Estigmasterol	1,05	41,92	Capacidad antioxidante
30	Pentafluoropropionato de octacosilo	3,16	42,01	-
31	Ácido butanoico, 3,7- dimetil-6-octenilo éster	1,90	42,67	-
32	Ergosterol, (3 β ,5 α ,22E)-	3,14	42,84	-
33	γ -tocoferol	1,41	43,11	Capacidad antioxidante
34	Heptadecano, 3-metil	1,50	43,79	-
35	Ácido ursodesoxicólico	2,03	43,94	Capacidad antioxidante
36	Aceite de silicona	3,43	44,31	-
37	α -tocoferol-beta-D- manósido	1,23	44,69	Capacidad antioxidante
	TOTAL	100,00		

Después de haber obtenido el almidón de los residuos de yuca y el hidrolato de la hoja, se procedió a realizar el proceso de la síntesis de biopelículas.

4.8 Síntesis de biopelículas

Se llevó a cabo una matriz de estudio que abarcó 7 ensayos incluyendo el blanco como se describe en la tabla 11. Estos ensayos se realizaron por duplicado. Una vez terminado el proceso, se obtuvieron las biopelículas observadas en la figura 28.

Tabla 11. Matriz de estudio biopelículas.

N°	GLICERINA (g)	ALMIDÓN (g)	AGUA (g)	HIDROLATO (μL)
B1.1E3	2,0517	7,5078	140,07	0
B2.1E3	2,0430	7,5029	140,07	250
B3.1E3	2,0320	7,5075	140,21	500
B4.1E3	2,0416	7,5181	140,06	750
B5.1E3	2,0460	7,5026	140,14	1000
B6.1E3	2,0743	7,5049	140,25	2000
B7.1E3	2,2706	7,5427	140,14	3000

Una vez sintetizadas las biopelículas a diferentes composiciones de hidrolato de la hoja de tabaco, los mejores resultados se obtuvieron en las biopelículas B2.1E3-B3.1E3-B5.1E3-B6.1E3 y B7.1E3 las cuales exhibieron una flexibilidad y coloración satisfactorias.



Figura 28. Biopelículas obtenidas matriz de estudio.

Al obtener las biopelículas se llevó a cabo el proceso de su caracterización.

4.9 Caracterización

4.9.1 ATR-FTIR de las biopelículas

En la figura 29, se presenta el espectro infrarrojo para las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco. En este espectro, se destacan las bandas de estiramiento del grupo OH. Las bandas ubicadas entre 2950 y 2850 cm^{-1} indican los estiramientos C-H, mientras que en el rango 1600 a 1680 cm^{-1} , se manifiesta la banda de vibración de tensión C-C, entre 1750 y 1755 cm^{-1} se observa una banda de flexión del grupo C=O.

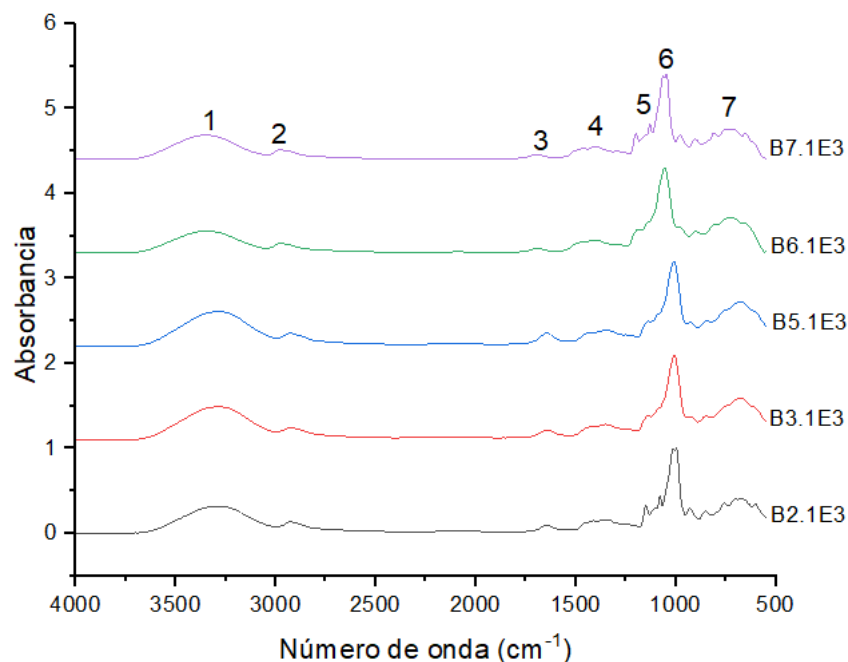


Figura 29. ATR-FTIR de las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco

En el intervalo de 1000 a 1400 cm^{-1} se exhibe la banda de estiramiento C-N, mientras que entre 1200-1000 cm^{-1} se encuentra la banda de estiramiento C-O y entre 1210-1160 cm^{-1} se presenta la banda de vibración de C-O-C. En la tabla 12, se detallan las asignaciones específicas de estas bandas para las biopelículas, donde se observa una correspondencia de grupos funcionales con los espectros ATR-FTIR del almidón de yuca y la hoja de tabaco.

Tabla 12. Asignación de bandas de las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco

N°	Grupo funcional	Asignación de banda (cm^{-1})	Referencia
1	Estiramiento OH	3310	(Torrenegra et al., 2018)
2	Estiramiento CH	2927	(Weligama Thuppahige et al., 2023)
3	Vibración de tensión C=C	1643	(Chandra, 2019)
4	Vibración de estiramiento C-N	1351	
	Vibración de estiramiento C-O	1140	

5	Vibración tensión fuerte C-O-C	1000	(Tâm et al., 2016)
6	Flexión C-H	755	(Vajjiram et al., 2017)

4.9.2 TGA de las biopelículas

En la figura 30, se muestra la curva de termogravimetría (TGA) correspondiente a las biopelículas elaboradas a partir de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco. Las temperaturas y porcentajes de pérdida de masa se presentan en la tabla 13. Se destaca que la degradación de las biopelículas ocurre en el intervalo de temperatura de 339,8-344,2°C, Así mismo, se observa una pérdida adicional de masa en el rango de temperatura de 598,2-600,0°C, lo que correspondería a cenizas.

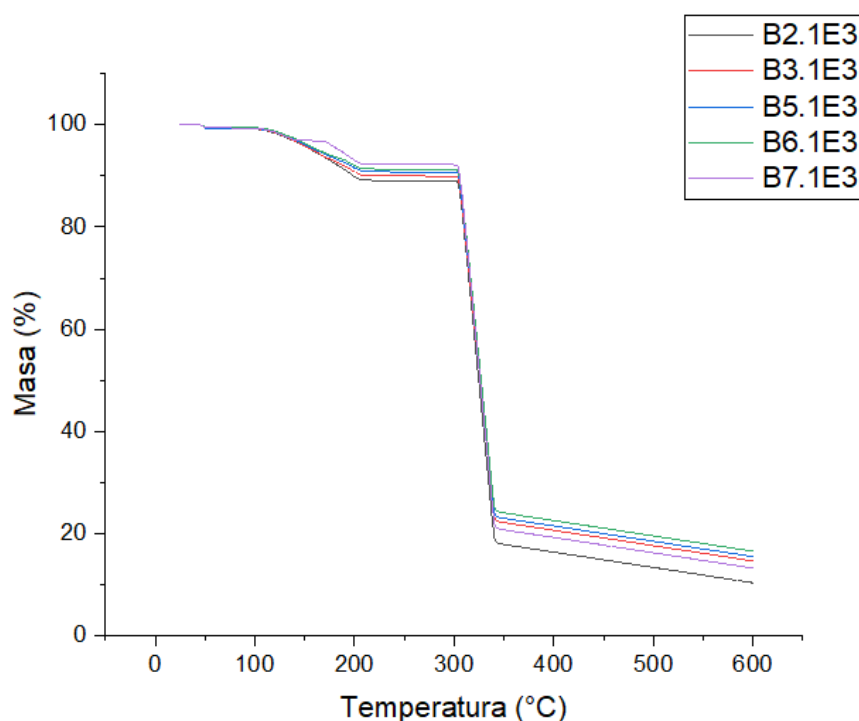


Figura 30. TGA de las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco

LA TEMPERATURA DE FUSIÓN DEL ALMIDÓN ESTA ENTRE 256 A 258°

Al comparar estos resultados con la literatura se evidencia una similitud con biopelículas elaboradas a base de almidón de yuca y glutaraldehído (GLU), polietilenglicol (PEG) y perclorato de litio (LP) (Arrieta & Jaramillo, 2014). Estas muestran una degradación a una temperatura de 312°C. Es relevante destacar que, a pesar de la adición de otros materiales, la temperatura de degradación de las biopelículas se mantiene similar a la del almidón puro estudiado en esta investigación, indicando una consistencia en el comportamiento térmico.

Tabla 13. Temperatura y % de pérdida de masa para las biopelículas de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco

Muestra	T (°C)					%Masa			
	100,0	206,4	301,5	341,3	600,0	1,1	11,4	80,9	89,8
B2.1E3	100,0	206,4	303,0	341,3	598,2	0,2	10,0	77,0	85,6
B3.1E3	100,0	206,4	303,0	344,2	598,2	0,5	10,0	76,2	84,0
B5.1E3	100,0	206,4	301,5	339,8	598,2	0,5	8,0	78,9	87,0
B6.1E3	100,0	205,0	304,4	341,3	598,2	0,3	8,9	74,8	83,7

4.9.3 UV-VIS biopelículas

Para corroborar la posible presencia de componentes activos del tabaco en las biopelículas se realizó un seguimiento por espectroscopía UV-VIS, utilizando el software OriginPro 2024b para la generación de gráficos. Este proceso se realizó de la misma manera que en el ítem 4.7.2. Se elaboró un diagrama de cajas y bigotes (figura 31) para identificar la media de los picos característicos (303,5 nm, 249,1 nm y 206,1 nm) estas señales son consistentes con los componentes identificados en el hidrolato, lo que confirma su incorporación en la biopelícula, esta estrategia ha sido empleada por (Villar Calero et al., 2021), quien obtuvo una disminución de la absorbancia con un pico a 517 nm. La magnitud de esta disminución en la absorbancia indica la presencia de capacidad antioxidante.

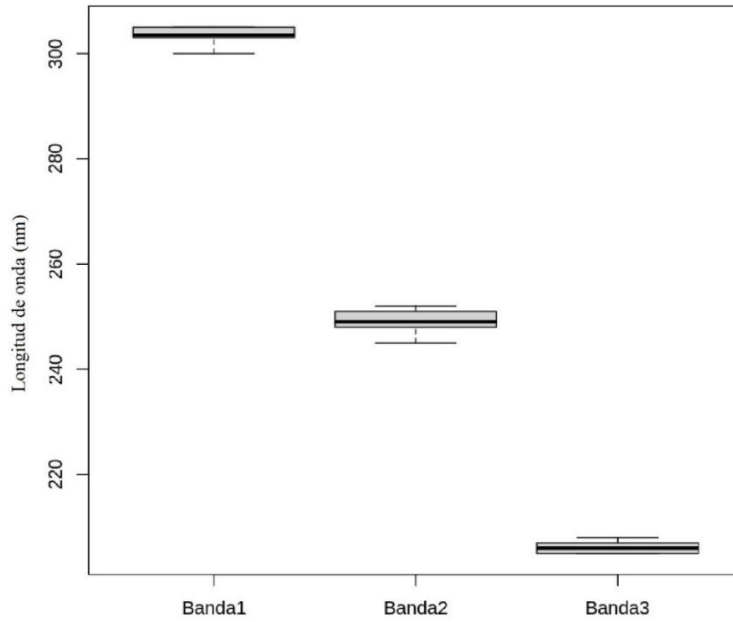


Figura 31. Diagrama caja y bigotes de las bandas UV-VIS de las biopelículas almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco

4.10 Permeabilidad del agua

Se empleó la ley de Fick (ecuación 2) para hallar WVP (permeabilidad de vapor de agua). Además, se generó una gráfica (figura 32) donde se tuvo en cuenta el promedio de los pesos (g) frente a el tiempo (h) con ayuda de esta se obtuvo la pendiente y se utilizó una presión de 2,3339 KPa a 20°C.

$$WVTR \left(\frac{g}{s * m^2} \right) = \frac{\Delta w}{\Delta t * A}$$

$$permeance \left(\frac{g}{s * m^2 * Pa} \right) = \frac{WVTR}{\Delta P}$$

$$WVP \left(\frac{g}{s * m * Pa} \right) = permeance * thickness$$

Ecuación 2. Permeabilidad de vapor del agua (Cazón et al., 2022)

