

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA

SEDE CUENCA

**CARRERA DE INGENIERÍA EN BIOTECNOLOGÍA DE
LOS RECURSOS NATURALES**

Trabajo de titulación previo a la obtención del título de
Ingeniero en Biotecnología de los Recursos Naturales

Trabajo experimental:

“Extracción de almidón a partir de residuos de banano (*Musa paradisiaca*) para la elaboración de un biopolímero”

Autor:

Marcos Adrián Cárdenas Freire

Tutor:

Ing. Jorge Braulio Amaya Pinos

Cuenca – Ecuador

2018

CESION DE DERECHOS DE AUTOR

Yo, Marcos Adrián Cárdenas Freire con cédula N° 1400674840, manifiesto mi voluntad y cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autor del trabajo de titulación: **“EXTRACCIÓN DE ALMIDÓN A PARTIR DE RESIDUOS DE BANANO (*MUSA PARADISIACA*) PARA LA ELABORACIÓN DE UN BIOPOLÍMERO”**, mismo que ha sido desarrollado para optar por el título de: *Ingeniero en Biotecnología de los Recursos Naturales*, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En aplicación a lo determinado por la Ley de Propiedad Intelectual, en mi condición de autor me reservo los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia, suscribo este documento en el momento de la entrega del trabajo final en formato impreso y digital en la biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, Octubre del 2018.



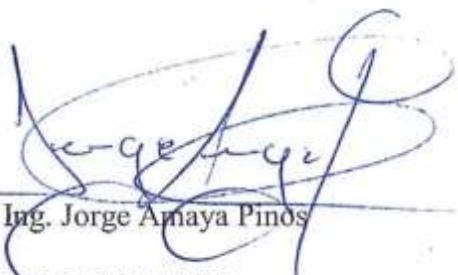
Marcos Adrián Cárdenas Freire

C.I. 1400674840

CERTIFICACIÓN

Yo, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: **“EXTRACCIÓN DE ALMIDÓN A PARTIR DE RESIDUOS DE BANANO (*MUSA PARADISIACA*) PARA LA ELABORACIÓN DE UN BIOPOLÍMERO”**, realizado por Marcos Adrián Cárdenas Freire, obteniendo el *Trabajo Experimental* que cumple con todos los requisitos establecidos por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, Octubre del 2018



Ing. Jorge Amaya Pinos
C.I. 01003444923

DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD

Yo, Marcos Adrián Cárdenas Freire, con cédula N° 1400674840, autor del trabajo de titulación: **“EXTRACCIÓN DE ALMIDÓN A PARTIR DE RESIDUOS DE BANANO (*MUSA PARADISIACA*) PARA LA ELABORACIÓN DE UN BIOPOLÍMERO”**, certifico que el total contenido del *Trabajo Experimental* es de mi exclusiva responsabilidad y autoría.

Cuenca, Octubre del 2018.



Marcos Adrián Cárdenas Freire

C.I. 1400674840

Dedicatoria

El presente trabajo de investigación quiero dedicar a los pilares de mi vida, mis padres, quienes con su abnegada labor han estado junto a mí en todos los momentos de mi vida, brindándome su dedicación y apoyo incondicional.

A mi pequeña familia, Adrián Cárdenas y Estefanía Zeas, quienes fueron el mayor impulso y motivación a lo largo de mi camino, por quien todo este logro fue posible.

A mi hermano Eduardo Cárdenas y abuelo Luis Cárdenas, quienes siempre me alentaban a seguir adelante para alcanzar mis metas.

Y a todos mis amigos, familiares y profesores que han permanecido junto a mí y me han ayudado a llegar a culminar una etapa más de mi carrera profesional.

Agradecimientos

Agradezco en primer lugar a Dios por ser quien ha guiado mi vida, a mis padres Isabel Freire y Mario Cárdenas por todo su apoyo incondicional durante mis años de estudio, a mi hijo Adrián, por haber sido el impulso que necesité para cumplir mi meta; a la Universidad Politécnica Salesiana y a todos los docentes de la carrera de Ingeniería en Biotecnología de los Recursos Naturales, quienes me han transmitido valores y conocimientos durante toda mi formación como profesional

Quiero dejar constancia de mi más sincero agradecimiento al Ingeniero Jorge Braulio Amaya pinos por su esfuerzo y colaboración de este trabajo de investigación, puso su confianza en mi persona para este logro, sin duda un excelente docente y amigo.

Tabla de Contenidos

RESUMEN	xii
CAPITULO I	1
1.1. INTRODUCCIÓN	1
1.2. Planteamiento del problema.....	3
1.3. Antecedentes	4
1.4. Justificación	5
1.5. Objetivo.....	7
1.5.1. Objetivo general.....	7
1.5.2. Objetivos específicos	7
1.6. Hipótesis	7
CAPITULO II.....	8
2.1. MARCO TEÓRICO.....	8
2.1.1. Generalidades.....	8
2.1.2. Historia de los Polímeros	9
2.1. Definición de Polímeros	11
2.2.1. Clasificación de los Polímeros.....	12
2.2. Almidón	19
2.2.1. Gelatinización del almidón	20
2.2.2. Complejo iodo-almidón	21
2.2.3. Relación amilosa-amilopectina.....	22
2.3. El Banano.....	23
2.4.1. Taxonomía	23
2.4.2. Morfología	24
2.4.3. Requerimientos del cultivo	25
2.4. Polímeros de Almidón	26
2.5. Granulometría del Almidón de Banano	28
2.6. Análisis Proximal Químico.....	29
2.7. Azúcares Reductores.....	30
2.8. Reacción de Acetilación	31
2.9. Análisis DSC (Differential Scanning Calorimetry)	32
2.10. Análisis de espectroscopia infrarroja (IR)	33
CAPITULO III.....	38
3.1. MATERIALES Y MÉTODOS	38
3.1.1. Materia Prima.....	38
3.2. Obtención del almidón.....	39
3.2.1. Método Húmedo	39
3.2.2. Método en Seco.....	40
3.3. Análisis del Almidón	41
3.3.1. Temperatura de gelatinización.....	41
3.3.2. Complejo iodo-almidón	42
3.3.3. Hidrólisis del almidón.....	42
3.3.4. Determinación de la Humedad.....	44

3.4.	Granulometría del almidón de las cáscaras de banano	45
3.4.1.	Reticulación de polímeros.....	46
3.5.	Blanqueamiento	46
3.6.	Acetilación del Almidón.....	47
3.7.	Elaboración del Biopolímero	48
3.8.	Análisis de Azúcares Reductores.....	50
3.9.	Análisis DSC del almidón de banano	51
CAPITULO IV.....		52
4.1.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	52
4.1.1.	Determinación del rendimiento.....	52
4.1.2.	Temperatura de gelatinización del almidón.....	53
4.1.3	Complejo Iodo –almidón	53
5.1.3	Análisis de la humedad del almidón	54
5.2	Análisis de la granulometría del almidón de las cáscaras de banano	55
5.3	Análisis de contenido de azúcares reductores presente en la muestra	57
5.4	Resultado del análisis IR del almidón.....	59
5.5	Resultados del análisis DSC del PCL en dosificación con el almidón a diferentes porcentajes	62
5.5.3	Muestra de PCL sin dosificar.....	62
5.5.4	Análisis DSC del PCL dosificado con Almidón Normal.....	63
4.5.3	Análisis DSC del PCL con el almidón modificado	68
5.6	Evaluación de la reticulación del polímero PCL en dosificación con el almidón modificado y sin modificar	74
4.6.1	Evaluación de la reticulación de los biopolímeros en dosificación con el almidón modificado y sin modificar	76
5.7	Análisis de la humedad del biopolímero.....	78
CAPITULO V		80
5.1.	CONCLUSIONES	80
5.2.	RECOMENDACIONES.....	83
5.3.	BIBLIOGRAFÍA	85
5.4.	ANEXOS	90

Lista de tablas

Tabla 1 Clasificación de los polímeros por su origen. Polímeros naturales.	14
Tabla 2 Clasificación de los polímeros por su origen. Polímeros sintéticos.	15
Tabla 3 Taxonomía del banano (<i>Musa x paradisiaca</i>).	23
Tabla 4 Formulación de PCL mas Almidón.	48
Tabla 5 Dosificación con almidón normal.	49
Tabla 6 Dosificación con almidón modificado.	49
Tabla 7 Rendimiento obtenido aplicado un proceso en seco.	52
Tabla 8 Rendimiento obtenido aplicado un proceso húmedo.	52
Tabla 9 Análisis de la gelatinización del almidón.	53
Tabla 10 Análisis de la reacción del yodo en una muestra de almidón.	53
Tabla 11 Granulometría del almidón de banano.	55
Tabla 12 Análisis De la relación Amilosa/amilopeptina del almidón normal vs modificado.	57
Tabla 13 Análisis comparativo de los análisis DSC (almidón normal vs almidón modificado). .	72
Tabla 14 Calores de fusión de las dosificaciones del PCL con almidón normal y modificado...	74
Tabla 15 Calores de fusión para los biopolímeros formados (N: normal; M: modificado).....	76
Tabla 16 Porcentaje de humedad del biopolímero.	78

Lista de figuras

Figura 1 Estructura de un polímero.	12
Figura 2 Clasificación de los polímeros.	13
Figura 3 Estructura Química del Tereftalato de polietileno (PET).	16
Figura 4 Estructura Química del Polipropileno (PP).	17
Figura 5 Estructura Química del Policloruro de Vinilo (PVC).	17
Figura 6 Estructura Química del Poliestireno (PS).	18
Figura 7 Estructura Química de la Policaprolactona (PCL).	19
Figura 8 Estructura del almidón.	20
Figura 9 Tiempo gelatinización del almidón nativo.	21
Figura 10 Estructura da la Planta de banano.	24
Figura 11 Azúcares Reductores.	30
Figura 12 Acetilación del almidón.	31
Figura 13 Sustitución de grupos OH.	32
Figura 14 Lectura de un análisis DSC.	33
Figura 15 Vibraciones de la molécula de agua y dióxido de carbono.	34
Figura 16 Momento dipolar en la molécula de agua.	35
Figura 17 IR en absorbancia.	36
Figura 18 IR en transmitancia.	36
Figura 19 Regiones de un IR.	36
Figura 20 Tabla de grupos funcionales más comunes.	37
Figura 21 Cáscara de banano (<i>Musa x paradisiaca</i>).	38
Figura 22 Trituración de cascaras de banano en una licuadora industrial.	41
Figura 23 Estufa marca Memmert.	44

Figura 24 Tamices de 20, 40, 60, 80, 100, 120 y 140 micras.	45
Figura 25 Blanqueamiento del almidón con hipoclorito de sodio al 10%.....	47
Figura 26 Modificación del almidón mediante proceso de acetilación.	48
Figura 27 Análisis de humedad del almidón según la metodología aplicada.	54
Figura 28 Análisis comparativo de la granulometría.....	56
Figura 29 Curva de calibración.....	58
Figura 30 Resultados de IR del almidón normal.	59
Figura 31 Resultados del IR del almidón modificado.	60
Figura 32 Análisis comparativo del almidón normal vs almidón modificado.....	61
Figura 33 Resultados del análisis DSC del PCL.....	62
Figura 34 Isoterma de calentamiento (-30°C a 240°C) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón normal al 10%.....	63
Figura 35 Isoterma de enfriamiento (240°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón normal al 10%.....	63
Figura 36 Isoterma de recalentamiento (240°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón normal al 10%.....	64
Figura 37 Resultados del análisis DSC del biopolímero a una concentración del 10% de almidón normal.	65
Figura 38 Resultados del análisis DSC del biopolímero a una concentración del 15% de almidón normal.	66
Figura 39 Resultados del análisis DSC del biopolímero a una concentración del 20% de almidón normal.	67
Figura 40 Isoterma de calentamiento (-30°C a 220°C) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón modificado al 10%.....	68
Figura 41 Isoterma de enfriamiento (220°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón modificado al 10%.....	69
Figura 42 Isoterma de recalentamiento (220°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón modificado al 10%.....	69
Figura 43 Resultados del análisis DSC a una concentración del 10% de almidón modificado... 70	
Figura 44 Resultados del análisis DSC a una concentración del 15% de almidón modificado... 71	
Figura 45 Resultados del análisis DSC a una concentración del 20% de almidón modificado... 71	
Figura 46 Comparación del grado de reticulación de la mezcla del PCL con almidón normal y modificado.	75
Figura 47 Calores de fusión de los biopolímeros en función de la concentración de almidón en la matriz.	77
Figura 48 Porcentaje de humedad del biopolímero.	79

Lista de ANEXOS

ANEXO 1. Diagrama de flujo de la extracción de almidón mediante el método húmedo.....	90
ANEXO 2 Diagrama de flujo de la extracción de almidón mediante el método seco.....	91
ANEXO 3 Almidón de cascaras de banano (Musa x paradisiaca).	91

ANEXO 4 Almidón modificado mediante proceso de acetilación.	92
ANEXO 5 Lavado y centrifugación del proceso de modificación del almidón	92
ANEXO 6 Dosificación de almidón y PCL.	93
ANEXO 7 Elaboración del Biopolímero	93
ANEXO 8 Dosificación del biopolímero.....	94

RESUMEN

La necesidad de encontrar nuevos materiales poliméricos biobasados ha llevado al estudio de los desechos orgánicos; dichos desechos tienen dentro de su estructura componentes que son muy útiles para la elaboración de polímeros biodegradables y así dar posibles soluciones a los impactos ambientales generados por los plásticos. Uno de los desechos orgánicos que se ha tomado en cuenta para la presente investigación son los desechos del banano; estos desechos y específicamente de la cascara del banano tiene un alto grado de polisacáridos que son esenciales para la elaboración de polímeros.

En la presente investigación se ha obtenido almidón a partir de cáscaras de banano (*Musa x paradisiaca*) para una posterior modificación y elaboración de un biopolímero. El almidón se obtuvo a partir de dos metodologías diferentes resultando un rendimiento de 22,30% a partir del método en húmedo y 42,33% del método en seco. Este almidón extraído se modificó por medio de la reacción de acetilación interpretándolo mediante espectroscopia infrarroja IR; además a estos polímeros obtenidos se dosificó con un polímero tipo termoplástico Policaprolactona (PCL) y su análisis se realizó por espectroscopia infrarroja IR, con características similares a las de un plástico sintético.

Con estos almidones extraídos se realizó biopolímeros utilizando como plastificantes agua destilada y glicerina, los cuales le brindan plasticidad y elasticidad al material; y como un modificador químico el ácido acético, el cual modifica su carácter hidrofílico y en cada caso se estudió su grado de reticulación del almidón con la matriz polimérica. En cuanto al análisis de resultados, se basó en una estadística descriptiva con respecto a la influencia que tuvo cada variable independiente en la calidad del almidón y del biopolímero como producto final.

Abstract

The need to find new biobased polymeric materials has led to the study of organic waste; such waste has components within their structure that are very useful to produce biodegradable polymers and thus provide possible solutions to environmental impacts generated by plastics. Among the organic waste one that has been taken into account for the present investigation is banana waste; and specifically banana skin have a high degree of polysaccharides that are essential for polymer production.

In the present investigation starch has been obtained from banana peels (*Musa x paradisiaca*) for a later modification and biopolymer elaboration. The starch was obtained by two different methodologies resulting in a 22.30% yield from the wet method and 42.33% from the dry method. This extracted starch was modified by means of an acetylation reaction interpreting it through IR infrared spectroscopy; in addition to these polymers obtained, it was dosed with a thermoplastic polymer type Polycaprolactone (PCL) and its analysis was performed by IR infrared spectroscopy, with similar characteristics like those of a synthetic plastic.

With these extracted starches, biopolymers were made using distilled water and glycerin as plasticizers, which provide plasticity and elasticity to the material; and acetic acid as a chemical modifier, which modifies its hydrophilic character and in each case the cross linking degree of the starch with the polymeric matrix was studied. Regarding the results analysis, it was

based on a descriptive statistic with respect to the influence that each independent variable had on the starch quality and the biopolymer as a final product.

CAPITULO I

1.1. INTRODUCCIÓN

Hoy en día la producción y exportación de banano ha traído consigo numerosos problemas medioambientales, siendo uno de ellos la disposición final de los desechos del mismo. En algunos casos las bananeras colocan los residuos en sus cultivos para que estos se degraden, desafortunadamente debido al alto volumen el proceso de degradación no se desarrolla de una manera óptima.

La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación (FAO) (2007) asume que el Ecuador por si solo cubre una tercera parte de las exportaciones de banano a nivel mundial.

Según Ramírez Nieto y Solórzano Guevara (2012), afirman que existe un 14% de banano rechazado en relación a la producción total del banano del país.

En una investigación realizada por (Castillo et al., 2015), aseguran que el plástico es considerado como la tercera aplicación del petróleo más usada a nivel mundial, siendo

consumido anualmente 300 millones de toneladas. Por tal motivo se ha desarrollado la creación de Biopolímeros, los cuales poseen una toxicidad menor y pudiendo ser degradado por el ambiente.

En la actualidad, a pesar de que los plásticos son herramientas muy útiles en las diferentes actividades de la población, generan enormes cantidades de desechos debido a que poseen una baja biodegradabilidad, ya que son macromoléculas con una gran estabilidad estructural; lo cual constituye un problema para el medio ambiente.

Sin embargo, existe muchos materiales residuales o productos provenientes de la agricultura que son destruidos sin ser utilizados, o su aprovechamiento es muy bajo, los mismos que tienen valor como materia prima para la elaboración de compuestos biodegradables, tal sería el caso de las cascaras de banano.

A partir de este residuo se puede obtener almidón, que, al ser mezclado con agua, glicerina; y un modificador químico como es el ácido acético, y bajo ciertas condiciones se obtendría un polímero biodegradable.

1.2. Planteamiento del problema

Actualmente existe una preocupación a nivel mundial por la contaminación del medio ambiente por los derivados del petróleo, en especial los materiales de origen plástico provenientes de las diferentes actividades humanas.

En Guayaquil; Ecuador, se desecha la mayor cantidad de residuos plásticos llegando a 366 millones de botellas al año y otro tanto como fundas. Los plásticos por su difícil degradación son un problema grave de contaminación, pues su tiempo de degradación es muy alto. Los envases biodegradables como: cartón, vidrio y lata son totalmente reciclables (Martínez-Mora, 2015).

Por ello se ha generado la necesidad de proponer métodos novedosos mediante procesos químicos y biotecnológicos para la obtención de polímeros, los mismos que serían una gran alternativa para disminuir la contaminación por residuos orgánicos, beneficiando a las plantaciones de banano, en cuanto a sus productos de rechazo (Anchundia, Santacruz, & Coloma, 2016).

Cabe mencionar que, al aprovechar dichos residuos para la obtención de polímeros, se ha visto factible el desarrollo de un plástico biodegradable, esto podría significar una reducción muy significativa en la contaminación ambiental, utilizando recursos renovables y disminuyendo de esta manera la reducción de material plástico derivados de hidrocarburos (Castillo et al., 2015).

1.3. Antecedentes

Según un estudio realizado por Flores (2004), el banano en su estado inmaduro contiene n mayor cantidad almidón, por lo que se puede considerar como materia prima para la elaboración de polisacáridos diversificando su uso. El objetivo principal fue determinar el rendimiento de la obtención de almidón a pequeña escala; por lo cual se realizaron pruebas a nivel laboratorio usando pulpa con ácido cítrico al 0,3 % como un antioxidante, para evaluar las diferentes operaciones unitarias del proceso.

En el mismo trabajo indica que, el almidón fue aislado de frutos inmaduros de plátano y modificado químicamente con anhídrido acético en la presencia de una base para mejorar las propiedades funcionales del almidón nativo. El almidón nativo primero reaccionó a 123°C con 55,5 ml de anhídrido acético, con un tiempo de acetilación de 90 min. El máximo grado de sustitución bajo esas condiciones fue de 1,05; para lo cual se tuvo que realizar 3 lavados con acetona y centrifugada durante 20 minutos a 3000 rpm,

posteriormente se secó a temperatura ambiente. Se realizó un Análisis de Estabilidad Térmica (TGA) en un analizador Termogravimétrico (Rendón Villalobos, García Hernández, Güizado Rodríguez, Marisol Salgado Delgado, & Rangel Vázquez, 2011).

