



Evaluación de biopelículas formuladas a partir de almidón de banano verde (*Musa paradisiaca*) y yuca (*Manihot esculenta*) con gel de sábila (*Aloe vera*)

Evaluation of biofilms formulated from green banana starch (*Musa paradisiaca*) and yuca (*Manihot esculenta*) with aloe gel (*Aloe vera*)

Danixa Zapata-Criollo ¹; Deyvi Cunguia-Piedra ²; Eliana Cabrejos-Barrios ³; Alfredo Ludeña-Gutierrez ^{4*}

^{1,2 y 4}Universidad Nacional de Piura, Urb. Miraflores S/N, Castilla, 20002, Piura, Perú

³Universidad Nacional de Jaén, Jirón Cuzco N° 250 Pueblo Libre, Jaén, Perú

* Corresponding Author:

Alfredo Ludeña-Gutierrez

E-mail address: ludesalf@hotmail.com

Tel: +51 995500324

Resumen

En el presente estudio se elaboraron películas biodegradables por el método de Casting a partir de mezclas de almidón de banano verde y yuca a concentraciones de 3 % y 4 % con quitosano comercial al 1 %, combinados con glicerina como agente plastificante y gel de sábila como agente anti fúngico a una concentración del 5 %. Las películas en estudio se evaluaron tanto sus propiedades fisicoquímicas, mecánicas como biodegradables, aplicando un diseño en bloques completamente aleatorizados, con el objetivo de dar a conocer y evaluar la influencia de las diferentes concentraciones y tipo de almidón sobre las propiedades de las películas. Se pudo determinar que el espesor de las películas aumenta de manera significativa cuando se aumenta la concentración de almidón, influyendo de la misma manera en la permeabilidad al vapor de agua, en la solubilidad y en el esfuerzo de tracción en el corte, pero no en la humedad de las películas. Se pudo determinar que las películas formuladas con almidón y quitosano tienen mejores propiedades mecánicas y biodegradables que las que fueron elaboradas solo con almidón. Se concluyó que las propiedades de las películas están influenciadas por la concentración de almidón y en menor medida por la fuente de almidón, siendo el biopolímero obtenido de capacidad funcional para su uso en el envasado de alimentos.

Palabras clave: películas biodegradables; almidón; quitosano; glicerina; gel de sábila.

Abstract

In the present study, biodegradable films were made by the Casting method from mixtures of green banana starch and cassava at concentrations of 3 % and 4 % with 1 % commercial chitosan, combined with glycerin as a plasticizing agent and *aloe vera* gel. antifungal agent at a concentration of 5 %. The films under study evaluated both their physicochemical, mechanical and biodegradable properties, applying a design in completely randomized blocks, with the aim of making known and evaluating the influence of different concentrations and type of starch on the properties of the films. It was determined that the thickness of the films increases significantly when the concentration of starch is increased, influencing in the same way the water vapor permeability, the solubility and the tensile stress in the cut but not in the humidity of the films. It could be determined that the films formulated with starch and chitosan have better mechanical and biodegradable properties than those that were made only with starch. It was concluded that the properties of the films are influenced by the concentration of starch and to a lesser extent by the source of starch, being the biopolymer obtained from functional capacity for use in food packaging.

Keywords: biodegradable films; starch; chitosan; glycerin; aloe vera gel.

1. Introducción

Los plásticos convencionales, producidos a partir de derivados del petróleo, originan enormes problemas de contaminación ambiental por no ser biodegradables, permaneciendo como contaminantes durante largos períodos, conduciendo inevitablemente al deterioro gradual del ambiente que afecta en forma directa al suelo, agua, aire, y a la fauna y la flora; debido a esta problemática se propuso crear un plástico que se desintegre fácilmente al ecosistema en el que vivimos, este a su vez debe de tener cualidades similares al plástico derivado del petróleo como su

resistencia, eficacia entre otras. Gracias a la bioingeniería se han creado “bioplásticos o plásticos verdes” que son 100 % degradables. Su tiempo de degradación no tarda más de un año, están hechas a partir de resinas vegetales y almidones, contaminan 85% menos que el plástico convencional y por consiguiente estos nuevos productos se perfilan a ser la mejor alternativa para minimizar la contaminar en el planeta.

La investigación tuvo como objetivo la evaluación de la influencia de diferentes concentraciones y tipos de almidón sobre las propiedades de las películas; para lo cual se

investigó muestra de almidón de yuca (*Manihot esculenta*) y banano verde (*Musa paradisiaca*) combinado con el gel de sábila (*Aloe vera*). Arrieta et al. (2016) indican que la absorción es una de las características importantes en la elaboración de bioplástico, el almidón de yuca presenta un porcentaje de amilosa de 20,28 % y un porcentaje de amilopectina de 79,72 %; mientras que, según Flores et al. (2004), en el caso del almidón de banano verde en pruebas a nivel laboratorio su caracterización, han sugerido que dicho almidón puede tener características fisicoquímicas, funcionales y de biodisponibilidad de 76 a 86 % de rendimiento de almidón, que reflejan ser adecuadas para la elaboración de biopolímero. Asimismo, el biopolímero obtenido, por los materiales que lo constituyen ofrecen una solución para la reducción del impacto medioambiental, además, de una opción reutilizable (compost) y reciclable para la fabricación de nuevos envases para industria de los alimentos.

2. Materiales y métodos

2.1. Muestras

Se utilizaron banano (*Musa paradisiaca*) y yuca (*Manihot esculenta*) procedentes de las áreas agrícolas estratificadas de la Región de Piura. Zona del Empreñadero de Santa Cruz, se seleccionaron considerando mínima presencia de daños superficiales que incluyó deformidad, asimismo estaban libres de enfermedades que afecte directamente la pulpa y estar exentas de olores; la Sábila (*Aloe vera*) fue extraída del

jardín de la Universidad Nacional de Tumbes, fueron puestas en un recipiente limpio con agua destilada, donde se puso en remojo toda una noche para eliminar el exceso de yodo en ellas. Se dispuso de 2 kg de materia prima por muestra. las que fueron trasladadas al laboratorio de Agroindustrias de la Universidad Nacional de Piura.

