

UNIVERSIDAD SAN FRANCISCO DE QUITO USFQ

Colegio de Ciencias e Ingenierías

**Producción de bioplástico con plastificantes naturales a base de
residuos de frutas y vegetales producidos en el Ecuador**

Lesly Anabel Carrión Carrión

Ingeniería Química

Trabajo de fin de carrera presentado como requisito
para la obtención del título de
Ingeniera Química

Quito, 23 de diciembre de 2022

UNIVERSIDAD SAN FRANCISCO DE QUITO USFQ

Colegio de Ciencias e Ingenierías

HOJA DE CALIFICACIÓN DE TRABAJO DE FIN DE CARRERA

**Producción de bioplástico con plastificantes naturales a base de residuos de
frutas y verduras producidos en el Ecuador**

Lesly Anabel Carrión Carrión

Nombre del profesor, Título académico

**Frank Alexis, Ph.D.
José Ramón Mora, Ph.D.**

Quito, 23 de diciembre de 2022

© DERECHOS DE AUTOR

Por medio del presente documento certifico que he leído todas las Políticas y Manuales de la Universidad San Francisco de Quito USFQ, incluyendo la Política de Propiedad Intelectual USFQ, y estoy de acuerdo con su contenido, por lo que los derechos de propiedad intelectual del presente trabajo quedan sujetos a lo dispuesto en esas Políticas.

Asimismo, autorizo a la USFQ para que realice la digitalización y publicación de este trabajo en el repositorio virtual, de conformidad a lo dispuesto en la Ley Orgánica de Educación Superior del Ecuador.

Nombres y apellidos: Lesly Anabel Carrión Carrión

Código: 00203788

Cédula de identidad: 1726321860

Lugar y fecha: Quito, 23 de diciembre de 2022

ACLARACIÓN PARA PUBLICACIÓN

Nota: El presente trabajo, en su totalidad o cualquiera de sus partes, no debe ser considerado como una publicación, incluso a pesar de estar disponible sin restricciones a través de un repositorio institucional. Esta declaración se alinea con las prácticas y recomendaciones presentadas por el Committee on Publication Ethics COPE descritas por Barbour et al. (2017) Discussion document on best practice for issues around theses publishing, disponible en .

UNPUBLISHED DOCUMENT

Note: The following capstone project is available through Universidad San Francisco de Quito USFQ institutional repository. Nonetheless, this project – in whole or in part – should not be considered a publication. This statement follows the recommendations presented by the Committee on Publication Ethics COPE described by Barbour et al. (2017) Discussion document on best practice for issues around theses publishing available on .

RESUMEN

En la actualidad el consumo mundial del plástico ha disminuido debido a que está causando grandes problemas ambientales, por lo que, es necesario la búsqueda de alternativas de fuentes naturales como el bioplástico. El presente trabajo tiene como objetivo desarrollar bioplásticos 100% biodegradables mediante el uso de plastificantes naturales a base de residuos de frutas y vegetales producidos en el Ecuador. Se estudió el proceso de extracción de los extractos utilizados como plastificantes naturales a través de maceración en solución y solvente. Se realizó una caracterización de los extractos estudiados, por lo que, se obtuvo espectros FT-IR entre 3500 a 1000 cm^{-1} , obteniendo así las moléculas de intereses. Se ejecutó un análisis termogravimétrico de extractos donde la descomposición térmica ocurrió en un rango de temperatura de 300 $^{\circ}\text{C}$. Mediante un análisis de cromatografía de capa fina de los extractos se obtuvo un resultado impresionante en la cual se puede visualizar una gran cantidad de fitoquímicos como son los taninos, fenoles y flavonoides. A su vez, por medio de un análisis de Tuckey a las pruebas de resistencia al agua se obtuvo que la concentración de extracto más resistente al agua es de 0.6 [g] y los mejores extractos para utilizarlos como plastificantes naturales son los de C, S y M. Adicionalmente se tiene que, los bioplásticos que contienen extractos de C y S como plastificante tienen una mejor capacidad de absorción del agua, por lo que, a las 98 [h] de que el bioplástico está en contacto con el agua se degrada completamente. Por lo tanto, se sugiere los bioplásticos con extractos de C, S y M como plastificantes naturales como nuevos materiales potencialmente ecológicos para diferentes campos de aplicaciones.

Palabras clave: Bioplástico, plásticos, plastificante, bioplastificante, extractos, recursos renovables, celulosa.

ABSTRACT

Currently, the worldwide consumption of plastic has decreased because it is causing major environmental problems, so it is necessary to search for alternatives from natural sources such as bioplastics. The present work aims to develop 100% biodegradable bioplastics through the use of natural plasticizers based on fruit and vegetable residues produced in Ecuador. The extraction process of the extracts used as natural plasticizers through ethanol maceration and water was studied. A characterization of the extracts studied was carried out, obtaining FT-IR spectra between 3500 to 1000 cm^{-1} , thus obtaining the molecules of interest. A thermogravimetric analysis was performed for the best extracts where thermal decomposition occurred in a temperature range of 300 $^{\circ}\text{C}$. By means of a thin layer chromatography analysis of the extracts, an impressive result was obtained in which a large amount of phytochemicals such as tannins, phenols and flavonoids can be visualized. In turn, by means of a Tuckey analysis of the water resistance tests, it was obtained that the concentration of the most water resistant extract is 0.6 [g] and the best extracts to use as natural plasticizers are those of C, S and M. Additionally, bioplastics containing C and S extracts as plasticizers have a better water absorption capacity, so that 98 [h] after the bioplastic is in contact with water it is completely degraded. Therefore, bioplastics with C, S and A extracts as natural plasticizers are suggested as new potentially environmentally friendly materials for different fields of applications.

Key words: Bioplastic, plastics, plasticizer, bioplasticizer, extracts, renewable resources, cellulose.

TABLA DE CONTENIDOS

1. INTRODUCCIÓN	10
1.1 Objetivos	12
1.1.1 Objetivo general.	12
1.1.2 Objetivos específicos.....	12
2. METODOLOGÍA	13
2.1 Obtención de extractos.....	13
2.1.1 Procedimientos de extractos.....	13
2.1.2 Liofilización de extractos.	13
2.1.3 FT-IR, TGA y TLC de extractos.....	14
2.2 Obtención de bioplástico	15
2.2.1 Procedimiento de obtención.	15
2.2.2 FT-IR y TGA de bioplástico.....	16
2.2.3 Prueba de resistencia al agua.....	17
2.2.4 Prueba de biodegradabilidad.....	17
2.3 Análisis estadístico	18
3. RESULTADOS Y DISCUSIONES	19
3.1 Obtención de extractos.....	19
3.1.1 FT-IR, TGA y TLC de extractos.....	19
3.2 Obtención de bioplástico	25
3.2.1 FTIR y TGA de bioplástico.	25
3.2.2 Prueba de resistencia al agua.....	29
3.2.3 Prueba de degradabilidad.....	31
4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	33
5. REFERENCIAS.....	34
6. ANEXOS	39
ANEXO A. Análisis estadístico para la resistencia al agua	39
ANEXO B. Análisis estadístico para la degradación del bioplástico	41
ANEXO C. Presupuesto para la elaboración del proyecto	41

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Comparaciones por parejas de Tukey para la resistencia al agua: Concentración ...	39
Tabla 2. Comparaciones por parejas de Tukey para la resistencia al agua: Extracto	39
Tabla 3. Comparaciones por parejas de Tukey para la resistencia al agua:	
Concentración*Extracto	39
Tabla 4. Coeficientes para la resistencia al agua	40
Tabla 5. Coeficientes de la degradación del bioplástico	41
Tabla 6. Presupuesto para la elaboración del proyecto	41

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. a) y b) Proceso para la obtención de bioplástico, c) Bioplástico obtenido.....	16
Figura 2. FT-IR de extractos.....	19
Figura 3. Curvas de análisis termogravimétrico de extractos.....	21
Figura 4. Derivadas de análisis termogravimétrico de extractos.....	22
Figura 5. Cromatografía de capa fina de extractos a) Placa TLC C, b) Placa TLC S, c) Placa TLC A, d) Placa TLC M, e) Placa TLC AN, f) Placa TLC P.....	23
Figura 6. FT-IR de bioplásticos con una concentración de 0.6g de extracto.....	25
Figura 7. Curvas de análisis termogravimétrico de bioplásticos con concentración de 0.6 g de extracto.....	27
Figura 8. Derivadas de análisis termogravimétrico de bioplásticos con una concentración de 0.6 g de extractos.....	28
Figura 9. Prueba de resistencia al agua a diferentes concentraciones de plastificantes.....	29
Figura 10. Degradación del bioplástico a las 98 horas.....	31

1. INTRODUCCIÓN

Los plásticos se emplean para construir una gran variedad de productos utilizados en distintos campos de aplicación debido a que contienen amplias propiedades. Es por ello que, la demanda de plásticos a base de recursos fósiles ha aumentado sustancialmente a más de 365 millones de toneladas en 2016 en todo el mundo y se importa 27 mil toneladas en Ecuador, siendo el tercer país de Latinoamérica que más desechos importó. Esto se da debido a sus excelentes propiedades, sin embargo, su uso no es sostenible a largo plazo, ya que, no son biodegradables, por lo que, tardan muchos años en descomponerse, generando contaminación ambiental (Bilo et al., 2018).

Debido a esto, es necesario incrementar la demanda de alternativas innovadoras, las cuales deben ser amigables con el medio ambiente y degradables. Los biocompuestos ecológicos de fibras generadas por materias primas como vegetales y frutas generan un buen impacto en la industria, ya que, disminuyen el consumo de las herramientas, tienen un bajo costo, además de que son renovables y degradables (Bilo et al., 2018).

Existe un alto porcentaje de desperdicio de alimentos en el mercado local aproximadamente 930 toneladas métricas, por lo que, estos posteriormente se convierten en desechos. Esto se da, ya que, se generan desperdicios en la etapa de producción generando una sobreproducción provocando así un exceso de existencia y una producción ineficiente proveniente de hoteles, restaurantes y supermercados (Chong et al., 2021). Una buena forma de emplear los desperdicios principalmente de frutas y verduras es utilizándolos en la fabricación de bioplásticos.

Los bioplásticos a base de recursos renovables son una alternativa para reducir el uso de plásticos convencionales y poder disminuir los desechos, ya que, son biodegradables y se fabrican mediante procesos biológicos además de que disminuyen sustancialmente el impacto

ambiental (Sartika et al., 2018), (Brodin et al., 2017). Debido a esto, la producción actual de bioplásticos se encuentra en unos 2,15 millones de toneladas en todo el mundo, por lo que se estima que, la producción de bioplástico aumentará a 2,87 millones de toneladas en el año 2025 (Rosenboom et al., n.d.).