Hasta el momento se han podido desarrollar películas muy finas de plásticos biodegradables, los mismos que se han utilizado como cubiertas de prótesis, fundas protectoras para frutas y legumbres, sustituir las fundas convencionales mediante la combinación de polímeros con material plástico, disminuyendo así su tiempo de degradabilidad. No obstante, se ha visto la aplicación de la misma tecnología para aprovechar ciertos desechos de organismos como son, cáscaras de banano, naranja, yuca, maíz, entre otros, siendo su finalidad la disminución de la contaminación, mediante el desarrollo de esta nueva tecnología (Conrad, 2005).

1.4. Justificación

El análisis de los polímeros nos lleva a comprender la importancia de este material, su proceso de fabricación, y la necesidad que nos lleva a la fabricación de estos de una forma más específica (Martínez-Mora, 2015).

El plástico al ser el causante de grandes volúmenes de contaminación ambiental por ser residuos no biodegradables, esto se debe a los enlaces químicos fuertes que tienen dentro de su cadena carbonada por ser derivados del petróleo. Esto causa grandes daños en la naturaleza al ser desechados de manera incorrecta tales como contaminación de aguas, agentes causantes de muerte para aves, alteración de la composición de los suelos, etc (Lucas, Quintero, & Valencia, 2013).

Una posible alternativa para la solución a esta problemática es, utilizar procedimientos ya establecidos en trabajos preliminares, conociendo el grado de efectividad que poseen y realizar una modificación con el fin de reutilizar los residuos orgánicos del banano, disminuyendo el uso de derivados del petróleo en la fabricación de los diferentes tipos de plásticos, aprovechando las cáscaras de banano (*Musa x paradisiaca*), como materia prima para la obtención de un plástico biodegradable.

1.5.Objetivo

1.5.1. Objetivo general

Extraer el almidón de la cáscara de banano (*Musa paradisiaca*) para la posterior elaboración de biopolímeros mediante procesos físico químicos.

1.5.2. Objetivos específicos

- Determinar la composición físico química de la cáscara de banano mediante métodos de espectrometría infrarrojo, determinando la presencia de cada componente.
- Determinar el rendimiento de la extracción de almidón de las cáscaras de banano.
- Modificar el almidón mediante procesos de acetilación para la elaboración de un biopolímero.

1.6. Hipótesis

La modificación del almidón de banano influye en la reticulación del polímero al momento elaboración de un biopolímero.

CAPITULO II

2.1. MARCO TEÓRICO

2.1.1. Generalidades

Los problemas medioambientales producidos por los plásticos derivados del petróleo, según (Serafi et al., 2000) indican que los mismos originan problemas a gran escala ya que estos permanecen en el medio ambiente durante largos periodos de tiempo.

En la actualidad las industrias han comenzado a remplazar los materiales derivados de hidrocarburos por los que están compuestos por fibras naturales; según (Chivrac, Pollet, & Avérous, 2009) asegura que estos biopolímeros son considerados como materiales compuestos y de fácil degradación den el medio ambiente.

Sin embargo, un estudio realizado por Castillo, Escobar, Fernández, Gutiérrez, Morcillo Núñez y Peñaloza (2015) mencionan que las grandes cantidades emitidas de Dióxido de Carbono durante la producción de plásticos convencionales se reducirían entre 0.8 y 3.2 toneladas con la producción de biopolímeros.

2.1.2. Historia de los Polímeros

Debido a que hoy en día gran parte de los científicos e investigadores se encuentran involucrados en la ciencia o tecnología de los polímeros, se ha nombrado a este tiempo la era de los polímeros, aunque en realidad siempre hemos vivido rodeado de ellos. Los polímeros, son sustancias que se encontraban en mayor cantidad que los elementos que dieron nombre a las denominadas Edad de Piedra, Edad de Bronce o Edad de Hierro. Cabe mencionar que, si no se tienen en cuenta ni los metales ni los compuestos inorgánicos, casi todo lo que queda en el mundo son polímeros: fibras, resinas, proteínas, etc. (Valarezo Ulloa, 2012).

En Grecia; en la antigüedad los materiales se clasificaban en tres: animal, vegetal y mineral, los alquimistas dieron mayor importancia a los minerales, mientras que los artesanos aprovechaban los materiales vegetales y animales, los mismos que son en mayor cantidad polímeros y son importantes para la vida tal y como la conocemos.

Los hombres primitivos utilizaban ciertas técnicas rudimentarias para curtir las proteínas de las pieles de los animales para poder obtener cuero, y moldear caparzones de reptiles como son las tortugas (Valarezo Ulloa, 2012).

Sin embargo, hasta que Woher sintetizó urea a partir de compuestos inorgánicos en 1828, la química orgánica progreso muy poco desde que los alquimistas se concentrasen en la transmutación de metales básicos como el oro. A pesar de este importante descubrimiento, se lograron muy pocos avances dentro de este campo hasta la década de 1850; cuando Kekule desarrolló técnicas para la representación de fórmulas estructurales (Valarezo Ulloa, 2012).

Por otro lado, un hecho muy importante dentro de la historia de polímeros, es la elaboración del primer polímero sintético por el científico Baekeland, quien tenía conocimientos sobre la existencia de macromoléculas y su funcionalidad, debido a ello utilizó cantidades controladas de formaldehído y fenol, produjo resinas termoplásticas, las cuales podían convertirse en plásticos termoestables los cuales fueron catalogados como Baquelita (Sperling L.H., 2005).

Por los años de 1920, se realizó un descubrimiento por parte de Hermann Staudinger, quien demostró que los polímeros naturales y sintéticos no eran agregados como los coloides o el ciclo hexano, sino moléculas de cadena larga con grupos terminales característicos, dicha teoría tardo diez años para poder ser aceptada (Sperling L.H., 2005).

A partir de la década de 1940, dentro del ámbito de la tecnología de los polímeros se ha ido desarrollando rápidamente, construyendo abundante teoría, de forma que dicha ciencia hoy en día es una ciencia aplicada y no solo una tecnología meramente empírica (Valarezo Ulloa, 2012).

2.1. Definición de Polímeros

La palabra polímero proviene del griego “Polys” y “Meros”, que significa muchos y partes respectivamente (Valarezo Ulloa, 2012).

Un polímero es una macromolécula constituida por la unión repetida de unidades moleculares pequeñas o monómeros, unidas entre sí por enlaces covalentes formadas por las reacciones de polimerización, ver FIGURA 1 (Sperling L.H., 2005).

Las proteínas, la madera, la quitina, el caucho y las resinas, así como la mayoría de sustancia orgánicas, son polímeros; también lo son materiales sintéticos como los plásticos, las fibras, los adhesivos, etc. Sin embargo, poseen una estructura similar, que se rigen bajo las mismas teorías (Sperling L.H., 2005).

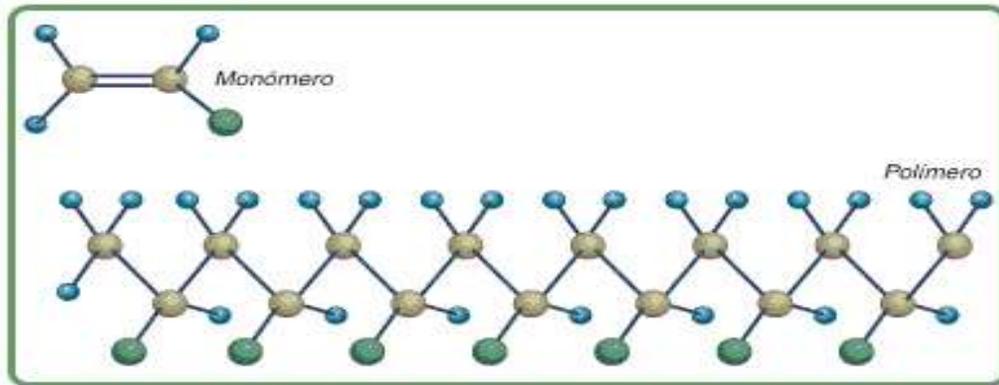


Figura 1 Estructura de un polímero.

Fuente:(Valarezo Ulloa, 2012).

2.2.1. Clasificación de los Polímeros

Los polímeros se clasifican según su estructura, composición, origen y tipo de polimerización. Es común escuchar el nombre como “plásticos”, “resinas”, “elastómeros” y “hule”. El primero se aplica a materiales comerciales que contienen aditivos que ayudan a mejorar la procesabilidad y las propiedades (PE, PVC, ES, etc.); los dos restantes se aplican a materiales que poseen una flexibilidad y elasticidad a temperatura ambiente (Sperling L.H., 2005).

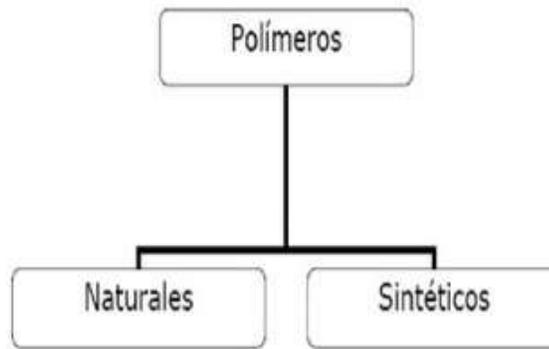


Figura 2 Clasificación de los polímeros.

Fuente: (Valarezo Ulloa, 2012).

2.1.1.1. Polímeros Naturales

Una de las áreas de la ciencia de los polímeros más importante y que está experimentando un gran auge es la de los polímeros naturales o también denominados “biopolímeros” (Valarezo Ulloa, 2012).

Una de las razones es que los polímeros naturales son típicamente renovables, se debe a que la naturaleza puede seguir sintetizándolos a medida que los extraemos, pero, sobre todo, se debe a la creciente necesidad de conservar y regular nuestros recursos, encontrando sustituyentes a las fuentes que no se autogeneran, tales como el petróleo. Los biopolímeros o polímeros naturales son aquellos producidos por los seres vivos. Existe una infinidad de polímeros naturales entre los cuales se puede destacar tres grandes grupos: Proteínas, Polisacáridos y Ácidos Nucleicos (Cadena & Quroz, 2000).

CLASIFICACIÓN DE LOS POLÍMEROS SEGÚN SU ORIGEN		
POLIMEROS NATURALES (BIOPOLÍMEROS)		
PROTEINAS	ESTRUCTURALES	Colágeno, Queratina, Elastina
	FUNCIONALES	Enzimas, Hormonas
POLISACARIDOS	ESTRUCTURALES	Celulosa, Quitina
	RESERVA	Almidón, Glucógeno
ÁCIDOS NUCLÉICOS	ADN y ARN	

Tabla 1 Clasificación de los polímeros por su origen. Polímeros naturales.

Fuente: (Valarezo Ulloa, 2012).

2.1.1.2. Polímeros Sintéticos

Los polímeros sintéticos surgieron de la necesidad de buscar una manera de imitar las características de los polímeros naturales en cuanto a su estructura. Son elaborados a partir de procesos de polimerización; esto es por adición o por condensación obteniendo polímeros de cadena lineal o una macromolécula tridimensional (Valarezo Ulloa, 2012).

Estas cadenas o macromoléculas pueden estar constituidas por un misma unidad monomérica (homopolímero) o de diferentes unidades monoméricas (heteropolímero o copolímero) (Valarezo Ulloa, 2012).

CLASIFICACIÓN DE LOS POLÍMEROS SEGÚN SU ORIGEN	
POLÍMEROS SINTÉTICOS	
TERMOPLÁSTICOS	Poliétileno, Teflón, Poliestireno, Polipropileno, Poliéster, Poliuretano; Polimetilmetacrilato, Cloruro de Vinilo, Nylon, Rayón, Celulosa, Silicona, Fibra de Vidrio, etc.
TERMESTABLES	Cauchovulcanizado, Baquelita, Kevlar, Poliepóxido

Tabla 2 Clasificación de los polímeros por su origen. Polímeros sintéticos.

Fuente: (Valarezo Ulloa, 2012).

2.1.1.3. Polímeros Termoplásticos

Están constituidos por cadenas largas poliméricas (macromoléculas) individuales, con o sin ramificaciones. Las subunidades se hallan unidas entre sí por enlaces secundarios que pueden ser fuerzas de Van der Waals o puentes de hidrogeno. Son considerados plásticos moldeables por calentamiento y que pueden ser reciclados cuando se les aplica calor, las macromoléculas adquieren suficiente energía para que las cadenas se puedan desplazar una con respecto a las otras, pudiendo ser calentado y conformados sin alteraciones significativas en sus propiedades (Meré, 2009).

2.1.1.4. Clasificación de los polímeros termoplásticos

Tereftalato de polietileno (PET): lo podemos encontrar en los embalajes, las bolsas, los juguetes, los frascos e incluso en los chalecos antibalas. Actualmente se identifican nuevos campos de aplicación y se desarrollan botellas con este material de alta calidad y peso reducido. También se caracterizan por propiedades mecánicas como su alta resistencia y tenacidad. Debido a su orientación estructural microscópica presenta propiedades de transparencia y resistencia química (Meré, 2009).

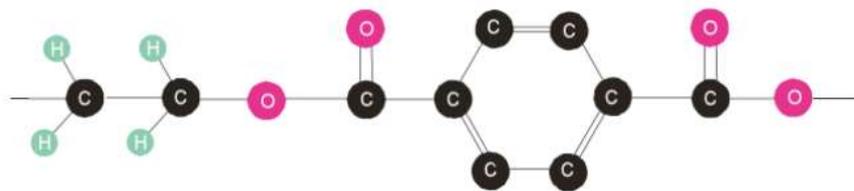


Figura 3 Estructura Química del Tereftalato de polietileno (PET).

Fuente: (Meré, 2009).

Polipropileno (PP): posee una menor densidad y gran resistencia por lo cual podemos encontrarlo en los parachoques de automóviles, botellas, depósitos de combustible y en algunas fibras sintéticas (Meré, 2009).

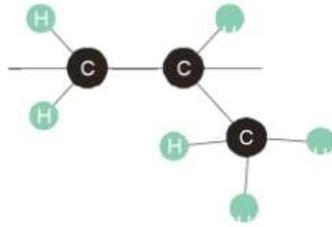


Figura 4 Estructura Química del Polipropileno (PP).

Fuente: (Meré, 2009).

Policloruro de vinilo (PVC): se destaca por su buena resistencia a la electricidad y al fuego; es utilizado para ventanas, tuberías, cables, juguetes, calzado, pavimento y recubrimientos. Sin combinarlo con otras sustancias es el más inestable de los termoplásticos, pero con aditivos es el más versátil y puede ser sometido a diferentes procesos para su transformación, lo que lo coloca en el segundo lugar a nivel mundial dentro de la utilización de los tipos de polímeros (Meré, 2009).

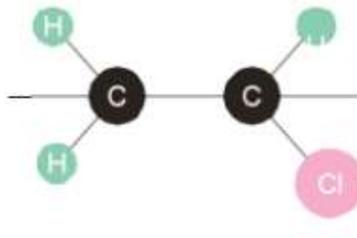


Figura 5 Estructura Química del Policloruro de Vinilo (PVC).

Fuente:(Meré, 2009).

Poliestireno (PS): Es el más económico de todos los polímeros termoplásticos, pero no resiste altas temperaturas. Se usa en la fabricación de televisores, impresoras, máquinas de afeitar, indumentaria deportiva, salvavidas y cascos de ciclismo. Su facilidad para el moldeo y su abundante variedad de propiedades le permite desempeñar gran cantidad de aplicaciones diferentes (Meré, 2009).

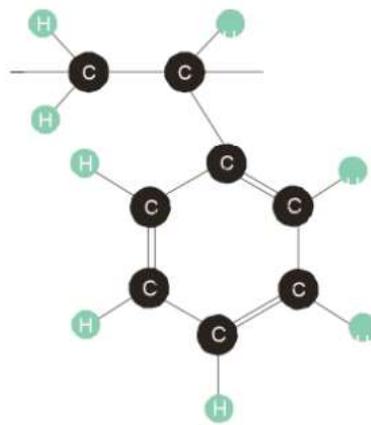


Figura 6 Estructura Química del Poliestireno (PS).

Fuente: (Meré, 2009).

Policaprolactona (PCL) es un poliéster alifático biodegradable con un bajo punto de fusión de alrededor de 60°C y una temperatura de transición vítrea de alrededor de -60°C. Es obtenido a partir de la polimerización de la caprolactona. es usado frecuentemente como aditivo de resinas para mejorar sus propiedades, por ejemplo, resistencia al impacto. Su compatibilidad con muchos otros materiales permite utilizarlo en mezclas con almidón para disminuir costes y mejorar la biodegradación (Patricia & Cepeda, 2016).

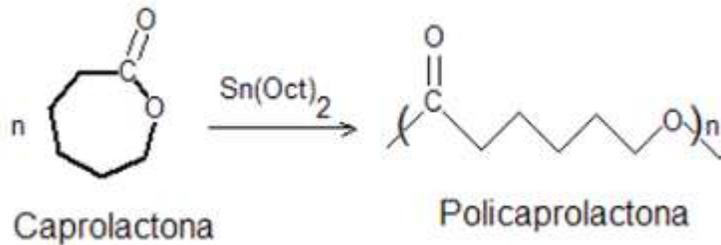


Figura 7 Estructura Química de la Policaprolactona (PCL).

Fuente: (Patricia & Cepeda, 2016).

2.2. Almidón

Es el segundo polisacárido más abundante, se encuentra distribuido en las plantas donde es almacenado como carbohidratos en las semillas, frutas, tubérculos, raíces, hojas y tallos (Koolman & Rohm, 2012).

Está compuesto fundamentalmente por glucosa. Aunque puede poseer constituyentes en mínimas cantidades, tales como; oligoconstituyentes o contaminantes no eliminados en la extracción. (Valarezo Ulloa, 2012).

No obstante, su principal diferencia radica en que se presenta en la naturaleza en forma de gránulos, estos son relativamente densos y su hidratación en agua fría es muy mala.

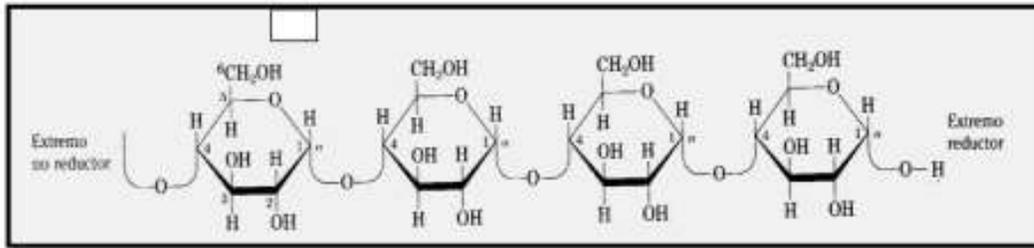


Figura 8 Estructura del almidón.
Fuente: (Martinez Viviana, 2017).

Químicamente la molécula de almidón está constituida por dos tipos de polisacáridos, la amilosa y la amilopectina (Valarezo Ulloa, 2012).

2.2.1. Gelatinización del almidón

Es el proceso donde los gránulos de almidón que son insolubles en agua fría debido a que su estructura es altamente organizada, se calientan a una temperatura entre 60 y 70°C, empieza un proceso lento de absorción más accesibles. A medida que se incrementa la temperatura, se retiene más agua y el granulo empieza a hincharse y aumentar de volumen (CUBILLAS ZAMUDIO, FRANCIA QUISPE, & PAYANO VILCA, 2015).

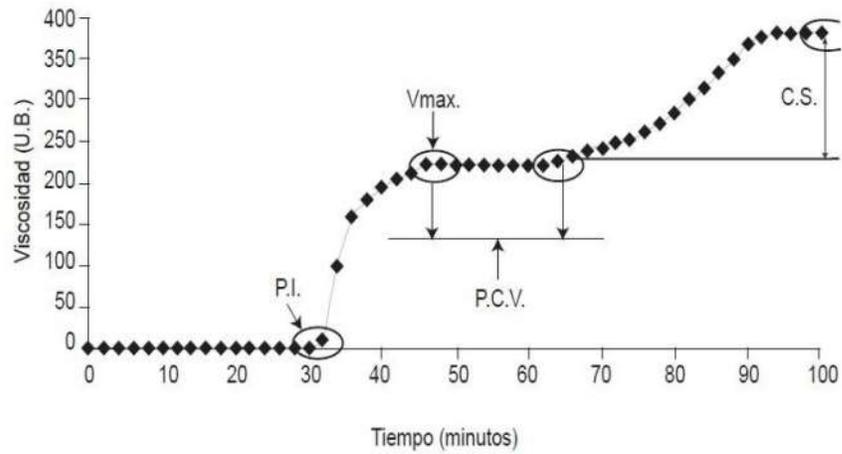


Figura 9 Tiempo gelatinización del almidón nativo.