2.1.1. Equipos de laboratorio

Se emplearon balanza analítica serie PCE-LS, rango de pesado 0 a 3000 g con resolución 0,01 g; Termobalanza, serie WMB-50G-3, rango de temperatura de 50 °C – 160 °C (stepping is 10 s.), método de calentamiento halógeno; refractómetro digital HI96800 con índice de refracción y % Brix con rango de 0,0 a 85,0% Brix con resolución de 0,1% Brix con precisión $\pm 0,2\%$ Brix y rango de temperatura 0 a 80 °C y resolución de temperatura de 0,1 °C

2.2. Métodos

2.2.1. Acondicionamiento de materia prima

Método propuesto Flores et al. (2004); Cabrera et al. (2007), con algunas modificaciones. Durante el proceso del primer lavado, se eliminó la tierra e impurezas adheridas a las yucas, para el segundo lavado se empleó abundante agua con una solución preparada de hipoclorito de sodio al 1 % por 10 minutos para desinfectar, se procedió al descortezado llegando a generar merma de entre 2 - 3 % del peso de la materia prima inicial. En el lavado del banano verde, se diluyó ácido ascórbico al 2 % en agua destilada y se sumergió la fruta

previamente rebanada por un tiempo de 5 minutos, para ablandar la fruta y evitar la oxidación enzimática. Esta operación permitió que, tanto la yuca como el banano verde tengan las condiciones adecuadas para el procedimiento de extracción.

2.2.2. Extracción de almidón

Método propuesto por Bobbio et al. (1978) y Rocha (2008) con algunas modificaciones.

Se procedió a triturar en una licuadora a velocidad máxima por 2 minutos, se añadió bisulfito en proporción 1:2 con respecto a la materia prima, se continuó licuando hasta conseguir una pasta fina compuesta por una mezcla de almidón, agua, proteínas, minerales, impurezas denominada lechada. Para retirar las impurezas se hizo pasar la lechada por una tela organza. El bagazo se lavó con abundante agua de tal manera que el líquido de salida no tenga residuo aparente de almidón.

Para la extracción del almidón de banano verde, la solución obtenida se colocó en baldes plásticos de 20 litros de capacidad, para luego ser refrigerada por 24 horas para su sedimentación.

La extracción del almidón de yuca se realizó siguiendo el mismo procedimiento de la extracción del almidón del banano verde, con la diferencia que, la solución obtenida se dejó en reposo a temperatura ambiente por 24 horas, pasado este tiempo, se retiró el sobrenadante de cada uno de los almidones en extracción, se agregó agua destilada y dejó reposar por 24 horas, éste proceso se replicó dos veces.

Posteriormente se agregó alcohol al 96 % para la purificación del almidón, dejándolo decantar por 24 horas en condiciones de refrigeración, este paso fue realizado dos veces. Se retiró el alcohol, dejando solo el almidón, colocado en placas petri de vidrio para luego ser llevado a la estufa a una temperatura de 55 a 60 °C por 24 horas.

Para finalizar con la extracción de ambos almidones; se retiró de la estufa, se pesó para constatar su rendimiento y se colocó en una licuadora para ser molido y obtener partículas más pequeñas. Se empacó en bolsas de polietileno de alta densidad.

2.2.3. Identificación del almidón

Almidón de yuca y banano verde bajo el método descrito por Méndez (2010).

Se pesó 1 g de almidón y se suspendió en un vaso precipitado que contenía 50 mL de agua destilada, se colocó el vaso precipitado que contenía la muestra, en un agitador magnético junto con un imán, donde se hirvió por 1 minuto y se dejó enfriar.

Con una pipeta se extrajo 1 mL de la solución obtenida de la prueba anterior y se vació en un tubo de ensayo, se añadió 0,02 mL de solución de Lugol a través de una pipeta digital. Se observó cambio de color rojo-naranja a color azul oscuro el cuál fue desapareciendo en calentamiento.

2.2.4. Identificación de amilosa y amilopeptina

Se pesó 0,1g de muestra y se colocó en un matraz volumétrico de 100 mL. Se agregó al

matraz 1 mL de etanol al 95 % (v/v) y 9 mL de hidróxido de sodio 1 N. Se dejó a 20°C en incubación entre 18 a 24 horas, posteriormente se aforó en una fiola a 100 mL con agua destilada. En un frasco volumétrico de 100 mL se dispuso de 50 mL de agua destilada se agregó una alícuota de 5 mL de la preparación inicial, 1 mL de ácido acético 1 N y 2 mL de solución de yodo al 2 %, se mezcló y completó a volumen con agua destilada. Al finalizar, se almacenaron los frascos bajo oscuridad durante 20 minutos para leer la densidad óptica en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 620 nm.

2.2.5. Análisis químico

2.2.5.1. Determinación de lípidos

Se identificó el contenido de lípidos bajo el método descrito por Silva *et al.* (2002).

Los almidones obtenidos de la yuca y banano verde, fueron pesados por duplicado en una balanza analítica. Se pesó 2 g aproximadamente de cada muestra y se colocó en un papel filtro Whatman N°1 envolviéndolo en forma de cartucho, para luego ser introducida en el extractor Soxhlet respectivamente en cada balón de fondo plano. Posteriormente los balones de fondo plano fueron pesados y, en cada uno de ellos se adicionó 150 mL de hexano. Seguidamente fueron conectados al extractor y al condensador. Se calentó cada muestra por un periodo de 5 horas, una vez transcurrido este periodo lo que quedo de hexano fue retirado de los balones por destilación. Posteriormente se

secaron los balones en una estufa por 24 horas a 105 °C, luego se colocaron en un desecador hasta llegar a temperatura ambiente y finalmente se pesaron para determinar la cantidad de grasa (lípidos) obtenida en cada muestra.