Investigaciones previas redactan el uso de desechos de recursos renovables para la fabricación de bioplásticos, por ejemplo, se ha empleado la semilla de aguacate, la paja de arroz y microalgas (Sartika et al., 2018), además se planea algunos métodos posibles a seguir para su extracción, como, la extracción de fluidos supercríticos, extracción asistida por enzimas, extracción asistida por ultrasonidos y extracción por maceración (Chong et al., 2021), (Williamson & Hatzakis, 2019).

Los plastificantes contienen una alta gama de aplicaciones especialmente en la industria del plástico. La demanda de plastificantes va creciendo, por lo que, se estima aproximadamente 9,75 millones de toneladas en el año 2024 (Cabotcorp, 2017). Un plastificante es un tipo de sustancia que se añade a un material para incrementar su trabajabilidad, durabilidad y su flexibilidad, además incrementa el rendimiento y las características del producto (Muobom et al., 2020). Sin embargo, a los problemas de salud y medioambientales, la industria está dejando a un lado a los plastificantes tradicionales por plastificantes de base biológica (Wei et al., 2019).

Los plastificantes de base biológica se pueden extraer de productos agrícolas como frutas y verduras, así como también sus desechos, debido a su disponibilidad, biodegradabilidad y una toxicidad muy baja, los productos mencionados anteriormente generan un camino prometedor para la producción de bioplastificantes (Muobom et al., 2020). A su vez, otra biomasa muy utilizada en la industria de los plastificantes es el glicerol, el cual se denomina un poliol conformado por tres grupos hidroxilos los cuales son los encargados de que sea soluble en agua y se lo obtiene como un subproducto de la síntesis del biodiesel (Bocqué et al., 2016).

Sin embargo, el uso de plastificantes comerciales como el glicerol en la producción de bioplásticos no tiene resistencia al agua para productos de bioplásticos. Se necesita reemplazar el glicerol o combinar las formulaciones de plastificantes en los bioplásticos añadiendo plastificantes naturales los cuales se encuentran en moléculas extraídas de desechos de varias frutas y vegetales para incrementar la resistencia al agua (Haddadi et al., 2019).

Las frutas y verduras empleadas para este estudio tienen propiedades que son factibles para su utilización como plastificantes naturales, además son materias primas con una alta proyección en cuanto a disponibilidad para el desarrollo de bioplásticos los cuales pueden tener múltiples usos a nivel industrial (Holguín, 2019).

Por lo tanto, el presente trabajo busca emplear la extracción por maceración para obtener los extractos de los alimentos estudiados y generar así una alternativa de plastificante natural.

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo general.

Desarrollar bioplásticos 100% biodegradables mediante el uso de plastificantes naturales a base de residuos de frutas y vegetales producidos en el Ecuador

1.1.2 Objetivos específicos.

- Seleccionar el proceso y las materias primas adecuadas para la extracción de los plastificantes naturales.
- Determinar la mejor formulación para la fabricación del bioplástico con celulosa.
- Realizar pruebas a nivel de laboratorio para determinar la calidad y durabilidad del bioplástico.

2. METODOLOGÍA

2.1 Obtención de extractos

2.1.1 Procedimientos de extractos.

Por medio de búsqueda bibliográfica se seleccionó las 10 mejores moléculas según sus propiedades de plastificantes que se encuentran en residuos vegetales. Se utiliza aproximadamente 200 [g] de cada uno de los alimentos y se empaquetó con papel aluminio y se los secó por congelación a 0 [°C] durante 6 [h], seguido de -24 [°C] por 24 [h] (Kwak et al., 2017).

Las muestras secas que fueron congeladas se las introdujo a la licuadora con 100 [ml] de agua y se las licuó hasta obtener una mezcla homogénea. Se puso cada una de las muestras en vasos de precipitación y se añadió 100 [ml] de líquido de extracción, se dejó en maceración cada una de las muestras durante 24 [h]. Se pasó por un filtro de café cada una de las muestras, posteriormente se centrifugaron por 6 [min] a una revolución de 1000 [rpm], posteriormente se obtuvo el extracto de cada uno de los alimentos y así poder extraer las moléculas de intereses (Bilo et al., 2018).

2.1.2 Liofilización de extractos.

Los extractos obtenidos deben estar congelados a una temperatura de -24 [°C], posteriormente se los introdujo a la cabina de ultra congelación dentro del equipo por 5 [h] a una temperatura de -63.4 [°C], posteriormente se cambió las muestras a la parte de secado al vacío dentro del acrílico en la cabina y se encendió la bomba al vacío a 1 [Pa]. Las muestras se liofilizaron por 5 días hasta que queden completamente secas. Para realizar la liofilización se utilizó el equipo Biobase (Muhammad et al., 2019).

2.1.3 FT-IR, TGA y TLC de extractos.

2.1.3.1 FT-IR de extractos.

Se realizó espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR) para cada uno de los extractos, utilizando un espectrómetro FT-IR que opera en una reflectancia total atenuada (ATR), por lo que, se colocó la sonda de medición directamente sobre la superficie de la película, por lo que, se registraron espectros de 3500 a 1000 [cm⁻¹] con 32 escaneos a una resolución de 4 [cm⁻¹], obteniendo así las moléculas de intereses. Para realizar el FT-IR se utilizó el equipo Agilent Technologies Cary 630 FTIR (Bilo et al., 2018).

2.1.3.2 TGA de extractos.

Los comportamientos térmicos de los extractos se caracterizaron mediante un análisis termogravimétrico (TGA). El análisis de descomposición térmica se realizó por medio de un analizador termogravimétrico (Perkin Elmer, modelo TGA Pyris 1). Se colocó 10 [mg] del extracto seco previamente liofilizado en una bandeja de platino y se calentó desde los 30 [°C] hasta [800 °C] con una velocidad de calentamiento de 10 [°C/min] y un flujo de Nitrógeno a 50 [ml/min], se mantiene en 800 [°C] por 1 [min] y se cambia el flujo de nitrógeno a 10 [ml/min] (Ashok et al., 2017).

2.1.3.3 TLC de extractos.

Se realizó cromatografía en capa fina (TLC) de los mejores extractos. Se utilizó 0.3 [g] de cada uno de los extractos y se lo diluyó en 10 [ml] de H₂O, posteriormente se midió el pH, debido a que el pH era básico se introdujo 100 [μl] de NaCl 1M hasta que el pH sea de 10-11. Posteriormente se añadió 10 [ml] de cloroformo a cada una de las muestras y se introdujo al embudo de separación, en el cuál se separó las fases, por lo que, se recolectó la fase donde se encontraba el cloroformo y se lo introdujo en un tubo fálcon, la fase obtenida se utilizó para analizar TLC (Rosli et al., 2021).

Por lo que, se utilizó 100 [μl] del solvente y por medio de una micropipeta de vidrio se tomó una muestra de un vial. Se pinchó de forma breve 5 veces en el mismo punto en la placa de TLC. Posteriormente se introdujo la placa de TLC en 0,5 [ml] de fase móvil por aproximadamente 2 [min], se agitó la placa y se la introdujo en una cámara de yodo por 1 [min] se sacó la cámara de la placa y se pudo evaluar el factor de retención de cada uno de los componentes por medio de la siguiente ecuación (Hurtado, 2018).

$$R_f = \frac{\text{Distancia recorrida por la muestra}}{\text{Distancia recorrida por el frente del disolvente}} \quad (1)$$

2.2 Obtencion de bioplástico

2.2.1 Procedimiento de obtención.

Se realizó pruebas de la preparación de la muestra para determinar la formulación exacta para obtener el bioplástico, para ello se mezcla celulosa, glicerol, ya que, es un plastificante comercial y natural, agua destilada, extracto liofilizado utilizado como plastificante natural. Se puso la muestra en vasos de precipitación y se calentó en una plancha por 1 [h] a 70 [°C] a una agitación de 400 [rpm].

Se realizó varias pruebas a diferente concentración de extracto utilizado como plastificante hasta dar con la mejor concentración (Isroi et al., 2017). Una vez que la mezcla se encuentre homogeneizada, se puso la mitad de la mezcla en papel encerado previamente barnizado con silicona y se lo intrdujo en la hot press (modelo DABPRESS) a una temperatura de 230 [°F] y a una presión de 40 [MPa] por 10 [min]. Pasado ese tiempo el bioplástico quedo en forma de plancha. Adicionalmente se realizó dos controles del bioplástico, uno que no contenga extracto y otro que no contenga glicerol, mediante el control se puede determinar si la presencia del extracto influye significativamente en la formulación del bioplástico (Leow et al., 2022).

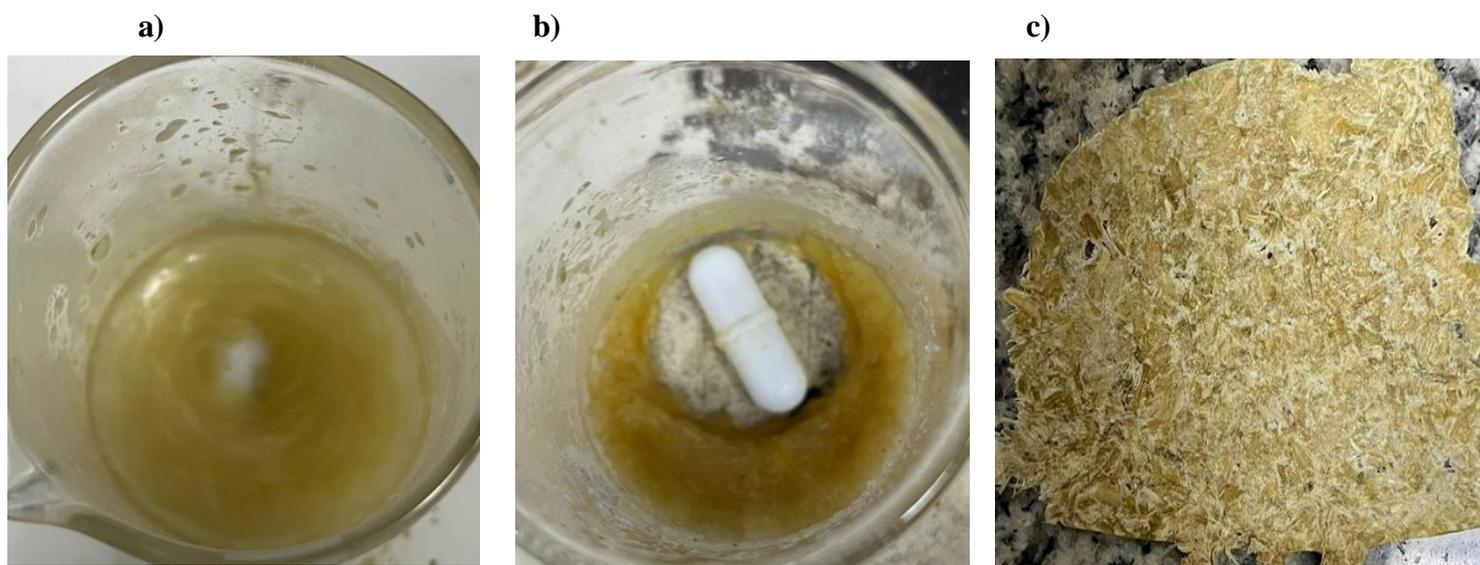


Figura 1. a) y b) Proceso para la obtención de bioplástico, c) Bioplástico obtenido

2.2.2 FT-IR y TGA de bioplástico.

Se realizó espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR) a los bioplásticos que contenga la mejor concentración de cada uno de los plastificantes en la fórmula experimental, los cuales se analizaron por triplicado, utilizando un espectrómetro FT-IR que opera en una reflectancia total atenuada (ATR), por lo que, se colocó la sonda de medición directamente sobre la superficie de la película bioplástica (Perkin Elmer, modelo Spectrum 400) para poder comparar los grupos funcionales y los enlaces químicos entre las películas bioplásticas. Por lo que, se registraron espectros entre 3200 a 1020 [cm⁻¹] con 32 escaneos a una resolución de 4 [cm⁻¹] (Bilo et al., 2018).