Autor: (Martínez, Lapo Calderón, Pérez Rodríguez, Zambrano Cabrera, & Maza Valle, 2016).

Al finalizar este proceso se muestra a manera de una pasta o gel en la que existen cadenas de amilosa altamente hidratadas rodeando a los agregados, también hidratados, de los restos de los gránulos (CUBILLAS ZAMUDIO et al., 2015).

2.2.2. Complejo iodo-almidón

La obtención de una sustancia colorida al reaccionar el iodo con el almidón se debe a la formación de un complejo de coordinación entre las micelas de almidón y de iodo, las mismas que están formadas por cadenas polisacáridos enrolladas en hélice. El color depende del largo de la sección lineal de la molécula de almidón. Debido a esta razón la amilosa pura, que es el polisacárido exclusivamente lineal dará con el iodo el color más intenso de un azul profundo. La amilopectina dará un color azul violeta

mientras que el glucógeno que es la molécula más ramificada dará un color café rojizo. La celulosa no da reacción de color con el yodo. Las dextrinas formadas por la hidrólisis del almidón dan un color que varía de café rojizo a la ausencia de color, dependiendo del tamaño de la molécula (CASTRO ZAVALETA VCTOR, 2014).

El color disminuye al momento que la temperatura aumenta, hasta desaparecer por completo, sin embargo, se intensifica al bajar nuevamente la temperatura. Cabe mencionar que dicha reacción del yodo nos permite determinar el grado de hidrólisis del almidón (CASTRO ZAVALETA VCTOR, 2014).

2.2.3. Relación amilosa-amilopectina

La amilosa y amilopectina son dos moléculas que se encuentran presentes en el almidón (carbohidratos complejos). Ambas se componen de cadenas largas de moléculas de glucosa, No obstante, cerca del 20% de la mayoría de los almidones es amilosa y el 80% amilopectina. Las moléculas de amilosa están compuestas de aproximadamente 200 a 2000 moléculas de glucosa unidas por enlaces glicosídicos α -1,4 en cadenas no ramificadas; por otra parte, la amilopectina son significativamente más grandes que las moléculas de amilosa; algunas contienen entre 10000 y 20000 unidades de glucosa unidos mediante enlaces glicosídicos α -1,4; cabe recalcar que la amilopectina es

esencialmente insoluble en agua caliente en comparación a la amilosa (LUIS A. BRUMOVSKY, 2014).

2.3. El Banano

El banano tiene un valor nutricional importante. Su alto contenido de carbohidratos, potasio y fosforo son sus características principales. El potasio, es el compuesto que se encuentra en mayor cantidad en esta fruta, mineral importante para control en el cuerpo el equilibrio electrolítico, esencial para la función muscular y la trasmisión de los impulsos nerviosos (Casallas, 2010).

2.4.1. Taxonomía

TAXONOMÍA	
REINO:	Plantae
DIVISIÓN:	Magnoliophyta
CLASE:	Liliopsida
ORDEN:	Zingiberales
FAMILIA:	Musaceae
GÉNERO:	<i>Musa</i>
ESPECIE:	<i>M. paradisiaca</i>

Tabla 3 Taxonomía del banano (*Musa x paradisiaca*).

Fuente: (López, Cuarán, Arenas, & Flórez, 2014).

2.4.2. Morfología

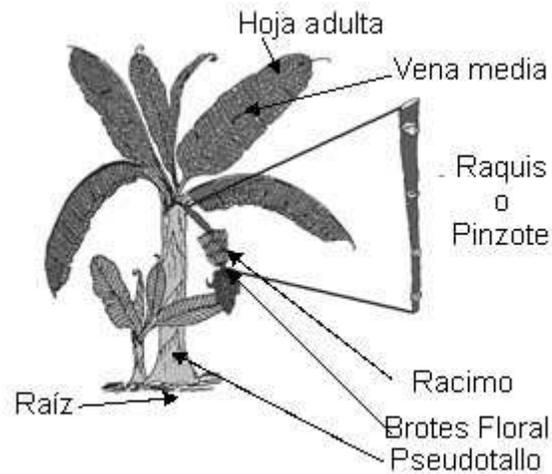


Figura 10 Estructura da la Planta de banano.

Fuente: (Martinez Viviana, 2017).

Raíz: alcanzan un largo de 1,5 a 2 metros, pueden ser superficiales y estar distribuidas en los primeros 30 cm del suelo (INTA, 1967).

Rizoma: o cormo” llamado comúnmente cepa, produce una yema vegetativa que sale de la planta madre y sufre un cambio anatómico y morfológico de los tejidos y al crecer diametralmente forma el rizoma que alcanza una considerable altura (INTA, 1967).

Hojas: compuestas por vaina, pecíolo y lamina, poseen diferentes formas y sirve para estimar en la planta las etapas morfológicas y fonológicas del cultivo (INTA, 1967).

Tallo falso o Pseudotallo: formado por la disposición imbricada de las vainas dispuestas en forma alternada y helicoidal (120°). Soporta a toda la parte aérea de la planta (INTA, 1967).

Inflorescencia: dispuesta en forma de racimo. Contiene las flores femeninas (dan origen a las manos y dedos) y flores masculinas (INTA, 1967).

Fruto: Se desarrolla de los ovarios de las flores pistiladas por el aumento del volumen de las tres celdas del ovario, opuestas al eje central. Los ovarios abortan y salen al mismo tiempo los tejidos del pericarpio o cáscara y engrosan, la actividad de los canales de látex disminuye, cesando por completo cuando el fruto está maduro (INTA, 1967).

2.4.3. Requerimientos del cultivo

Para el cultivo de la planta de banano se debe considerar las condiciones más favorables, tomando en cuenta que crece en diferentes condiciones de suelo y clima:

Suelo: : la textura apta puede ser: franco arenoso, franco arcilloso, franco arcillo limoso y franco limoso; teniendo un buen drenaje interno y alta fertilidad, la profundidad deber ser de 1,2 a 1,5 m (INTA, 1967).

Climas: la temperatura ideal para el cultivo del banano va desde 18,5 °C a 35,5 °C, a temperaturas inferiores se retarda el crecimiento. El clima indicado es el tropical húmedo. Con temperaturas mayores no se han observado efectos negativos, siempre que la cantidad de agua sea normal. La pluviosidad varía mensualmente entre 120 y 150 mm de lluvia, o 44 mm de precipitaciones semanales. Requiere de buena luminosidad y ausencia de vientos fuertes (INTA, 1967).

2.4. Polímeros de Almidón

Debido a la inercia química que posee los plásticos derivados de petróleo, no se ven afectados por los microorganismos, por lo que se les considera no biodegradables. Sin embargo, existen plásticos degradables que son obtenidos de materia prima que es renovable, como almidón, aceites vegetales, azúcares considerando a estos como biopolímeros que pueden ser degradados con condiciones controladas. (Conrad, 2005).

Un plástico degradable permite mantener su integridad física durante su manufactura debido al material por el cual está constituido. Al término de su vida útil, se desecha y se degrada por los agentes ambientales que comienzan a cambiar su estructura químicamente, convirtiéndose en sustancias simples, si estos agentes son entes biológicos como microorganismos, el material se denomina biodegradable y los productos son dióxido de carbono y agua. Si la degradación es anaeróbica los productos son metano y dióxido de carbono (Badia Valiente, 2015).

Desde 1970 y hasta la actualidad se han realizado investigaciones utilizando al almidón para la fabricación de plásticos biodegradables, los estudios están relacionados con la incorporación del granulo de almidón o en forma gelatinizada para la formación de las películas de barrera o empaque (Badia Valiente, 2015).

La plastificación del gránulo de almidón, se obtiene por la disrupción de los cristales durante el proceso de elaboración y acción de los que, emergiendo de esta manera un nuevo tipo de material denominado almidón termoplástico. (Villada et al, 2007).

Del 70 al 80 % de la producción de polímeros biogenerados se deriva del almidón. Siendo los principales productores en el mercado mundial Novamont, DuPont, Biotec y Rodenburg (Valarezo Ulloa, 2012).

Existen diferentes procesos mediante los cuales se pueden obtener biopolímeros de almidón. Se distinguen tres grandes grupos de productos:

- Polímeros derivados de almidón parcialmente fermentado.
- Polímeros derivados de almidón puro.
- Polímeros derivados de almidón modificado.

Al producir polímeros derivados del almidón fermentado, el fluido del desecho se utiliza como materia prima. Dichos fluidos tienen una composición de en almidón (72%), siendo el resto proteínas (12%), grasas y aceites (3%), componentes inorgánicos (10%) y

celulosa (3%); el mismo que es almacenado durante varias semanas hasta conseguir determinar que es estable para su utilización y presenta una fermentación parcial. El producto es secado y extruido para obtener propiedades termoplásticas. Sin embargo, se agregan aceites y aditivos tales como dióxido de titanio (TiO_2) y carbonato de calcio (CaCO_3) en el paso de extrusión para mejorar sus propiedades. Finalmente, el material es estabilizado por un último paso de secado (Valarezo Ulloa, 2012).

Cabe mencionar que, en la primera parte de proceso, los polímeros derivados de almidón puro son aquellos materiales que no son alterados. En una segunda etapa el almidón es convertido en un material termoplástico. El tercer grupo de biopolímeros a partir de almidón modificado no es gran uso comercial debido a su alta reactividad (Valarezo Ulloa, 2012).

2.5. Granulometría del Almidón de Banano

La granulometría se puede realizar mediante un proceso mecánico, el cual nos permite separar las partículas del almidón de banano según sus distintos tamaños mediante la utilización de tamices colocados de manera descendente, denominado como la fracción menor (Martinez Viviana, 2017).

Se puede decir que la granulometría es la medición y graduación de los granos de una formación sedimentaria para el cálculo de la abundancia de los correspondientes a cada uno de los tamaños por una escala granulométrica; es decir permite clasificar la materia según la distribución de los diferentes tamaños de la partícula, cabe mencionar que depende del tamaño de la misma la homogeneidad de una mezcla (Martinez Viviana, 2017).

2.6. Análisis Proximal Químico

Un análisis químico se enfoca en sus procedimientos analíticos para realizar el estudio de las características que posee un determinado alimento, en este caso el almidón de las cáscaras de banano. El análisis de pH y cenizas se puede determinar de la siguiente manera:

- pH: este representa la cantidad de iones de hidrógeno presentes en el almidón, pudiendo ser ácido o básico.
- Cenizas: es la medición de residuos orgánicos presentes luego de la oxidación de la materia orgánica.
- Humedad: no permite saber la cantidad de materia seca presente en el almidón luego de ser sometida a un proceso de secado.

2.7. Azúcares Reductores

La Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 266: (2012) afirma que los azúcares reductores son monosacáridos y oligosacáridos que poseen un grupo funcional aldehído o cetona libre con un efecto reductor sobre algunos agentes oxidantes; es decir la concentración de una solución de azúcar mide la cantidad de una sustancia oxidante (agente), el cual es reducido.

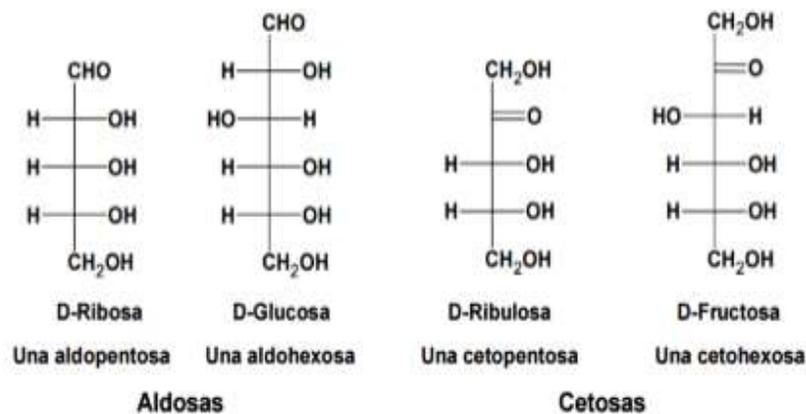


Figura 11 Azúcares Reductores.

Fuente: (Martinez Viviana, 2017).

El contenido de amilosa relativa es analizado mediante espectrofotometría. Según Takahiro (2005) la base para calcular la proporción del contenido de amilosa se basa en la formación del complejo amilosa-yodo dando lugar a un profundo color azul de las dispersiones de almidón teñido. El método para la determinación de amilosa establecido

por Hoover y Ratnayake (2001), permite la obtención de porcentajes aproximados de la relación amilosa/amilopectina en las distintas variedades, es decir; nos da a conocer la predominancia de uno de los dos componentes dentro de la muestra de almidón cabe mencionar que ello permite clasificar al almidón según dicha relación en almidón rápidamente digerible (RDS), almidón lentamente digerible (SDS) y almidón resistente(RS).G.

2.8. Reacción de Acetilación

La acetilación es una modificación química mediante esterificación donde los grupos hidroxilo (OH) son sustituidos por grupos acetilo ($\text{CH}_3\text{-C=O}$), los mismos que si incorporan a la molécula según la fuente del almidón, concentración de reactivos, tiempo de reacción, pH, catalizador (de ser utilizado), brindando una mayor estabilidad al polímero, al variar sus propiedades fisicoquímicas y funcionales (Alejandra & Guarnizo, 2017).

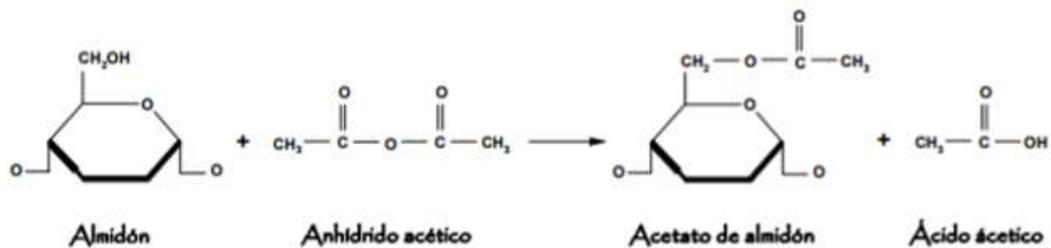


Figura 12 Acetilación del almidón.

Fuente: (Alejandra & Guarnizo, 2017).

En dicha reacción el almidón es tratado con anhídrido acético, dependiendo del pH que presente la muestra se utiliza hidróxido de sodio como catalizador, y la modificación se lleva a cabo al sustituir los OH de los carbonos en las posiciones 2, 3 y 6 siendo el carbono 6 altamente reactivo y la acetilación se realiza con mayor éxito que en las posiciones 2 y 3 (Alejandra & Guarnizo, 2017).

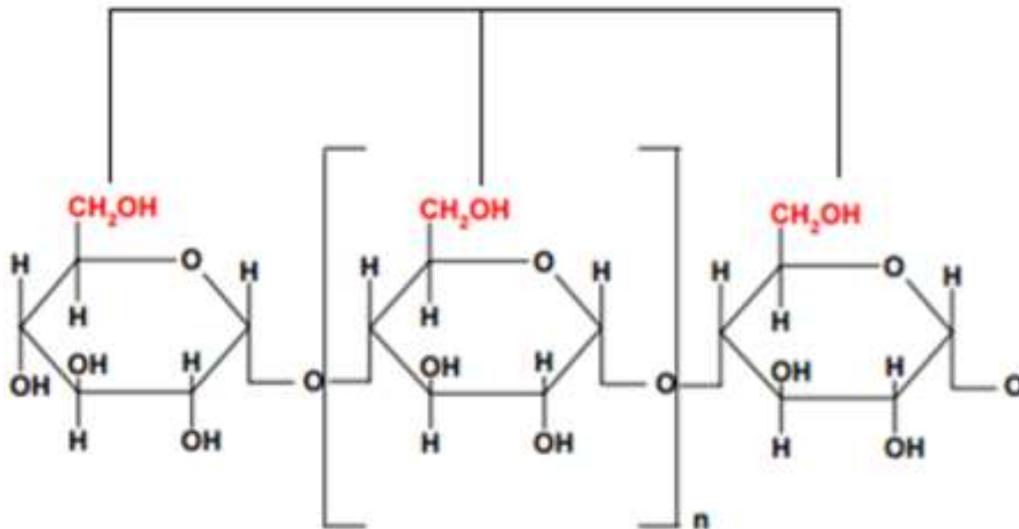


Figura 13 Sustitución de grupos OH.

Fuente: (Alejandra & Guarnizo, 2017).

2.9. Análisis DSC (Differential Scanning Calorimetry)

Un análisis DSC se define como una técnica la cual puede ser utilizada para medir las transiciones endotérmicas y exotérmicas de la muestra, como es la medida de la

entalpía en función de la temperatura; es decir, el flujo de calor desprendido en la reacción de la muestra (Martinez Viviana, 2017).

El empleo de esta técnica permite conocer el comportamiento térmico de la materia, determinar la estabilidad frente a ciertas condiciones y los cambios que sufre en cuanto a las características que posee la muestra; es decir da a conocer si cambia su estructura química, su comportamiento, estabilidad, forma, etc. (SCHULTZ, 1991).

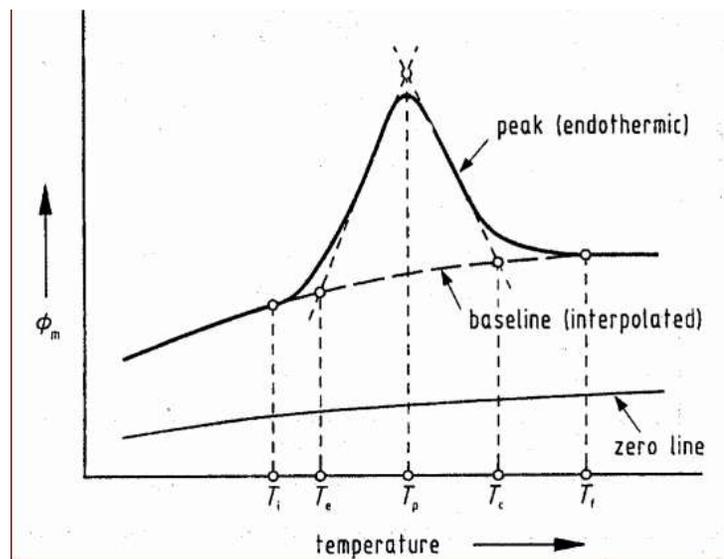


Figura 14 Lectura de un análisis DSC.

Fuente: (PerkinElmer, 2014).

2.10. Análisis de espectroscopia infrarroja (IR)

Su fundamento se basa en la absorción de la radiación infrarroja por las moléculas que se encuentran en vibración; las moléculas absorben la energía del haz de luz infrarroja cuando las energías; incidente y necesaria se igualan para dar la transición

vibracional; es decir, la molécula vibra de manera determinada dependiendo de la cantidad de luz infrarroja que se le suministra lo que ocasiona un cambio en la posición de los elementos. Las vibraciones pueden ser de valencia (tensión o elongación) y de deformación (torsión, flexión o tijera) (Perez, 2008).

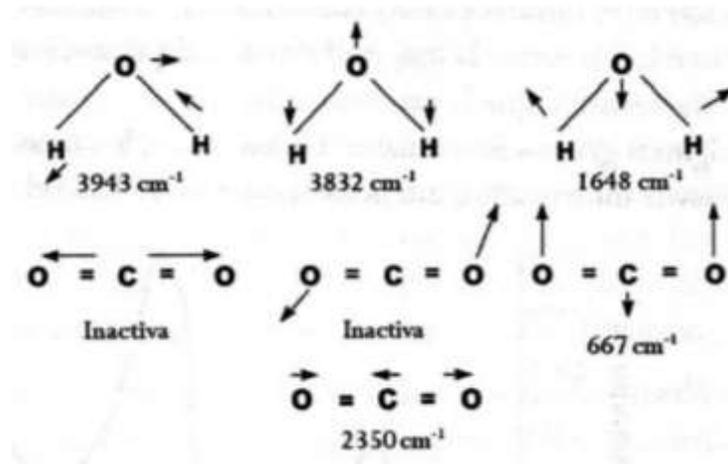


Figura 15 Vibraciones de la molécula de agua y dióxido de carbono.

Fuente: (Perez, 2008).

Una condición necesaria para que se produzca una vibración en la molécula al incidir sobre un haz de energía infrarroja, es la presencia de momentos dipolares (longitud del enlace) , si dicho momento es nulo no hay absorción de energía, caso contrario existirá absorción de energía (Mondragón, 2017).