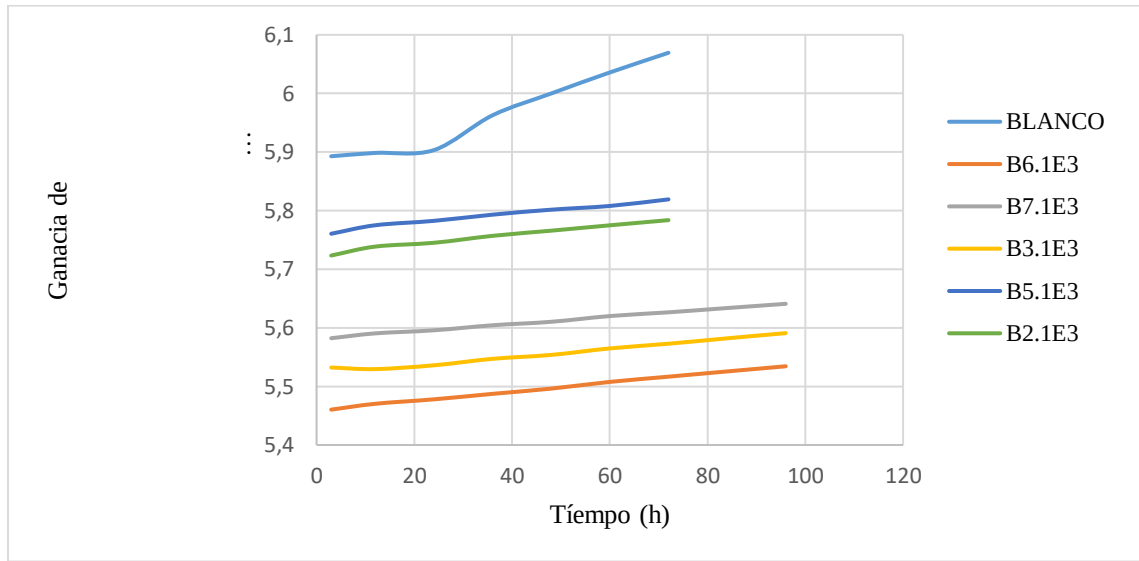


Figura 32. Promedio de los pesos (g) frente a el tiempo (h) para las biopelículas

Los resultados obtenidos se presentan en la tabla 14. Donde se puede observar que se obtuvo para el WVP valores bajos esto significa que las biopelículas elaboradas a base de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco son un material efectivo para resistir la penetración del vapor de agua, esto es bueno, ya que ayuda en la frescura de las frutas para evitar que ingrese humedad o salga humedad. Comparando con el estudio de (Carrión et al., 2023), que investigó biopelículas de almidón de taro, nisina y alginato de sodio, se reportaron valores más altos de WVP entre 0,01-0,47. En contraste las biopelículas hechas con almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco presentan valores de WVP entre 0,02 y 0,04. Esto sugiere que las biopelículas a base de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco poseen una permeabilidad superior en comparación con aquellas fabricadas con almidón de taro, nisina y alginato de sodio.

Tabla 14. WVP para las biopelículas a base de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco

	Pendiente (g/h)	Área (m²)	WVTR (g/h*m2)	Espesor (m)	ΔP (KPa)	Permeabilidad (g/h*m²*KPa)	WVP (g/h*m*KPa)
BLANCO	0,0028	0,006361	0,44018	0,00000	2,3339	0,18818	0
B2.1E3	0,0008		0,12577	0,00060		0,05376	0,032258821
B3.1E3	0,0008		0,12577	0,00080		0,05376	0,043011761
B5.1E3	0,0006		0,09432	0,00066		0,04032	0,026613527
B6.1E3	0,0007		0,11005	0,00071		0,04704	0,033401321
B7.1E3	00008		0,12577	0,00069		0,05376	0,037097644

4.11 Espesor biopelícula

En la figura 33, se muestra un diagrama de cajas y bigotes para la comparación del espesor de cada biopelícula, y se pueden observar las medias correspondientes a cada una de ellas. Las medias reportadas son las siguientes: 0,687 mm para B2.1E3, 0,737 mm-B3.1E3, 0,753 mm-B5.1E3, 0,710 mm-B6.1E3 y 0,690 mm-B7.1E3. Al analizar estos resultados, se evidencia una similitud en los espesores de las biopelículas, a pesar de la incorporación de diferentes concentraciones de hidrolato.

Al comparar los resultados obtenidos en este estudio con los datos publicados en la literatura (Arrieta & Jaramillo, 2014), se observa que las biopelículas reportadas en este estudio, presentan valores mayores de 0,485 mm reportados en dicha investigación. Esto genera un impacto positivo, ya que conforme se aumenta el espesor, se evidencia un correspondiente aumento en la resistencia a la transferencia de masa a través del recubrimiento (Escobar Guadarrama, 2020).

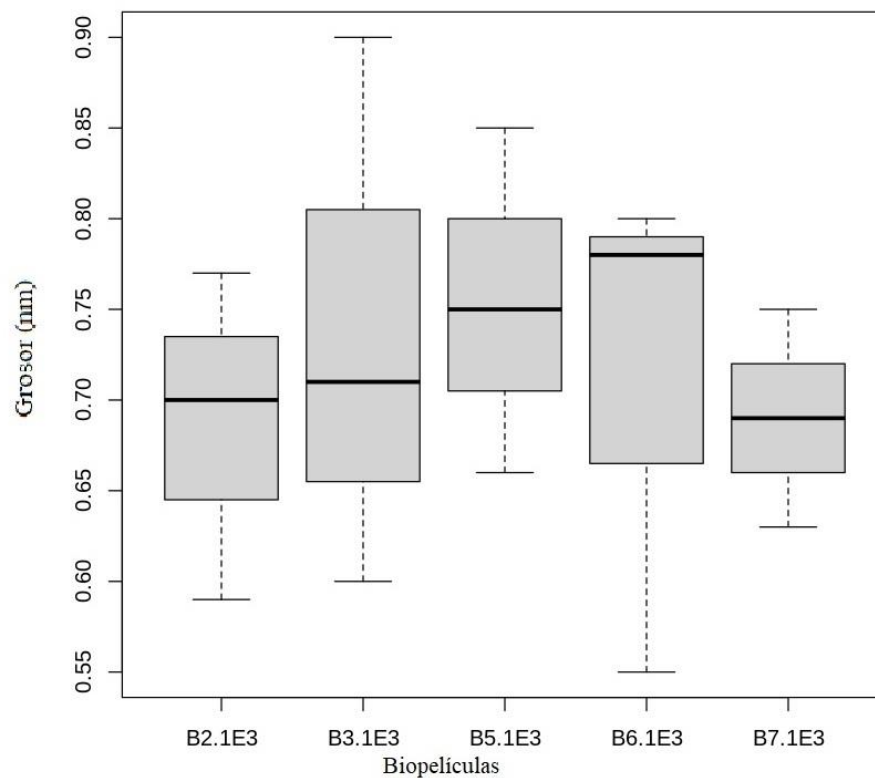


Figura 33. Diagrama de cajas grosor de biopelículas matriz de estudio.

Después de haber completado la caracterización de las biopelículas, se procedió a el control por inmersión de estas en fresas.

4.12 Efecto respiración de las fresas con biopelículas por inmersión

4.13 Control-fresas descomposición

En primer lugar, se realizó un control con 40 fresas a diferentes estados de maduración, sin aplicar biopelícula, como se observa en la figura 34. El objetivo principal fue determinar la duración de las fresas a temperatura ambiente. Para lograr esto se realizaron mediciones diarias de parámetros como peso y color, mientras que en el último día se realizaron mediciones de °Brix y pH. Tras cinco días de observación, se notó la presencia de hongos y descomposición en la totalidad de las fresas como se observa en la figura 35. Como resultado de este seguimiento, se

concluyó que las fresas presentaron un estado de duración de cinco días. Cabe resaltar que, debido al uso de fresas a diferentes estados de maduración, aquellas en un estado de maduración más avanzado mostraron inicialmente la presencia de hongos.



Figura 34. Fresas diferente estado de maduración.



Figura 35. Control de fresas después de cinco días.

Para hacer seguimiento de la pérdida de peso, se realizó un diagrama de cajas y bigotes que representa el porcentaje de peso para cada día, como se observa en la figura 36. Tras realizar dicho diagrama, se obtuvieron las siguientes medias para cada día: 0.00% para D1, 4,70%-D2, 9,79%-D3, 16,75%- D4, 31,11%- D5, donde se observa una alta pérdida del día 1 al día 5.

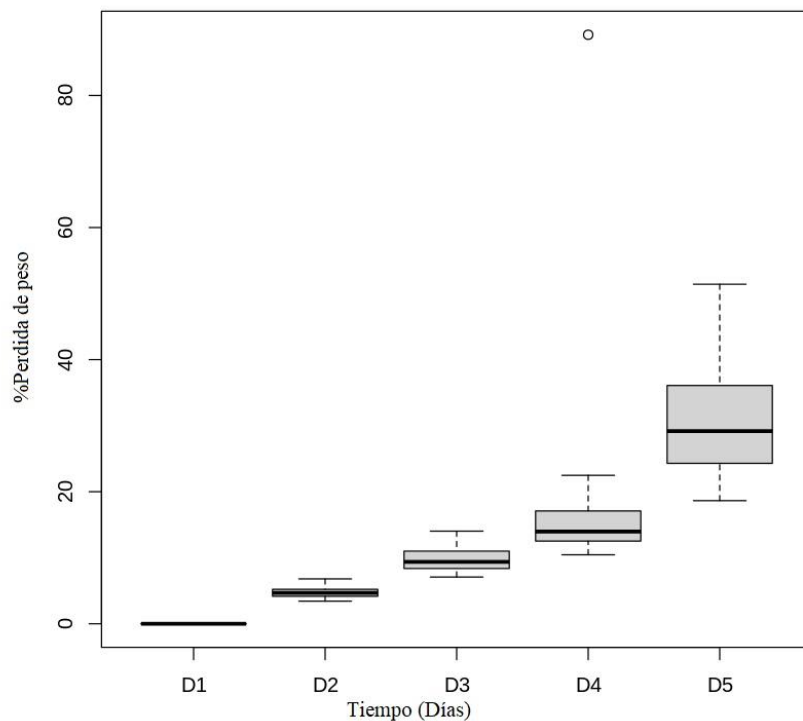


Figura 36. Diagrama de caja y bigotes-% pérdida de peso fresas diferentes estados de maduración.

Seguido a esto, se procedió a medir el color, pH y °Brix para cada una de las fresas.

Color, pH y °Brix

Para la medida de color se utilizó un colorímetro, el cual genera la valoración numérica de un objeto para dar a conocer la gama cromática. (Robayo, 2018). El colorímetro utiliza un espacio llamado CIELAB (L, a, b), donde L indica luminosidad, a +rojo/-verde y b +amarillo/-azul (Radiaci & Si, n.d.) como se muestra en la figura 37.

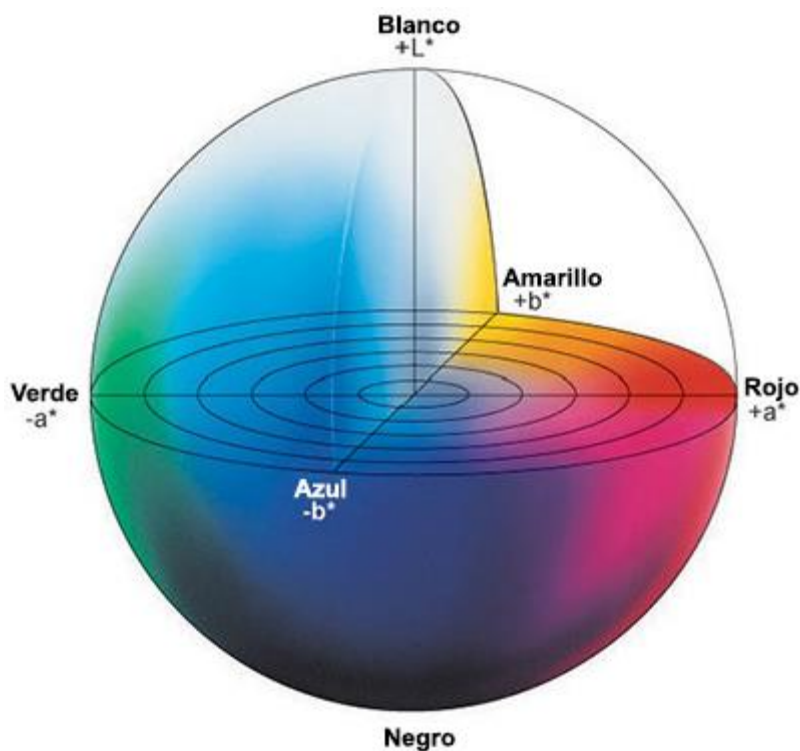


Figura 37. Espacio de color CIELAB (L,a, b) (Robayo, 2018)

En la Tabla 15, se presentan detalladamente los valores correspondientes a cinco días para las coordenadas L, a y b, así como la media de los valores de las 40 fresas con respecto al pH y °Brix. Resulta evidente que en la coordenada L se experimenta un cambio de luminosidad a oscuridad a medida que transcurren los días. En la coordenada a, se observa un incremento en la intensidad del color, indicando tonalidades rojas más pronunciadas. Por otro lado, en la coordenada b, se aprecia un cambio en el tono amarillo, el cual experimenta una disminución gradual a lo largo del periodo analizado (Rocío et al., 2015).