Los comportamientos térmicos de las películas bioplásticas se caracterizaron mediante un análisis termogravimétrico (TGA). Se colocó 15 [mg] del bioplástico en una bandeja de platino y se calentó desde los 30 [°C] hasta [800 °C] con una velocidad de calentamiento de 10 [°C/min] y un flujo de Nitrógeno a 50 [ml/min], se mantiene en 800 [°C] por 1 [min] y se cambia el flujo de nitrógeno a 10 [ml/min]. El análisis de descomposición térmica se realizó

por medio de un analizador termogravimétrico (Perkin Elmer, modelo TGA Pyris 1) (Ashok et al., 2017).

2.2.3 Prueba de resistencia al agua.

Se realizó pruebas con resistencia al agua por triplicado a cada uno de los bioplásticos a diferentes concentraciones de extracto desde 0.1 [g] hasta 0.6 [g]. Por lo que, se recorta en forma de un círculo de un tamaño de 2 [cm] x 2 [cm] al bioplástico y se lo pesa. En un tubo fálcon se introdujo 3 [ml] de agua destilada, encima del tubo se colocó el círculo del bioplástico y se colocó un tubo fálcon vacío encima del círculo del bioplástico y se lo cubrió con cinta adhesiva para que quede completamente sellado, simulando un reloj de arena. Posteriormente se lo voltea y se tomó el tiempo en que el bioplástico se rompe y cae la primera gota de agua. (Tan et al., 2022).

2.2.4 Prueba de biodegradabilidad.

Se realizó análisis de biodegradabilidad para cada uno de los bioplásticos con 0.6 [g] de plastificante natural y se lo realizó por triplicado. Se tiene varios pesos de bioplástico y se lo sumergió en un recipiente con un volumen de 100 [ml] de agua destilada durante 98 [h]. Durante el período, la película se retiró del agua a los 30 [min], a las 3 [h] y a las 72 [h], se secó cada película con papel absorbente y se tomó el peso antes de devolverla al agua. Pasado las 98 horas, se secó el bioplástico, se lo pesó y se lo congeló para liofilizarlo y tomar el peso final del bioplástico (Tan et al., 2022), (Leow et al., 2022).

Para evaluar el porcentaje de degradación del bioplástico se utilizó la ecuación (2):

$$Degradación = \frac{W_o - W_f}{W_o} \times 100\% \quad (2)$$

Donde W_o es el peso inicial del bioplástico (g), W_f es el peso final del bioplástico (g).

2.3 Análisis estadístico

Cada uno de los experimentos fueron realizados por triplicado ($n=3$), para determinar si existen diferencias significativas con análisis de ANOVA y Tuckey, con un nivel de confianza del 95% ($p < 0.05$). Por lo tanto, los resultados obtenidos son un promedio de \pm desviación estándar.

3. RESULTADOS Y DISCUSIONES

3.1 Obtención de extractos

3.1.1 FT-IR, TGA y TLC de extractos.

3.1.1.1 FT-IR de extractos.

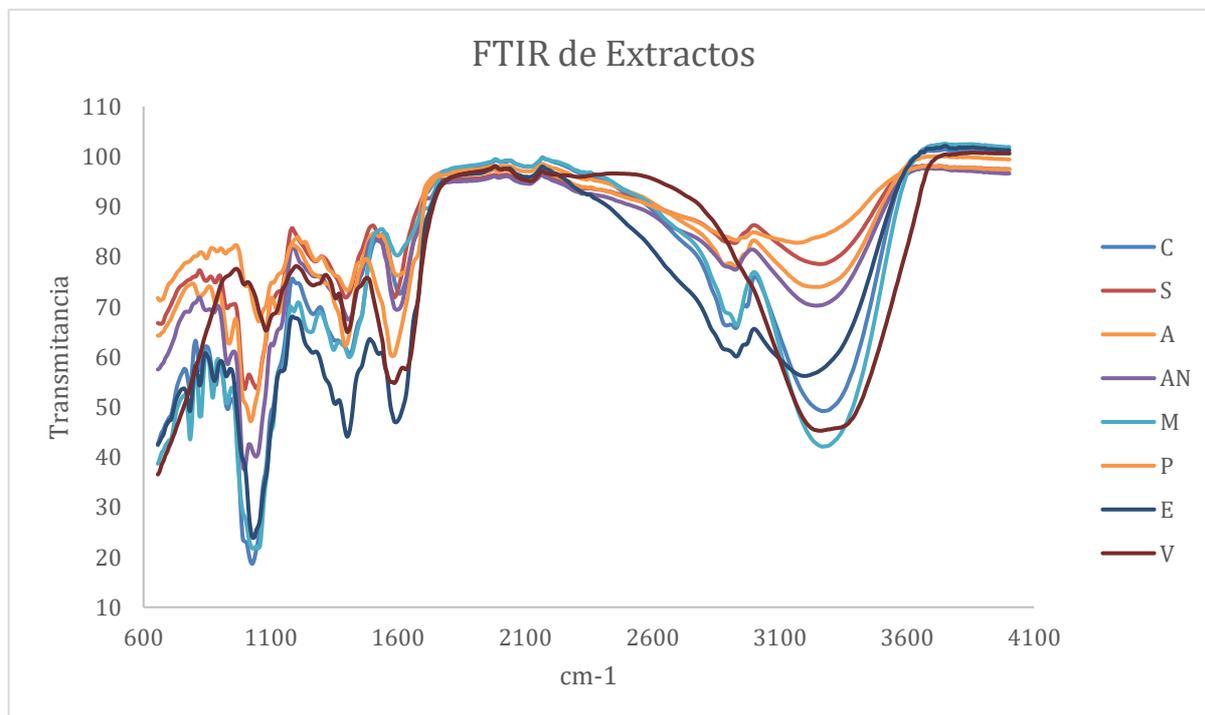


Figura 2. FT-IR de extractos

Los espectros FTIR de cada uno de los extractos a emplearse se muestran en la figura 2, aunque los espectros FTIR muestran todas las especies químicas de las muestras, es factible definir ciertas bandas características de los grupos funcionales presentes, las cuales se encuentran agrupadas a la frecuencia de vibración de sus enlaces en las moléculas (López Medina et al., 2017).

La primera señal se halla a números de onda que van desde los 2700 a 3500 [cm^{-1}] que corresponde a vibraciones de los estiramientos de los grupos OH que se encuentran asociados a la molécula de agua, alcoholes y fenoles (Rubinson K. Rubinson, 2004). Dichas vibraciones son semejantes a las analizadas presentadas en el estudio realizado por (Montaleza et al., 2020) donde

el extracto de la planta *Macleania rupestris* Kunth es caracterizado por medio de FT-IR, demostrándose así la presencia del grupo funcional OH entre 3500 a 3200 [cm⁻¹]. Por lo que, se afirma la existencia de los compuestos mencionados en las fracciones analizadas.

La presencia de los enlaces C-H aparecen a números de onda que van desde 2850-3000 [cm⁻¹] los cuales corresponden a alcanos. Estas señales se muestran en la gráfica 2 a números de onda que van desde 2887 a 2946 [cm⁻¹] (López Medina et al., 2017).

Por su parte, la presencia de alquenos en la figura 2 se visualiza con señales que contienen dobles enlaces entre C=C a un número de onda de 1600 a 1615 [cm⁻¹], estas señales fueron observadas por López a un rango de 1600 a 1660 [cm⁻¹] números de onda. De la misma manera, Montaleza demostró la presencia de alquenos a un rango que va desde 1600 a 1680 [cm⁻¹], demostrando así la presencia de los compuestos mencionados (Montaleza et al., 2020).

La región a un número de onda de 1399 a 1422 [cm⁻¹] en la figura 2 muestran las vibraciones de estiramiento C-O, las cuales están asociadas al anillo fenólico. A su vez, López visualizó las mismas vibraciones a un rango de 1440 a 1350 [cm⁻¹], por lo que, se confirma la presencia de las vibraciones en el rango analizado (López Medina et al., 2017).

Se puede observar la presencia de grupos éster en la figura 2 a un número de onda de 1020 a 1050 [cm⁻¹], por lo que se puede evidenciar que se encuentran dentro del rango establecido de 1000 a 1150 [cm⁻¹] número de ondas, lo cual coincide con los valores propuestos por (Anicuta et. al., 2010).

Como se puede observar en la figura 2, los espectros FT-IR de todos los extractos son semejantes entre si, por lo que, se comparó cada uno de los grupos funcionales obtenidos con la estructura de cada molécula, es por ello que, parece que se obtuvo una correcta extracción de las moléculas a emplearse. Aun más, la caracterización es necesaria para identificar las moléculas.

3.1.1.2 TGA de extractos.

La estabilidad térmica de los extractos que incrementan la resistencia al agua de los bioplásticos (C, S y A) fueron estudiados por medio de un análisis termogravimétrico (TGA) y los termogramas resultantes se visualizan en las figuras 3 y 4.

El termograma visualizó el comportamiento de la pérdida de masa de cada extracto en función de la temperatura. La disminución de la masa en el material se vincula con la descomposición térmica de cada uno de los extractos (Mulinari et al., 2017).