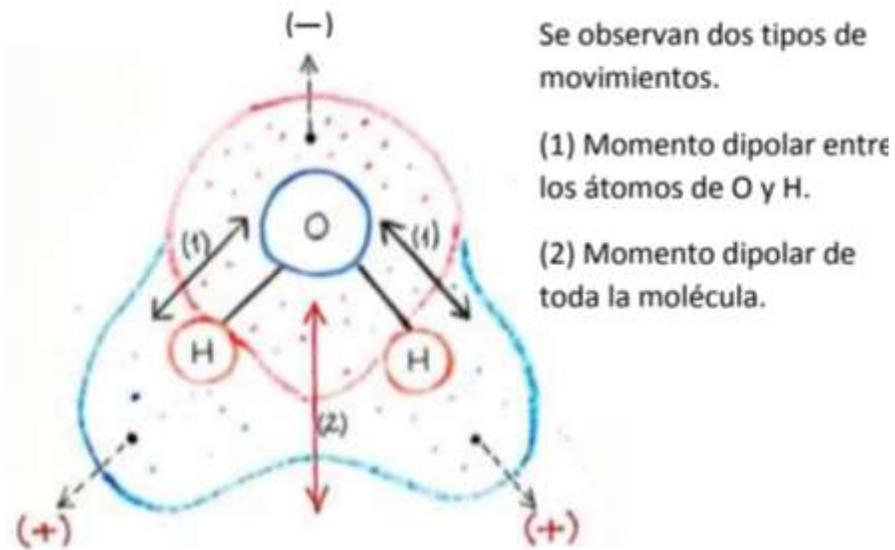


Figura 16 Momento dipolar en la molécula de agua.

Fuente: (Mondragón, 2017).

Cada uno de los picos de un IR representa un tipo específico de vibración, por lo tanto, se puede decir que el espectro es la representación de los estados de excitación producidos al hacer un barrido en todo el intervalo de longitudes de onda en el medio infrarrojo; dichos estados pueden ser de dos maneras: absorbancia y transmitancia (Mondragón, 2017).

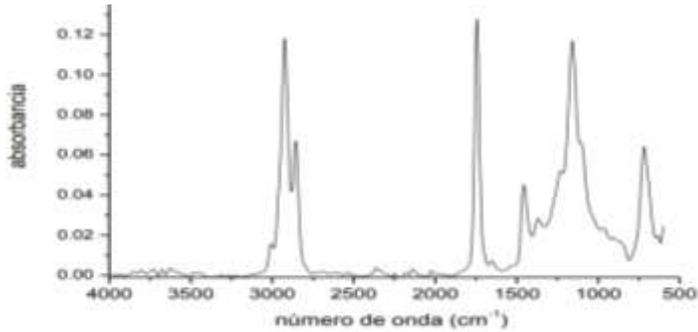


Figura 17 IR en absorbancia.

Fuente: (Mondragón, 2017).

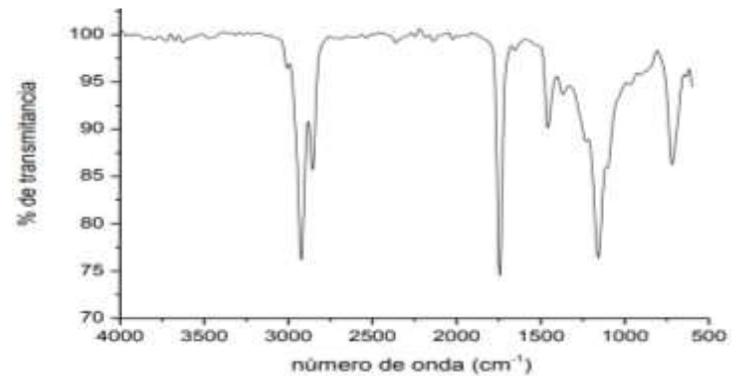


Figura 18 IR en transmitancia.

Fuente: (Mondragón, 2017).

La región del espectro situada entre 1400 y 600 cm^{-1} , es por lo general compleja, ya que generalmente aparecen una combinación de vibraciones de alargamiento y/o flexión; cada compuesto posee una absorción característica de esta región, por lo cual se la denomina como la región de huellas dactilares (Mondragón, 2017).

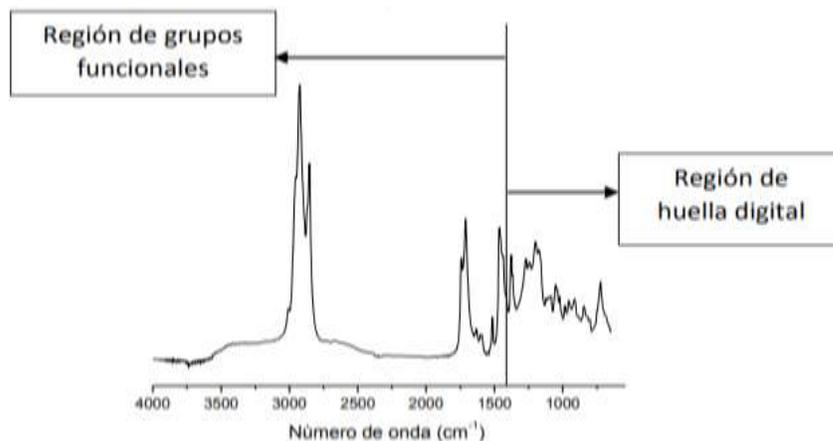


Figura 19 Regiones de un IR.

Fuente: (Mondragón, 2017).

Por otro lado la región situada entre 4000 y 1400 cm^{-1} , se determinan los grupos funcionales, lo cual es una unión atómica con una determinada forma, la cual presentan propiedades físico-químicas y estructuras determinadas que caracterizan a los compuestos (Mondragón, 2017).

Número de onda (cm^{-1})	Asignación
	<i>Alcohol y fenoles</i>
3600	Estiramiento O-H del alcohol
3550-3500	Estiramiento O-H del fenol
1300-1000	Estiramiento C-O
	<i>Éteres</i>
1100	Estiramiento C-O-C
	<i>Aldehídos y cetonas</i>
2900-2700	Estiramiento C-H del aldehído
1740-1720	Estiramiento C=O del aldehído alifático
1730-1700	Estiramiento C=O de la cetona alifática
1720-1680	Estiramiento C=O del aldehído aromático
1700-1680	Estiramiento C=O de la cetona aromática
	<i>Éteres</i>
1750-1730	Estiramiento C=O alifático
1730-1705	Estiramiento C=O aromático
1310-1250	Estiramiento C-O aromático
1300-1100	Estiramiento C-O alifático
	<i>Ácidos carboxílicos</i>
3300-2500	Estiramiento O-H
1700	Estiramiento C=O
1430	Flexión C-O-H en el plano
1240	Estiramiento C-O
930	Flexión C-O-H fuera del plano
	<i>Anhídridos</i>
1840-1800	Estiramiento C=O
1780-1740	Estiramiento C=O
1300-1100	Estiramiento C-O

Figura 20 Tabla de grupos funcionales más comunes.

Fuente: (Mondragón, 2017).

CAPITULO III

3.1. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1.1. Materia Prima

La materia prima para la obtención del biopolímero es el almidón, extraído de las de las cáscaras de banano (*Musa paradisiaca*).

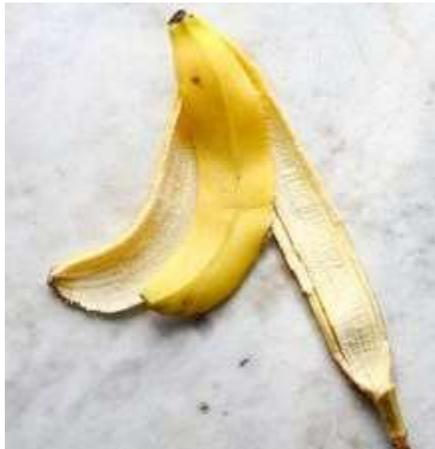


Figura 21 Cáscara de banano (*Musa x paradisiaca*).

Fuente: El Autor.

Como pruebas preliminares para la obtención del almidón, se recolectaron 3000 g de cáscaras de banana, de una zona en la ciudad de Cuenca (Ecuador); de las cuales se procedió a la extracción de la harina para obtener su porcentaje de almidón.

Una vez realizadas las pruebas preliminares, se tomaron ciertos criterios para la selección de la materia prima como son: porcentaje de almidón obtenido y disponibilidad de cortezas.

3.2. Obtención del almidón

La extracción de almidón se realizó a nivel de laboratorio mediante un proceso manual utilizando la metodología propuesta por Jairo, Dumar & Carlos (2014) con algunas modificaciones, para lo cual se emplearon 2 procesos diferentes, uno en seco y otro en húmedo con los siguientes pasos:

3.2.1. Método Húmedo

- **Selección de las cáscaras:** En esta operación se desecharon las cáscaras en mal estado, ver ANEXO 1.

- **Lavado de las cáscaras:** Se realizó con agua fría, junto a un cepillo se procedió a eliminar todas las impurezas (polvo, basuras, pajas, etc.)

- **Licuada:** Consistió en licuar las cáscaras para reducir su tamaño.

- **Filtrado:** Una vez reducido el tamaño de las cortezas, se filtró la mezcla obtenida mediante un filtro de tela (lienzo). Esta acción se repitió tres veces hasta que el agua de lavado dejó de presentar un color blanquecino.

- **Sedimentación:** El filtrado se dejó en reposo en un embudo de decantación durante un periodo de 24 horas.

- **Decantación:** Se eliminó el agua que se encontraba en la parte superior del recipiente, al sedimento se le añadió más agua limpia y se dejó precipitar. Esta operación se realizó tres veces hasta que el agua sobrenadante quedó completamente clara.

- **Secado:** El precipitado se secó en un desecador a una temperatura de 105°C durante 12 horas.

- **Tamizado:** Se procedió a desintegrar todos los grumos formados durante el proceso de secado mediante seis tamices de diferente tamaño 20, 40, 60, 80, 100 y 120 micras.

- **Almacenado:** Se colocó la muestra de interés dentro de una funda hermética, ver ANEXO 3.

3.2.2. Método en Seco

- **Selección de las cáscaras:** En esta operación se desecharon las cáscaras en mal estado, ver ANEXO 2.

- **Lavado de las cáscaras:** Se realizó con agua fría, junto a un cepillo se procedió a eliminar todas las impurezas (polvo, basuras, pajas, etc.).

- **Licuada:** Consistió en licuar las cáscaras para reducir su tamaño.

- **Secado:** El precipitado se secó en un desecador a una temperatura de 105°C durante 8 horas.

- **Licuadao:** Se procedió nuevamente a licuar para reducir la compactación de la masa obtenida.

- **Tamizado:** Se procedió a desintegrar todos los grumos formados durante el proceso desecado mediante seis tamices de diferente tamaño 20, 40, 60, 80, 100 y 120 micras.



Figura 22 Trituración de cascaras de banano en una licuadora industrial.

Fuente: El Autor.

3.3. Análisis del Almidón

3.3.1. Temperatura de gelatinización

Se preparó una suspensión de almidón al 5% y lo colocamos a baño María con agitación constantemente. Finalmente se introdujo un termómetro a la suspensión para

leer la temperatura a la cual la suspensión cambia su aspecto, del normal a uno gelatinoso por la desorganización de las moléculas, es decir encontrándose dispersos en el medio sólido o líquido en el que se encuentran (perdida de su conformación), por ende esto causa una polimerización al momento de la gelatinización, lo que aumenta su peso por la retención de agua en forma de gel (CUBILLAS ZAMUDIO et al., 2015).

3.3.2. Complejo iodo-almidón

Se colocó 5 mL de la solución de almidón soluble al 1%, en un tubo de ensayo, luego agregamos 3 gotas de solución de iodo al 0.1 N. Se calentó el tubo directamente a la llama del mechero, hasta que se torne de color claro; posterior a ello se expone el mismo tubo en agua fría y se toma el tiempo que tarda en regresar a su coloración inicial (CASTRO ZA VALETA VCTOR, 2014).

3.3.3. Hidrólisis del almidón

En un vaso de precipitados de 50 ml adicionamos 25 mL de solución de almidón al 1%, añadimos diez gotas de Ácido Clorhídrico concentrado y agitamos suavemente. Luego se colocó una gota de la solución en el portaobjetos uno y tres gotas en el tubo uno de la gradilla. Calentamos la solución suavemente; agregamos una gota de solución de iodo y anotamos el tiempo en que la solución comienza a hervir. Luego se agregó una

gota en el portaobjetos dos, y tres gotas en el tubo de ensayo dos. Inmediatamente se añadió una gota de solución de iodo al portaobjetos dos y observamos si la reacción del iodo-almidón comienza a hacerse débil o negativa (CUBILLAS ZAMUDIO et al., 2015).

Esta operación se repitió cada dos minutos hasta que la reacción iodo-almidón se vuelva negativa. Se agregó a cada tubo de ensayo 3 mL de la solución de Fehling; finalmente se colocó todos los tubos al mismo tiempo en el baño de agua hirviendo. Esperamos cinco minutos y observamos el grado de reducción por la cantidad de precipitado rojo ladrillo en cada tubo (CUBILLAS ZAMUDIO et al., 2015).

El almidón al momento de ocurrir la reacción química, se hidroliza en dextrinas, acrodextrinas, maltosa y, finalmente libera sólo moléculas de glucosa; dependiendo de si es una reacción completa o incompleta; sin embargo, su producto final son moléculas de glucosa que serán utilizadas para producir energía metabólica (CUBILLAS ZAMUDIO et al., 2015).

3.3.4. Determinación de la Humedad

Consiste en eliminar mediante proceso de vaporización el agua presente en una muestra. Para determinar el porcentaje de humedad, se empleó la NORMA INEN 1462 Determinación de humedad en harinas.

Procedemos a estabilizar la estufa durante cuarenta y cinco minutos para alcanzar la temperatura de trabajo (105-130°C). Posterior a ello pesamos 2g de muestra y para llevarlo a la estufa a 130°C durante un periodo de una hora. Una vez enfriada la muestra se reportó el residuo de harina como cantidad de sólidos totales y pérdida de peso como humedad. De la igual manera se empleó el mismo procedimiento para el análisis de rendimiento del almidón obtenido mediante la aplicación del segundo método.

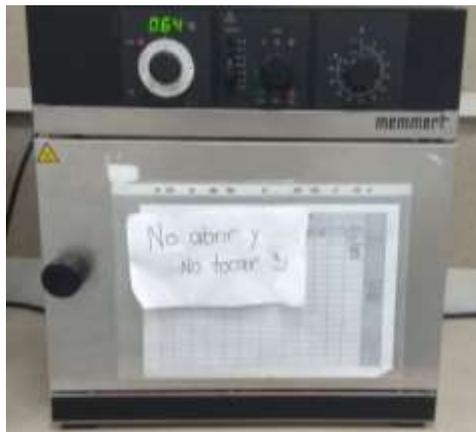


Figura 23 Estufa marca Memmert.

Fuente: El Autor.

3.4. Granulometría del almidón de las cáscaras de banano

Para este análisis se utilizó siete tamices diferentes; de 20um, 40um, 60um, 80um, 100um y 120um; por los cuales se hicieron pasar las diez muestras. El trabajo consistió en homogenizar cada una de las muestras y colocar sobre el tamiz de mayor apertura, luego de ello mediante una agitación constante las partículas atravesaban la malla según sea su dimensión; finalmente se pesó la cantidad retenida por cada malla para determinar el valor retenido por cada una de ellas, este procedimiento se efectuó durante un periodo de 15 minutos (Pérez Lavalle, 2010).



Figura 24 Tamices de 20, 40, 60, 80, 100, 120 y 140 micras.

Fuente: El Autor.

3.4.1. Reticulación de polímeros

Dentro de las reacciones químicas los polímeros se unen en cadenas tridimensionalmente formando una especie de red; de esta manera se las propiedades de un polímero inicial cambian; por la acción de un agente reticulante como puede ser el isocianato bloqueado, isocianato polifuncional, ácidos fuerte, glyoxal, melanina, etc. (Herranz Gómez & Lis Arias, 2016). Para este trabajo de investigación, se realizó el grado de reticulación en función de la concentración de almidón en la matriz polimérica y además de sus calores de fusión generados en el ensayo DSC; estos calores de cristalización de cada polímero fueron comparados con aquellos que no tiene dosificaciones.

3.5. Blanqueamiento

El blanqueamiento del almidón se realizó mediante la utilización de una solución de hipoclorito de sodio al 10%, la cual se calentó previamente en un vaso de precipitación, posterior a ello se procedió a colocar el almidón y se mantuvo a una temperatura de 70°C durante un periodo de dos horas máximo. Luego de ello se lavó la misma con agua destilada obteniendo de esta manera una medida de pH final entre 7,5 y 9; posterior a ello, se filtró con ayuda de una bomba.

Su secado se realizó durante un periodo de 24 horas en una estufa a 35°C. el resultado final es un almidón blanco (Martinez Viviana, 2017).



Figura 25 Blanqueamiento del almidón con hipoclorito de sodio al 10%.

Fuente: El Autor.

3.6. Acetilación del Almidón

Para la acetilación del almidón se procedió según el proceso realizado por (Carrascal Juan, 2013) que luego de acondicionar el almidón, se procede a realizar el tratamiento, es decir su respectiva modificación química que permitirá al almidón que cambie su estructura y propiedades tales como su viscosidad, tamaño y forma de las partículas o tensión, dureza, versatilidad, para ello se debe tener en consideración ciertas variable como es la cantidad de almidón, de reactivo, la temperatura y el tiempo de reacción, ver ANEXO 4 y 5.



Figura 26 Modificación del almidón mediante proceso de acetilación.

Fuente: El Autor.

3.7. Elaboración del Biopolímero

Se realizó una dosificación entre los dos tipos de almidón obtenido y la Policaprolactona (PCL) para determinar el grado de homogenización (durante el proceso de solidificación) que posee nuestro almidón conjuntamente con un plástico derivado de un hidrocarburo, ver ANEXO 6.

Formulación	PCL 100%
Formulación	PCL 90% + Almidón Normal 10%
Formulación	PCL 90% + Almidón Modificado 10%

Tabla 4 Formulación de PCL mas Almidón.

Fuente: El Autor.

Las diferentes proporciones de almidón obtenido, fueron mezclados con glicerina y agua destilada en cantidades diferentes, hasta lograr una pasta homogénea; es decir, con la ausencia de grumos o restos de harina en los bordes. Una vez hecha la mezcla realizada, se añadió el ácido acético y se calentó con agitación constante hasta el fin del proceso, ver ANEXO 7.

FORMULACIÓN	M1	M2	M3	M4	M5
ÁCIDO ACÉTICO	7 mL				
GLICERINA	8 mL				
AGUA DESTILADA	10 mL				
ALMIDÓN NORMAL	-	5%	10%	15%	20%

Tabla 5 Dosificación con almidón normal.

Fuente: El Autor.

FORMULACIÓN	M1	M2	M3	M4	M5
ÁCIDO ACÉTICO	7 mL				
GLICERINA	8 mL				
AGUA DESTILADA	10 mL				
ALMIDÓN MODIFICADO	-	5%	10%	15%	20%

Tabla 6 Dosificación con almidón modificado.

Fuente: El Autor.

Se controló la temperatura manteniéndola a 60°C, una vez terminado este procedimiento, con la ayuda de una espátula se colocó el producto final sobre los moldes y dejó secar en la estufa a una temperatura de 40°C hasta obtener una humedad del 10%.

3.8. Análisis de Azúcares Reductores

El método para la determinación de amilosa establecido por HOOVER Y RATNAYAKE (2001), nos permitió determinar los porcentajes de la relación amilosa/amilopectina en la muestra.

Para ello se pesaron 100 mg de muestra en un frasco volumétrico de 100 mL. Se agregaron 1 mL de etanol al 95 % v/v y 9 mL de hidróxido de sodio 1N. Dejamos reposar a 20 °C entre 18 a 24 horas, posteriormente aforamos en un matraz de 100 mL con agua destilada (Hoover & Ratnayake, 2001).

En balón de aforo colocamos 50 mL de agua destilada y adicionamos 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 %, mezclamos y aforamos a 100mL. Al finalizar se almacenó la muestra en

la oscuridad durante 20 minutos para leer la densidad óptica en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 620 nm (Hoover & Ratnayake, 2001).