En relación a los valores de pH, se destaca un aumento, alcanzando un valor de 3,23. En cuanto a los °Brix, se identifica un valor de 7,3, situándose fuera del rango aceptable para el

consumo, que según (Gutierrez & Gladys, 2014) debería estar entre 8 y 10,1, cabe resaltar que estos valores se tomaron el día cinco.

Tabla 15. Color CIELAB L, a y b, y pH-°Brix para las fresas en descomposición

	Día				
	1	2	3	4	5
L	22,34	25,13	21,13	1,78	4,56
a	-4,66	2,34	7,08	23,31	23,75
b	8,46	13,31	8,98	1,01	5,45
				Promedio pH	3,23
				Promedio °Brix	7,23

Caracterización UV-VIS fresas en descomposición

Se realizó un análisis espectroscópico UV-VIS en un rango de 900-190 nm para evaluar la composición de 40 muestras líquidas de fresas (figura 38). Durante la observación, se identificó una banda significativa en la longitud de onda de 274 nm. Esta banda se correlaciona con la presencia de compuestos moleculares tales como las antocianinas (Cianidina-3-glucósido, Pelargonidina-3-glucósido, Malvidina-3-glucósido), cuyo rango de absorción abarca de 250 a 350 nm y de 500 a 550 nm, estas son las que le brindan el color rojo intenso y claro (Grisel María Ortega y Mercedes Guerra, 2006), así como los flavonoides y fenoles (quercetina, epicatequina, miricetina ácido cafeico, gálico, elágico) que muestran absorción en el intervalo de 240 a 350 nm, cabe resaltar que estos brindan capacidad antioxidante, lo que significa que protegen a las células de los radicales libres (Cartaya & Reynaldo, 2001).

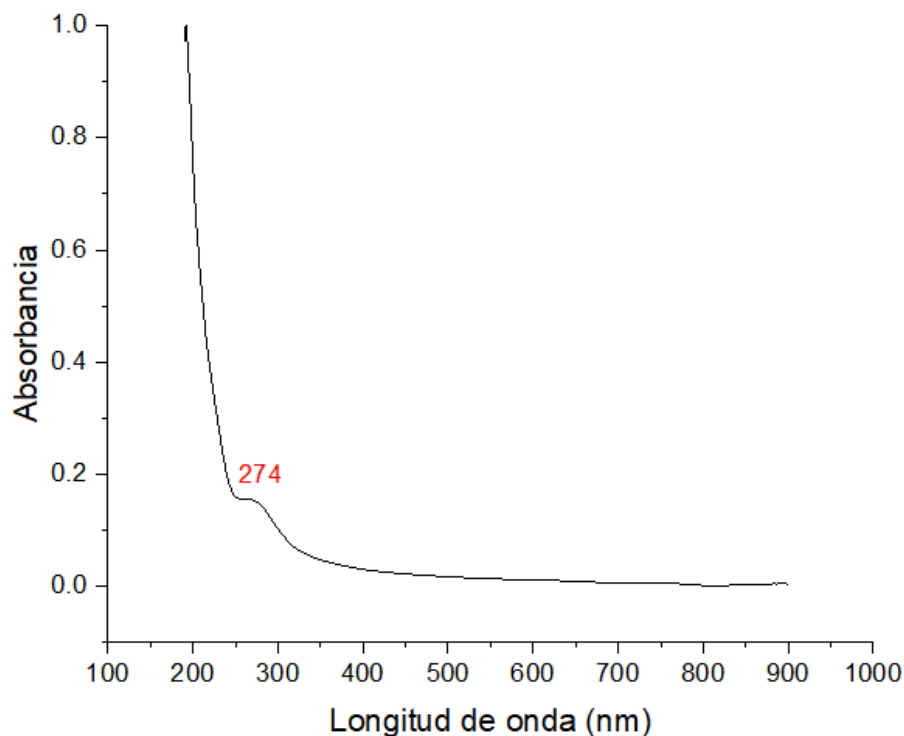


Figura 38. Espectro UV-VIS del líquido de la fresa

A continuación, se presentan los resultados para las fresas con recubrimiento a base de almidón de yuca-hidrolato de la hoja de tabaco para fresas en estado de maduración 2.

4.14 Control-Fesas estado de maduración 2

Para evaluar el control del efecto de la respiración en las fresas recubiertas con biopelícula mediante el método de inmersión, se seleccionaron fresas en estado de maduración 2 (color rojo en la zona apical), como se muestra en la figura 39. Es importante destacar que la determinación del estado de maduración se llevó a cabo mediante la medición del pH y °Brix en el primer día de tres fresas de los grupos reportados a continuación. Se observó que la media de °Brix fue de 6,5, una cifra consistente con lo establecido por la Norma Técnica de Colombia (NTC 4103). Para esto se tomaron 60 fresas, las cuales 30 se dejaron en su estado natural y a las otras 30 se les aplicó

biopelícula por inmersión como se observa en la figura 40. Para esta biopelícula se utilizó el contenido de biopelícula denominada B6.1E3 como se presentó en la tabla 11.



Figura 39. Fresas estado de maduración 2.



SIN BIOPELÍCULA



CON BIOPELÍCULA

Figura 40. Control fresas sin biopelícula y con biopelícula.

Para este control, se recopilaban datos diarios de tres fresas tanto sin biopelícula como con biopelícula. Para cada una de estas fresas, se registraron medidas de peso, pH, °Brix y color. Con el objetivo de analizar y visualizar la variabilidad en el peso, se realizaron diagramas de cajas y bigotes como se observa de la figura 41. En la tabla 16 se presentan las medias del porcentaje de peso. Se resalta que las fresas con biopelícula presentan un porcentaje con menor de pérdida de peso en comparación con las fresas sin biopelícula. Cabe resaltar que, en el tercer día se presentó

hongo en una de las fresas sin biopelícula como se observa en la figura 42. La pérdida de peso en las frutas se atribuye a la exposición a cambios mecánicos, lo que genera una degradación general. En el caso de las fresas, se observó una disminución del 18% en aquellas sin biopelícula, mientras que las fresas con biopelícula presentaron una pérdida del 15%. Estos resultados son consistentes con el estudio de (Kutlu, 2023) donde se registró una pérdida del 17% con biopelícula y del 22% sin biopelícula. Cabe resaltar que en dicha investigación utilizaron refrigeración y en el presente estudio estuvo bajo condiciones ambientales de Pamplona (Temperaturas de 20 a 8°C), lo anterior para emular con condición como se comercializa en la ciudad.

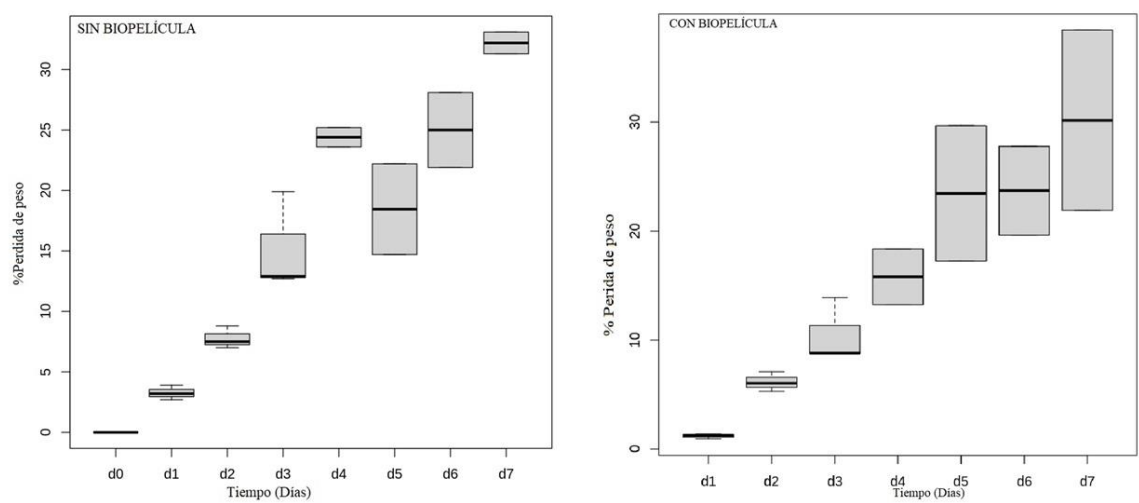


Figura 41. Diagrama de caja y bigotes porcentaje pérdida de peso control fresas maduración 2.

Tabla 16. Medias del porcentaje de pérdida de peso del control de fresas maduración 2.

	SIN (%)	CON (%)
D0	0,00	
D1	3,27	

D2	7,77	6,14
D3	15,17	10,49
D4	24,40	15,81
D5	18,45	23,45
D6	25,00	23,71
D7	32,20	30,16



Figura 42. Fresa con hongo sin biopelícula.

Color

En las figuras 43, 44, y 45 se presentan diagramas de cajas y bigotes que representa el espacio de color CIELAB, específicamente las coordenadas L, a y b para un periodo de siete días de duración. Estos diagramas presentan las medias que se detallan en la tabla 17. Al analizar las medias de la coordenada L, se observa un valor más elevado para las fresas con biopelícula en comparación con las fresas sin biopelículas. Este hallazgo indica que la presencia de biopelícula aumenta la luminosidad de las fresas (Viera Valencia & Garcia Giraldo, 2019).

Este efecto positivo sugiere que la aplicación de biopelículas no genera un impacto negativo en su color; de hecho, contribuye a mejorar la luminosidad, realzando así su apariencia externa. Esta afirmación coincide con resultados similares encontrados en la literatura con respecto a la luminosidad (Viera Valencia & Garcia Giraldo, 2019) (CANO, 2022). En la figura 41, se observa la dispersión de datos en las fresas sin biopelícula, lo cual corrobora lo dicho anteriormente.

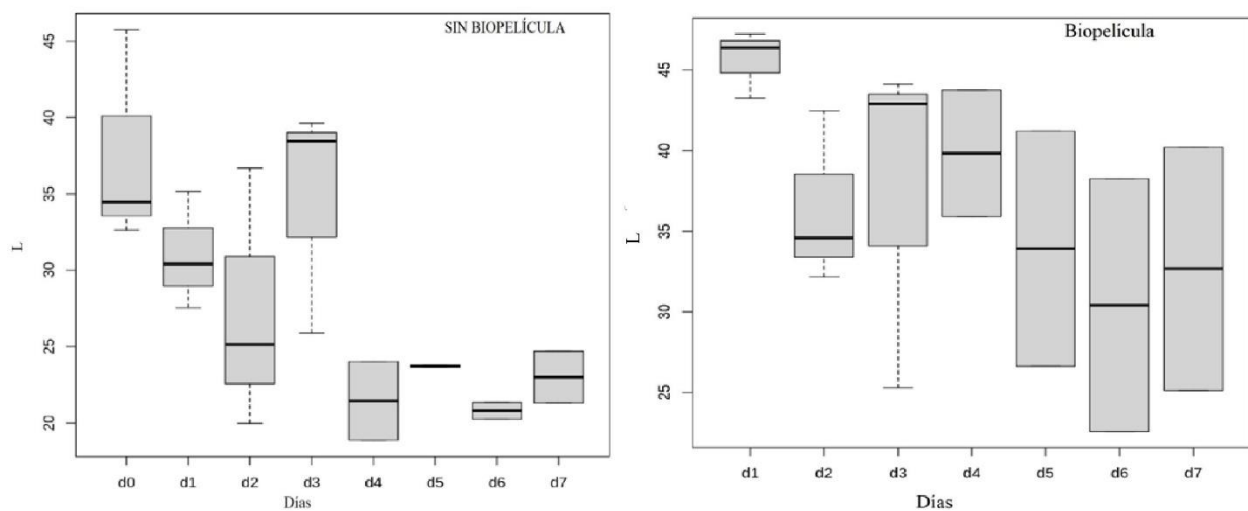


Figura 43. Diagrama de caja y bigotes de espacio de color CIELAB coordenada L para las fresas con y sin biopelícula

Según la figura 44, se observó una notable diferencia en la coordenada a en los días 2 y 4 en comparación con las demás cajas. Al analizar las medias presentadas en la tabla 17, se evidencian valores más bajos en la coordenada a para las fresas con biopelícula en comparación. Esto indica que el cambio de tonalidad en las fresas con biopelícula ocurre a un ritmo más gradual en comparación con las fresas sin biopelícula. Este hallazgo puede interpretarse positivamente, ya

que indica que la maduración de las fresas con biopelícula no se desarrolla tan rápidamente como en las fresas sin biopelícula (Robles-Vences, 2023).