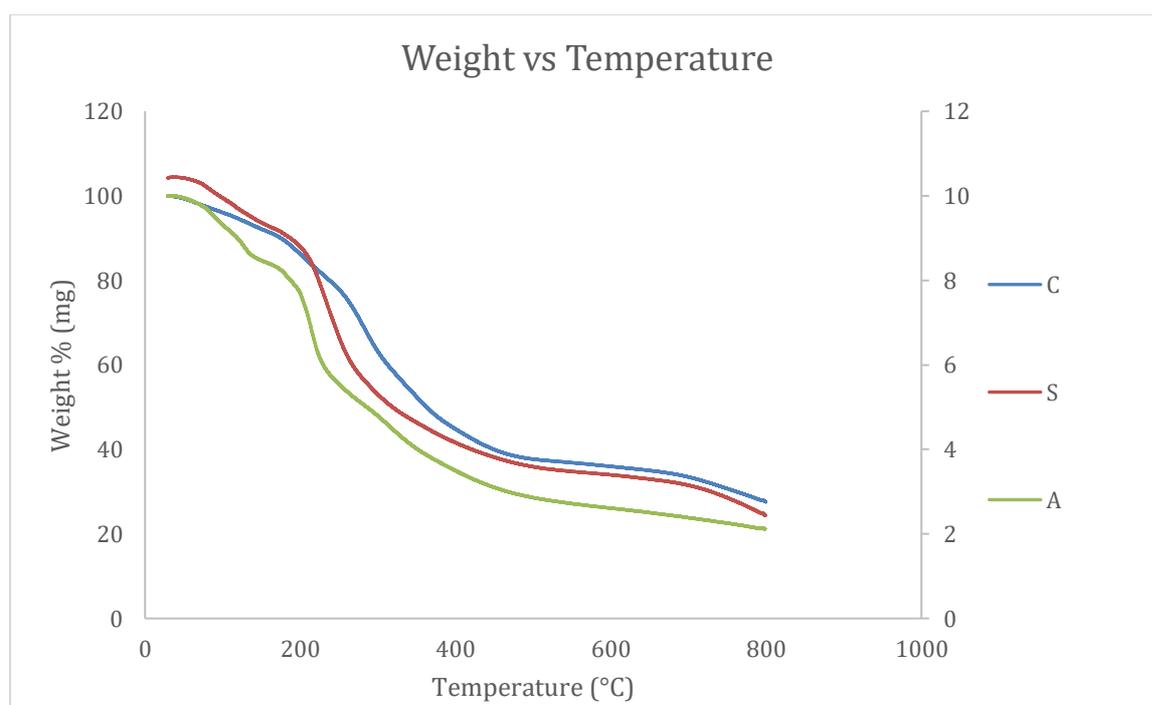


Figura 3. Curvas de análisis termogravimétrico de extractos

Como se observa en la figura 3, la descomposición térmica para los 3 extractos ocurrió en un rango de temperatura de 300 [°C]. Sin embargo, se requiere el uso de herramientas matemáticas como la primera derivada para conocer el valor máximo de la temperatura en la que se ejecuta la descomposición del extracto (Campa, 2014).

En la Figura 4 se visualiza la primera derivada con respecto a la temperatura de los termogramas presentados en la Figura 3. . Se observa que hay más de una molécula en los extractos vegetales. El extracto de C presentó una temperatura máxima de descomposición a 287.57 [°C] con un Delta Y de 0.047 [mg/min], mientras que el extracto de S presentó una temperatura máxima de descomposición a 234. 20 [°C] con un Delta Y de 0.045 [mg/min], por último, el extracto de A presentó una temperatura máxima de descomposición a 214. 18 [°C] con un Delta Y de 0.022 [mg/min]. Por lo que, la temperatura máxima de descomposición para cada uno de los extractos mencionada anteriormente se debe a la degradación del extracto cuando empieza a existir una liberación de la humedad (Campa, 2014).

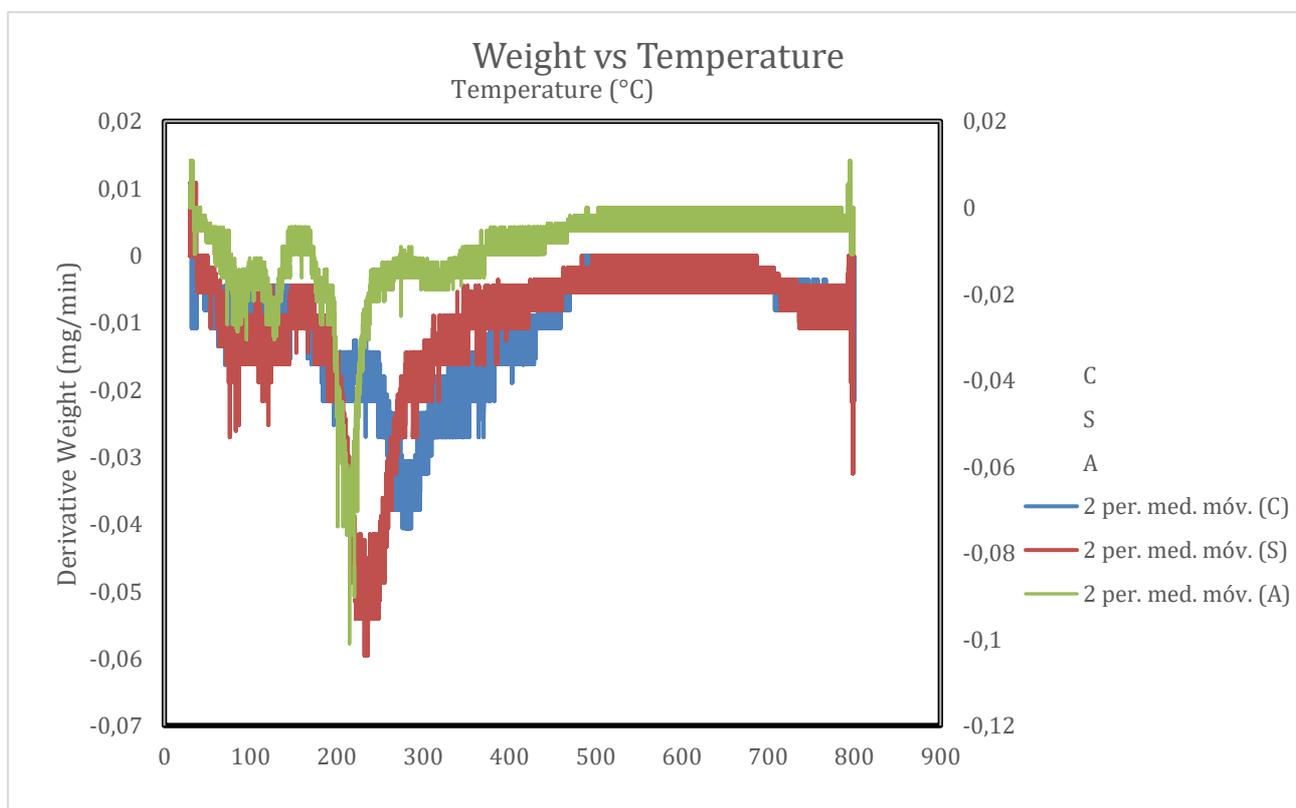


Figura 4. Derivadas de análisis termogravimétrico de extractos

Este análisis se puede comparar con un ejemplo del estudio realizado por Campa en el que analiza extractos de ajo para la formación de películas biodegradables a base de agar, en el cual el extracto de ajo tuvo una temperatura máxima de descomposición de 220 [°C], por lo

que, los dos análisis se encuentran dentro de los mismos rangos de la temperatura máxima de descomposición (Campa, 2014).

3.1.1.3 TLC de extractos.

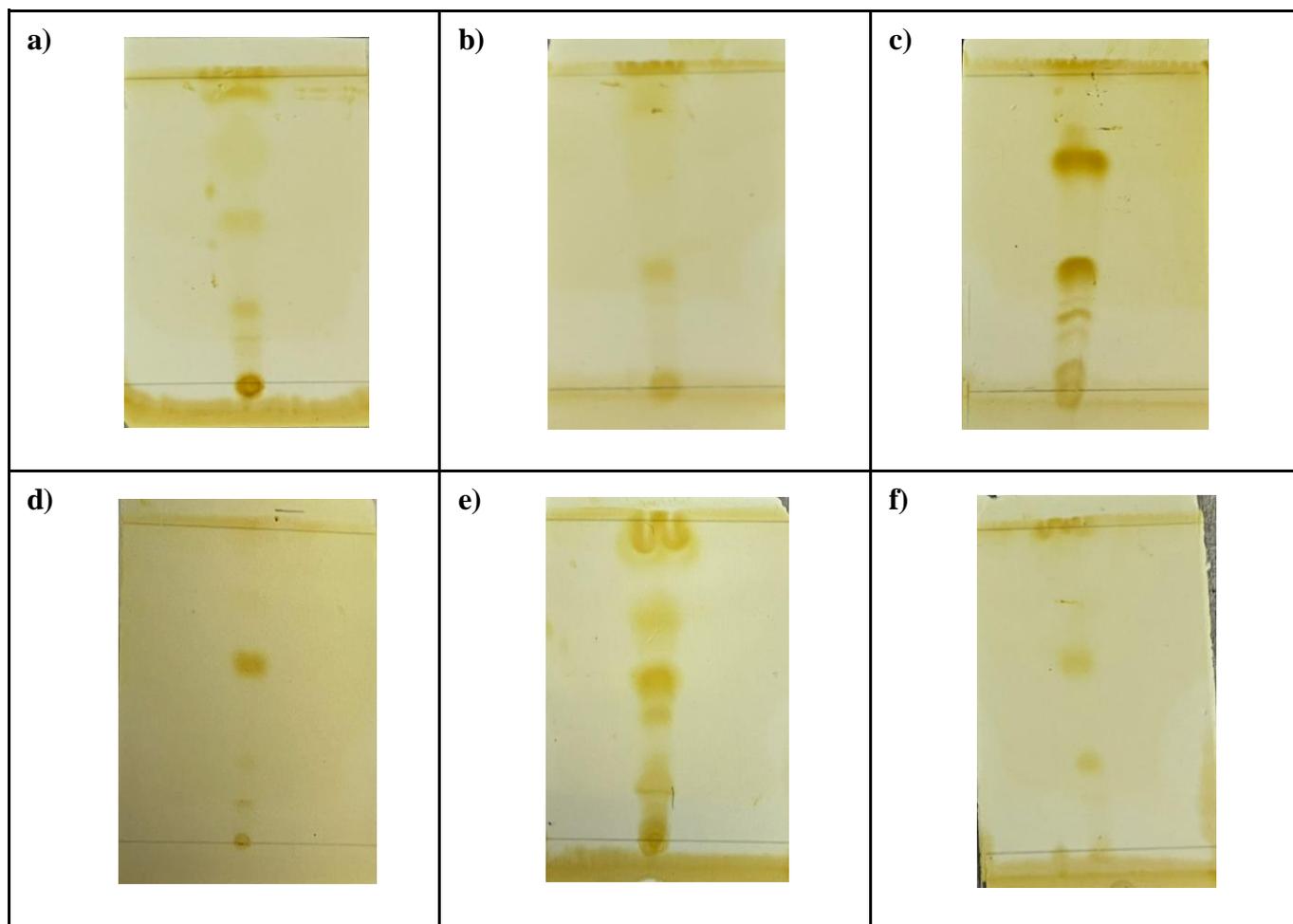


Figura 5. Cromatografía de capa fina de extractos a) Placa TLC C, b) Placa TLC S, c) Placa TLC A, d) Placa TLC M, e) Placa TLC AN, f) Placa TLC P