3.9. Análisis DSC del almidón de banana

Este análisis se procedió a realizar tanto para la muestra de almidón normal como para el almidón modificado, adaptando la guía metodológica para realizar el análisis mediante Calorimetría de Barrido Diferencial por parte de la Universidad Estatal de Cuenca, en el cual el (DSC Q10) trabaja con un controlador y un software asociado para poder construir el sistema de análisis térmico de las muestras. Para ello se tomó aproximadamente 10 mg de muestra exponiéndolo a temperaturas de -35°C a 220°C; luego de 220°C a -35°C y finalmente de -35°C a 220°C de manera sincronizada.

CAPITULO IV

4.1. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1.1. Determinación del rendimiento

Se determinó el rendimiento de las dos metodologías empleadas con 10 muestras para cada proceso empleado; lo cual se muestra a continuación.

MÉTODO SECO

	Peso Inicial	Peso Final
M1	3000g	1278,9g
M2	3000g	1277,63g
M3	3000g	1277,8g
M4	3000g	1278g
M5	3000g	1273,9g
M6	3000g	1276,88g
M7	3000g	1275,92g
M8	3000g	1278,89g
M9	3000g	1279,1g
M10	3000g	1279g
RENDIMIENTO		42,63%

Tabla 7 Rendimiento obtenido aplicado un proceso en seco.

Fuente: El Autor.

MÉTODO HÚMEDO

	Peso Inicial	Peso Final
M1	3000g	675
M2	3000g	672
M3	3000g	673,44
M4	3000g	670,5
M5	3000g	674,48
M6	3000g	673,9
M7	3000g	672,87
M8	3000g	675,1
M9	3000g	674
M10	3000g	674,9
RENDIMIENTO		22,30%

Tabla 8 Rendimiento obtenido aplicado un proceso húmedo.

Fuente: El Autor.

Como podemos observar en las tablas 7 y 8 para la obtención del almidón mediante los métodos en seco y húmedo respectivamente, se puede denotar que el método en seco nos proporciona un mayor rendimiento de 42,63% en comparación al método húmedo que fue de un 22,30% debido a que la muestra al contener una mayor cantidad de agua existe una mayor retención de almidón dentro de la muestra.

4.1.2. Temperatura de gelatinización del almidón

Análisis de la gelatinización del almidón según su metodología			
Proceso	Peso (g)	Humedad (%)	Temperatura °C
Método seco	2,5	7	78
Método húmedo	2,5	7	78

Tabla 9 Análisis de la gelatinización del almidón.

Fuente: El Autor.

La temperatura de gelatinización del almidón mediante los dos procedimientos aplicados fueron los mismos, lo que es corroborado por la literatura revisada.

4.1.3 Complejo Iodo –almidón

5 Análisis del complejo yodo-almidón según su metodología			
Proceso	Peso (g)	Humedad (%)	Tiempo (segundos)
Método seco	2,5	7	117
Método húmedo	2,5	7	123

Tabla 10 Análisis de la reacción del yodo en una muestra de almidón.

Fuente: El Autor.

En cuanto a la determinación de almidón mediante la prueba de yodo, se determina que en el método seco la reacción tiene una menor duración; de 117 segundos,

en comparación al método en húmedo que fue en un tiempo de 123 segundos. Esta reacción se debe a que el yodo se introduce en las espiras (espacios vacíos de un polisacárido) de la molécula del almidón modificándolo y así provocando un color purpura, indicando su presencia; mientras mayor sea la concentración de almidón de una muestra, menor tiempo tarda en tomar dicha coloración.

5.1.3 Análisis de la humedad del almidón

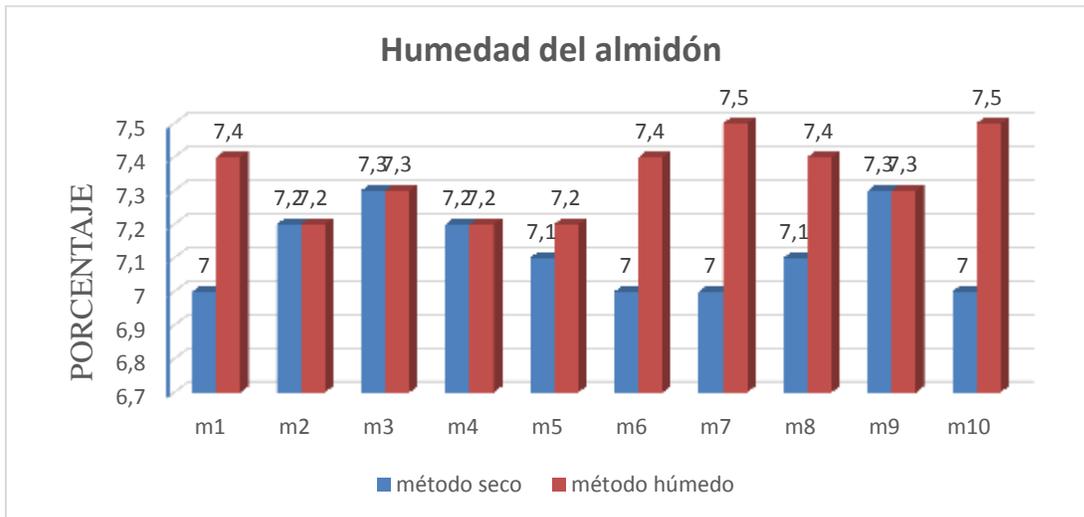


Figura 27 Análisis de humedad del almidón según la metodología aplicada.

Fuente: El Autor.

En la figura 27 podemos observar que, mediante las dos metodologías empleadas para la extracción de almidón, a una temperatura de 110°C el porcentaje de humedad se encuentra en un rango entre 7 y 7,5. Sin embargo mediante el método en seco se puede considerar como la mejor forma de extracción, ya que sus muestras poseen menor retención de humedad, manteniéndose en un rango entre 7 y 7,3% de humedad; esto es

debido a que el agua presente afecta el proceso de obtención de almidón, ya que alteran su forma debido a un hinchamiento de las moléculas por la mayor retención de agua.

5.2 Análisis de la granulometría del almidón de las cáscaras de banano

MUESTRA	TAMIZ		
	40 micras	60 micras	80 micras
M1	132g	835g	312g
M2	124g	832g	323g
M3	129g	836g	314g
M4	119g	831g	329g
M5	124g	829g	326g
M6	123g	836g	320g
M7	121g	837g	321g
M8	120g	840g	319g
M9	118g	836g	325g
M10	121g	835g	323g
TOTAL	1231g	8347g	2922g

Tabla 11 Granulometría del almidón de banano.

Fuente: El Autor.

El análisis granulométrico se realizó con aquellos tamices donde hubo una mayor retención. En la tabla 11 podemos observar los resultados de las diez muestras, la cantidad obtenida por cada tamiz empleado según el tamaño de la partícula, mediante lo cual podemos deducir que para nuestro proceso el tamiz de 60 micras es el más factible por el tamaño requerido para dicho procedimiento.

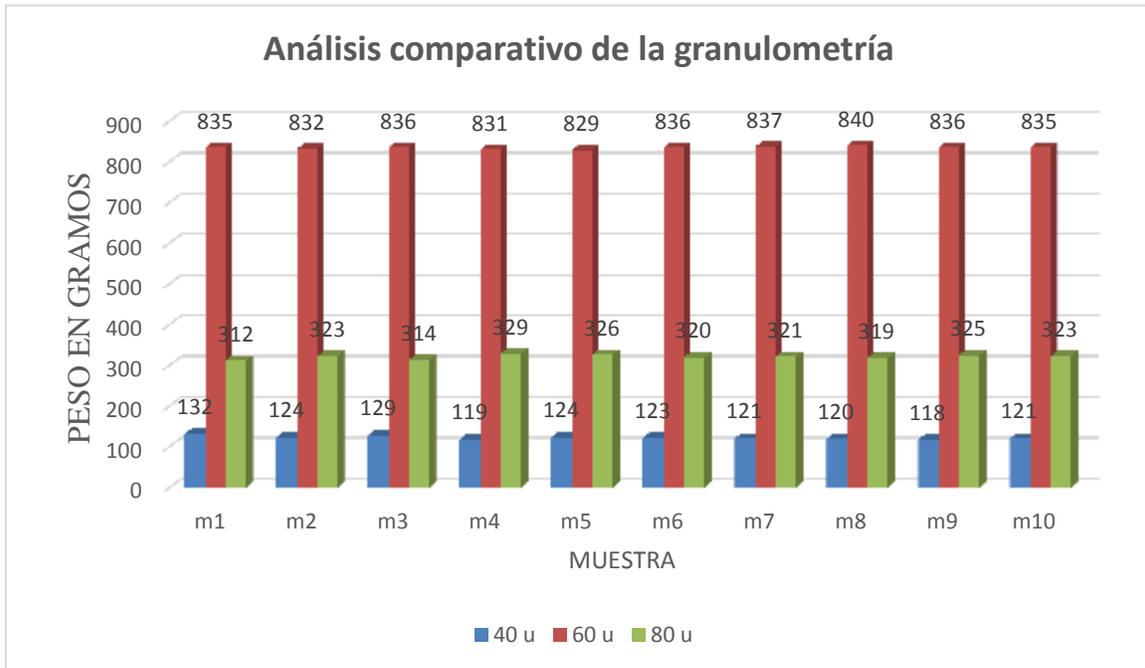


Figura 28 Análisis comparativo de la granulometría.

Fuente: El Autor.

En la Figura 28 podemos determinar que, con el tamiz de 60 micras se obtuvo el mayor rendimiento 10 muestras realizadas, mientras que con los tamices de 40 y 80 micras la cantidad retenida no es representativa en comparación a la malla anterior.

5.3 Análisis de contenido de azúcares reductores presente en la muestra

	N° Muestra	absorbancia	% Amilosa relativa	% amilopectina	Relación Amilosa/amilopectina
Almidón normal	M1	0,5088	17,5595238	82,4404762	0,21299639
	M2	0,5027	17,1964286	82,8035714	0,20767738
	M3	0,5922	22,5238095	77,4761905	0,29071911
	PROMED	0,534 ±0,05	19,093254	80,906746	0,23713096
Almidón acetilado	M1	0,5922	22,5238095	77,4761905	0,29071911
	M2	0,5596	20,5833333	79,4166667	0,25918153
	M3	0,5345	19,0892857	80,9107143	0,23593026
	PROMED	0,562 ±0,02	20,7321429	79,2678571	0,26154539

Tabla 12 Análisis De la relación Amilosa/amilopectina del almidón normal vs modificado.

Fuente: El Autor.

Los almidones se pueden clasificar en diferentes grupos que son los almidones cerosos que contienen muy poca cantidad de amilosa, alrededor del 1%, los normales contienen entre 15 – 30% de amilosa y los altos en amilosa contienen 50% o más de este polímero; por lo que con los datos obtenidos podemos decir que la muestra trabajada se trata de almidón normal ya que los valores oscilan entre el 19 y 20 %.

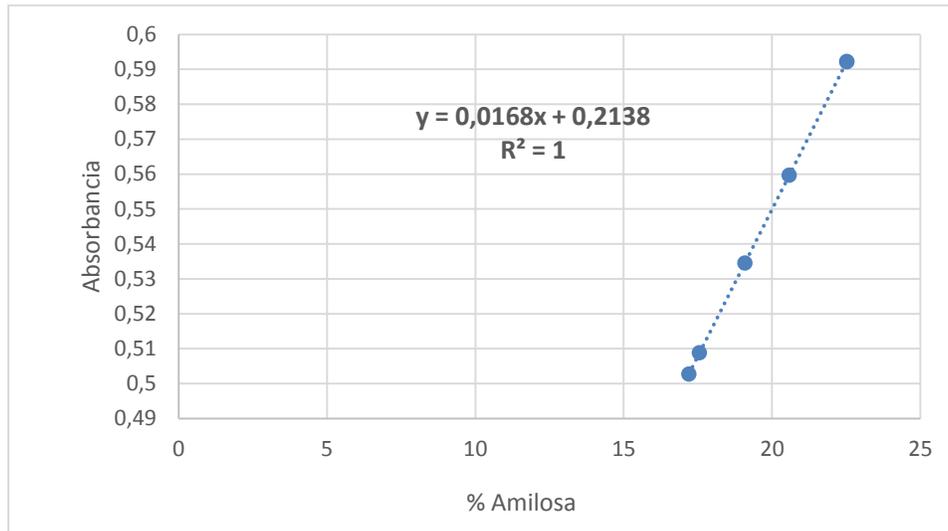


Figura 29 Curva de calibración.

Fuente: El Autor.

Con la tabla 12 obtenemos los datos para realizar la curva de calibración; en la cual se realiza una gráfica de tendencia lineal para ajustar los datos; donde R^2 obtenido para la ecuación de la recta es de 1, mostrando que los datos no poseen dispersión lo cual significa que son aceptables.

5.4 Resultado del análisis IR del almidón

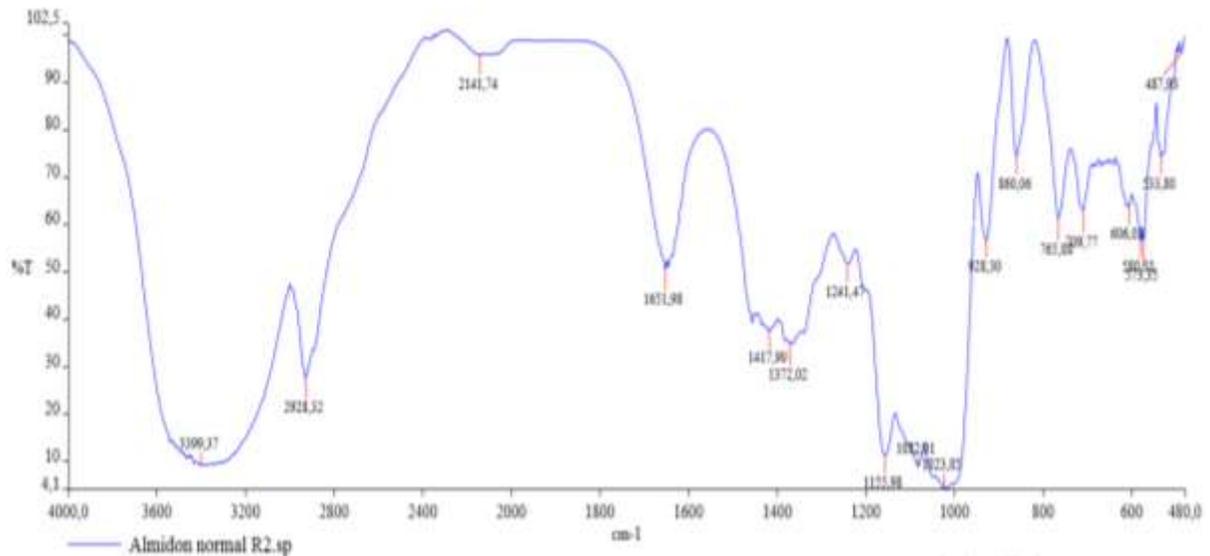


Figura 30 Resultados de IR del almidón normal.

Fuente: El Autor.

En la figura 30 podemos observar los análisis IR del almidón normal R2 observándose que existe un pico a una longitud de onda de $3399,37\text{ cm}^{-1}$ lo que significa la tensión de un grupo hidroxilo (OH), y un grupo C - H a una longitud de onda de $2928,32\text{ cm}^{-1}$ debido a la vibración de tensión del grupo mencionado. En el pico de 1023 cm^{-1} se observa una tensión debido al grupo C - O; en el pico de 1651 cm^{-1} atribuida al agua reticulada en el almidón.

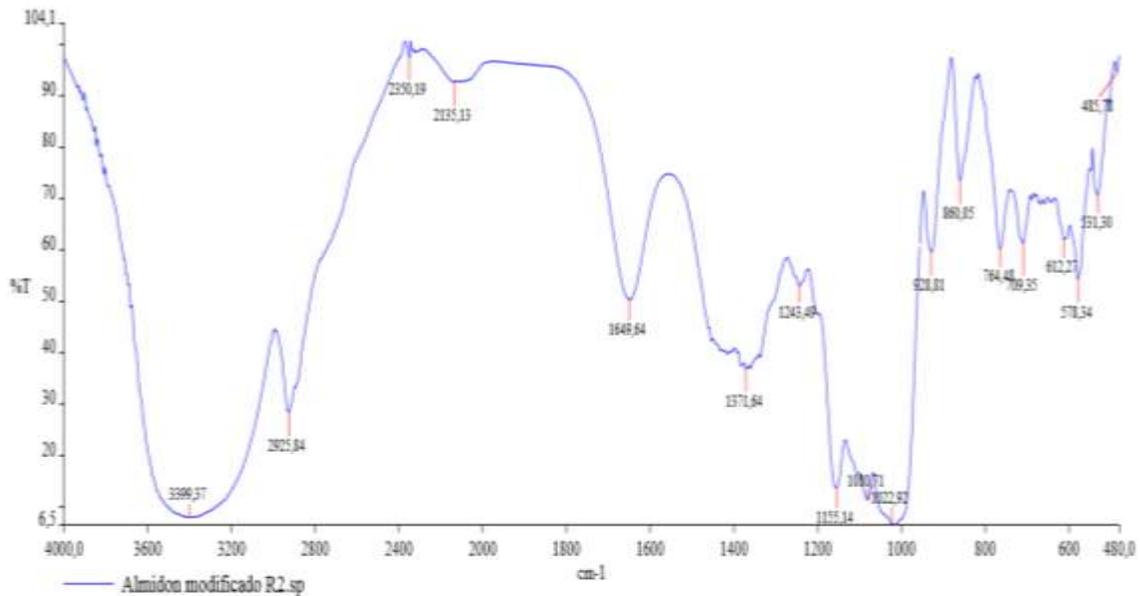


Figura 31 Resultados del IR del almidón modificado.

Fuente: El Autor.

En la figura 31 observamos los resultados del almidón modificado R2; de igual manera existe la presencia de un grupo alcohol (OH) a $3399,37\text{ cm}^{-1}$, un grupo carboxilo (C - H) a $2925,84\text{ cm}^{-1}$, en definitiva, el presente grafico es muy similar a la de la figura 30 con ligeras variaciones en el pico de 2350 cm^{-1} que posiblemente se atribuya a la formación de un grupo alquino ya que en esta sección las banda provenientes de estos grupos funcionales son muy débiles.

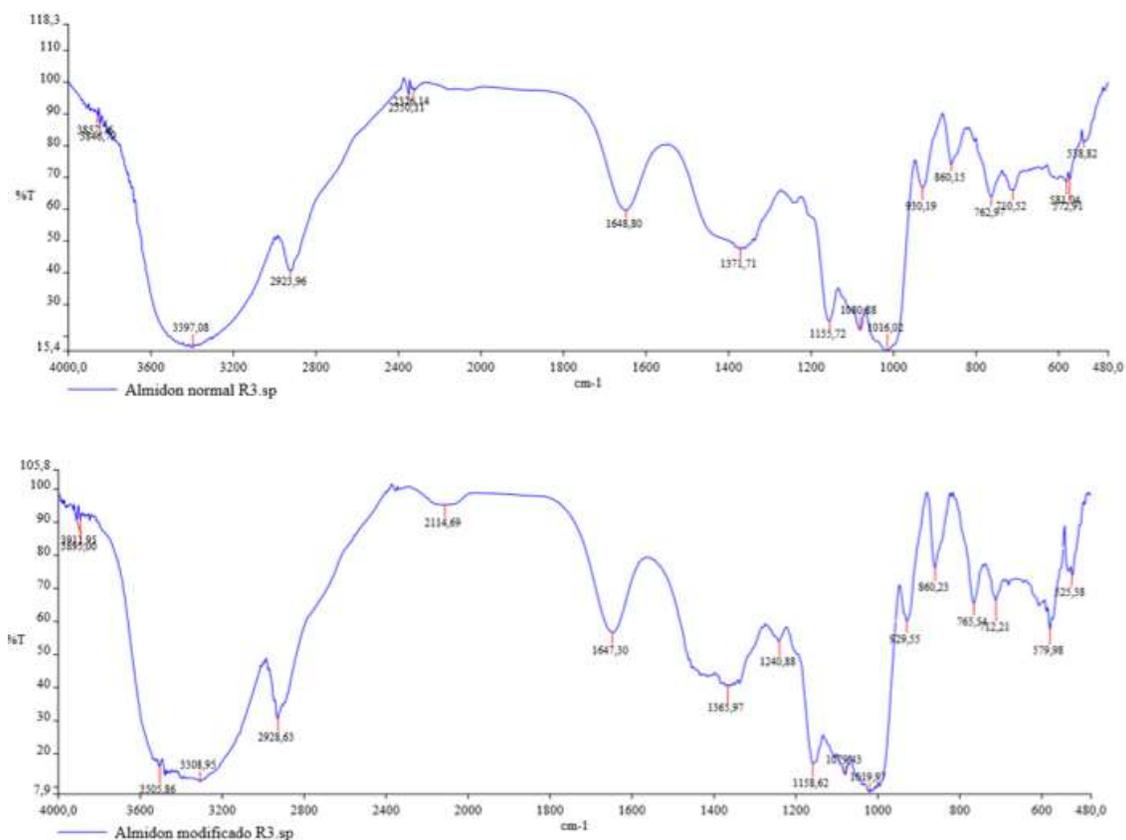


Figura 32 Análisis comparativo del almidón normal vs almidón modificado.