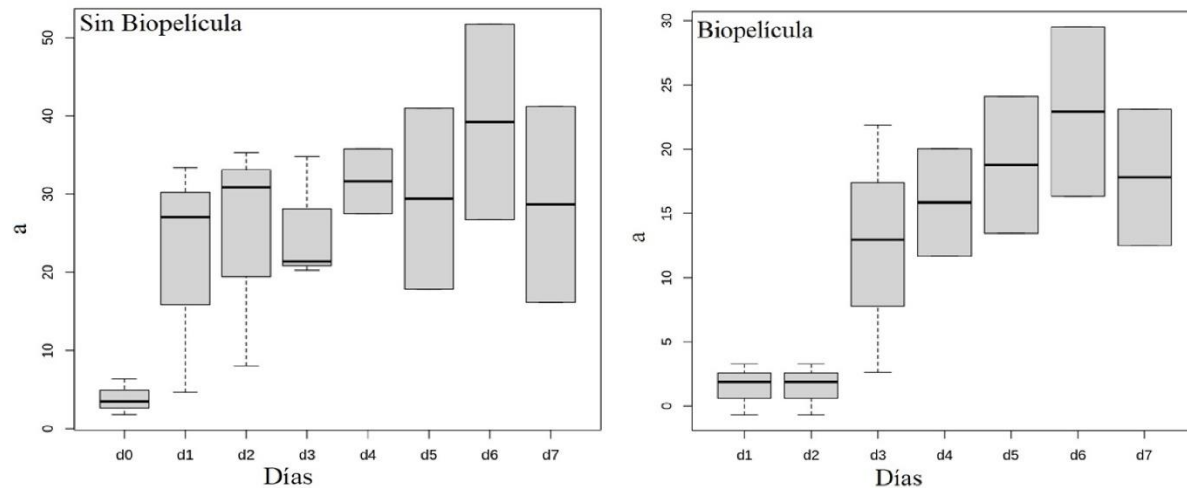


Figura 44. Diagrama de caja y bigotes de espacio de color CIELAB coordenada a para las fresas con y sin biopelícula

En cuanto a la figura 45, se muestra el diagrama de cajas y bigotes para la coordenada b, mientras que las medias correspondientes se detallan en la tabla 17. En este análisis, se destacan valores más bajos para las fresas con biopelícula en comparación con las fresas sin biopelícula. Esto indicó que las fresas con biopelícula tienden a tener menos intensidad en la componente de color azul-amarillo. Es importante señalar que estos resultados son coherentes con los obtenidos en el estudio de (Kutlu, 2023).

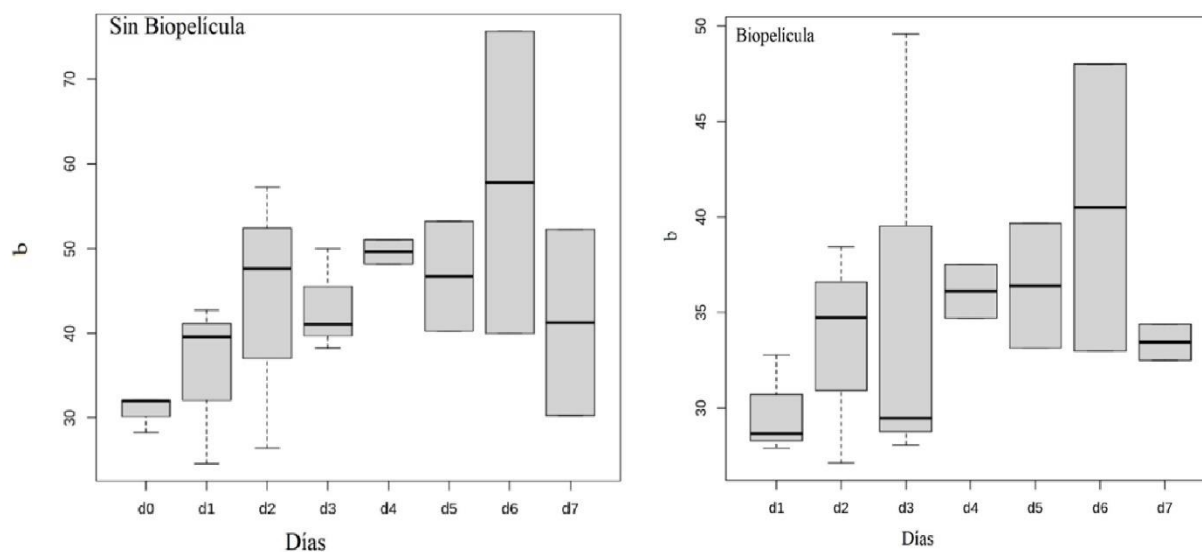


Figura 45. Diagrama de caja y bigotes de espacio de color CIELAB coordinada a para las fresas con y sin biopelícula

Tabla 17. Medias de las coordenadas de color CIELAB para las fresas con y sin biopelícula

Días	COORDENADAS					
	L		A		B	
	Sin	Con	Sin	Con	Sin	Con
D0	37,6		3,87		30,8	
D1	31,0	45,6	21,69	1,49	35,6	29,8
D2	27,3	36,4	24,73	1,49	43,8	33,4
D3	34,6	37,4	25,49	12,49	43,1	35,7
D4	21,4	39,9	31,64	15,85	49,6	36,1
D5	23,7	33,9	29,41	18,79	46,7	36,4
D6	20,8	30,4	39,23	22,91	57,8	40,5
D7	23,0	32,7	28,68	17,80	41,3	33,5

pH

En la figura 46, se muestra el gráfico que representa la media de los valores de pH registrados durante los siete días de observación para las fresas, comparando aquellas con biopelícula y sin biopelícula. La mayoría de los valores de pH se mantienen estables, con una ligera disminución evidente en el día 5. Se observa también que las fresas con biopelícula experimentan

cambios menores en el pH en comparación con aquellas sin biopelículas, hallazgos que concuerdan con los resultados obtenidos en el estudio realizado por (Castillo & Cuello, 2023).

La alteración del pH de los frutos podría deberse, en parte, a la influencia de los recubrimientos comestibles. Estos recubrimientos tienden a reducir la velocidad de respiración de las fresas, lo que, a su vez podría retrasar la utilización de ácidos orgánicos en las reacciones enzimáticas, como se señaló en la investigación llevada a cabo por (Restrepo, Jorge; Aristizabal, 2010).

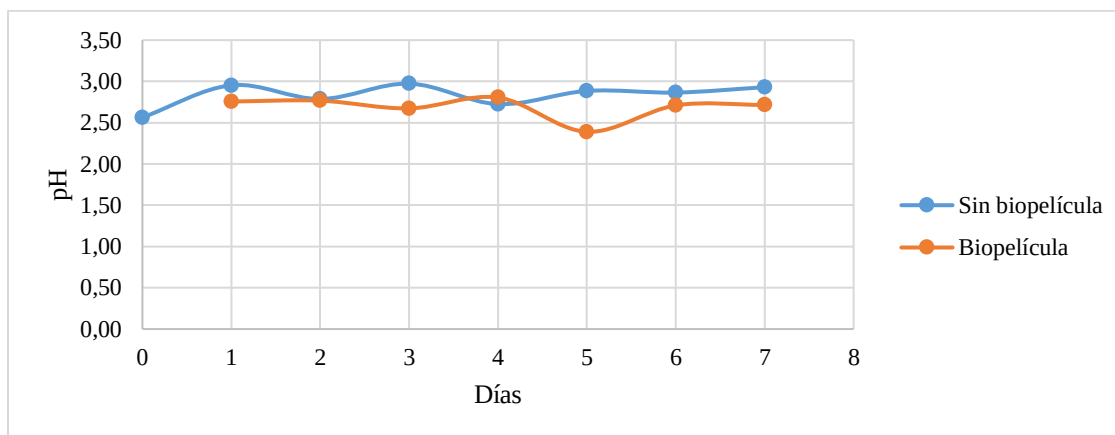


Figura 46. Gráfica que representa la media de los pH reportados para las fresas con y sin biopelícula registrados en los siete días de duración.

°Brix

En la figura 47, se presenta un gráfico que ilustra la media de los °Brix registrados para las fresas tanto con biopelícula como sin ella, a lo largo de los siete días de duración. Se observa una disminución en los resultados de los °Brix para las fresas con biopelícula en comparación con las fresas sin biopelícula. Esto sugiere que las fresas que contenían la biopelícula presentan menor degradación interna y por tanto una disminución en los sólidos totales disueltos.

Es importante destacar que, durante el procedimiento, las fresas se extrajeron en grupos de tres, tanto para aquellas con biopelícula como para las sin biopelícula. Este enfoque permite realizar una comparación directa entre ambos grupos. Los resultados obtenidos en este estudio guardan similitud con los reportados por (Restrepo, Jorge; Aristizabal, 2010).

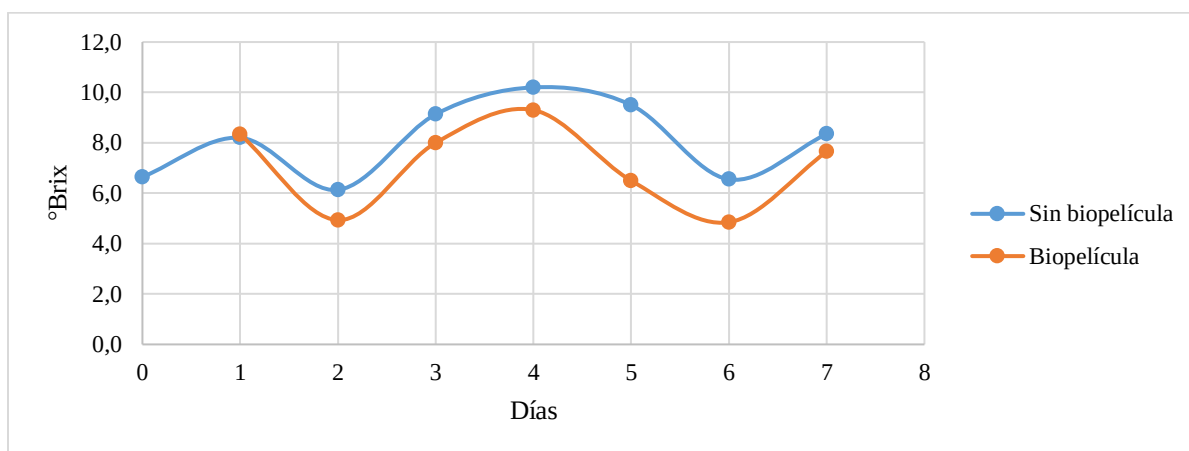


Figura 47. Gráfica que representa la media de los °Brix reportados para las fresas con y sin biopelícula registrados en los siete días de duración.

Caracterización UV-VIS fresas en estado de maduración 2

La caracterización del líquido de las fresas mediante espectroscopía UV-VIS involucró la medición de absorbancia, centrándose específicamente en una longitud de onda de 274 nm. Antes de esto, se llevó a cabo un barrido completo en el rango de 900-190 nm. A partir de estos datos, se analizó la absorbancia tanto para el líquido de las fresas sin biopelícula como para aquellas con biopelícula.

Los resultados, presentados en la figura 48, revelan valores dentro del rango de luz absorbida de 0 a 1. Se puede apreciar una mayor intensidad en la absorbancia para el líquido de las fresas con biopelícula, indicando una mayor concentración en la presencia de los compuestos nombrados para la figura 38. Este hallazgo sugiere la presencia de estos componentes bioactivos

en las muestras de fresas analizadas, proporcionando información valiosa sobre su perfil químico. Estos resultados guardan similitud con los obtenidos en el estudio de (Sikorska et al., 2022), el cual exhibe una banda característica en el espectro UV-VIS con una longitud de onda de 275 nm. Esto hace referencia a los componentes mencionados previamente en la fresa.