Se empleo cromatografía de capa fina a los extractos (A, M, AN, y P) como se evidencia en la Figura 5 y se utilizó una fase móvil compuesta de ácido acético, dietil éter y éter de petróleo. Por lo que, mediante la Figura 5a se puede visualizar que la TLC de extracto de C reveló la presencia de 3 compuestos con valores de R_f de 0.14, 0.24 y 0.52. A su vez, la Figura 5b que contiene la placa TLC de extracto de S reveló la presencia de 2 bandas con valores de R_f de 0.36 y 0.87. Mientras que, la Figura 5c con extracto de A reveló la presencia de 2 compuestos con

valores de Rf de 0.36 y 0.59, en los tres casos se utilizó la fase móvil mencionada anteriormente como disolvente (Leyva, 2013).

Por su parte, se realizó cromatografía de capa fina al extracto de M como se puede observar en la Figura 5d, por lo que, se visualizó la presencia de 3 bandas con valores de Rf de 0.12, 0.26 y 0.57. Por otro lado, la Figura 5e demuestra la TLC del extracto de AN con la presencia de 3 compuestos con valores de Rf de 0.21, 0.50 y 0.70. Por último, se realizó una TLC del extracto de P que presentó 2 bandas con valores de 0.27 y 0.59, se utilizó como disolvente la fase móvil compuesta de ácido acético, dietil éter y éter de petróleo (Hurtado, 2018).

El perfil de TLC de los 6 extractos genera un resultado que genera una gran cantidad de fitoquímicos como son los taninos, fenoles y flavonoides. Varios fitoquímicos generan diferentes valores de Rf en la fase móvil utilizado como disolvente (Ameerah Shaeroun et al., 2019).

La variación existente en los valores de Rf de los fitoquímicos generan un camino importante para entender su polaridad y a su vez, ayudan en la selección apropiada del sistema de disolventes para la separación de los compuestos puros, por lo que, la mezcla de disolventes en diferentes proporciones con polaridad variable hacen que sean empleados para la separación de los compuestos puros de los extractos de frutas, vegetales y plantas (Ameerah Shaeroun et al., 2019).

Por lo que, los resultados obtenidos de Cromatografía de capa fina confirman que existen en los extractos un compuesto en mayor cantidad y 2-3 compuestos en menor cantidad (Ameerah Shaeroun et al., 2019).

3.2 Obtención de bioplástico

3.2.1 FTIR y TGA de bioplástico.

3.2.1.1 FT-IR del bioplástico

Los espectros FTIR de los bioplásticos a una concentración de 0.6 [g] de extracto se visualizan en la figura 6, por lo que, se debe delimitar algunas bandas características de los grupos funcionales presentes en los espectros FT-IR, las cuales se hallan agrupadas a la frecuencia de la vibración de sus enlaces en las moléculas. A su vez, se utiliza el FT-IR como un método analítico en el cual se puede estudiar la estructura molecular y poder compararla entre los distintos bioplásticos. En base a los resultados obtenidos, todos los espectros de la película de bioplástico muestran la presencia de 4 picos principales OH, C-H, C=C, C-O (Muhammad et al., 2019).

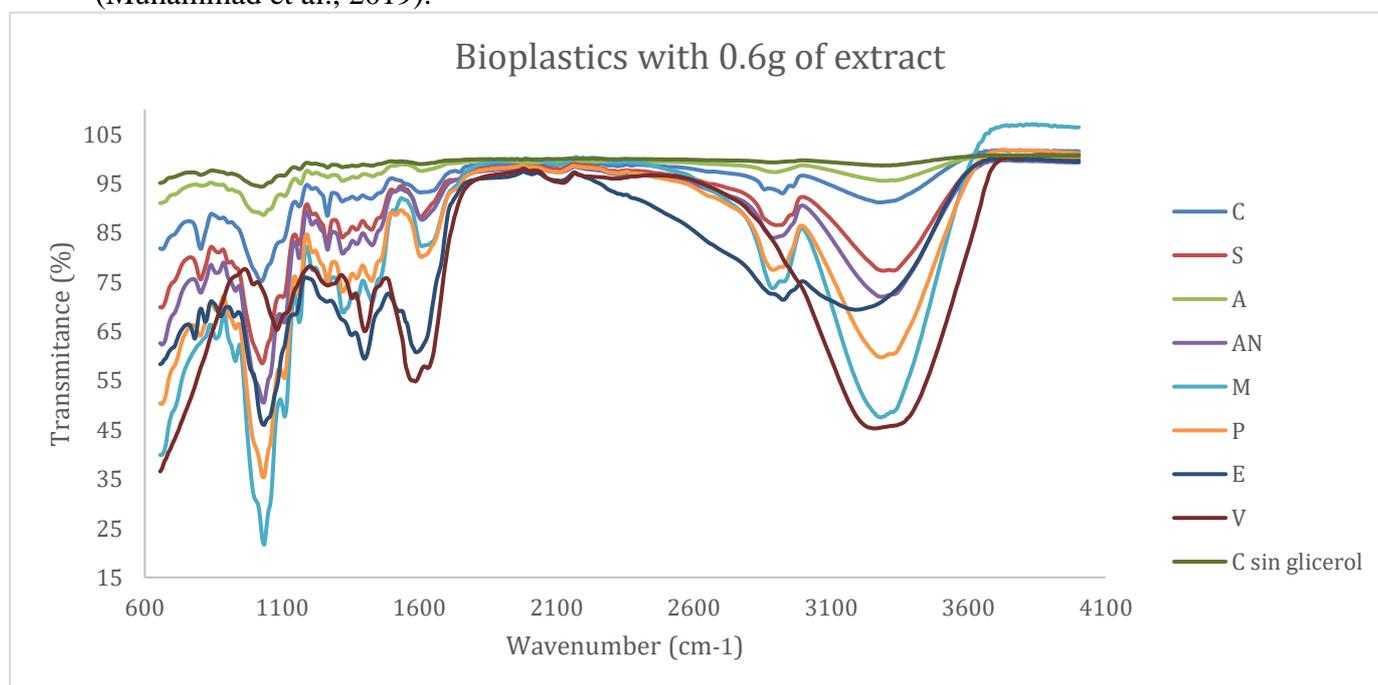


Figura 6. FT-IR de bioplásticos con una concentración de 0.6g de extracto

Por medio de la Figura 6 se observa que la primera señal se visualiza a números de onda que van desde los 3184 a 3333 [cm^{-1}] los cuales son vibraciones que representan al grupo OH, debido al estiramiento vibracional que se ejecuta en la estructura de los carbohidratos, a su vez,

se estima que exista alguna interacción en los enlaces de hidrógeno del grupo OH. Al mismo tiempo, la ampliación de los grupos OH como se puede observar en la Figura 6 podría deberse a la interacción que existe entre el extracto, el glicerol y la celulosa, por lo que, el espectro FT-IR del bioplástico cuando se tiene 0.6g de C sin glicerol no muestra una ampliación de los grupos OH, debido a que, el bioplástico no cuenta con glicerol. Este estudio es similar al analizado previamente por Suitan & Johari (Nagy et al., 2018).

Mediante la figura 6 se puede observar la presencia de los alcanos a números de onda que van desde 2887 a 2924 [cm^{-1}] los cuales corresponden a los enlaces C-H. Las bandas que se encuentran en el rango de 2850 a 3000 [cm^{-1}] señalan el estiramiento del enlace C-H de los grupos CH_2 (López Medina et al., 2017). Por su parte, las bandas que se encuentran al rango entre 1712 a 1749 [cm^{-1}] números de onda corresponden a la celulosa presente en el bioplástico (Muhammad et al., 2019).

Por su parte, la presencia de los dobles enlaces entre C=C en la figura 6 se visualiza con señales que contienen grupos alquenos a un número de onda de 1600 a 1637 [cm^{-1}]. Así mismo, Xuan Tan verificó la presencia de alquenos a un rango que va desde 1600 a 1648 [cm^{-1}], verificando así la presencia de los compuestos mencionados (Tan et al., 2022).

La región a un número de onda de 1400 a 1429 [cm^{-1}] en la figura 6 demuestran las vibraciones de estiramiento C-O, las cuales al anillo fenólico. A su vez, se puede visualizar la presencia de los grupos éster en la figura 6 a un número de onda de 1027 a 1050 [cm^{-1}], por lo que se puede demostrar que se localizan dentro del rango de 1000 a 1150 [cm^{-1}] número de ondas, lo cual coincide con los valores propuestos por (Isroi et al., 2017).

Como se puede observar en la figura 6, los espectros FT-IR de todos los bioplásticos con una concentración de 0.6 [g] de extractos son semejantes entre si, por lo que, se comparó cada uno de los grupos funcionales obtenidos con la estructura de la molécula de cada uno de los extractos.

3.2.1.2 TGA del bioplástico

La estabilidad térmica de los bioplásticos a una concentración de 0.6 [g] con los extractos que incrementan la resistencia al agua de los bioplásticos (C, S y A), así como también los controles sin glicerol y sin extracto fueron analizados por medio de un análisis termogravimétrico y los termogramas resultantes se visualizan en las figuras 7 y 8.

El termograma analizó el comportamiento de la degradación de masa de cada bioplástico en función de la temperatura. La disminución de la masa en el material se vincula con la descomposición térmica de cada uno de los bioplásticos (Mulinari et al., 2017).