2.2.5.2. Determinación de humedad

Se identificó el contenido de humedad bajo el método de la termobalanza, se pesó 5 g de muestra y se distribuyó cuidadosamente y uniformemente en el platillo. Con la fuente de potencia debidamente ajustada, se bajó la tapa de la balanza. La muestra comenzó a perder humedad. Después de pasado unos minutos, el equipo se apagó automáticamente, dando fin a la humedad presente en dichas muestras. Finalmente se procedió a tomar la lectura donde se registró como porcentaje total de humedad.

2.2.5.3. Determinación de cenizas

Las muestras obtenidas en la determinación de humedad fueron empleadas para determinar las cenizas, por lo que se colocó en crisoles previamente pesados solos y con la muestra, para luego ser llevados a una mufla, en la cual se incineraron las muestras a una temperatura de 550°C por 3 horas. Posteriormente fueron retiradas de la mufla y pesadas para la determinación de cenizas por diferenciación.

2.2.6. Extracción de gel de sábila

Método propuesto por Rodríguez *et al.* (2005), para la extracción del gel de sábila (*Aloe vera*), las pencas fueron lavadas con abundante agua

destilada y desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio de 2 %, se retiró las espigas de los laterales y se troceó en cuadros para remojarlos por 24 horas, pasado este tiempo, se retiró una parte del parénquima del tejido interno y se procedió a raspar con una espátula hasta obtener el gel de sábila. El producto obtenido fue filtrado por una tela organza para liberar de toda impureza y grumos.

2.2.7. Preparación del quitosano al 1% (p/v)

Se realizó siguiendo la metodología de Zevallos (2017). Por acción de hidrólisis, para esta etapa se utilizó 1000 mL de ácido acético diluido en agua destilada, se pesó 1 g de quitosano.

En un vaso precipitado se vertió 1000 mL de ácido acético previamente diluido, se añadió poco a poco 1 g de quitosano y se procedió a homogenizar por aproximadamente 2 horas a una temperatura de 60 a 65 °C a 1000 rpm de velocidad.

2.2.8. Preparación de la glicerina

Se empleó 1,5 % de glicerina al 85 % de concentración, que fue diluido en 500 mL de agua destilada.

2.2.9. Preparación de biopelículas

Se realizó considerando el método de Casting (vertido en placa/gelatinización térmica) tomando en cuenta la metodología de Mathew et al. (2006) y Navarro (2016).

Se prepararon soluciones acuosas de almidón con concentraciones al 3 % y 4 % (p/v) con

agua destilada, agitando la solución a temperatura de ambiente de 21 °C por 30 minutos en un agitador magnético con una pastilla de imán, transcurrido ese tiempo se calentó hasta llegar a los 80 °C con agitación constante, obteniendo su completa gelatinización, transcurriendo aproximadamente 60 minutos de agitación. Se procedió a homogenizar con ayuda de un agitador magnético, y con vaso precipitado de 250 mL a una temperatura de 50 °C a 1000 rpm de velocidad.

Como primer paso, para los primeros tres tratamientos, se mezcló el almidón con concentraciones de 3 % y 4 % p/v (concentraciones por separado) con glicerina al 1,5 % (p/v) durante 30 minutos, luego se adicionó gel de sábila al 5 % homogenizando por 30 minutos más; es decir:

Tratamiento 1 (T1): 70 mL Almidón + 10 mL Glicerina al 1,5 % + 20 mL gel de Sábila al 5 %

Tratamiento 2 (T2): 60 mL Almidón + 15 mL Glicerina al 1,5 % + 25 mL gel de Sábila al 5 %

Tratamiento 3 (T3): 60 mL Almidón + 10 mL Glicerina al 1,5 % + 30 mL gel de Sábila al 5 %

Para los 2 últimos tratamientos, adicional a lo anterior, se sumó el quitosano. El orden de homogenización fue almidón, quitosano, glicerina y gel de sábila. El tiempo de homogenización fue de 30 minutos cada vez que se adicionaba una solución; así tenemos:

Tratamiento 4 (T4): 40 mL Almidón + 40 mL Quitosano al 1 % + 10 ml Glicerina al 1,5 % + 10 mL gel de Sábila al 5 %.

Tratamiento 5 (T5): 30 mL Almidón + 50 mL Quitosano al 1 % + 10 ml Glicerina al 1,5 % + 10 mL gel de Sábila al 5 %.

2.2.10. *Propiedades físicas*

2.2.10.1. *Determinación de solubilidad*

Para la determinación de este ensayo se aplicó la metodología utilizada por Vanegas (2014) con algunas variantes.

Se cortaron las películas en dimensiones de 2 x 2 cm, se pesaron en una balanza analítica con un margen de error de 0.0001 g. Paralelo a ello, en un vaso precipitado de 100 mL se adicionó 80 mL de agua destilada donde se procedió a sumergir las películas previamente pesadas en un agitador magnético múltiple a una agitación constante a 200 - 300 rpm. Se tuvo cuidado en que la película se mantuviera inmersa durante 30 minutos a temperatura ambiente. Finalmente, la muestra se filtró y se colocó en placas petri para luego ser secadas a 105 °C durante 24 horas. Pasado el tiempo establecido, se volvió a pesar cada muestra.