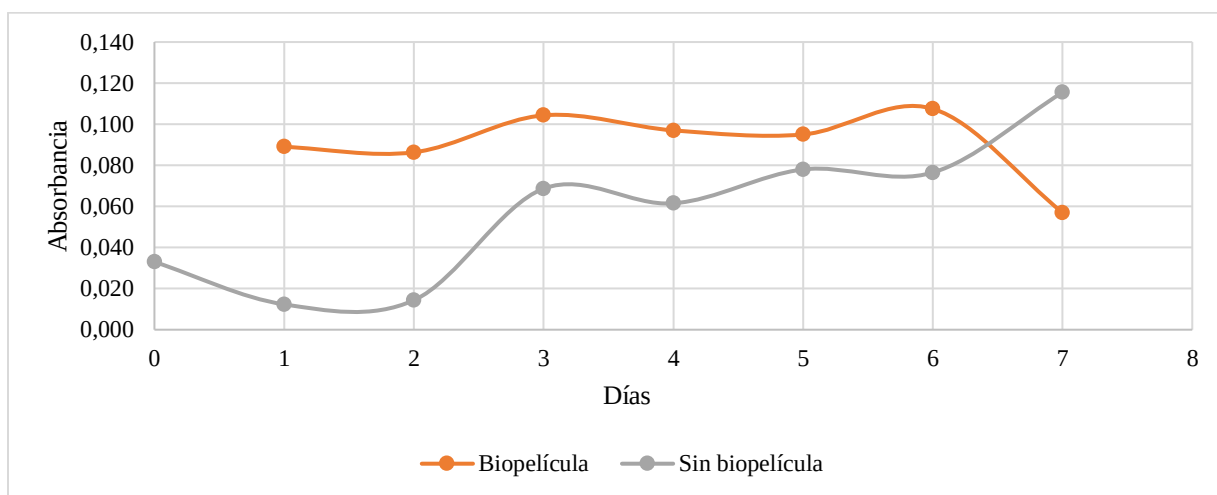


Figura 48. Gráfica que representa la media de las absorbancias de los líquidos de la fresa registrados en los siete días de duración.

Caracterización ATR-FTIR para los sépalos de las fresas

Las fresas destinadas al control diario fueron sometidas a un proceso específico, consistente en la remoción de los sépalos para su posterior caracterización mediante la técnica ATR-FTIR. El objetivo de este procedimiento fue evaluar posibles diferencias en la composición química de los sépalos de las fresas. Al realizar los espectros de las fresas se seleccionaron cuatro bandas espectrales (OH, CH, C-O, C-O-C), tanto en sus formas originales como derivadas, para analizar el área correspondiente a cada una.

La representación gráfica de estos datos se presenta en el dendrograma de la figura 49, el cual revela la formación de dos conglomerados distintos, uno compuesto por sépalos de fresas sin biopelícula y otro por sépalos de fresas con biopelícula. Se compararon seis grupos en total. Al observar el eje Y, se destaca que la mayoría de las ramificaciones de los grupos exhiben extensiones significativas, evidenciando diferencias notables entre cada uno de los conjuntos analizados. Este análisis proporciona una perspectiva clara de las variaciones en la composición química de los sépalos, lo cual demuestra que la presencia de la biopelícula afecta al fruto y al sépalo.

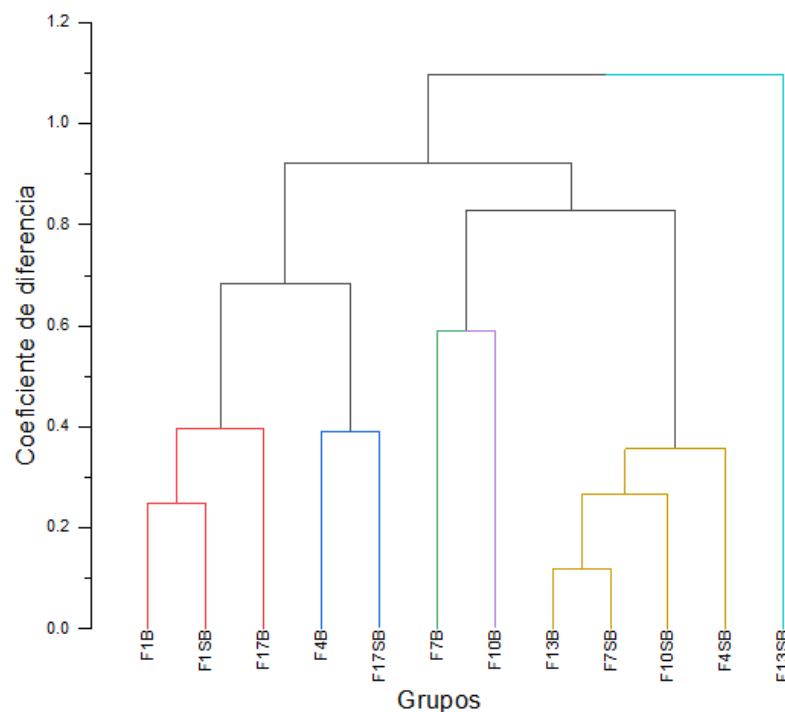


Figura 49. Dendrograma para los sépalos de las fresas con y sin biopelícula

Los resultados presentados anteriormente revelaron que la aplicación de biopelículas por inmersión logró extender significativamente la vida útil de las fresas a un período de 7 días. Este

hallazgo destaca un impacto positivo de las biopelículas en la preservación de las fresas, contribuyendo así a su durabilidad y calidad.

CONCLUSIONES

Se logró extraer un 81,6% de almidón a partir de los residuos de la yuca, con un contenido de amilosa del 17% y un 83% de amilopectina. Este almidón exhibió una morfología esférica y una notable estabilidad térmica.

Paralelamente, se obtuvo un hidrolato de la hoja de tabaco que carece de nicotina, confirmado mediante cromatografía de gases, con compuestos disueltos del tipo ácido carboxílico con cadenas alifáticas largas como el ácido 18-nonadecenoico y alto contenido de compuestos antioxidantes.

Mediante la combinación de estos materiales, se logró la elaboración de biopelículas a partir del almidón de yuca y el hidrolato de la hoja de tabaco. Estas biopelículas no solo exhibieron actividad antioxidante, sino también una baja permeabilidad al agua y un espesor considerable, presentando mayor eficiencia la síntesis de la biopelícula con 2 mL de hidrolato de tabaco.

La aplicación de estas biopelículas por inmersión demostró ser efectiva para preservar las fresas, manteniendo el pH, los °Brix, el color y los compuestos químicos. Este enfoque prolongó la vida útil de las fresas de 4 a 7 días bajo condiciones ambientales.

RECOMENDACIONES

- Realizar ensayos a diferentes temperaturas, es decir en fresas con refrigeración.
- Estudiar el efecto de las biopelículas y del hidrolato en los compuestos bioactivos de la fresa, estableciendo parámetros cinéticos en la respiración y composición química.
- Estudiar los parámetros físicos de la biopelícula, como lo es la resistencia a la rotura.

BIBLIOGRAFÍA

- Acosta, H. A., Villada, H. S., Torres, G. A., & Ramírez, J. G. (2006). Morfología Superficial de Almidones Termoplásticos Agrio de Yuca y Nativo de Papa por Microscopía Óptica y de Fuerza Atómica. *Información Tecnológica*, 17(3), 63–70. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642006000300010>
- Agronet. (2013). *Ficha metodológica evaluaciones agropecuarias municipales 1. 7, 3.*
- Agüero, J. J., Salazar, S. M., Kirschbaum, D. S., & Jerez, E. F. (2015). Factors Affecting Fruit Quality in Strawberries Grown in a Subtropical Environment. *International Journal of Fruit Science*, 15(2), 223–234. <https://doi.org/10.1080/15538362.2015.1017427>
- Aguilar, D. (2016). Análisis químico del almidón de papa para la obtención de papel higiénico. *Ingenium*, 01(02), 24–28. <https://doi.org/10.18259/ing.2016010>
- Almidón, B. D. E., Amarga, D. E. Y., & Esculenta, M. (2019). *Microsoft Word - OBTENCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UN MATERIAL COMPUESTO A BASE DE ALMIDÓN DE YUCA AMARGA (MANIHOT ESCULENTA) Y EN.*
- Alsaikhan, F. (2023). Hyaluronic acid-empowered nanotheranostics in breast and lung cancers therapy. *Environmental Research*, 237(P1), 116951. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2023.116951>

- Álvarez-da Silva, L. (2016). Bioplásticos: obtención y aplicaciones de polihidroxialcanoatos. *Universidad de Sevilla*, 38.
- Alvis, A., Vélez, C. A., Villada, H. S., & Rada-Mendoza, M. (2008). Análisis Físico-Químico y Morfológico de Almidones de Ñame, Yuca y Papa y Determinación de la Viscosidad de las Pastas. *Información Tecnológica*, 19(1), 19–28. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642008000100004>
- Amaya-Pinos, J. B. (2018). Resumen Química Aplicada y Analítica Estudio de la dosificación Study of the starch dose thermoplastic type polymer amido extraído de bananas em um polímero de tipo Introdução. *Revista Colombiana de Quimica*, 48(1), 43–51.
- Aristizábal, J., & Sánchez, T. (2007). Guía técnica para producción y análisis de almidón de yuca. *Fao*, 163, 134. <https://doi.org/9253056770-9789253056774>
- Arrieta, Á., & Jaramillo, A. (2014). Bioplásticos eléctricamente conductores de almidón de yuca. *Revista Colombiana de Materiales*, 0(5), 42–49.
- ATSDR. (2012). OBTENCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE PELÍCULAS ACTIVAS OBTENIDAS POR EXTRUSIÓN DE ALMIDÓN MODIFICADO DE YUCA (*Manihot sculenta* Crantz). 39–37, 66, עלון הנושע.
- Bakhshandeh, B., Mohammadipanah, F., Mirtaleb, M. S., Gazani, M. M., Nateghi, S. S., & Abbasi, P. (2023). Bacterial biopolymers in tissue engineering and regenerative medicine; current applications and future perspective. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 54(October), 102928. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2023.102928>

- Benavidez M., T. R. (2014). Síntesis y caracterización de membranas de acetato de celulosa, obtenidas a partir de desechos agroindustriales. *Universidad de El Salvador*.
- Botticella, E., Testone, G., Buffagni, V., Palombieri, S., Rita, A., Lafiandra, D., Lucini, L., Giannino, D., & Sestili, F. (2024). Plant Physiology and Biochemistry Mutations in starch biosynthesis genes affect chloroplast development in wheat pericarp. *Plant Physiology and Biochemistry*, 207, 108354. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2024.108354>
- Braga, T. (2020). Capítulo I. *O Povo Português II*, 235–283. <https://doi.org/10.4000/books.etnograficapress.4029>
- Brito Moína, H. L., Chiuza Rojas, M. R., & Rodríguez Basantes, A. I. (2020). Producción de láminas de plástico biodegradables a partir del almidón de arracacia xanthorrhiza. *Dominio de Las Ciencias*, 6, 981–994.
- Bruntha, A., Radhipriya, R., Palanisamy, T., & Dhathathreyan, A. (2020). na l P Jo ur. *Biophysical Chemistry*, 106523. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2024.129525>
- Bunterngsook, B., Laothanachareon, T., Natrchalayuth, S., Lertphanich, S., Fujii, T., Inoue, H., Youngthong, C., Chantasingh, D., Eurwilaichitr, L., & Champreda, V. (2017). Optimization of a minimal synergistic enzyme system for hydrolysis of raw cassava pulp. *RSC Advances*, 7(76), 48444–48453. <https://doi.org/10.1039/c7ra08472b>
- Cando Chasiloa, E. K., & Gallardo Guanoquiza, M. L. (2020). Universidad técnica de cotopaxi. *Universidad Técnica de Cotopaxi*, 1, 101.
- Cano, E., Cano Ortiz, A., & Cano Ortiz, A. (2009). Plantas prohibidas o restringidas por su toxicidad: Flora Psicotrópica. *Boletín. Instituto de Estudios Glennenses*, 200, 73–123.