Fuente: El Autor.

En la figura 32 podemos observar una comparación de las 2 curvas de almidón una disminución en el ancho de la banda comprendido entre 3000 y 3900 cm^{-1} . debido a los estiramientos de los enlaces libres intermoleculares del grupo hidroxilo de la molécula es decir se remplazaron los grupos OH de la molécula de almidón por grupos acetilos. Sin embargo, se puede observar que el almidón modificado posee un enlace doble entre carbono y carbono a una longitud de onda de 2114 cm^{-1} evidenciando la presencia de carbonos insaturados.

5.5 Resultados del análisis DSC del PCL en dosificación con el almidón a diferentes porcentajes

5.5.3 Muestra de PCL sin dosificar

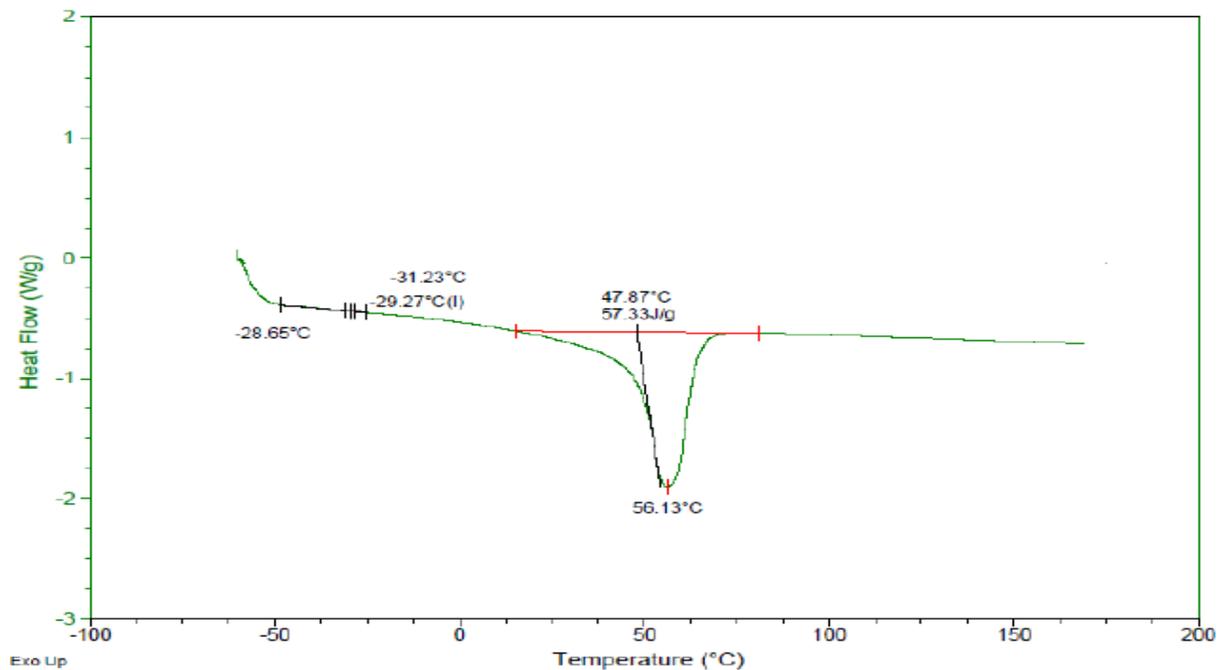


Figura 33 Resultados del análisis DSC del PCL.

Fuente: El Autor.

En la figura 33 observamos que el PCL al ser poliéster alifático biodegradable con un bajo punto de fusión, en este caso su temperatura es de 56,13°C, sin embargo, en la literatura revisada nos da a una temperatura aproximada de 60°C, siendo valores aproximados.

5.5.4 Análisis DSC del PCL dosificado con Almidón Normal

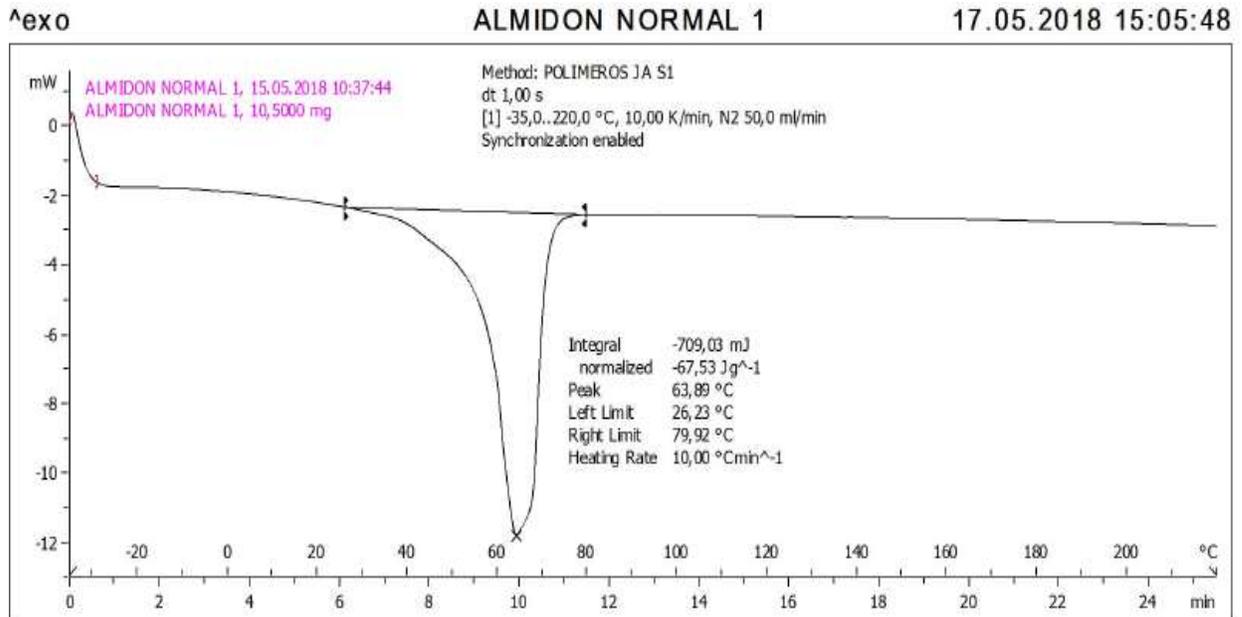


Figura 34 Isotherma de calentamiento (-30°C a 240°C) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón normal al 10%.

Fuente: El Autor.

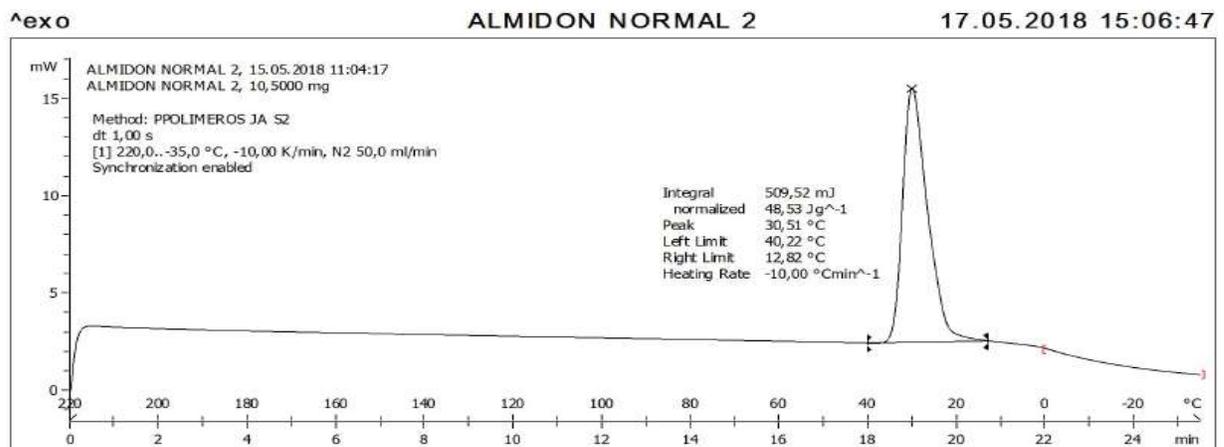


Figura 35 Isotherma de enfriamiento (240°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón normal al 10%.

Fuente: el Autor.

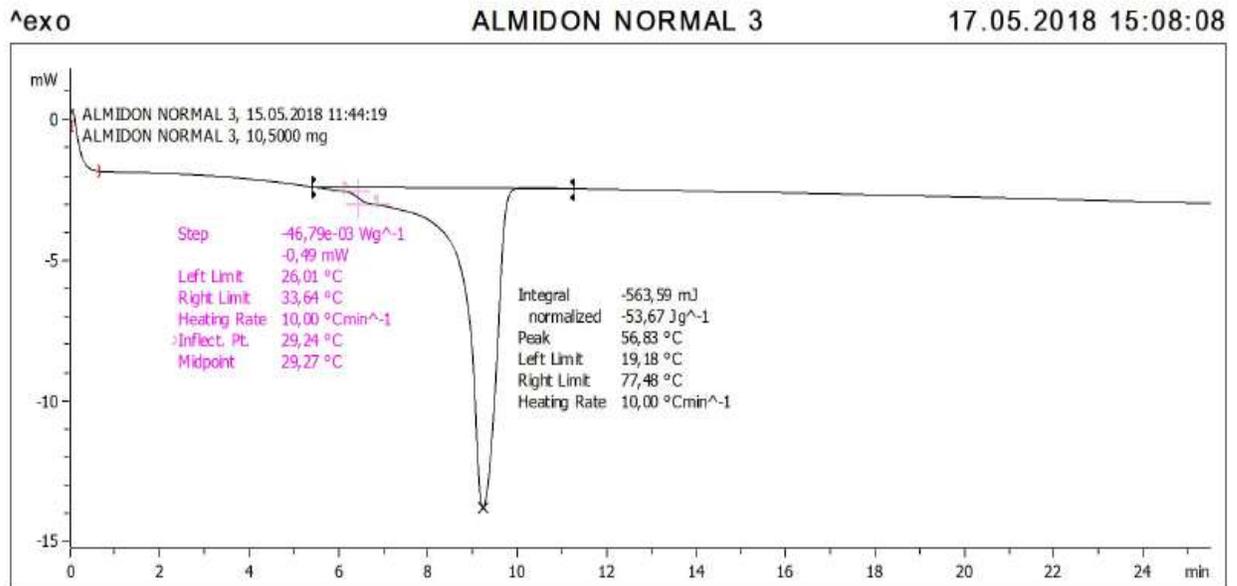


Figura 36 Isoterma de recalentamiento (240°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón normal al 10%.

Fuente: el Autor.

En las figuras 34, 35 y 36 se aprecia los diferentes análisis DSC dosificados con almidón sin modificar o normal. Los gráficos indicados muestran que se mantiene la cristalinidad, a pesar que ha sido dosificado con un 10% de almidón, con una temperatura de 62°C. Sin embargo, su temperatura de transición vítrea comienza alrededor de 40°C y termina a 12°C ya que se evidencia una rotación de la cadena polimérica por lo que se ve en aumento su temperatura de transición vítrea.

4.5.2.1 Análisis DSC de los biopolímeros dosificados con almidón normal (sin modificar)

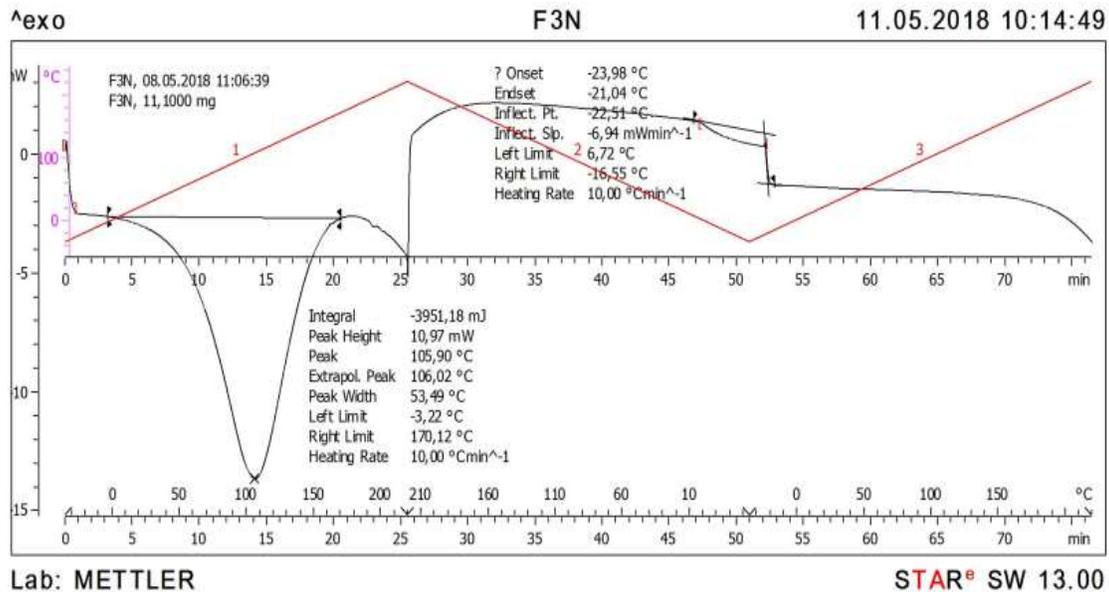


Figura 37 Resultados del análisis DSC del biopolímero a una concentración del 10% de almidón normal.

Fuente: El Autor.

En los presentes análisis se muestran los resultados de los biopolímeros realizados con diversas concentraciones de almidón extraído. En la figura 37 la muestra llega a cristalizarse produciendo una reacción endotérmica al alcanzar una temperatura de fusión de 106,02°C y determinando una entalpia de -3421,18 J/g, además que su temperatura de transición vítrea está alrededor de los - 24°C. Aquí se observa que, ha aumentado la temperatura de transición vítrea de 60 a 106 °C, así como su calor entálpico y aumentando su cristalinidad.

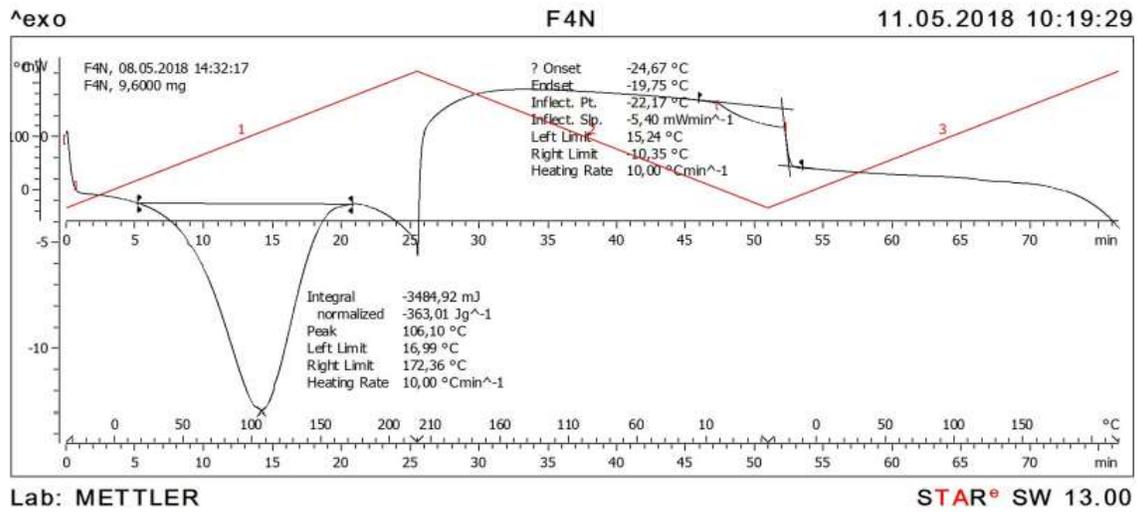


Figura 38 Resultados del análisis DSC del biopolímero a una concentración del 15% de almidón normal.

Fuente: El Autor.

En la figura 38 se muestra el DSC del biopolímero con una dosificación del 15% de almidón normal apreciando que llega a cristalizarse a una temperatura alrededor de 24°C produciendo una reacción endotérmica al alcanzar una temperatura de fusión de 106,10°C y determinando una entalpia de $-333,01\text{J/g}^{-1}$.

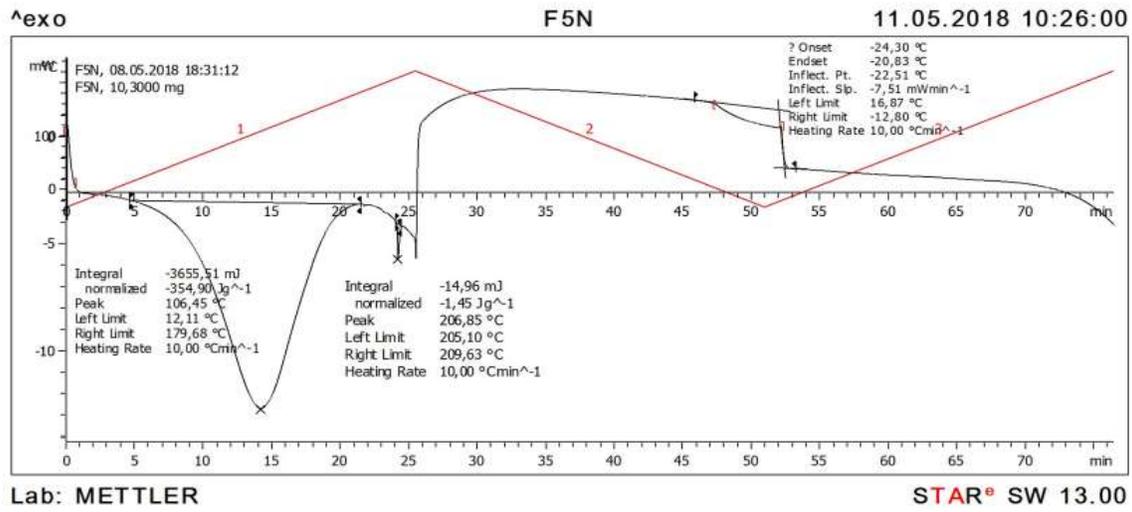


Figura 39 Resultados del análisis DSC del biopolímero a una concentración del 20% de almidón normal.

Fuente: El Autor.

En la figura 39 se presenta los resultados del biopolímero dosificado con un 20% de almidón normal y se evidencia que alcanza una temperatura de fusión de 106,45°C; sin embargo, podemos observar una segunda cristalización a una temperatura de fusión de 206,85°C. Así determinamos que nuestro biopolímero con una concentración de 20% de almidón normal posee dos entalpías según sus cristalizaciones; la primera de -354,90 J/g y -1,45J/g siendo la segunda algo insignificante.

4.5.3 Análisis DSC del PCL con el almidón modificado

Se realizaron análisis de DSC del policaprolactona (PCL) en dosificación con almidón modificado a distintas dosificaciones, obteniendo los siguientes resultados.