2.2.10.2. *Determinación de la permeabilidad al vapor de agua.*

Para la determinación de la permeabilidad del vapor de agua, se tomó como referencia la norma ASTM E96M/E96-05 con ciertas modificaciones recomendadas.

Se empleó el método desecante, para el cual utilizó sílica gel previamente activado a 200 °C

por 4 horas. Posterior a ello, se llenaron los tubos de ensayo de 10 cm de altura y 13 mm de diámetro con desecante hasta ¼ pulgadas (6 mm) antes del borde, dejando este espacio libre para mezclar delicadamente la sílica gel durante cada pesado. Las películas fueron cortadas en cuadrados de 2.5 cm² para cada muestra, luego se colocaron en la boca del tubo de ensayo sellándolos herméticamente con bandas de parafilm, los espacios sobrantes de la película se sellaron con papel aluminio y cinta scotch para ser ajustado y evitando así el paso de la luz. Una vez sellados los tubos, fueron pesados y luego colocados en un desecador equilibrado con un ambiente de una HR 60 - 65 % que se obtuvo colocando una solución saturada de cloruro de sodio (NaCl) a una temperatura de 26 - 29 °C, se esperó 1 hora hasta que las muestras lleguen al equilibrio, las muestras fueron pesadas los dos primeros días, a cada hora y el tercer y cuarto día cada 2 horas, finalmente se tomó un peso diario, cada 24 horas. Los cambios de peso fueron registrados en función del tiempo con una tendencia lineal cuya pendiente en unidades de (g/h) representó la cantidad de vapor transmitido por unidad de tiempo. El análisis se concluyó antes que el desecante excediera el 4 % del peso inicial.

2.2.11. *Propiedades mecánicas*

2.2.11.1. *Esfuerzo de tracción de corte y elongación*

Las pruebas se realizaron por triplicado para cada formulación, para ello se cortaron muestras de películas en forma rectangular con

medidas de 10 cm de largo por 2,5 cm de ancho. Una vez determinado el espesor promedio de cada uno de los rectángulos de las películas, se procedió a colocarlas entre las pinzas de sujeción del equipo. La separación entre las pinzas fue de 7 cm, las muestras uniformes de película se montaron sobre las pinzas de tensión del texturómetro para ser agarradas y luego estiradas a 50 mm a una velocidad de 0,10 mm/s hasta la ruptura.

2.2.12. Propiedades de biodegradación

2.2.12.1. Determinación de la biodegradabilidad aeróbica en suelos (2 cm)

Se cortaron 3 cuadros de 2 x 2 cm para cada uno de los bioplásticos a evaluar. Se registró el peso inicial de cada cuadro, para luego formar grupos de tres repeticiones por cada una de las películas.

Los cuadros fueron colocados en hoyos en la tierra a una profundidad de 2 cm, con divisiones de cartones como celdas, evitando posible confusión a la hora de retirar las muestras. Una vez posicionados en orden se enterraron hasta el próximo día de evaluación, así hasta llegar al día 20.

2.2.12.2. Determinación de la biodegradabilidad aeróbica en suelos (12 cm)

Se cortaron 3 cuadros de 2 x 2 cm para cada uno de los bioplásticos a evaluar. Se registró el peso inicial de cada cuadro, para luego formar grupos de tres repeticiones por cada una de las películas. Los cuadros se colocaron en hoyos en la tierra a una profundidad de 12 cm, con

divisiones de cartones como celdas, evitando posible confusión a la hora de retirar las muestras. Una vez posicionados en orden se enterraron hasta el próximo día de evaluación, así hasta llegar al día 20.

3. Resultados y discusiones

3.1. Contenido de almidón (amilosa y amilopéctina)

Los valores de absorbancia de la tabla 1, presentaron una relación directamente proporcional al porcentaje de amilosa; es decir, un incremento en los valores de absorbancia refleja un aumento en el porcentaje de amilosa. Por diferencia se conoció el contenido de amilopéctina.

Tabla 1

Muestras	Absorbancia	Amilosa (%)	Amilopéctina (%)
Almidón de banano verde (B. v)	0,557 ± 0,006	20,43	79,57
Almidón de yuca (Y.)	0,455 ± 0,001	14,36	85,64

Amilopéctina.

Nota: Valores obtenidos del resultado hecho en laboratorio de Procesos de la Universidad Nacional de Piura.

El contenido de amilosa en el almidón de banano verde fue de 20,43 % y de amilopéctina 79,57 %. Quiñonez (2013) indica que el contenido de amilosa en el almidón de banano se encuentra entre 37 - 63 %.

Por otra parte, el contenido de amilosa en el almidón de yuca fue de 14,36 % y 85,64 % de amilopéctina. Repamar (2000) indica un contenido de amilosa en 16 % y 84 % de

amilopectina en el almidón de yuca. Dato similar reporta Morín (2010) con un 17 % de amilosa y 83 % de amilopectina.

El análisis de contenido de almidón resulta de gran importancia porque se fundamenta en el grado de madurez del fruto, siendo este un

3.2. Análisis químicos de los almidones

Tabla 2

Composición química de los almidones

Muestras	Humedad* (%)	Cenizas* (%)	Lípidos* (%)
Almidón de banano verde (B. v)	15,61 ± 0,31	0,26 ± 0,05	0,43 ± 0,08
Almidón de yuca (Y.)	9,53 ± 0,11	0,07 ± 0,04	0,39 ± 0,11

Nota: *Todos los resultados son promedio de dos determinaciones. Media ± Desviación estándar.