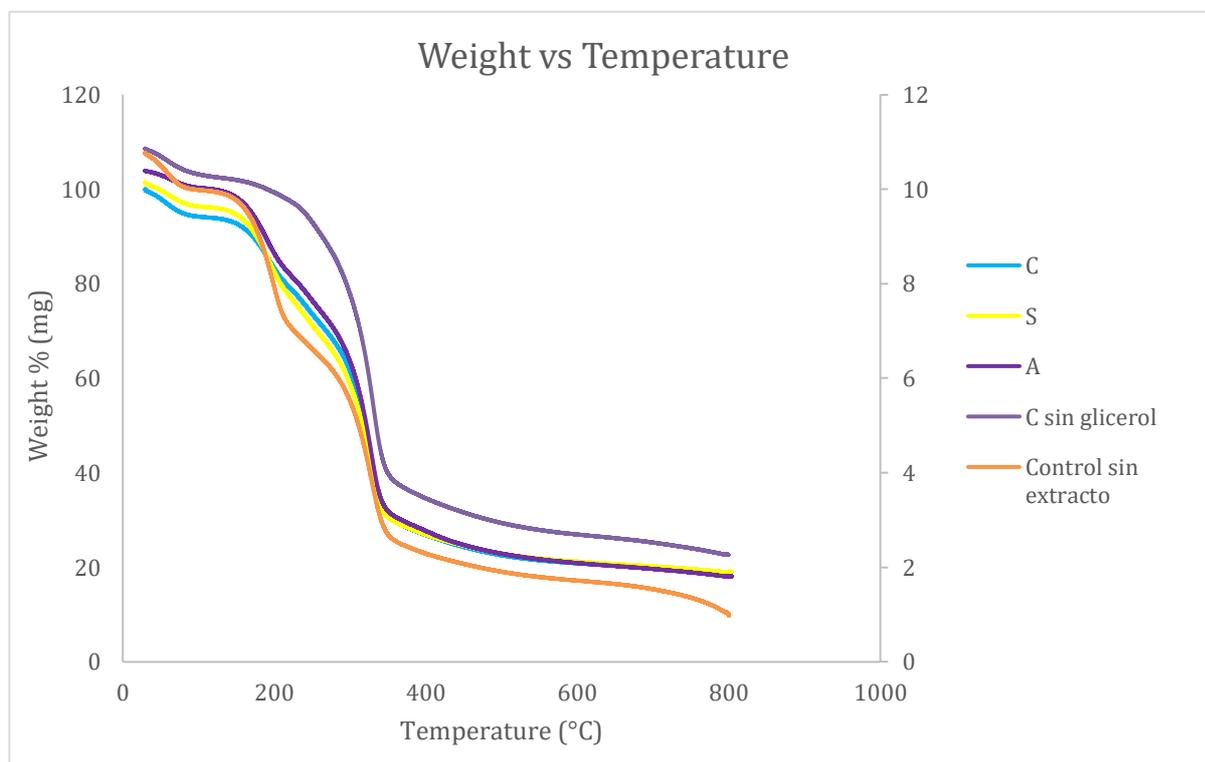


Figura 7. Curvas de análisis termogravimétrico de bioplásticos con concentración de 0.6 g de extracto

Como se observa en la figura 7, la descomposición térmica para los 5 bioplásticos se ejecutó en un rango de temperatura de 350 [°C]. No obstante, es indispensable el uso de la primera derivada del peso para visualizar el valor máximo de la temperatura en la que se realiza la descomposición del bioplástico (Campa, 2014).

Por medio de la Figura 8 se visualiza la primera derivada del peso con respecto a la temperatura de las curvas de análisis termogravimétrico visualizadas en la Figura 7. El bioplástico con extracto de C presentó una temperatura máxima de descomposición a 328.21 [°C], por su parte el bioplástico con extracto de la S presentó una temperatura máxima de descomposición a 327.25 [°C], mientras que el bioplástico con extracto de A presentó una temperatura máxima de descomposición a 328.24 [°C], por su lado el bioplástico con extracto de C sin glicerol presentó una temperatura máxima de descomposición a 330.52 [°C] y por último el bioplástico sin extracto presentó una temperatura máxima de descomposición a 327.70 [°C], como se puede visualizar todos los bioplásticos se encuentran en el mismo rango de temperatura máxima de descomposición que es similar a la celulosa.

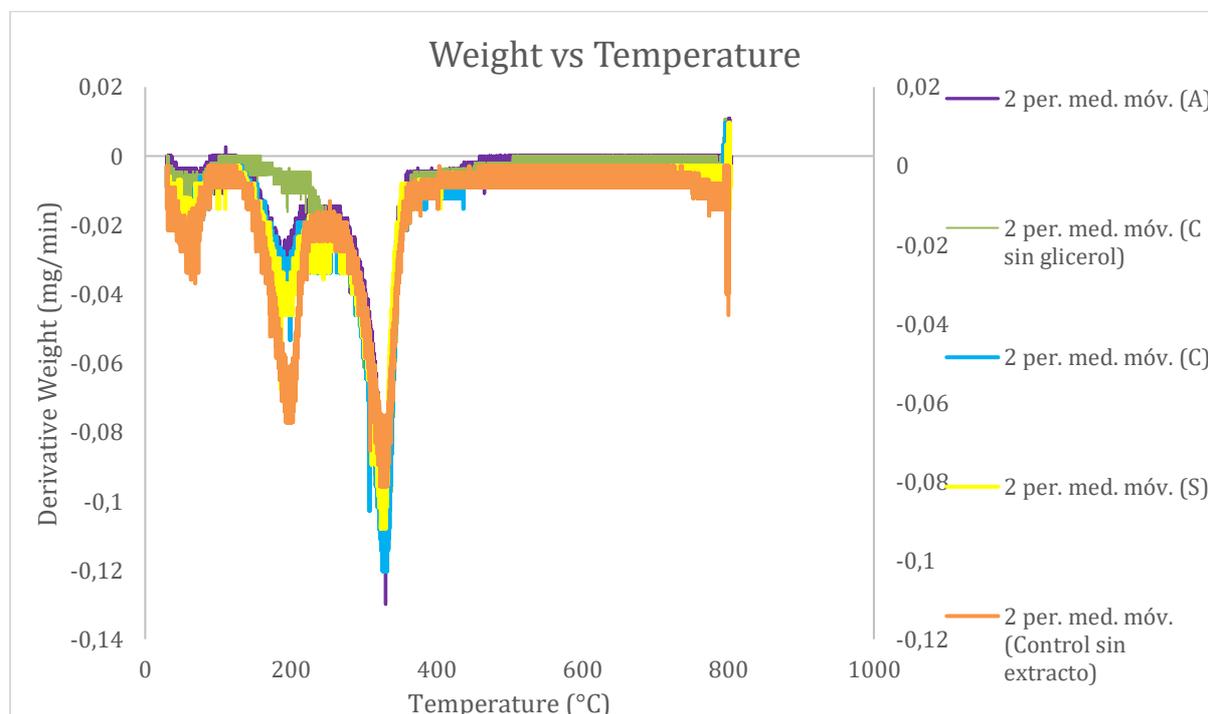


Figura 8. Derivadas de análisis termogravimétrico de bioplásticos con una concentración de 0.6 g de extractos

Por medio del termograma de los bioplásticos visualizados en la Figura 8 se puede visualizar que hay tres compuestos presentes y un poco de residuo de agua. La primera

degradación térmica ocurrió en el pico que se encuentra alrededor de los 90 [°C] y se debe a la degradación térmica correspondiente de agua. La segunda degradación térmica ocurrió en el pico que se encuentra alrededor de los 200 [°C] y se debe a la degradación térmica correspondiente al glicerol, por lo que, existe una liberación de humedad presente en la película bioplástica, es por ello que, se visualiza que la curva del bioplástico de C sin glicerol no presenta esa pequeña inflexión, ya que, no contiene glicerol. Las temperaturas máximas de descomposición para cada bioplástico mencionadas anteriormente se debe a la degradación del extracto en el bioplástico, debido a esto, la curva del bioplástico sin extracto presenta solo una ligera inflexión en ese rango, debido a que, no contiene extracto (Campa, 2014). La tercera degradación térmica ocurrió en el pico que se encuentra alrededor de los 200-250 [°C] y se debe a la degradación térmica correspondiente a los extractos plastificantes. La cuarta degradación térmica ocurrió en el pico que se encuentra alrededor de los 330 [°C] y se debe a la degradación térmica correspondiente a la celulosa del bioplástico.

3.2.2 Prueba de resistencia al agua.

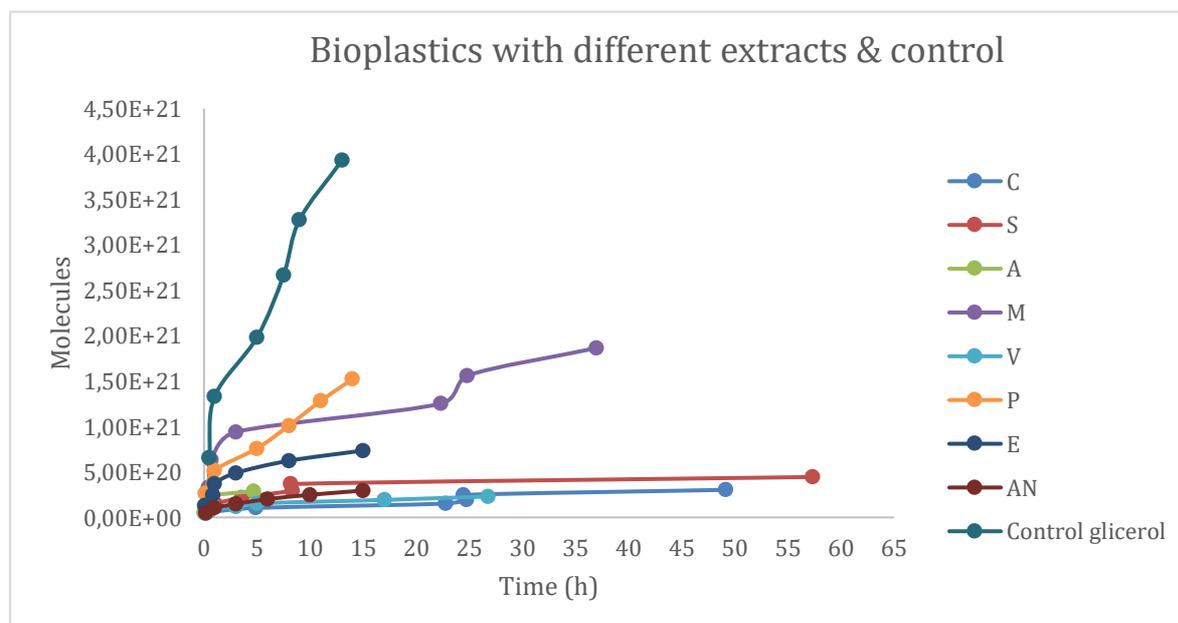


Figura 9. Prueba de resistencia al agua a diferentes concentraciones de plastificantes

En la figura 9 se observa que se se realizó pruebas con resistencia al agua por triplicado a cada uno de los bioplásticos a diferentes concentraciones de plastificante desde 0.1 [g] hasta 0.6 [g]. El bioplástico con celulosa y glicerol © no tiene resistencia al agua más de 15 min. Como se puede observar en la gráfica, la resistencia al agua incrementa con el contenido de los plastificantes naturales lo que significa que el extracto puede incrementar la resistencia al agua del bioplástico de celulosa con glicerol. Los plastificantes que tienen un mayor tiempo de resistencia al agua son los plastificante de C, de S y de M, mientras que los plastificantes que tienen un menor tiempo de resistencia al agua son los plastificantes de A, AN y P.