- CANO, P. por: T. M. P. (2022). *APLICACIÓN DE EXTRACTO DE CABUYA AZUL (Agave.*
- Carrión, M. G., Corripio, M. A. R., Contreras, J. V. H., Marrón, M. R., Olán, G. M., & Cázares, A. S. H. (2023). Optimization and characterization of taro starch, nisin, and sodium alginate-based biodegradable films: antimicrobial effect in chicken meat. *Poultry Science*, 102(12). <https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.103100>
- Cartaya, O., & Reynaldo, I. (2001). Flavonoides: características químicas y aplicaciones. *Cultivos Tropicales*, 22(2), 5–14.
- Castillo, D. B., & Cuello, M. (2023). Aplicación de revestimientos comestibles a la frutilla (*Fragaria Vesca L .*) para conservarla post cosecha Application of an edible coating to the strawberry (*Fragaria Vesca L .*) to preserve it post-harvest. *Tecnología Química*, 43(2), 290–308.
- Cazón, P., Morales-Sanchez, E., Velazquez, G., & Vázquez, M. (2022). Measurement of the Water Vapor Permeability of Chitosan Films: A Laboratory Experiment on Food Packaging Materials. *Journal of Chemical Education*, 99(6), 2403–2408. <https://doi.org/10.1021/acs.jchemed.2c00449>
- Chandra, S. (2019). Fourier transform infrared (Ft-Ir) spectroscopic analysis of *Nicotiana glauca* (Solanaceae). ~ 82 ~ *Journal of Medicinal Plants Studies*, 7(1), 82–85.
- Chaudhari, A. K., Das, S., Dwivedi, A., & Dubey, N. K. (2023). Application of chitosan and other biopolymers based edible coatings containing essential oils as green and innovative strategy for preservation of perishable food products: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253(P8), 127688. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.127688>

- Chemical, E. O. F., Properties, F., & Native, O. F. (2014). Evaluación de las propiedades químicas y funcionales del almidón nativo de ñame congo (*Dioscorea bulbifera* L.) para predecir sus posibles usos tecnológicos. *Saber*, 26(2), 182–188.
- Chen, C., Li, G., Corke, H., & Zhu, F. (2023). Molecular structure of lotus seed amylopectins and their beta-limit dextrins. *International Journal of Biological Macromolecules*, 242(P4), 125105. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.125105>
- Christina, K., Subbiah, K., Arulraj, P., Krishnan, S. K., & Sathishkumar, P. (2024). A sustainable and eco-friendly approach for environmental and energy management using biopolymers chitosan, lignin and cellulose — A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 257(P2), 128550. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.128550>
- Científi, A., García-Figueroa, A., Ayala-Aponte, A., Martha, ;, Sánchez-Tamayo, I., & Alimentos, I. (2019). *Efecto de recubrimientos comestibles de Aloe vera y alginato de sodio sobre la calidad poscosecha de fresa* *Eff ect of Aloe vera and sodium alginate edible coatings on postharvest quality of strawberry*. 2.
- Cobana, M., & Antezana, R. (2008). Proceso de extracción de almidón. *Revista Boliviana de Quimica*, 24(1), 77–83.
- Cotidiano, E. (2010). *Biocombustibles*. 99–116. https://doi.org/10.1787/agr_outlook-2010-6-es
- Cristina da Silva, J., Chaves de Oliveira, R., da Silva Neto, A., Cunha Pimentel, V., de Amorim dos Santos, A., & Electrónico, C. (2013). *Extracción, Adición Y Caracterización De Hemicelulosas De Mazorcas De Maíz Para Desarrollo De Las Propiedades De Los Papeles*. 1–9.

Organización Mundial de la Salud. (2022). NORMA GENERAL PARA ZUMOS (JUGOS) Y NÉCTARES DE FRUTAS. *CODEX ALIMENTARIUS*.

Delta. (2020). *¿Qué es y cómo calcular el índice OEE de su producción?* - Delta.
<https://deltamaquinastexteis.com.br/es/que-es-y-como-calcular-el-indice-oe-de-su-produccion/>

Dominí, A. K. (2012). Mejora genética de la fresa (*Fragaria ananassa* Duch .), a través de métodos biotecnológicos. *Cultivos Tropicales*, 33(3), 34–41.

Durango, N., Bula, A., Quintero, H., & Ferrans, O. (2004). Construcción de un modelo de secador de yuca , en medio poroso , usando flujo radial de aire caliente. *Ingeniería y Desarrollo*, 15, 9–30.

Egwim, C. (2024). Production of polyhydroxyalkanoate (pha) by *pseudomonas aeruginosa* (ol405443) using agrowastes as carbon source. *Cleaner Materials*, 100217.
<https://doi.org/10.1016/j.clema.2024.100217>

El tipo de almidón y su efecto en la granulación - All About Feed ES - Puerta a la Industria Global de Alimentación. (2015). <https://es.allaboutfeed.net/el-tipo-de-almidon-y-su-efecto-en-la-granulacion/>

Escobar Guadarrama, J. A. (2020). Elaboración y caracterización de biopelículas elaboradas con quitosano y adicionadas con partículas de almidón. *Universidad Autónoma Del Estado De México*, 1–66.

Estudio de los extractos de tabaco. (2002).

fao. (2002). La yuca. *Fao-Ciat*, 18.

- Finagro. (2018). Ficha de inteligencia-Tabaco. *Finagro*, 12.
- Franco, G., Garcia, M., Londoño, G., & Henao, J. (2020). Cosecha y manejo poscosecha Aspectos básicos de la fisiología en la poscosecha. *Agrosavia*, 297–335.
- Gañán, P., Zuluaga, R., Castro, C., Restrepo-Osorio, A., Velásquez, J., Osorio, M., Montoya, Ú., Vélez, L., Álvarez, C., Correa, C., & Molina, C. (2017). Celulosa: Un Polímero con Mucho Futuro. *Revista Colombiana de Materiales*, 1–4.
- García, O., & Pinzón, M. (2016). EFECTO DE RECUBRIMIENTOS DE ALMIDÓN DE PLÁTANO GUAYABO (*Musa paradisiaca* L.) EN LA CALIDAD DE FRESAS. 24(39), 92–102.
- Germania, D., Gaspar, L., Carolina Márquez Borbor, G., & Cornejo, F. (2016). *Análisis del Contenido Amilosa-Amilopectina en seis Variedades de Arroz Ecuatoriano*.
- Granados, C. C., Enrique Guzman, L. C., Acevedo, D. C., Díaz, M. M., & Herrera, A. A. (2014). PROPIEDADES FUNCIONALES DEL ALMIDON DE SAGU (*Maranta arundinacea*) FUNCIONALES PROPERTIES SAGO STARCH (*Maranta arundinacea*) PROPRIEDADES FUNCIONAIS DO AMIDO DE ARARUTA (*Maranta arundinacea*). *Biotecnología En El Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 12(2), 90–96.
- Grisel María Ortega y Mercedes Guerra. (2006). *Separación, caracterización estructural y cuantificación de antiocianinas*.
- Gupta, S., Sharma, S., Kumar Nadda, A., Saad Bala Husain, M., & Gupta, A. (2022). Biopolymers from waste biomass and its applications in the cosmetic industry: A review. *Materials Today: Proceedings*, 68, 873–879. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2022.06.422>

- Gutierrez, V. R., & Gladys, R. T. (2014). DISEÑO DE UNA BIOPELICULA PARA LA CONSERVACIÓN DE FRESA SILVESTRE (*Fragaria vesca*), UNA ESTRATEGIA ENCAMINADA A LA SUSTITUCION DE EMPAQUES PLÁSTICOS. *Tesis de Maestría*, 2–119.
- Hern, A. C. (2015). *Materiales y métodos*. 35–47.
- Hernández Sierra, K. A. (2017). *Evaluación De Propiedades De Almidones De Diferentes Fuentes Botánicas (Achira, Papa, Yuca, Maíz) Y Sus Películas*. 1–42.
- Hu, D., Chen, W., Miao, A., Qiao, X., Xia, H., & Ma, C. (2023). Analysis of volatile emission of tea (*Camellia sinensis*) shoots in response to temperature-dependent postharvest treatments. *European Journal of Agronomy*, 146(December 2022), 126821. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2023.126821>
- Iverson, B. L., & Dervan, P. B. (2016). *Biocombustibles y tabaco*. 7823–7830.
- Joana Rodríguez Sepúlveda, Lady, & Eduardo Orrego Alzate, C. (2016). Aplicaciones de mezclas de biopolímeros y polímeros sintéticos: revisión bibliográfica Applications of biopolymers and synthetic polymers blends: literature review Aplicações de misturas de biopolímeros e polímeros sintéticos: revisão da literatura. *Revista Científica*, 25, 252–264. <https://doi.org/10.14483/udistrital.jour.RC.2016.25.a9>
- Joaqui, Diego., & Villada, Hector. (2013). Propiedades ópticas y permeabilidad de vapor de agua en películas producidas a partir de almidón. *Biotecnología En El Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 11(spe), 59–68.
- José Carlos Molina Vera. (2016). Universidad Estatal. *Tesis*, 14–15.

- Kutlu, T. (2023). Desarrollo de un recubrimiento comestible a base de un polímero natural que permita reducir los efectos causados por los daños mecánicos en fresa tipo Albión durante la postcosecha. *วารสารวิชาการมหาวิทยาลัยอีสเทิร์นเอเชีย*, 4(1), 88–100.
- León-Mendez, G., León-Mendez, D., Monroy-Arellano, M. R., De La Espriella-Angarita, S., & Herrera-Barros, A. (2020). Chemical modification of starches through esterification reactions and their potential use in the cosmetic industry. *Archivos Venezolanos de Farmacología y Terapéutica*, 39(5), 620–626. <https://doi.org/10.5281/zenodo.4263410>
- Li, H., Du, Q., Shi, W., Zeng, X., Zhang, H., & Qin, X. (2019). The extraction of tobacco protein from discarded tobacco leaf by hollow fiber membrane integrated process. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 58(October), 102245. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2019.102245>
- Lorena, M. De, Ramos-garcía, M. D. L., Bautista-baños, S., Barrera-, L. L., Desarrollo, C. De, Bióticos, D. P., Politécnico, I., Carr, N., Bosquez-molina, E., Autónoma, U., Unidad, M., Av, I., & Agropecuarias, F. D. C. (2010). Compuestos Antimicrobianos Adicionados en Recubrimientos Comestibles para Uso en Productos Hortofrutícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 28(1), 44–57.
- Los, U. M. D. E. C. D. E. (2012). *Diversidad de yucas (Manihot esculenta Crantz) entre los Ticuna: Riqueza cultural y genética de un producto tradicional*.
- Lu, J., Ye, R., Qu, M., Wang, Y., Liang, T., Lin, J., Xie, R., Ke, Y., Gao, J., Li, C., Guo, J., Tang, W., Li, W., & Chen, S. (2023). Combined transcriptome and proteome analysis revealed the molecular regulation mechanisms of zinc homeostasis and antioxidant machinery in tobacco

- in response to different zinc supplies. *Plant Physiology and Biochemistry*, 202(July), 107919.
<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2023.107919>
- Maceda, A., Soto-Hernández, M., Peña-Valdivia, C. B., Trejo, C., & Terrazas, T. (2021). Lignin: composition, synthesis and evolution. *Madera y Bosques*, 27(2).
<https://doi.org/10.21829/myb.2021.2722137>
- MADR. (2019). *Cadena de Tabaco*. 25.
- MADR. (2021a). *Cadena Productiva de la Yuca. Cifras sectoriales*.
- MADR. (2021b). Cifras sectoriales: Cadena de la Fresa. *MinAgricultura*, 1–22.
- Manuelian, C. L., Albanell, E., Rovai, M., & Caja, G. (2015). Aversión Condicionada a Aroma De Fresa En Ovino. *AIDA, XVI Jornadas Sobre Producción Animal*, 179–181.
- Martínez, J. A. Q. (2016). Dinamica de la perdida de peso en hortalizas de hoja durante el almacenamiento. https://www.ingbiosistemas.ucr.ac.cr/Wp-Content/Uploads/2016/09/Tesis_Dinamica_perdida_peso_hojas.Pdf.
- Martinez, P. (2013). Caracterización química y estructural de hemicelulosas de genotipos de Eucalyptus globulus contrastantes en densidad y rendimiento pulpable. *Universidad de Concepción Dirección*, 35.
- Martínez-González, M. E., Balois Morales, R., Alia-Tejacal, I., Cortes-Cruz, M. A., Palomino-Hermosillo, Y. A., & López-Gúzman, G. G. (2017). Postcosecha de frutos: maduración y cambios bioquímicos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 19, 4075–4087.
<https://doi.org/10.29312/remexca.v0i19.674>

- Mokhtari, Z., Jafari, S. M., Ziiaifar, A. M., & Cacciotti, I. (2024). Extraction, purification and characterization of amylose from sago and corn: Morphological, structural and molecular comparison. *International Journal of Biological Macromolecules*, 255(November 2023), 128237. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.128237>
- Moreira. (2013). Fresa, Fresón. *Consenso de La Sociedad Española de Nutrición Comunitaria*, 261–262.
- Moreno-Morales, N. (2023). *Evaluación De La Biodegradabilidad De Película Consumible De Almidón De Papa Pastusa Por Casting*.
- Ngatsi, P. Z., Ndong, B., Eke, P., Norbert, W., Kuate, T., Landry, S., Dida, L., & Manga, J. N. (2024). *Response of cassava (Manihot esculenta Crantz) genotypes to natural infestation by scale insect pest Stictococcus vayssierei Richard (Hemiptera: Stictococcidae)*. 0–26. <https://doi.org/10.1016/j.cris.2024.100071>
- Nguyen, T. C., Chuky, S., Luong, H. N., & Nguyen, H. Van. (2020). Effect of pretreatment methods on enzymatic kinetics of ungelatinized cassava flour hydrolysis. *Catalysts*, 10(7), 1–12. <https://doi.org/10.3390/catal10070760>
- Palou, L. (2007). Evaluación de alternativas para el tratamiento antifúngico en poscosecha de cítricos de producción integrada. *Horticultura*, 200, 82–93.
- Pardo Cuervo, O. H., & Velasco Mosquera, R. (2012). Propiedades fisicoquímicas y mecánicas de películas obtenidas a partir de almidón nativo y oxidado de arracacha Physicochemical and mechanical properties of film obtained from native and oxidized arracacha starch. *Revista ION*, 23–29.