El contenido de lípidos encontrado en estudio de investigación osciló a 0,43 % para la muestra de almidón de banano verde, Navarro (2016) reportó 0,20 % de lípidos. Por otro lado, el contenido de lípidos presente en el almidón de yuca fue de 0,39 %, Soto (2010) indica un contenido de 0,70 %, por su parte Ballesteros (2011) obtuvo un valor de 0,50 %. El banano verde obtuvo el mayor porcentaje de humedad de 15,61 % en comparación al almidón de yuca de 9,53 %. Iles (2017) indica un menor contenido de humedad en el banano verde de 13,12 %, de igual modo lo indica Soto (2010) con un valor de 12,50 %. En cuanto al contenido de humedad en la yuca, dato similar reportó Henrique et al. (2008) con 9,48 % y Soto (2010) reporta un porcentaje de 8,50 menor a lo encontrado en esta investigación.

Respecto al contenido de cenizas para el almidón de banano verde se encontró el 0,26

factor importante para la obtención de mayores rendimientos en el almidón, ya que entre más inmaduro esté el fruto el contenido de almidón es mayor y diferente, porque a medida que avanza el proceso de maduración el almidón se convierte en azúcares (Badui, 1999).

%, dato menor a lo encontrado en la investigación de Iles (2017) quién indica 0,96 % de cenizas presente en el banano verde. Para el almidón de yuca se obtuvo el 0,07 % cenizas, Morales (2014) reportó 0,24 %. Ballesteros (2011) indica un rango entre 0,50 a 1,50 % de cenizas en el almidón de yuca. Wheatley (1991), indica respecto a la calidad química de almidón de yuca para consumo humano depende no solamente de la materia prima, sino también del procesamiento. Un tiempo de secado prolongado puede dar como resultado un producto de baja calidad, debido al tiempo que deja disponible para que se efectúen cambios enzimáticos relacionados con el deterioro fisiológico, el crecimiento de hongos y levaduras y la producción de taninos. La calidad también puede ser afectada por los contenidos de humedad, azúcares, fenoles, presencia de aflatoxinas y fibra en la raíz fresca.

3.3. Análisis químicos de los almidones

películas de almidón de banano verde (B. v) al

3.3.1. Prueba de Tukey para la humedad de

3 %. y 4 %

Tabla 3

Prueba de Tukey para la humedad en películas de almidón de Banano verde (B. v) al 3 % y 4 %

Tratamientos	B. v al 3 %		B. v al 4 %	
	Humedad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$	Humedad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$
T2	4,79	a	2,66	ab
T4	4,08	ab	3,63	a
T1	3,30	ab	3,42	a
T5	2,96	b	1,65	b
T3	2,80	b	1,37	b

Nota: Significativo al 5 %

En la tabla 3, para los tratamientos con almidón de banano verde al 3 %, la prueba Tukey indicó que el tratamiento T2 es significativamente diferente a los tratamientos T5 y T3 pero significativamente igual a los tratamientos T5 ocupando el primer orden con humedad promedio de 4,79 %; 4,08 % y 3,30 % respectivamente. El tratamiento T4 es significativamente diferente al tratamiento T2 pero no existe diferencia significativa en los tratamientos T1, T5 y T3, ocupando estos el segundo orden; mientras que para los tratamientos con banano verde al 4 %, la prueba

Tukey indicó que el tratamiento T4 es significativamente diferente a los tratamientos T5 y T3 pero significativamente igual a los tratamientos T1 y T2 ocupando el primer orden con humedad promedio de 3,63 %; 3,42 % y 2,66 % respectivamente. Asimismo, se observa que el tratamiento T2 es significativamente diferente a los tratamientos T4 y T1 pero no existe diferencia significativa en los tratamientos T5 y T3, ocupando el segundo orden.

3.3.2. Prueba de Tukey para la humedad de películas de almidón de yuca (Y.) al 3 % y 4 %.

Tabla 4

Prueba de Tukey para la humedad en películas de almidón de yuca (Y.) al 3 % y 4 %.

Tratamientos	Y. al 3 %		Y. al 4 %	
	Humedad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$	Humedad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$
T5	2,47	a	5,31	a
T2	2,26	ab	1,33	c
T3	1,56	abc	1,48	c
T1	1,20	bc	0,54	d
T4	0,51	c	3,93	b

Nota: Significativo al 5 %

En la tabla 4, para los tratamientos con almidón de yuca (Y.) al 3 %, la prueba Tukey indicó que el tratamiento T5 es significativamente diferente a los tratamientos T1 y T4 pero significativamente igual a los tratamientos T2 y T3 ocupando el primer orden con humedad promedio de 2,47 %; 2,26 % y 1,56 % respectivamente. El tratamiento T2 es significativamente diferente a los tratamientos T5 y T4 pero no existe diferencia significativa en los tratamientos T3 y T1, ocupando estos el segundo orden, se aprecia que el tratamiento T3 es significativamente igual a los tratamientos T1

y T4 pero no a los tratamientos T5 y T2 ocupando el tercer orden; mientras que, para los tratamientos con almidón de yuca (Y.) al 4 %, la prueba Tukey indicó que el tratamiento T5 es significativamente diferente con todos los tratamientos al igual que el tratamiento T4, el tratamiento T3 es significativamente diferente a los tratamientos T5, T4 y T1, pero no existe diferencia significativa con el tratamiento T2, ocupando estos el tercer orden. Por consiguiente, se aprecia que el tratamiento T1 es significativamente diferente con todos los tratamientos.