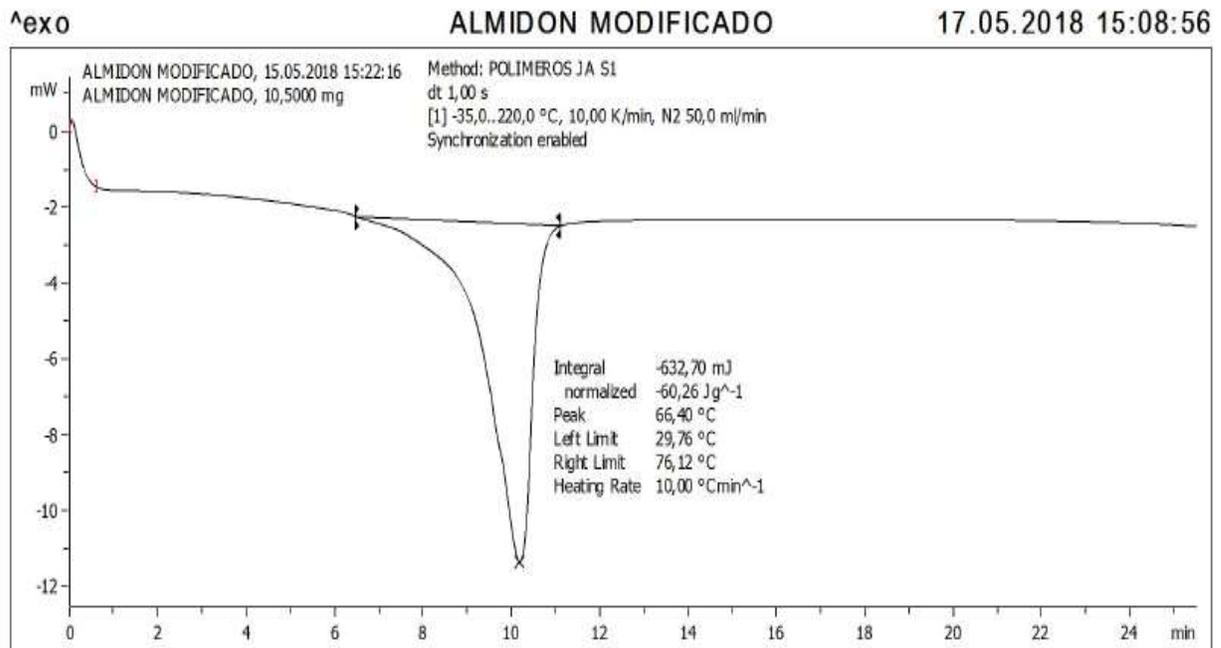


Figura 40 Isoterma de calentamiento (-30°C a 220°C) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón modificado al 10%.

Fuente: El Autor.

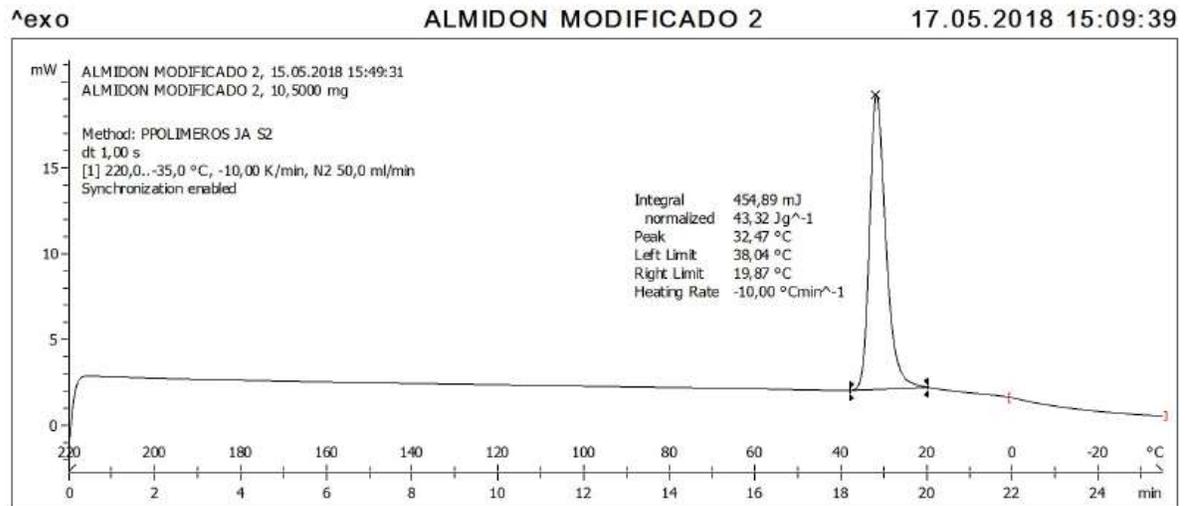


Figura 41 Isoterma de enfriamiento (220°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón modificado al 10%.

Fuente: El Autor.

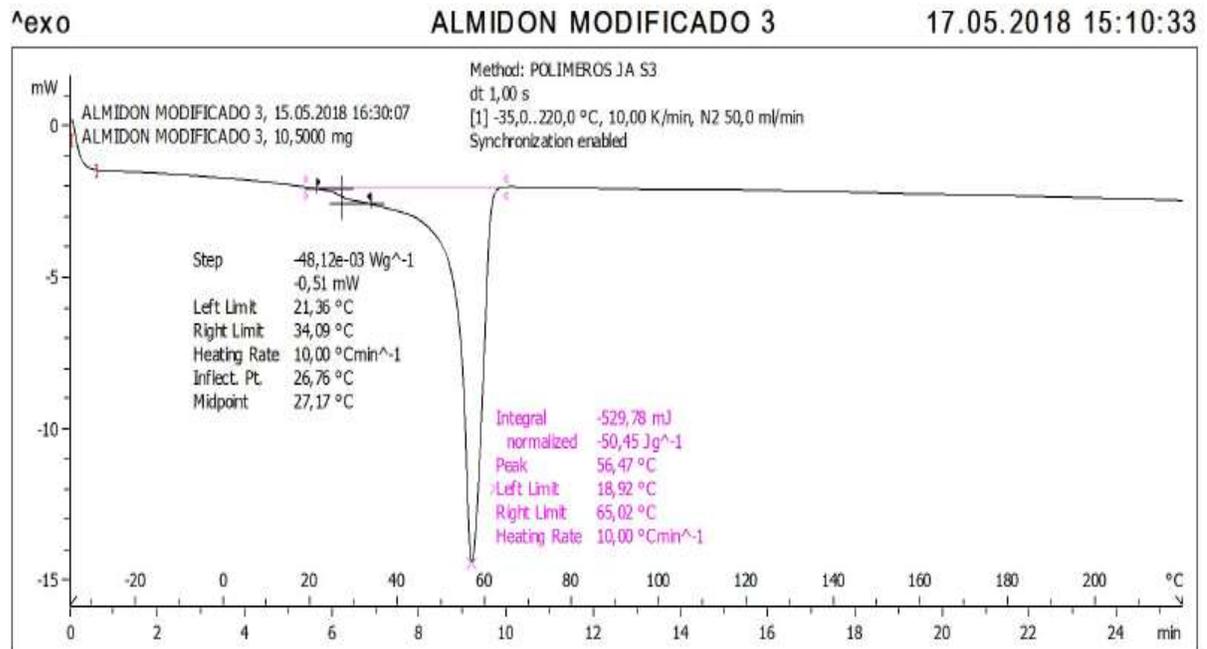


Figura 42 Isoterma de recalentamiento (220°C -30°C a) del análisis DSC del PCL dosificado con almidón modificado al 10%.

Fuente: El Autor.

En las figuras 40, 41 y 42 se muestra los DSC en mezcla con almidón modificado, observando que la dosificación logra tener una temperatura de transición de 66,4 °C variando con la temperatura de fusión del PCL sin dosificar que es de 56,13°C (ver figura 33); esto se puede alegar al tamaño de la partícula añadido a la matriz polimérica y al grupo acetilo reaccionado en el almidón. Sin embargo, en la figura 41 se tiene una temperatura de transición vítrea que comienza a 33°C, esto se debe al movimiento de rotación de la cadena polimérica que es muy baja.

4.5.3.1 Análisis DSC de los biopolímeros con almidón modificado.

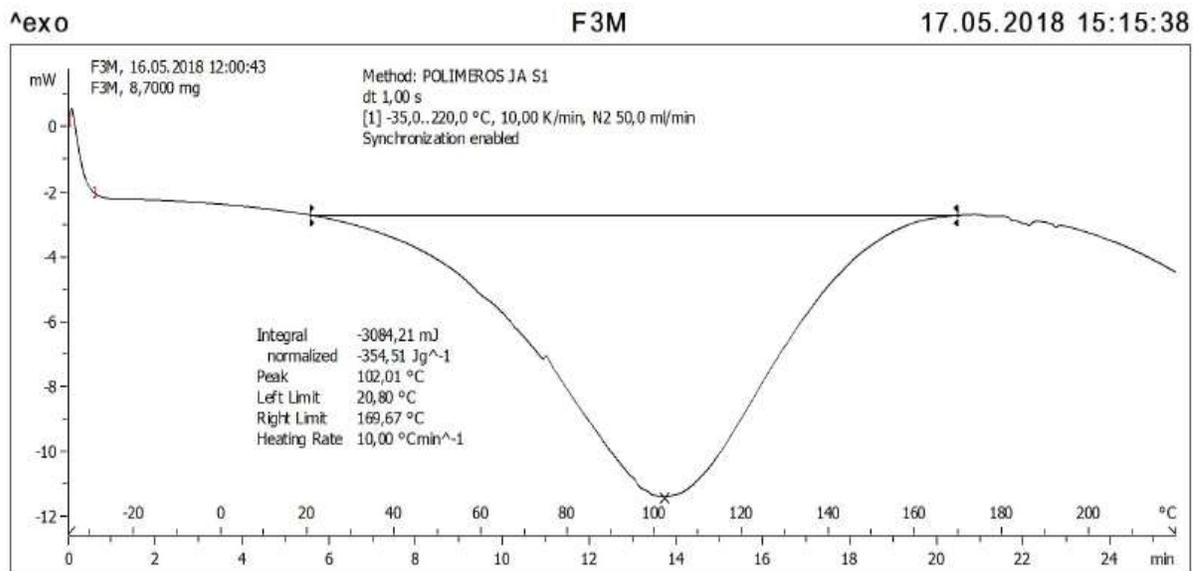


Figura 43 Resultados del análisis DSC a una concentración del 10% de almidón modificado.

Fuente: El Autor.

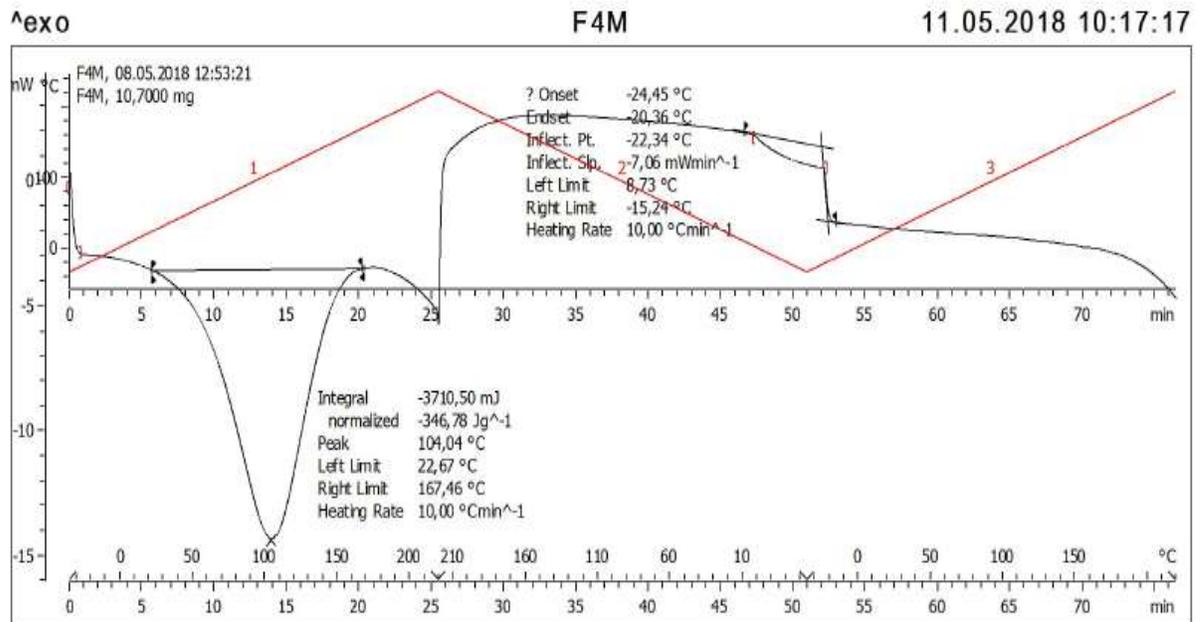


Figura 44 Resultados del análisis DSC a una concentración del 15% de almidón modificado.

Fuente: El Autor.

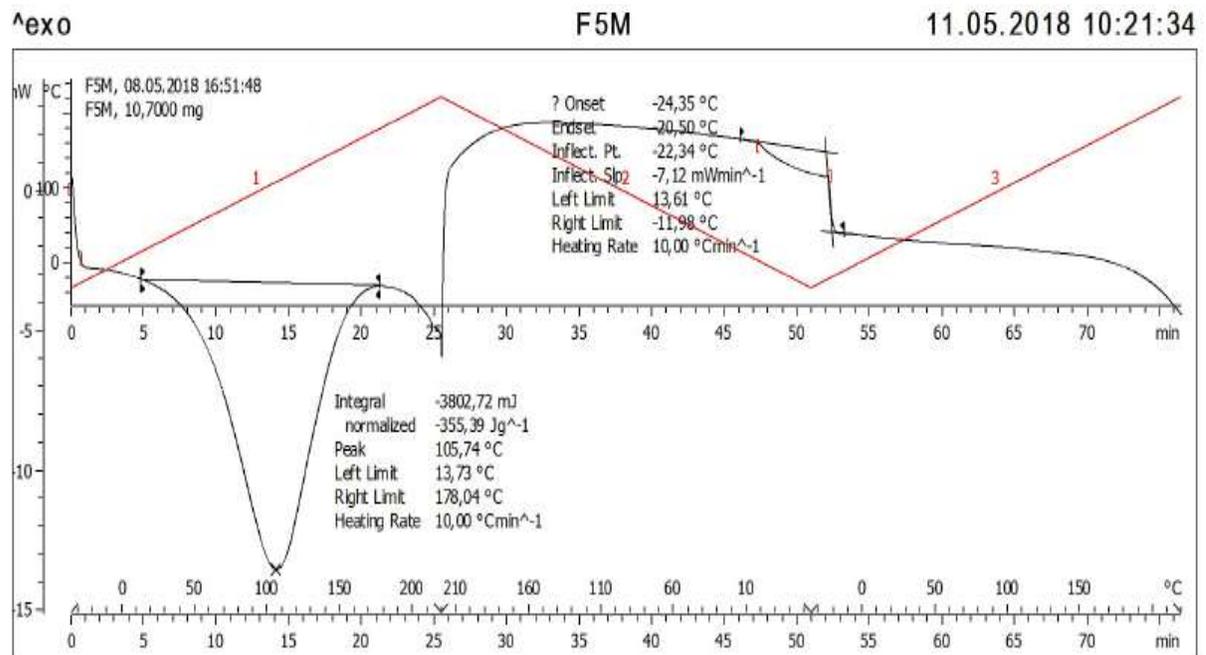


Figura 45 Resultados del análisis DSC a una concentración del 20% de almidón modificado.

Fuente: El Autor.

En la elaboración de los biopolímeros dosificados con almidón modificado, se aprecia que existe un aumento de su temperatura de fusión, es decir, hay un incremento desde 102°C hasta 106 °C (ver figuras 43 hasta la 45), lo que quiere decir que influye notoriamente en la adición del almidón a cierta granulometría. En cuanto a los grados de cristalización se observa que presentan poderes entálpicos que fluctúan desde los -354 J/g hasta los -355 J/g; esto evidencia la gran cantidad de energía que es necesario para la formación del biopolímero, sin embargo, presentan una temperatura de transición elevada considerable.

ANALISIS DSC

MUESTRA	TEMP FUSION (°C)	ENTALPIA (J/g)	TEMP TRANS VITREA (°C)
<i>PCL sin dosificar</i>	64	-57,33	-60°C
PCL con Almidón normal (10%)	63,89	-67,53	30°C
PCL con Almidón modificado (10%)	66,40	-60,26	33°C
Biopolímero + almidón normal (10%) F3N	105,9	-378,4	-24°C
Biopolímero + almidón normal (15%) F4N	106,1	-363,01	-25°C
Biopolímero + almidón normal (20%) F5N	106,45	-354,90	-24°C
Biopolímero + almidón modificado (10%) F3M	102,01	-354,01	-24°C
Biopolímero + almidón modificado (15%) F4M	104,04	-346,78	-24°C
Biopolímero + almidón modificado (20%) F5M	105,74	-355,79	-24°C

Tabla 13 Análisis comparativo de los análisis DSC (almidón normal vs almidón modificado).

Fuente: El Autor.

En la tabla 13 podemos observar los resultados del análisis DSC realizado a cada una de las muestras y además para las dosificaciones de PCL con el almidón normal y modificado. En cuanto a la dosificación de PCL con almidón, se observa que las temperaturas no han variado considerablemente con la muestra sin dosificar, por lo que la adición del almidón no influye de gran manera en este aspecto. Sin embargo, los grados de cristalización de cada uno de ellos, hay un pequeño incremento de 3 J/g lo que quiere decir que a medida que se añada más almidón a la matriz polimérica, esta necesitará más calor para poder cristalizarse.

Algo similar ocurre en la formación de los biopolímeros dosificados con almidón normal y modificado; se puede notar que existe gran variación pequeña entre los valores de las temperaturas de transición y los valores entálpicos de las dosificaciones con almidón normal con el modificado, atribuyendo esto a la influencia que tiene el almidón modificado (acetilado), dicho de otra manera, la adición de grupos funcionales en el almidón afectarán disminuyendo la cristalización así como a su temperatura de transición de los biopolímeros formados.

5.6 Evaluación de la reticulación del polímero PCL en dosificación con el almidón modificado y sin modificar

Para estudiar la reticulación que se ha producido entre el policaprolactona (PCL) y el almidón normal y modificado, se ha calculado en función de la cantidad de energía generada en cada análisis DSC y en comparación con el PCL sin dosificar. Sin embargo, un factor predominante es la granulometría del almidón añadido a la matriz polimérica.

MEZCLA	% PCL	H (J/G)	ΔH (%)
PCL	100%	57,33	---
ALMIDÓN NORMAL	90%	67,53	17,44
ALMIDÓN MODIFICADO	85%	60,26	5,11

Tabla 14 Calores de fusión de las dosificaciones del PCL con almidón normal y modificado.

Fuente: El Autor.

Se presenta en la tabla 14 los calores de fusión de las mezclas del PCL con el almidón normal, así como modificado; se observa que existe un incremento del 17% en el calor de fusión del polímero PCL + el almidón normal en comparación con el polímero PCL sin adicionar ningún agente y de igual manera existe un incremento del 5% en el calor de fusión del polímero PCL + el almidón modificado en contraste con el PCL sin mezcla. Al analizar estos resultados se evidencia que el almidón actúa como un tipo de agente reticulante aumentando la reticulación de la matriz polimérica hasta un H de 67, 53 J/g, sin embargo, en lo que respecta a la mezcla del PCL con el almidón modificado se observa que existe un incremento de su calor de fusión de 60,25 J/g indicando que el almidón modificado no es un buen agente reticulante para la matriz polimérica.

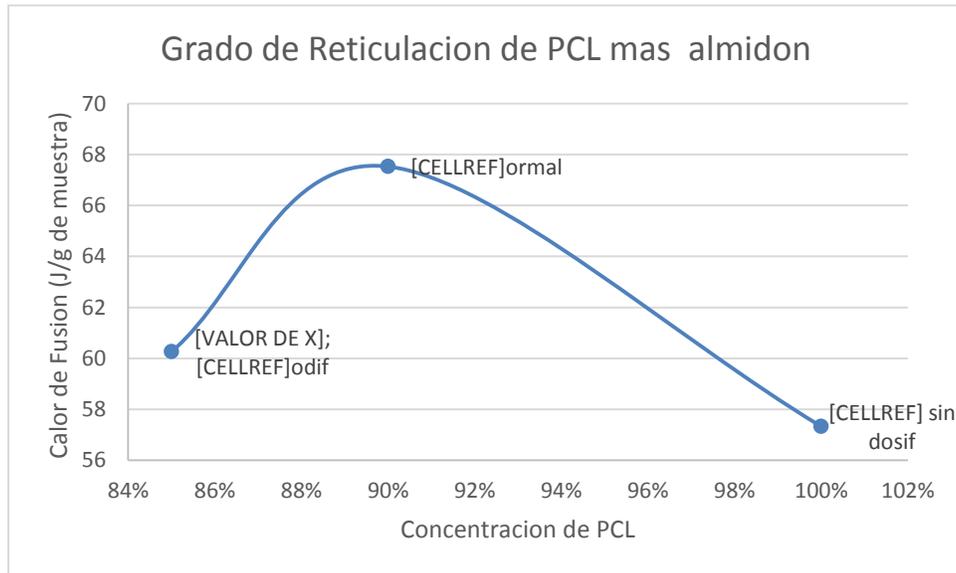


Figura 46 Comparación del grado de reticulación de la mezcla del PCL con almidón normal y modificado.