- Platnieks, O., Beluns, S., Briede, S., Jurinovs, M., & Gaidukovs, S. (2023). Cellulose synergetic interactions with biopolymers: Functionalization for sustainable and green material design. *Industrial Crops and Products*, 204(PB), 117310. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2023.117310>
- Prommaban, A., Kheawfu, K., Chittasupho, C., Sirilun, S., Hemsuwimon, K., & Chaiana, W. (2022). Phytochemical, Antioxidant, Antihyaluronidase, Antityrosinase, and Antimicrobial Properties of *Nicotiana tabacum* L. Leaf Extracts. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2022. <https://doi.org/10.1155/2022/5761764>
- Quiored. (2003). Tabla FTIR. *Demographic Research*, 49(0), 1-33 : 29 pag texts + end notes, appendix, referen.
- R, B. D. E. T., & Torres, R. (2007). *POR MEDIO DE CLOROPEROXIDASA de Caldariomyces fumago*. 33, 75–78.
- Radiaci, C. D. E. U. N. A., & Si, C. (n.d.). $\cdot x (\lambda) \cdot d \lambda$. 1–15.
- Rapelo, A. T., Castillo, P. M., & Lengua, M. D. (2013). Propiedades fisicoquímicas, morfológicas y funcionales del almidón de malanga (*Colocasia esculenta*). *Revista Lasallista de Investigacion*, 10(2), 52–61.
- Restrepo, A. M., Cortés, M., & Rojano, B. (2009). Determinación de la vida útil de fresa (*Fragaria ananassa* Duch.) fortificada con Vitamina E. *DYNA (Colombia)*, 76(159), 163–175.
- Restrepo, Jorge; Aristizabal, I. (2010). CONSERVACIÓN DE FRESA (*Fragaria x ananassa* Duch cv . Camarosa) MEDIANTE LA APLICACIÓN DE RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES

DE GEL MUCILAGINOSO DE PENCA SÁBILA (*Aloe barbadensis* Miller) Y CERA DE CARNAÚBA. *Vitae*, 17, 252–263.

Robayo, J. (2018). *Elaboración de un biopolímero a base de almidón de yuca como indicador de cambio de pH para un queso tipo Paipa.*

Robles-Vences, D. A. (2023). “*EVALUACIÓN DE LA FUNCIONALIDAD DE PELÍCULAS BIODEGRADABLES ADICIONADAS CON EXTRACTO DE COL MORADA (Brassica oleracea var. capitata) COMO INDICADORES DE PH.*”

Rocío, K., Morales, T., Carlos, J., & González, P. (2015). *Evaluación de los daños mecánicos de la fresa variedad Albión con el uso de una película comestible durante la cadena poscosecha.*

Rubio, S. A., Alfonso, A. M., Grijalba, C. M., & Pérez, M. M. (2014). Determinación de los costos de producción de la fresa cultivada a campo abierto y bajo macrotúnel. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 8(1), 67–79. <https://doi.org/10.17584/rcch.2014v8i1.2801>

Ruiz Avilés, G. (2006). Obtención y caracterización de un polímero biodegradable a partir del almidón de yuca. *Ingeniería y Ciencia - Ing.Cienc.*, 2(4), 5–28.

Ruiz, G. (2020). Polímeros biodegradables a partir del almidón de papa. Maestría en Ingeniería de Procesamiento de Polímeros. *Universidad EAFIT, Medellín, Colombia.*

Sharma, R., Kumar, S., Malviya, R., Prajapati, B. G., Puri, D., Limmatvapirat, S., & Sriamornsak, P. (2024). Recent advances in biopolymer-based mucoadhesive drug delivery systems for oral application. *Journal of Drug Delivery Science and Technology*, 91(August 2023), 105227. <https://doi.org/10.1016/j.jddst.2023.105227>

- Sikorska, E., Nowak, P., Pawlak-Lemańska, K., & Sikorski, M. (2022). Characterization and Classification of Direct and Commercial Strawberry Beverages Using Absorbance–Transmission and Fluorescence Excitation–Emission Matrix Technique. *Foods*, 11(14). <https://doi.org/10.3390/foods11142143>
- Singh, N. K., Baranwal, J., Pati, S., Barse, B., Khan, R. H., & Kumar, A. (2023). Application of plant products in the synthesis and functionalisation of biopolymers. *International Journal of Biological Macromolecules*, 237(March), 124174. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.124174>
- Solórzano, A. C., Martín, ; A, Salazar, ; S M, Sandoval, ; J S, Kirschbaum, ; D S, & Autor, *. (2015). Correlación entre la medida del color del fruto y la concentración de sólidos solubles totales en frutilla o fresa (*Fragaria ananassa* Duch.) Correlation between fruit color measurement and total soluble solids concentration in strawberry (*Fragaria ananass*. *Rev. Agron. Noroeste Argent*, 35(1), 55–60.
- Song, J. H., Murphy, R. J., Narayan, R., & Davies, G. B. H. (2009). Biodegradable and compostable alternatives to conventional plastics. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364(1526), 2127–2139. <https://doi.org/10.1098/RSTB.2008.0289>
- Suárez, L., & Mederos, V. R. (2011). Revisión bibliográfica APUNTES SOBRE EL CULTIVO DE LA YUCA (*Manihot esculenta* Crantz). TENDENCIAS ACTUALES. *Cultivos Tropicales*, 32(3), 27–35.
- Tâm, T., Và, N. C. Ú U., Giao, C. Ê N., Ngh, C., & Chu, Â N B Ụ I. (2016). MODIFICACIÓN QUÍMICA DE ALMIDÓN DE YUCA MEDIANTE RADIACIÓN MICROONDAS”. 01, 1–23.

- Tita, G. J. (2021). *Desarrollo de una biorrefinería de subproductos del tabaco mediante fluidos supercríticos*.
- Torrenegra, M., Solano, R., Herrera, A., Len, G., & Pajaro, A. (2018). Fourier Transform Infrared Spectroscopy (FTIR) Analysis of Biodegradable Films Based on Modified Colombian Starches of Cassava and Yam. *International Journal of ChemTech Research*, 11(11), 184–192. <https://doi.org/10.20902/ijctr.2018.111118>
- Trujillo Rivera, C. T. (2014). " Obtención De Películas Biodegradables A Partir De Almidón De Yuca (Manihot Esculenta Crantz) Titulo De La Tesis: " Obtención De Películas Biodegradables A Partir De Almidón De Yuca (Manihot Escu / Enta Crantz) Doblemente Modificado. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 121.
- Vajjiram, C., Vanitha, A., & Kalimuthu, K. (2017). FTIR and GC-MS analysis of bioactive compounds in ethanol extract of tobacco callus (*Nicotiana tabacum* L.). *World Journal of Pharmaceutical Research*, 6(14), 530–545. <https://doi.org/10.20959/wjpr201714-9918>
- Valencia, A., Rivera, C., & Murillo, E. A. (2013). Estudio De Las Propiedades De Mezclas De Alcohol Polivinílico-Almidón De Yuca-Sorbitol Obtenidas Por Casting. *Revista Colombiana de Materiales*, 4, 41–55.
- Valero-Valdivieso, M. F., Ortigón, Y., & Uscategui, Y. (2013). Biopolímeros: Avances y perspectivas. *DYNA (Colombia)*, 80(181), 171–180.
- V.A.R.Barao, R.C.Coata, J.A.Shibli, M.Bertolini, & J.G.S.Souza. (2022). Desarrollo y caracterización de biopolímeros a base de quitosano y alginato. *Braz Dent J.*, 33(1), 1–12.

- Vazquez Briones M.C., & Guerrero Beltrán J.A. (2013). Recubrimiento de frutas con biopelículas. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos*, 5–14.
- Viera Valencia, L. F., & Garcia Giraldo, D. (2019). Efecto de la concentración y tiempo de exposición del lactato de calcio en los parámetros de calidad de la fresa (*Fragaria x ananassa* Duch). *Angewandte Chemie International Edition*, 6(11), 951–952., 2.
- Villar Calero, K. A., Ruiz Pacco, G. A., & Fuertes Ruitón, C. M. (2021). BIOPELÍCULAS A BASE DE QUITOSANO Y ACEITE ESENCIAL DE *Minthostachys Mollis* (MUÑA) CON PROPIEDADES ANTIOXIDANTE Y ANTIMICROBIANA. *Revista de La Sociedad Química Del Perú*, 87(4). <https://doi.org/10.37761/rsqp.v87i4.357>
- Villarroel Heise, P., Gómez, C., Vera, C., & Torres, J. (2018). Resistant starch: Technological characteristics and physiological interests. *Revista Chilena de Nutricion*, 45(3), 271–278. <https://doi.org/10.4067/s0717-75182018000400271>
- Wang, K., Vilaplana, F., Wu, A., Hasjim, J., & Gilbert, R. G. (2019). The size dependence of the average number of branches in amylose. *Carbohydrate Polymers*, 223(July), 115134. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.115134>
- Wekwejt, M., Małek, M., Ronowska, A., Michno, A., Pałubicka, A., Zasada, L., Klimek, A., & Kaczmarek-Szczepańska, B. (2024). Hyaluronic acid/tannic acid films for wound healing application. *International Journal of Biological Macromolecules*, 254(May 2023), 128101. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.128101>
- Weligama Thuppahige, V. T., Moghaddam, L., Welsh, Z. G., Wang, T., Xiao, H. W., & Karim, A. (2023). Extraction and characterisation of starch from cassava (*Manihot esculenta*) agro-industrial wastes. *Lwt*, 182(April), 114787. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2023.114787>

- Yahia, E. M. (2001). Tratamientos físicos en poscosecha de fruta y hortaliza El público consumidor exige un alto nivel de calidad. *Extra*, 80–88.
- Yang, Y., Jia, D., Wang, Y. J., Zhai, H. J., Man, Y., & Li, S. D. (2017). A universal mechanism of the planar boron rotors B11-, B13+, B15+, and B19-: Inner wheels rotating in pseudo-rotating outer bearings. *Nanoscale*, 9(4), 1443–1448. <https://doi.org/10.1039/c6nr09074e>
- Yaruro Cáceres, N. C. (2018). Evaluación de las propiedades fisicoquímicas, térmicas y microestructurales del almidón de Achira (*Canna edulis*). *Universidad Nacional de Colombia Facultad*, 133.
- Yee, J., Roman, L., Pico, J., Aguirre-Cruz, A., Bello-Perez, L. A., Bertoft, E., & Martinez, M. M. (2021). The molecular structure of starch from different Musa genotypes: Higher branching density of amylose chains seems to promote enzyme-resistant structures. *Food Hydrocolloids*, 112(September 2020), 106351. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.106351>
- Yong, H., & Liu, J. (2024). Recent advances on the preparation conditions, structural characteristics, physicochemical properties, functional properties and potential applications of dialdehyde starch: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 259(P1), 129261. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2024.129261>
- Zabidi, N. A., Nazri, F., Syafinaz, I., Amin, M., Salahuddin, M., Basri, M., Basha, R. K., & Othman, S. H. (2022). Jo ur na l P. *International Journal of Biological Macromolecules*, 2(2), 33–47. <https://doi.org/10.1016/j.aiepr.2023.04.004>
- Zapata, Y., Cotes, A. M., Jijakli, H., & Wisniewski, M. (2018). *Control biológico de patógenos en poscosecha Biological control of postharvest pathogens*. 224–255.