3.4. Permeabilidad al vapor de agua (PVA)

Tabla 5

Prueba de Tukey para el PVA en películas de almidón de banano verde (B. v) al 3 % y 4 %

Tratamientos	B. v al 3 %		B. v al 4 %	
	Permeabilidad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$	Permeabilidad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$
T3	0,00047	a	0,00058	ab
T5	0,00046	a	0,00052	ab
T2	0,00043	a	0,00071	a
T1	0,00040	a	0,00044	b
T4	0,00036	A	0,00040	b

Nota: Significativo al 5 %

En la tabla 5, la permeabilidad promedio de las películas de almidón de banano verde (B. v) al 3 %, la prueba Tukey indicó que el tratamiento T2 es significativamente diferente a los tratamientos T4 y T3 pero significativamente igual a los tratamientos T5 y T1 ocupando el primer orden con permeabilidad al vapor de

agua promedio de 0,00058 %; 0,00052 % y 0,00049 % respectivamente. El tratamiento T5 es significativamente diferente a los tratamientos T2 y T3 pero no existe diferencia significativa en los tratamientos T1 y T4, ocupando estos el segundo orden. Se aprecia que el tratamiento T1 es significativamente

igual a los tratamientos T4 y T3 pero no a los tratamientos T2 y T5 ocupando el tercer orden; mientras que, para los tratamientos de permeabilidad promedio de las películas de almidón de banano verde (B. v) al 4 %, la prueba Tukey indicó que el tratamiento T1 es significativamente diferente a los tratamientos T4 y T3 pero significativamente igual a los

tratamientos T2 y T5 ocupando el primer orden con permeabilidad al vapor de agua promedio de 0,00071 %; 0,00058 % y 0,00052 % respectivamente. El tratamiento T2 es significativamente diferente al tratamiento T1, no existiendo diferencia significativa en los tratamientos T5, T4 y T3, ocupando estos el segundo orden.

Tabla 6

Prueba de Tukey para el PVA en películas de almidón de yuca (Y.) al 3 % y 4 %.

Tratamientos	Y. al 3 %		Y. al 4 %	
	Permeabilidad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$	Permeabilidad promedio (%)	Tukey $\alpha=0.05$
T3	0,00047	A	0,00036	a
T5	0,00046	A	0,00037	a
T2	0,00043	A	0,00047	a
T1	0,00040	A	0,00045	a
T4	0,00036	A	0,00032	a

Nota: Significativo al 5 %

La tabla 6, la permeabilidad promedio en películas de almidón de yuca (Y.) al 3 %, la prueba Tukey indicó que el tratamiento T3 es significativo e igual a los tratamientos; mientras que, la prueba Tukey para la permeabilidad promedio en películas de almidón de yuca al 4 % indicó que el tratamiento T2 es significativamente igual a todos los tratamientos. Similar análisis declaró Sobral (2001), quien observó que el aumento de la permeabilidad va en función al aumento del espesor. Declaración afín lo realiza Rutiaga (2002), en la cual declara que uno de los parámetros importantes para el desempeño de las propiedades de barrera de las películas es el espesor, ya que tiene una influencia directa en

el desempeño de las mismas. Bertuzzi et al. (2007), a su vez también manifiestan que la permeabilidad es afectada generalmente por temperatura, espesura de la película, y el uso de un plastificante.

3.5. Propiedades mecánicas

Se registraron en la tabla 7 valores de elongación entre 0,95 % a 2,84 % entre todos los tratamientos, donde se pudo apreciar que, dentro de su parámetro, el porcentaje es bajo, esto es debido a la baja concentración de plastificante que se empleó para la formulación de las películas. Navarro (2016), manifestó que dentro de sus evaluaciones el porcentaje oscila entre 9,17 % a 14,37 % donde el uso que le dio al plastificante fue sin dilución y más

concentrado, obteniendo así un mayor porcentaje de elongación.

Tabla 7

Resultados finales del Esfuerzo de tracción en el corte y % de Elongación

Tratamiento con almidón	Fuerza de rotura (N)	Distancia de alargamiento (mm)	Espesor del film (mm)	Longitud de muestra (mm)	Ancho de film (mm)	Área transversal (mm ²)	Alargamiento (%)	ETC (N/mm ²)
B. v al 3 %								
T1	15,7	1,96	0,079	100	25	1,98	1,96	7,95
T2	18,17	1,65	0,086	100	25	2,15	1,65	8,45
T3	47,90	1,86	0,172	100	25	4,3	1,86	11,14
T4	11,9	2,27	0,066	100	25	1,65	2,27	7,21
T5	13,27	2,21	0,073	100	25	1,83	2,21	7,27
B. v al 4 %								
T1	103,66	2,26	0,205	100	25	5,13	2,26	20,23
T2	24,77	2,09	0,110	100	25	2,76	2,09	8,98
T3	21,95	2,41	0,086	100	25	2,15	2,41	10,21
T4	22,36	2,47	0,086	100	25	2,16	2,47	10,36
T5	18,49	2,40	0,080	100	25	1,99	2,40	9,29
Y. al 3 %								
T1	3,74	1,36	0,065	100	25	1,61	1,36	2,32
T2	6,6	2,12	0,084	100	25	2,10	2,12	3,14
T3	10,25	1,60	0,078	100	25	1,95	1,60	5,26
T4	10,88	2,57	0,067	100	25	1,67	2,57	6,53
T5	10,39	2,69	0,062	100	25	1,54	2,69	6,74
Y. al 4 %								
T1	17,72	2,15	0,078	100	25	1,94	2,15	9,13
T2	9,86	0,95	0,109	100	25	2,73	0,95	3,62
T3	23,30	2,02	0,12	100	25	3,00	2,02	7,77
T4	18,85	2,84	0,082	100	25	2,05	2,84	9,19
T5	11,94	2,92	0,077	100	25	1,93	2,92	6,20

Nota: B. v = Almidón de banano verde; Y. = Almidón de yuca.