Sin embargo, para determinar si existen diferencias significativas entre los mejores extractos y el control sin glicerol se analiza las distintas concentraciones de extracto que van desde 0.1 [g] hasta 0.6 [g] y los 3 extractos mediante un análisis estadístico de ANOVA y Tuckey, con un nivel de confianza del 95%.

De acuerdo con el análisis de Tuckey, existió un efecto significativo entre la concentración del extracto, por lo que, se tiene una mayor resistencia a una concentración de 0.6 [g] de extracto. A una concentración de 0.5 [g] y 0.4 [g] no existe un efecto significativo, por lo que, son significativamente iguales, es decir, se puede utilizar una concentración de de 0.5 [g] o 0.4 [g] que no existe una variación. A su vez, a una concentración de 0.4 [g] y 0.3 [g] no existe un efecto significativo, por lo que, son significativamente iguales y no existe una variación en su utilización. Por lo que, se tiene que a una concentración de 0.2 [g] o 0.1 [g] de extracto, la resistencia al agua es realmente baja (Tan et al., 2022).

Por otra parte, por medio del análisis de Tuckey, existió un efecto significativo entre los diferentes extractos, teniendo así a la C como el mejor extracto. Mientras que el extracto de M y S son significativamente semejantes, por lo que, no existe variación en su utilización (Tan et al., 2022).

Adicionalmente, se realizó un análisis estadístico de Tuckey que determinen la mejor concentración con el mejor extracto, por lo que, a una concentración de 0.6 [g] de S y 0.6 [g] de C, son significativamente iguales, por lo que, no existe una variación en cuanto a su utilización. A su vez, a una concentración de 0.6 [g] de C y 0.6 [g] de M, son significativamente semejantes, por lo que, no existe una alteración en su utilización. Mientras que, a una concentración de 0.5 [g], 0.4 [g] y 0.3 [g] de los 3 extractos y el control con glicerol son significativamente semejantes, a todas las demás concentraciones son significativamente semejantes, por lo que, la resistencia al agua es nula. Mediante este análisis se puede visualizar que el control con glicerol sin extracto no genera buenos resultados, por lo que, la resistencia al agua es escasa (Dou et al., 2016).

3.2.3 Prueba de degradabilidad.

Las pérdidas de peso porcentuales de las películas bioplásticas con una concentración de 0.6 [g] de extracto se muestran en la Figura 10. Las pérdidas de peso de los bioplásticos aumentaron con el tiempo de sumergimiento en el agua, por lo que, se ejecuta la degradación de las películas bioplásticas. A las 98 [h] los bioplásticos se habían degradado más del 60% de su peso inicial (Tan et al., 2022).

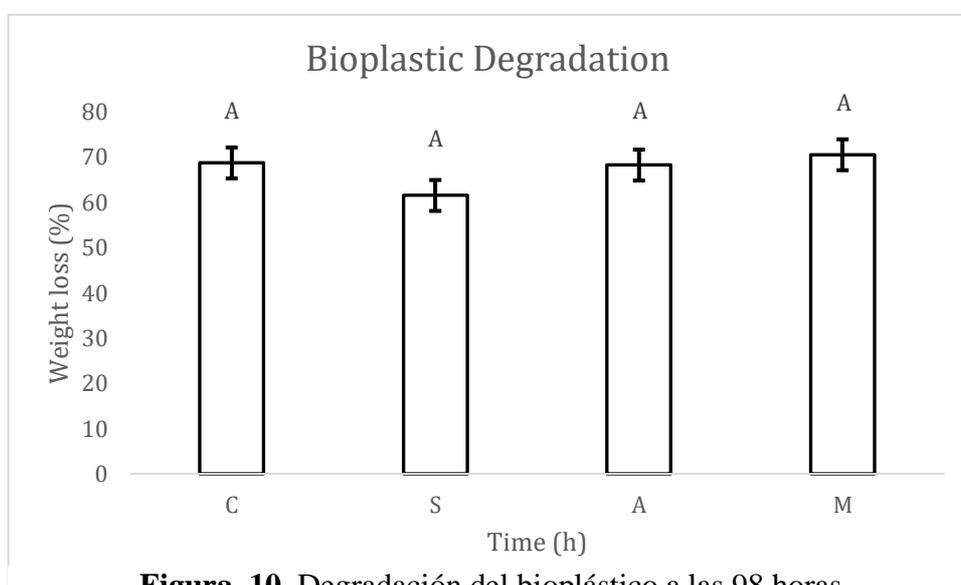


Figura 10. Degradación del bioplástico a las 98 horas

El extracto con una mayor pérdida de peso fue el de la M con un 70.46%, seguido de la C y el A con 68% respectivamente, finalmente el extracto que tuvo una menor pérdida de peso fue la S con un 61%, por lo que, tuvo una degradación más lenta.

A su vez, por medio del análisis estadístico de Tuckey se tiene que la degradación de los 4 extractos son significativamente semejantes.

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El uso de bioplástico a base de recursos renovables es la mejor alternativa para disminuir el consumo de plásticos convencionales y ayudar al medioambiente. Sin embargo, el uso de plastificantes comerciales como el glicerol no tiene resistencia al agua, se plantea sustituir el glicerol o combinar el glicerol con plastificantes naturales los cuales se encuentran en moléculas extraídas de varios extractos de frutas y vegetales del Ecuador para incrementar la resistencia al agua. Por medio de los análisis se determinó que los mejores extractos para emplearlos como plastificante natural son C, S y M a una concentración de 0.6 [g]. Los resultados preliminares indican que la metodología de caracterización de los extractos y bioplásticos podría ser usada para futuras pruebas. También se demostró que los extractos vegetales pueden incrementar la resistencia al agua de bioplásticos de celulosa con glicerol.

Se necesita más estudios para repetir esos resultados preliminares e identificar la composición de los extractos. Se recomienda también estudiar a profundidad otros extractos vegetales que contengan moléculas con propiedades plastificantes. Adicionalmente caracterizar a fondo los extractos y bioplásticos, como, realizar pruebas SEM, DSC, pruebas mecánicas, entre otros.

5. REFERENCIAS

Anicuta, S. G., L. Dobre, M. Stroescu & I. Jipa. (2010). Fourier transform infrared (FTIR) spectroscopy for characterization of antimicrobial films containing chitosan. *Analele Universităţii din Oradea Fascicula: Ecotoxicologie, Zootehnie și Tehnologii de Industrie Alimentară*. pp: 1234-1240

Ameerah Shaeroun, A. R., Hamed Alqamoudy, A. B. A., Mohamed, Khalifa. S., Nouri Kushlaf, N. A., Akram Almabrouk misbah, A. M. E., & Zuhur rajab Almes, S. T. O. (2019). Thin Layer Chromatography (TLC) and Phytochemical Analysis of Moringa Oleifera Methanol, Ethanol, Water and Ethyl Acetate Extracts. *Undefined*, 05(10), 817–820. <https://doi.org/10.36348/SJMPS.2019.V05I10.002>

Ashok, A., & Rejeesh, C. R. (2017). Effect of softening agents in the thermal and morphological properties of starch based bioplastics. *J. Polym. Compos.*, 5(1), 15-24.

Bezerra, K. G. O., Silva, I. G. S., Almeida, F. C. G., Rufino, R. D., & Sarubbo, L. A. (2021). Plant-derived biosurfactants: Extraction, characteristics and properties for application in cosmetics. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 34, 1878–8181.

Bilo, F., Pandini, S., Sartore, L., Depero, L. E., Gargiulo, G., Bonassi, A., Federici, S., & Bontempi, E. (2018). A sustainable bioplastic obtained from rice straw. *Journal of Cleaner Production*, 200, 357–368.

Bishop, G., Styles, D., & Lens, P. N. L. (2021). Environmental performance of bioplastic packaging on fresh food produce: A consequential life cycle assessment. *Journal of Cleaner Production*, 317, 128377.

Bocqué, M., Voirin, C., Lapinte, V., Caillol, S., & Robin, J. J. (2016). Petro-based and bio-based plasticizers: Chemical structures to plasticizing properties. *Journal of Polymer Science Part A: Polymer Chemistry*, *54*(1), 11–33. <https://doi.org/10.1002/POLA.27917>

Brodin, M., Vallejos, M., Opedal, M. T., Area, M. C., & Chinga-Carrasco, G. (2017). Lignocellulosics as sustainable resources for production of bioplastics – A review. *Journal of Cleaner Production*, *162*, 646–664.

Cabotcorp, Global demand for plasticizers continues to rise, (2017) 10–11.

Campa Siqueiros, P. I. (2014). Caracterización fisicoquímica de películas biodegradables a base de agar impregnados con extracto acuoso de ajo.

Coppola, G., Gaudio, M. T., Lopresto, C. G., Calabro, V., Curcio, S., & Chakraborty, S. (2021). Bioplastic from Renewable Biomass: A Facile Solution for a Greener Environment. *Earth Systems and Environment 2021 5:2*, *5*(2), 231–251.

Chong, J. W. R., Khoo, K. S., Yew, G. Y., Leong, W. H., Lim, J. W., Lam, M. K., Ho, Y. C., Ng, H. S., Munawaroh, H. S. H., & Show, P. L. (2021). Advances in production of bioplastics by microalgae using food waste hydrolysate and wastewater: A review. *Bioresource Technology*, *342*, 125947.

Danial, A. W., Hamdy, S. M., Alrumman, S. A., Gad El-Rab, S. M. F., Shoreit, A. A. M., & Hesham, A. E. L. (2021). Bioplastic Production by *Bacillus wiedmannii* AS-02 OK576278 Using Different Agricultural Wastes. *Microorganisms 2021*, *Vol. 9*, Page 2395, *9*(11), 2395.

Dou, Y., Zhang, B., He, M., Yin, G., & Cui, Y. (2016). The structure, tensile properties and water resistance of hydrolyzed feather keratin-based bioplastics. *Chinese Journal of Chemical Engineering*, *24*(3), 415–420.