- Zarrintaj, P., Seidi, F., Youssefi Azarfam, M., Khodadadi Yazdi, M., Erfani, A., Barani, M., Chauhan, N. P. S., Rabiee, N., Kuang, T., Kucinska-Lipka, J., Saeb, M. R., & Mozafari, M. (2023). Biopolymer-based composites for tissue engineering applications: A basis for future opportunities. *Composites Part B: Engineering*, 258(November 2022), 110701. <https://doi.org/10.1016/j.compositesb.2023.110701>
- Zhang, J., Tao, H., Tan, C., Yuan, F., Guo, L., Cui, B., Zhu, Y., Gao, S., Wu, Z., Zou, F., Liu, P., & Lu, L. (2023). Effects of biomass additives on mechanical strength and water resistance of corn starch straws. *Industrial Crops and Products*, 205(September). <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2023.117584>
- Zhang, Y., Li, R., Shang, G., Zhu, H., Mahmood, N., & Liu, Y. (2021). Mechanical grinding alters physicochemical, structural, and functional properties of tobacco (*Nicotiana tabacum* L.) leaf powders. *Industrial Crops and Products*, 173(August), 114149. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2021.114149>
- Zhao, Y., Tu, D., Wang, D., Xu, J., Zhuang, W., Wu, F., & Tian, Y. (2024). Structural and property changes of starch derivatives under microwave field: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 256(P2), 128465. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.128465>
- Zou, X., BK, A., Abu-Izneid, T., Aziz, A., Devnath, P., Rauf, A., Mitra, S., Emran, T. Bin, Mujawah, A. A. H., Lorenzo, J. M., Mubarak, M. S., Wilairatana, P., & Suleria, H. A. R. (2021). Current advances of functional phytochemicals in *Nicotiana* plant and related potential value of tobacco processing waste: A review. *Biomedicine and Pharmacotherapy*, 143(September), 112191. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2021.112191>

ANEXOS

ANEXO A

ATR-FTIR fibra de los residuos de yuca

En la figura 50, se aprecia el espectro infrarrojo para 9 muestras de la fibra de los residuos de yuca, donde se evidencian bandas de estiramiento del grupo OH. Las bandas ubicadas entre 2950 y 2850 cm^{-1} indican los estiramientos C-H, mientras que en el rango 1600 a 1500 cm^{-1} , se manifiesta la banda de vibración de estiramiento C=C. En el intervalo 1200-1000 cm^{-1} se encuentra la banda de estiramiento C-O y entre 1210-1160 cm^{-1} se presenta la banda de vibración de C-O-C. Las asignaciones específicas de estas bandas de las fibras se detallan en la tabla 18.

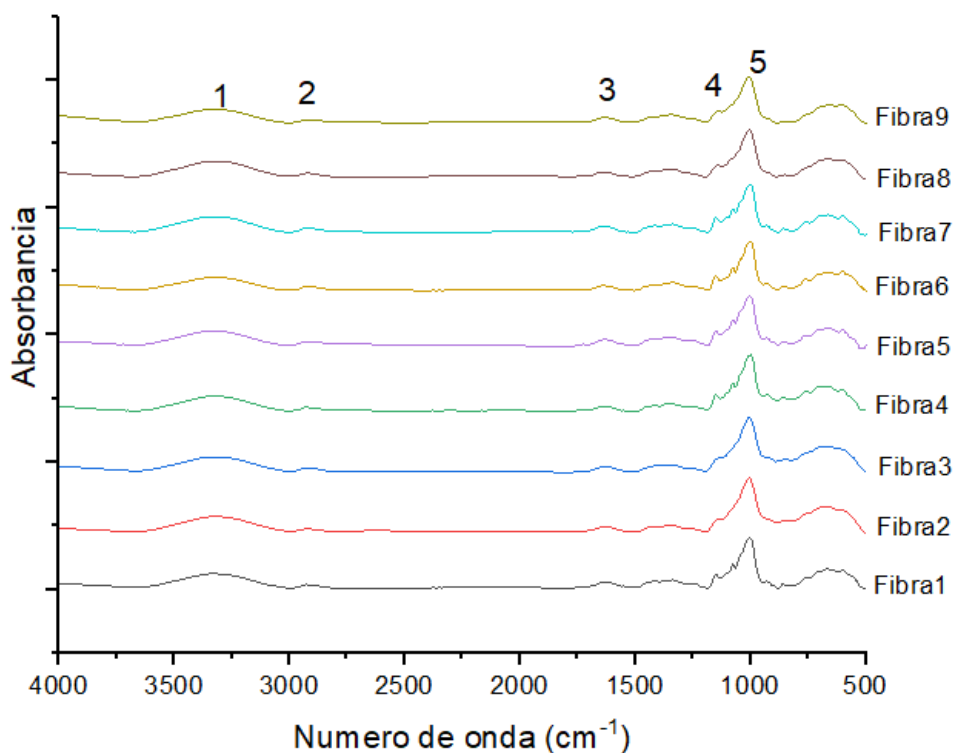


Figura 50. ATR-FTIR de la fibra de los residuos de yuca

Tabla 18. Asignación de bandas fibra de los residuos de yuca

N°	Grupo funcional	Asignación de banda (cm ⁻¹)	Referencia
1	Vibración de estiramiento OH	3314	(Torrenegra et al., 2018)
2	Estiramiento C-H	2931	
3	C=C	1584	(Quiored, 2003)
4	Vibración de estiramiento C-O	1146	(Weligama Thuppahige et al., 2023)
5	Vibración tensión fuerte C-O-C	1004	(J. Zhang et al., 2023)

ATR- FTIR de los trozos de residuos de yuca

En la figura 51, se aprecia el espectro infrarrojo correspondiente a los 10 trozos de residuos de yuca, donde se evidencian bandas de estiramiento del grupo OH. Las bandas ubicadas entre 2950 y 2850 cm⁻¹ indican los estiramientos C-H, mientras que en el rango entre 1210-1160 cm⁻¹ se presenta la banda de vibración de C-O-C. Las asignaciones específicas de estas bandas para el almidón se detallan en la tabla 19.

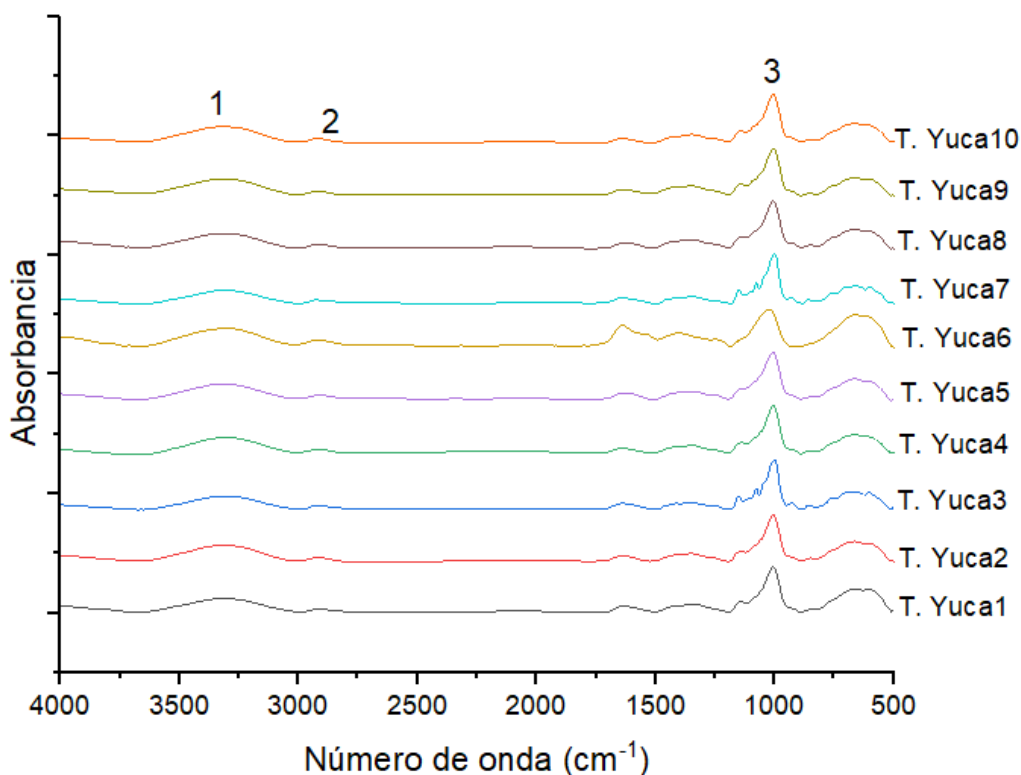


Figura 51. ATR-FTIR de los trozos de residuos de yuca

Tabla 19. Asignación de bandas los trozos de residuos de yuca

N°	Grupo funcional	Asignación de banda (cm ⁻¹)	Referencia
1	Vibración de estiramiento OH	3292	(Torrenegra et al., 2018)
2	Estiramiento C-H	2923	
3	Vibración tensión fuerte C-O-C	1004	(Tâm et al., 2016)

ATR-FTIR pericarpio interno de los residuos de la yuca

En la figura 52, se presenta el espectro infrarrojo para el pericarpio interno de los residuos de yuca. En este espectro, se destacan las bandas de estiramiento del grupo OH. Las bandas ubicadas entre 2950 y 2850 cm⁻¹ indican los estiramientos C-H, mientras que en el rango 1600 a 1500 cm⁻¹, se manifiesta la banda de vibración de estiramiento C=C, entre 1750 y 1755 cm⁻¹ se observa una banda de flexión del grupo C=O y entre 1210-1160 cm⁻¹ se presenta la banda de vibración de C-O-C. En la tabla 20, se detallan las asignaciones específicas de estas bandas.

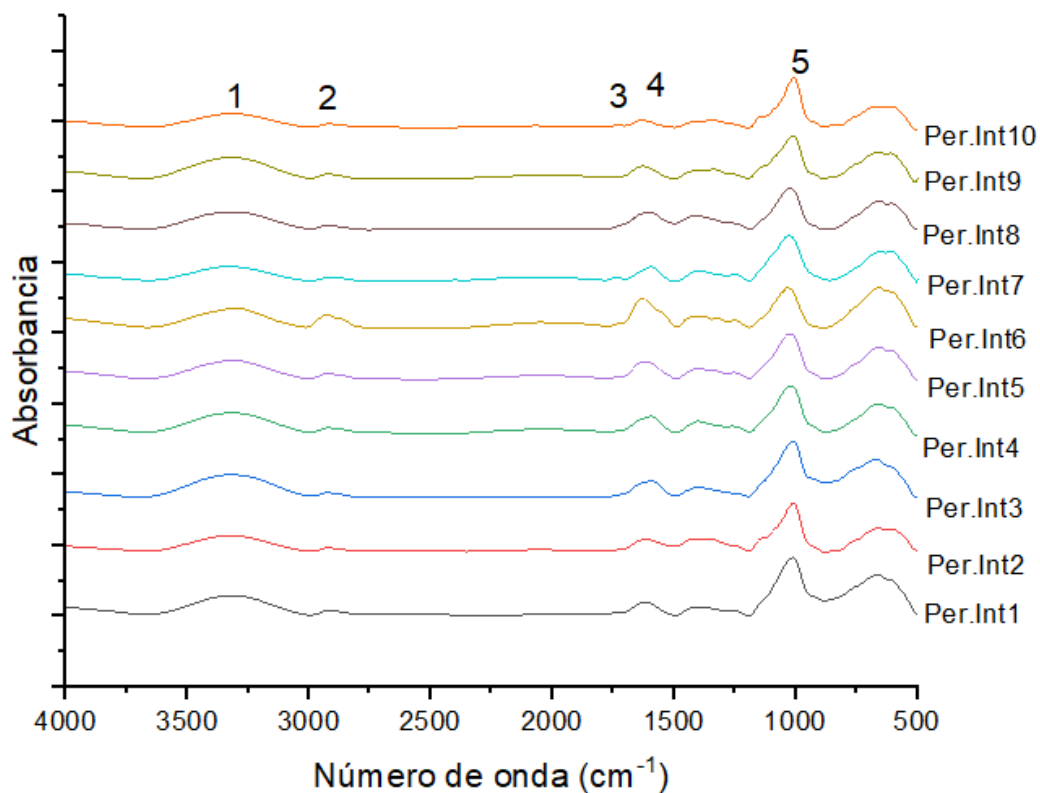


Figura 52. ATR-FTIR pericarpio interno de los residuos de la yuca

Tabla 20. Asignación de bandas pericarpio interno de los residuos de la yuca

N°	Grupo funcional	Asignación de banda (cm ⁻¹)	Referencia
1	Vibración de estiramiento OH	3299	(Vajjiram et al., 2017)
2	Estiramiento C-H	2906	
3	Vibración de estiramiento C=O	1718	(Chandra, 2019)
4	C=C	1591	(Quiored, 2003)
5	Vibración tensión fuerte C-O-C	1004	(J. Zhang et al., 2023)