3.6. Propiedades de biodegradación anaeróbica

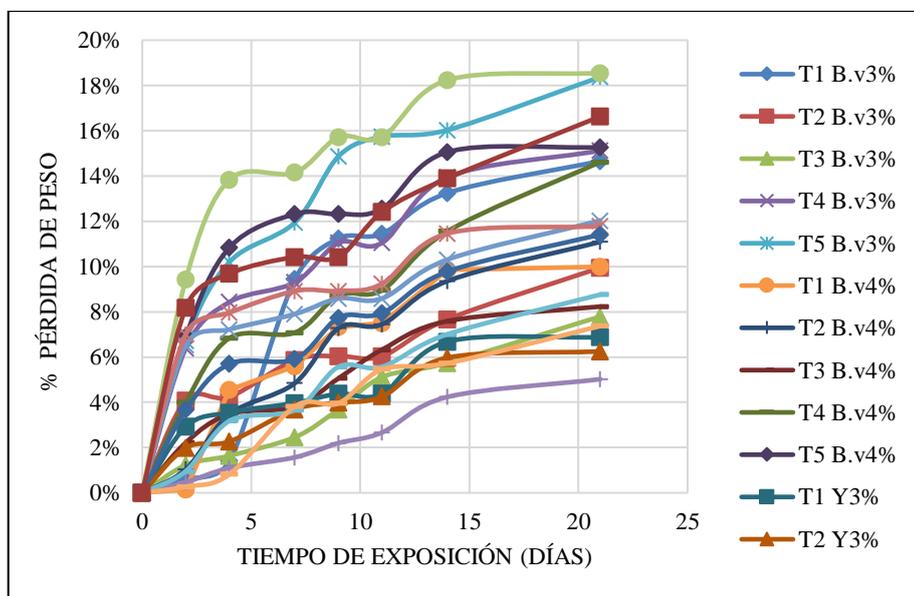


Figura 1. Curva de biodegradación de las películas en condiciones anaeróbicas

Tabla 8

Porcentaje de pérdida de peso con respecto al primer día de las películas en condiciones anaeróbicas.

Tiempo (Días)	Almidón B. v 3%					Almidón B. v 4%				
	T1	T2	T3	T4	T5	T1	T2	T3	T4	T5
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	0,60	4,08	1,23	6,40	6,71	0,15	1,04	2,22	4,01	8,46
4	1,41	4,24	1,64	8,43	10,20	4,55	3,47	3,48	6,84	11,44
7	9,44	5,87	2,46	9,30	11,95	5,58	4,85	3,80	7,08	13,43
9	11,24	6,04	3,69	11,05	14,87	7,34	7,28	5,06	8,73	14,43
11	11,45	6,4	5,12	11,05	15,74	7,49	7,45	6,33	8,96	14,68
14	13,25	7,67	5,74	13,95	16,03	9,84	9,36	7,59	11,56	17,41
21	14,66	9,95	7,79	15,12	18,37	9,99	11,09	8,23	14,62	17,91

Tiempo (Días)	Almidón Y. 3%					Almidón Y. 4%				
	T1	T2	T3	T4	T5	T1	T2	T3	T4	T5
0	0	0	0	0	0	0	0	0 %	0 %	0
2	2,92	1,99	6,53	7,01	9,43	0,47	0,96	0,27	3,67	8,19
4	3,55	2,27	7,22	7,96	13,84	1,10	3,18	0,82	5,70	9,68
7	3,97	3,69	7,90	8,92	14,15	1,57	3,66	3,82	5,91	10,42
9	4,38	3,98	8,59	8,92	15,72	2,20	5,57	3,96	7,74	10,42
11	4,38	4,26	8,59	9,24	15,72	2,67	5,57	5,46	7,94	12,41
14	6,68	5,97	10,31	11,46	18,24	4,24	7,01	5,73	9,78	13,90
21	6,88	6,25	12,03	11,78	18,55	5,02	8,76	7,37	11,41	16,63

Nota: B. v = Almidón de banano verde; Y = Almidón de yuca.

4. Conclusiones

Ambos almidones, de banano verde y de yuca, fueron sometidos a análisis fundamentales, donde se denota que el porcentaje de humedad y cenizas es mayor en el almidón de banano verde a comparación del almidón de yuca, a su vez que la presencia de lípidos es mínima en ambos casos.

En las propiedades físicas, respecto al espesor, están directamente relacionados con la concentración de almidón. Asimismo, las películas que mostraron tener una mayor solubilidad al agua son aquellas que contienen almidón de yuca (T1, T2 y T3), y en el caso del almidón de banano verde se mostró amigable con el agua el T4 y T5. En cuanto a la permeabilidad al vapor de agua se puede

apreciar que en el resultado influye la concentración de almidón y espesor de la película. En cuanto a las propiedades mecánicas; se registró un mayor esfuerzo de tracción en el corte en las películas elaboradas a partir de almidón de banano verde y menor esfuerzo de tensión en las películas de yuca, haciéndolo a estas últimas menos rígidas.

En la biodegradación al suelo se estimó una pérdida importante de peso de las películas, mostrando así, que estos se pueden degradar en un tiempo mucho menor al usual de los plásticos convencionales. Las películas que registraron mayor pérdida de peso fueron aquellas cuya mezcla tuvo quitosano-almidón. Además, que éste sirve como alimento y fuente de abono a la

flora.

Quedó demostrado en sus diferentes análisis que la adición del quitosano en las películas es de vital importancia por su gran facilidad de asociarse a los almidones, además que el quitosano provee propiedades de barrera,

elasticidad y sus películas son biodegradables.

La obtención de biopolímero, elaborados con materiales biodegradables, posibilitan una opción adecuada y de amplia utilidad como materia prima para envases en la industria de los alimentos.