Galvis-Sánchez, A. C., Castro, M. C. R., Biernacki, K., Gonçalves, M. P., & Souza, H. K. S. (2018). Natural deep eutectic solvents as green plasticizers for chitosan thermoplastic

production with controlled/desired mechanical and barrier properties. *Food Hydrocolloids*, 82, 478–489.

Haddadi, M. H., Asadolahi, R., & Negahdari, B. (2019). The bioextraction of bioplastics with focus on polyhydroxybutyrate: a review. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 16(7), 3935–3948.

Holguin Cardona, J. S. (2019). *Obtención de un bioplástico a partir de almidón de papa* (Bachelor's thesis, Fundación Universidad de América).

Hurtado Jarrin, S. E. (2018). *Separación de compuestos fluorescentes de Catharanthus roseus para definir su potencial aplicación industrial* (Bachelor's thesis, Quito: UCE).

Isroi, Cifriadi, A., Panji, T., Wibowo, N. A., & Syamsu, K. (2017). Bioplastic production from cellulose of oil palm empty fruit bunch. *IOP Conference Series. Earth and Environmental Science*, 65(1), 12011–.

Jia, P., Xia, H., Tang, K., & Zhou, Y. (2018). Plasticizers Derived from Biomass Resources: A Short Review. *Polymers 2018*, Vol. 10, Page 1303, 10(12), 1303. <https://doi.org/10.3390/POLYM10121303>

Kwak, J. H., Seo, J. M., Kim, N. H., Arasu, M. V., Kim, S., Yoon, M. K., & Kim, S. J. (2017). Variation of quercetin glycoside derivatives in three onion (*Allium cepa* L.) varieties. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 24(6), 1387–1391.

Leyva Salas, M. A. (2013). Extracción, Identificación y cuantificación de Swainsonina a partir de *Astragalus Arequipensis* (Garbancillo) y de sus hongos endófitos por fermentación de cultivo sumergido discontinuo

Leow, Y., Sequerah, V., Tan, Y. C., Yu, Y., Peterson, E. C., Jiang, C., Zhang, Z., Yang, L., Loh, X. J., & Kai, D. (2022). A tough, biodegradable and water-resistant plastic alternative from coconut husk. *Composites Part B: Engineering*, 241, 110031.

López Medina, D. L., Agudelo, C. A., Fonthal, G., & Ariza, H. (2017). Caracterización por espectroscopía infrarroja (FT-IR) de exudados gomosos de cinco especies de plantas presentes en el eje cafetero. *Rev. de Divulgación Científica y Tecnológica*, 31-37. http://blade1.uniquindio.edu.co/uniquindio/revistainvestigaciones/adjuntos/pdf/5a13_Revista-2017-v4-definitivo-31-37.pdf

Marimuthu, S., Padmaja, B., & Nair, S. (2013). Phytochemical screening studies on *Melia orientalis* by GC-MS analysis. *Pharmacognosy Research*, 5(3), 216.

Montaleza, H & Valvede, J. (2020). Determinación de compuestos fenólicos en extractos y fracciones de *Macleania rupestris* Kunth, y su caracterización por espectroscopia infrarroja (Bachelor's thesis). Universidad de Cuenca

Muobom, S. S., Umar, A.-M. S., Brolin, A.-P., & Soongseok, Y. (2020). Title: A Review on Plasticizers and Eco-Friendly Bioplasticizers: Biomass Sources and Market. *International Journal of Engineering Research & Technology*, 9(5). <https://doi.org/10.17577/IJERTV9IS050788>

Muhammad, A., Roslan, A., Sanusi, S. N. A., Shahimi, M. Q., & Nazari, N. Z. (2019). Mechanical properties of bioplastic form cellulose nanocrystal (CNC) mangosteen peel using glycerol as plasticizer. *Journal of Physics: Conference Series*, 1349(1).

Mulinari, Voorwald, H. J., Cioffi, M. O., & da Silva, M. L. (2017). Cellulose fiber-reinforced high-density polyethylene composites—Mechanical and thermal properties. *Journal of Composite Materials*, 51(13), 1807–1815.

Nagy S Csiszár E Kun D y Koczka B. (2018). Biocompuesto de nanocrystal de celulosa/aminoaldehído [3] Rohan GU y D'souza L 2018 Bioplásticos Un paso hacia la sostenibilidad *Int. J. Curr. Tendencias Sci. Tecnología* 8, 5 págs. 20211–20218. Figura 4. El efecto del módulo de tracción en la película bioplástica películas *Carbohydr. polim.* 194, pág. 51–60.

Rosli, Wan Ishak, W. H., & Ahmad, I. (2021). Eco-friendly high-density polyethylene/amorphous cellulose composites: Environmental and functional value. *Journal of Cleaner Production*, 290, 125886–.

Rosenboom, J. G., Langer, R., & Traverso, G. (2022). Bioplastics for a circular economy. *Nature Reviews Materials* 2022 7:2, 7(2), 117–137.

Rubinson K. Rubinson, J. (2004). *Análisis Instrumental (Primera; I. Capella, Ed.)*. Madrid: Pearson Educación S.A-

Sartika, M., Lubis, M., Harahap, M. B., Afrida, E., & Ginting, M. H. S. (2018). Production of bioplastic from avocado seed starch as matrix and microcrystalline cellulose from sugar palm fibers with schweizer's reagent as solvent. *Asian Journal of Chemistry*, 30(5), 1051–1056.

Tan, Ong, H. C., Andriyana, A., Lim, S., Pang, Y. L., Kusumo, F., & Ngoh, G. C. (2022). Characterization and Parametric Study on Mechanical Properties Enhancement in Biodegradable Chitosan-Reinforced Starch-Based Bioplastic Film. *Polymers*, 14(2), 278–.

Wei, X. F., Kallio, K. J., Bruder, S., Bellander, M., & Hedenqvist, M. S. (2019). Plasticizer loss in a complex system (polyamide 12): Kinetics, prediction and its effects on mechanical properties. *Polymer Degradation and Stability*, 169, 108985. <https://doi.org/10.1016/J.POLYMDEGRADSTAB.2019.108985>

Williamson, K., & Hatzakis, E. (2019). NMR analysis of roasted coffee lipids and development of a spent ground coffee application for the production of bioplastic precursors. *Food Research International*, 119, 683–692.

6. ANEXOS

ANEXO A. ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA RESISTENCIA AL AGUA

Tabla 1. Comparaciones por parejas de Tukey para la resistencia al agua: Concentración

Concentración	N	Media	Agrupación			
0,6	12	38,9167	A			
0,5	12	16,7917		B		
0,4	12	15,7625		B	C	
0,3	12	8,6083			C	D
0,2	12	2,0692				D E
0,1	12	0,4042				E

Tabla 2. Comparaciones por parejas de Tukey para la resistencia al agua: Extracto

Extracto	N	Media	Agrupación			
C	18	21,0128	A			
M	18	14,7172		B		
S	18	13,1878		B		
Control glicerol	18	6,1172				C

Tabla 3. Comparaciones por parejas de Tukey para la resistencia al agua: Concentración*Extracto

Concentración*Extracto	N	Media	Agrupación					
0,6 S	3	57,3333	A					
0,6 C	3	49,1667	A	B				
0,6 M	3	37,0000		B	C			
0,5 M	3	24,8000			C	D		
0,4 C	3	24,7667			C	D		
0,5 C	3	24,4333			C	D		
0,3 C	3	22,7667			C	D	E	
0,4 M	3	22,3333			C	D	E	
0,6 Control glicerol	3	12,1667				D	E	F
0,5 Control glicerol	3	9,7500				D	E	F
0,4 S	3	8,3333				D	E	F
0,5 S	3	8,1833				D	E	F
0,4 Control glicerol	3	7,6167				D	E	F
0,3 Control glicerol	3	5,0833				D	E	F
0,2 C	3	4,8767				D	E	F
0,3 S	3	3,5833					E	F
0,3 M	3	3,0000					E	F
0,2 Control glicerol	3	1,5800						F

0,2 S	3	1,1067						F
0,2 M	3	0,7133						F
0,1 S	3	0,5867						F
0,1 Control glicerol	3	0,5067						F
0,1 M	3	0,4567						F
0,1 C	3	0,0667						F

Tabla 4. Coeficientes para la resistencia al agua

Término	Coef	EE del coef.	Valor T	Valor p	FIV
Constante	13,759	0,759	18,12	0,000	
Concentración					
0,1	-13,35	1,70	-7,86	0,000	1,67
0,2	-11,69	1,70	-6,88	0,000	1,67
0,3	-5,15	1,70	-3,03	0,004	1,67
0,4	2,00	1,70	1,18	0,244	1,67
0,5	3,03	1,70	1,79	0,080	1,67
Extracto					
C	7,25	1,32	5,52	0,000	1,50
Control glicerol	-7,64	1,32	-5,81	0,000	1,50
M	0,96	1,32	0,73	0,470	1,50
Concentración*Extracto					
0,1 C	-7,59	2,94	-2,58	0,013	2,50
0,1 Control glicerol	7,74	2,94	2,63	0,011	2,50
0,1 M	-0,91	2,94	-0,31	0,759	2,50
0,2 C	-4,45	2,94	-1,51	0,137	2,50
0,2 Control glicerol	7,15	2,94	2,43	0,019	2,50
0,2 M	-2,31	2,94	-0,79	0,435	2,50
0,3 C	6,90	2,94	2,35	0,023	2,50
0,3 Control glicerol	4,12	2,94	1,40	0,168	2,50
0,3 M	-6,57	2,94	-2,23	0,030	2,50
0,4 C	1,75	2,94	0,60	0,555	2,50
0,4 Control glicerol	-0,50	2,94	-0,17	0,865	2,50
0,4 M	5,61	2,94	1,91	0,062	2,50
0,5 C	0,39	2,94	0,13	0,896	2,50
0,5 Control glicerol	0,60	2,94	0,20	0,839	2,50
0,5 M	7,05	2,94	2,40	0,020	2,50

ANEXO B. ANÁLISIS ESTADÍSTICO PARA LA DEGRADACIÓN DEL BIOPLÁSTICO

Tabla 5. Coeficientes de la degradación del bioplástico

Término	Coef	EE del coef.	Valor T	Valor p	FIV
Constante	67,21	2,24	29,99	0,000	
Extracto					
A	1,00	3,88	0,26	0,803	1,50
C	1,47	3,88	0,38	0,715	1,50
M	3,26	3,88	0,84	0,425	1,50

ANEXO C. PRESUPUESTO PARA LA ELABORACIÓN DEL PROYECTO

Tabla 6. Presupuesto para la elaboración del proyecto

RUBRO	US\$
Compra de materia prima	50
Material desechable	10
Suministros	10
Tubos fálcon	14