Referencias Bibliográficas

- Arrieta, A. y Palencia, S. (2016). *Estudio electroquímico de un biopolímero compuesto PPy/almidón de cassava*. Revista Latinoamericana de Metalurgia y Materiales. 36(1):26-35.
- Badui, D. (1999). *Química de los alimentos*. Cuarta Edición. Editorial Pearson. México. Capítulo 1.
- Ballesteros. (2011). Composición de raíces de yuca y tubérculos de camote. Pag. 12.
- Bertuzzi, M., Vidaurre, E., Armanda, M. y Gottifredi, J. (2007). *Water vapor permeability of edible starch based films*. *Journal of Food Engineering*, 80(3): 972-978.
- Bobbio, F., El-Dash, A., Bobbio, P., y Rodriguez, L. (1978). *Isolation and characterization of the physicochemical properties of the starch of jackfruit seed (Artocarpus heterophyllus)* *Cereal Chemistry*, v. 55, p. 505-511.
- Cabrera, M., Ana, O., Madrigal, A., Laura, V. y Vásquez, G. (2007). *Extracción y caracterización química de almidón de plátano y banano de las variedades FHIA-01, 20, 21 y 23*. Documento IX Congreso de Ciencia de Alimentos y V Foro de Ciencia y Tecnología de Alimentos, Colina. Pp. 306-314.
- Flores-Gorosquera E., García-Suarez F., Núñez-Santiago M., González R., Bello-Pérez L. y Huicochea E. (2004). *Rendimiento del proceso de extracción de almidón de frutos de plátano (Musa paradisiaca L.)*. Estudio en planta piloto. *Acta Científica Venezolana*. ISSN 0001-5504, Vol. 55 N° 1, pag 86-90.
- Flores, E., García, F., Flores, E., Núñez M., González, R., y Bello, L. (2014). *Rendimiento del proceso de extracción de almidón a partir de frutos de plátano (Musa paradisiaca)*. *Acta Cient Venez*, 55, 86-90. ISSN 0001-5504.
- Henrique, C., Cereda, M. y Sarmiento, S. (2008). *Características físicas de filmes biodegradáveis produzidos a partir de amidos modificados de mandioca*. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*. v. 28, n. 1, p. 231-240.
- Iless, S. (2017). *Estudio de materiales termoplásticos obtenidos a partir de un copoliéster alifático – aromático y almidón de banano (Musa paradisiaca)*. Pag. 32.
- Méndez, A. (2010). *Extracción de almidón de*

- banano verde (Musa sapientum variedad Cavendish) producto de desecho de las industrias bananeras y evaluación de su función como excipiente en la formulación de comprimidos.* (tesis de licenciatura). Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Guatemala.
- Morales, E. (2014). *Caracterización de películas elaboradas a partir de harina de quinua (Chenopodium quinoa, Willd), almidón modificado de yuca (Manihot esculenta) y montmotillonita.* Escuela Politécnica Nacional. Facultad de Ingeniería Química y Agroindustrial – Quito.
- Mathew, S., Brahmakumar, M. y Abraham, T. (2006). *Imagen microestructural y caracterización mecánica, química, térmica y de hinchazón de las propiedades de almidónquitosano, películas de mezcla.* División de tecnología y ciencias químicas, laboratorio de Investigación de la Región, Pappanamcode, Trivandrum-695019, Kerala, India.
- Morín, E. (2010). *Elaboración y caracterización de películas comestibles a base de almidón de maíz ceroso y mucílago de nopal (opuntia ficus) usando la tecnología de extrusión termoplástica.* Universidad Autónoma de Querétaro (México). Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos.
- Navarro, M. (2016). *Influencia de la fuente y concentración de almidón sobre las propiedades físicoquímicas y estructurales de las películas quitosano-almidón combinadas con glicerol para su uso en la agroindustria.* Pag. 51.
- Quiñonez, H. (2013). *Extracción y caracterización del almidón de plátano de seda (Musa acuminata) y plátano enano (Musa cavendishii).* Universidad Nacional del Altiplano. Puno. Perú.
- Rocha, T., Demiate I. y Franco, C. (2008). *Características estruturais e físico-químicas de amidos de mandioquinha-salsa (Arracacia xanthorrhiza).* Ciênc. Tecnol. Aliment., Campinas. Brasil.
- Repamar, M, CEPIS/PS (2000). *Impacto ambiental de productos químicos auxiliares usados en la industria textil Argentina.* Productos de acabados.
- Rutiaga, Q. (2002). *Elaboración de películas plásticas flexibles a partir de polímeros naturales como una alternativa de empaque y la evaluación de sus propiedades.* Universidad Autónoma de Nuevo Leon – Facultad de Ciencias Biológicas. México.
- Silva, J. y De Queiroz, A. (2002). *Análise e Alimentos- Métodos Químicos e Biológicos.* Vi osa V. Edição 3. Cap. 1 y 2, 16-44.
- Sobral, P., Menegalli, F., Hubinguer, M. y Roques, M. (2001). *Mechanical, water vapor barrier and thermal properties of gelatin based edible films.* Food Hydrocolloids, v. 15, n. 4-6, p. 423-432, 2001. [http://dx.doi.org/10.1016/S0268-005X\(01\)00061-3](http://dx.doi.org/10.1016/S0268-005X(01)00061-3)

Soto, V. (2010). *Cuantificación de almidón total y de almidón resistente en harina de plátano verde (musa cavendishii) y banana verde (musa paradisíaca)*. Revista Boliviana de Química, 27(2), 94-93. Recuperado en 13 de junio de 2020, de http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0250-54602010000200004&lng=es&tlng=es.

Wheatley, C. (1991). *Calidad de las raíces de yuca y factores que intervienen en ella*. En Hershey, C. *Mejoramiento genético de la yuca en América Latina*. pp. 267-291. Cali, Colombia. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD). 426 pp.

Zevallos, C. (2017). *Formulación y aplicación de un recubrimiento a base de quitosano y gel de sábila (Aloe vera) para el tratamiento postcosecha del limón sutil*. Universidad Nacional de Tumbes. Tumbes. Perú. Pag. 72.