Fuente: El Autor.

En la figura 46 se muestra los calores de fusión en función de la concentración de almidón normal y modificado añadido a la matriz polimérica evidenciando que el mejor comportamiento que se obtiene es la mezcla con el 10% de almidón normal o sin modificar. Por otro lado, hay que analizar la temperatura de transición vítrea de estas mezclas; para el caso del polímero con el almidón normal se obtuvo una temperatura de transición vítrea alrededor de 30°C siendo ligeramente inferior que la temperatura del PCL con el almidón modificado.

4.6.1 Evaluación de la reticulación de los biopolímeros en dosificación con el almidón modificado y sin modificar

A continuación, en la tabla 15 se presenta los calores de fusión de los biopolímeros elaborados en función de la concentración de almidón añadido en la formulación. En esta tabla se observa que los calores de fusión de la formulación con el almidón normal son más altos en comparación con el almidón modificado considerando que es la misma formulación en ambos casos; esto significa que la acetilación del almidón influye en una manera negativa en la reticulación de la cristalinidad de una matriz polimérica, evidenciando esto en los calores entálpicos de formación.

FORMULACION	% ALMIDON	H (J/G)
F3N	10	378,4
F4N	15	363
F5N	20	354,9
F3M	10	354
F4M	15	346,8
F5M	20	355,8

Tabla 15 Calores de fusión para los biopolímeros formados (N: normal; M: modificado).

Fuente: El Autor.

Analizando los calores de fusión según las concentraciones de almidón normal y modificado (ver figura 47); en la formulación con almidón normal, se puede observar que a menor concentración de almidón hay una mayor reticulación de la matriz polimérica y caso contrario a mayor concentración su grado de reticulación disminuye

significativamente; esta variación de poderes entálpicos se puede alegar a la influencia que tiene el ácido acético en la formulación que actúa como catalizador en la reacción química. Analizando las formulaciones con el almidón modificado se aprecia que sus poderes entálpicos, en comparación con los calores de fusión del almidón normal, son muchos más bajos (ver figura 47), esto se debe a la involucración de grupo carbonilo en el almidón.

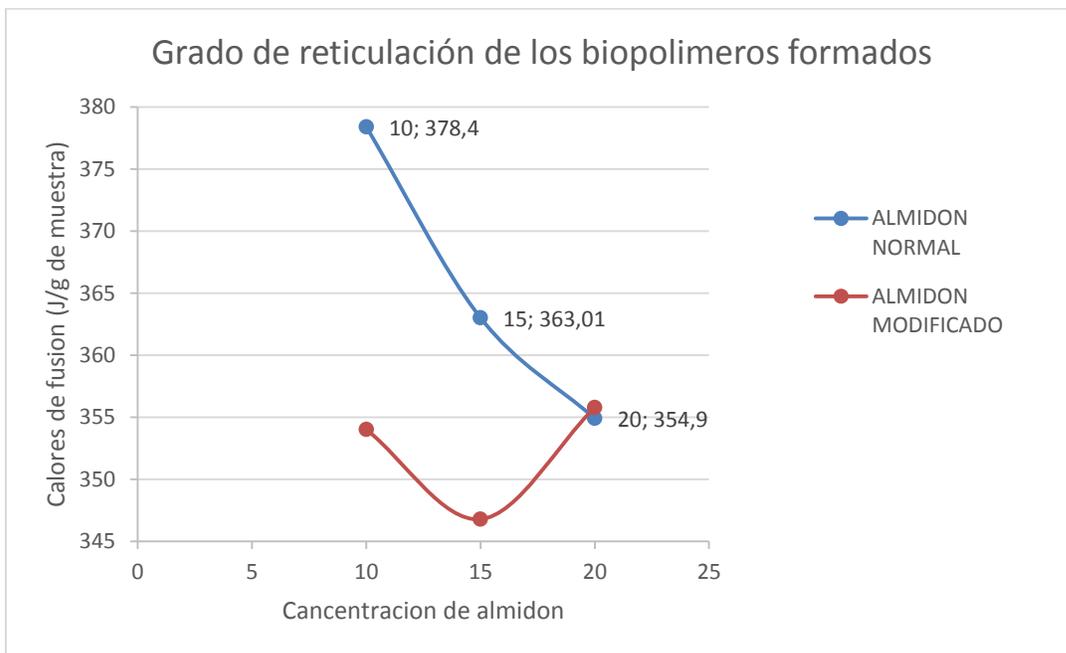


Figura 47 Calores de fusión de los biopolímeros en función de la concentración de almidón en la matriz.

Fuente: El Autor.

5.7 Análisis de la humedad del biopolímero.

PORCENTAJE DE HUMEDAD DEL BIOPOLÍMERO				
MUESTRA	Biopolímero con almidón normal		Biopolímero con almidón modificado	
	Cantidad de materia (g)	Porcentaje de humedad	Cantidad de materia (g)	Porcentaje de humedad
M1	5g	37%	5g	37%
M2	5g	24%	5g	21,5%
M3	5g	12%	5g	8,4%
M4	5g	9,9%	5g	7,9%
M5	5g	8,5%	5g	7,5%

Tabla 16 Porcentaje de humedad del biopolímero.

Fuente: El Autor.

En la tabla 16 podemos observar la cantidad de agua que se encuentra en el biopolímero según las dosificaciones realizadas con almidón normal y con el almidón modificado; siendo las muestras 4 y 5 del biopolímero con almidón modificado el que presenta una menor cantidad de retención de agua en su estructura. Dentro de la estructura del biopolímero, a mayor concentración de agua aumenta el tiempo de homogenización de cada muestra.

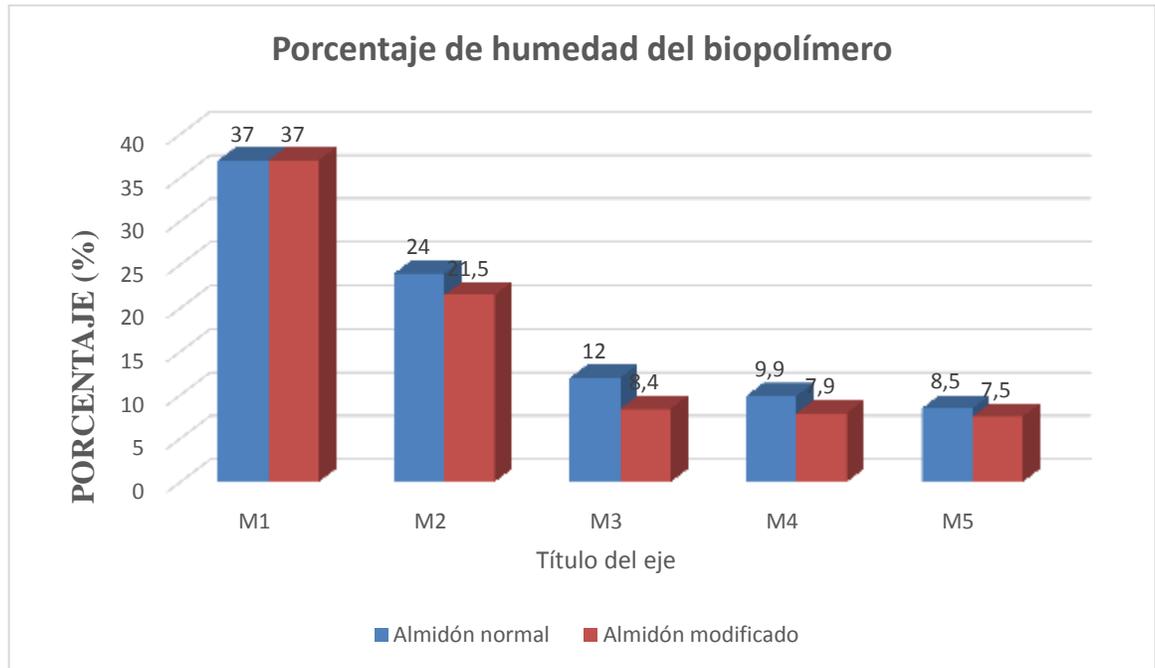


Figura 48 Porcentaje de humedad del biopolímero.

Fuente: El Autor.

En la figura 48 se puede observar una comparación del biopolímero realizado con el almidón modificado, el cual poseen un porcentaje de humedad menor con relación al biopolímero de almidón normal; no obstante, las muestras número uno posee la misma humedad, debido a la ausencia de almidón dentro de la dosificación.

Cabe mencionar que las muestras número tres, cuatro y cinco de la dosificación, fueron las únicas en formar una película sólida y homogénea en comparación a las dos muestras iniciales, la primera tomada como un blanco y la segunda con un porcentaje bajo de almidón según fue su dosificación, ver ANEXO 8.

CAPITULO V

5.1. CONCLUSIONES

- Podemos observar que en complejo yodo-almidón, nuestra muestra tarda 2,34 segundos en tome un color claro en una solución de almidón al 1%, sin embargo, para volver a su coloración inicial tarda 3,42 segundos.
- Se puede determinar el rendimiento de la aplicación de un proceso seco es mayor al que se realizó en húmedo; obteniendo un valor de 42,63% para el método seco frente a un valor de 22,3 % para el método húmedo; hay que recalcar que el proceso en seco, es favorable para la dosificación del biopolímero ya que el porcentaje de humedad debe encontrarse en un rango entre 7 y 7,5%.
- Se obtuvieron dos formulaciones sin PCL, las cuales se realizaron cinco dosificaciones diferentes con almidón, glicerina y ácido acético, pero con diferentes concentraciones de almidón tanto normal como el modificado; obteniendo así de esta manera diez biopolímeros de los cuales solo las muestras tres, cuatro y cinco de ambas dosificaciones alcanzaron la fase de solidificación.

- La muestra número uno y dos de ambas formulaciones no llegaron al punto de formación de la película, esto se debe a que la muestra uno no poseía almidón de ningún tipo, mientras que la muestra dos contenía una cantidad muy baja de almidón en relación a la cantidad de sustancias utilizadas dentro de la dosificación del biopolímero; sin embargo, las 6 muestras restantes poseían una estabilidad, con formación de una película sólida sin problemas de manipulación.

- Todos los tratamientos fueron inoloros, con una coloración semitransparente; el 69,23% culminó el proceso de polimerización y presentó un aspecto uniforme; mientras que el 30,77% no llegó a la fase de solidificación.

- La humedad debe alcanzar un valor entre 7 y 7,5 %, debido a que, si esta se encontraría en un porcentaje más elevado, se dificultaría el proceso de trituración y rendimiento.

- En las dosificaciones del PCL con el almidón se observó que la mezcla con el almidón normal presentó un grado de reticulación mayor (17%) en un

cuanto a la dosificación del almidón modificado (5%), esto debido a que el almidón sin modificar tiene un mayor grado de reticulación.

- El resultado del IR nos muestra que existió una acetilación del almidón al comparar las dos muestras, esto se verifica ya que existió la sustitución del grupo hidroxilo por un grupo éster a una longitud de onda de $1155,14\text{cm}^{-1}$, cabe mencionar la presencia de un enlace triple fuerte entre carbono y carbono a una longitud de onda de $2350,19\text{cm}^{-1}$.
- De las dosificaciones realizadas se puede determinar que, las 5 muestras con almidón modificado presentan un poder entálpico mayor la cual favorece a la absorbanza del calor y alcanzar su punto de fusión.
- Se pudo observar una mejor adaptabilidad y homogeneidad en cuanto a la mezcla entre el PCL y el almidón modificado en relación al PCL con almidón normal al momento de manipular el biopolímero.

- Se determinó que, existe una influencia en cuanto a la modificación del almidón para su reticulación; sin embargo, es necesario recalcar que, a mayor concentración del almidón modificado, el alcance de la temperatura de fusión aumenta absorbiendo una mayor cantidad de energía (calor); es decir la concentración de almidón es directamente proporcional a la temperatura de fusión hasta un cierto límite.

5.2. RECOMENDACIONES

- Verificar que el estado de maduración de las cascaras de banano son similares al momento de empezar los procedimientos de extracción debido a que la concentración de humedad varia y el porcentaje de almidón disminuye conforme avanza su decadencia.
- Realizar un análisis Termogravimétrico y pruebas mecánicas a los biopolímeros modificados para obtener un mejor conocimiento sobre su comportamiento en las diferentes pruebas como son dureza, elongación, fricción, resistencia a la tracción, deformación plástica y elástica.

- Utilizar variaciones de entrada de flujo de aire dentro de la estufa al momento de colocar las muestras de bioplástico a secar.

- Utilizar concentraciones mayores al 10% de ácido acético para la modificación del almidón.

5.3. BIBLIOGRAFÍA

- Alejandra, C. A. R., & Guarnizo, D. J. P. (2017). EVALUACIÓN DEL PROCESO DE MODIFICACIÓN DE ALMIDÓN DE PAPA MEDIANTE ACETILACIÓN Y OXIDACIÓN, PARA SU APLICACIÓN COMO EXCIPIENTE EN LA INDUSTRIA FARMACÉUTICA A NIVEL LABORATORIO.
- Anchundia, K., Santacruz, S., & Coloma, J. (2016). Caracterización Física De Películas Comestibles a Base De Cáscara De Plátano (*Musa Paradisiaca*). *Revista Chilena de Nutrición*, 43(4), 9–9. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182016000400009>
- Badia Valiente, J. D. (2015). Caracterización termogravimétrica de las operaciones de reprocesado de poli(tereftalato de etileno) (PET). *Universidad Politécnica de Valencia*, 1, 277. <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Cadena, F., & Quroz, F. (2000). *Manual de Reciclaje de Plásticos*.
- Carrascal, J (2013). ACETILACIÓN DEL ALMIDÓN DE Arracacia xanthorrhiza Y EVALUACIÓN DE SU APLICACIÓN COMO POSIBLE AUXILIAR FARMACÉUTICO. Pag 14
- Casallas, L. F. (2010). EVALUACIÓN DEL ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO DEL BANANO COMÚN (*Musa sapientum* L) TRANSFORMADO POR ACCIÓN DE LA LEVADURA *Candida guilliermondii*, 26. Retrieved from <http://www.javeriana.edu.co/biblos/tesis/ciencias/tesis605.pdf>
- Castillo, R., Escobar, E., Fernández, D., Gutiérrez, R., Morcillo, J., Nuñez, N., & Peñaloza, S. (2015). Bioplástico a Base de la Cáscara del Plátano. *Journal of*

Undergraduate Research., 1–4.

CASTRO ZAVALA VCTOR. (2014). COMPOSICION BIOQUIMICA DE PRODUCTOS AGROINDUSTRIALES.

Chivrac, F., Pollet, E., & Avérous, L. (2009). Progress in nano-biocomposites based on polysaccharides and nanoclays. *Materials Science and Engineering R: Reports*, 67(1), 1–17. <https://doi.org/10.1016/j.mser.2009.09.002>

Conrad, U. (2005). Polymers from plants to develop biodegradable plastics. *Trends in Plant Science*, 10(11), 511–512. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2005.09.003>

CUBILLAS ZAMUDIO, C. A., FRANCIA QUISPE, R. S., & PAYANO VILCA, K. M. (2015). Universidad Nacional Del Callao. *Tesis*.

Flores, E., García, F., Flores, E., Núñez, M., González, R., & Bello, L. (2004). Rendimiento del proceso de extracción de almidón a partir de frutos de platano (*Musa paradisiaca*). *Acta Científica Venezolana*, 55(January), 86–90.

Herranz Gómez, G., & Lis Arias, M. (2016). Estudio de los mecanismos de reticulación en la obtención de microcápsulas de gelatina-goma arábica.

Hoover, R., & Ratnayake, W. S. (2001). Determination of total amylose content. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, E2.3.1-E2.3.5. <https://doi.org/10.1002/0471142913.fae0203s00>

INTA. (1967). Ficha del cultivo del Banano, 1–3.

Jairo, M. L., Dumar, Q. C. V., & Carlos, L. A. J. (2014). Caracterización de harina y almidón de frutos de banano Gros Michel (*Musa acuminata* AAA). *Acta*

- Agronomica*, 64(1), 11–21. <https://doi.org/10.15446/acag.v64n1.38814>
- Koolman, J., & Rohm, H.-K. (2012). Bioquímica Humana. In *Texto y Atlas* (p. 542).
- López, J., Cuarán, J., Arenas, L., & Flórez, L. (2014). Usos potenciales de la cáscara de banano: elaboración de un bioplástico. *Revista Colombiana de Investigaciones Agroindustriales*, 1, 7–21. <https://doi.org/10.23850/24220582.109>
- Lucas, J. C., Quintero, V. D., & Valencia, C. A. C. (2013). Caracterización de harina y almidón obtenidos a partir de plátano guineo AAAea (*Musa sapientum* L.). *Acta Agronomica*, 62(2), 83–96.
- LUIS A. BRUMOVSKY. (2014). Química Del Mica Del Almidón, 1–22. Retrieved from <http://www.aulavirtual-exactas.dyndns.org/claroline/backends/download.php?url=L0FwdW50ZXNfZGVfdGVvcu1hL0FsbWlkb24yMDE0LnBkZg%3D%3D&cidReset=true&cidReq=IA818>
- Martínez-Mora, E. O. (2015). Caracterización morfológica y contenido de almidón resistente y disponible en bananos (*Musa sapientum*) exportables del Ecuador. *Revista Española de Nutrición Humana Y Dietética*, 19(3), 153. <https://doi.org/10.14306/renhyd.19.3.161>
- Martínez, O., Lapo Calderón, B., Pérez Rodríguez, J., Zambrano Cabrera, C., & Maza Valle, F. (2016). Gelatinization mechanism of native starch from exportable banana of Ecuador. *Revista Colombiana de Química*, 44(2), 16–21. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.quim.v44n2.55215>
- Martinez Viviana. (2017). Estudio de la degradabilidad del PET (polietilen tereftalato)

dosificado con un biopolímero de la fibra de banano.

Meré, J. (2009). Estudio del Procesado de un Polímetro Termoplástico basado en Almidón de Patata Amigable con el Medio Ambiente, 19–26.

Mondragón, P. (2017). *Espectroscopia de infrarrojo para todos*.

Noda, T., Takigawa, S., Matsuura-Endo, C., Kim, S. J., Hashimoto, N., Yamauchi, H., ...

Takeda, Y. (2005). Physicochemical properties and amylopectin structures of large, small, and extremely small potato starch granules. *Carbohydrate Polymers*, 60(2), 245–251. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2005.01.015>

Patricia, Á., & Cepeda, S. (2016). Preparación y caracterización de membranas poliméricas electrohiladas de policaprolactona y quitosano para la liberación controlada de clorhidrato de tiamina Preparation and Characterization of Electrospun Polymeric Membranes of Polycaprolactone and Chito, 7(2), 133–151.

Perez, G. (2008). Espectroscopias : Infrarroja, Ultravioleta - Visible, Absorción y Emisión Atómica. *Universidad Nacional de Colombia*, 30.

Pérez Lavalle, L. (2010). Evaluación de las fracciones granulométricas de la harina de sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) para la elaboración de una pasta alimenticia, 57.

PerkinElmer. (2014). Differential Scanning Calorimetry (DSC) A Beginner's Guide, 1–9.

Ramírez, N. C. J., & Solórzano, S. A. (2012). Banano Rechazado Para Exportación En Ecuador: Propuesta De Creación De Valor Para Lograr Su Introducción Al Mercado

Internacional. *Infocafes.Com*, 207. Retrieved from <http://infocafes.com/descargas/biblioteca/265.pdf>

Rendón Villalobos, R., García Hernández, E., Güizado Rodríguez, Marisol Salgado Delgado, R., & Rangel Vázquez, N. A. (2011). Obtención y caracterización de almidón de plátano (*Musa paradisiaca* L.) acetilado a diferentes grados de sustitución. *Afinidad Lxviii*, 294–300.

SCHULTZ, L. (1991). PRINCIPIO Y UTILIDAD DE LA CALORIMETRIA DIFERENCIAL DE BARRIDO (dsc).

Serafi, L. S., Lemos, P. C., Reis, M. a M., Requimte, C., Unl, F. C. T., & Torre, Q. (2000). Produção de Bioplásticos por Culturas Microbianas Mistas. *Biotecnologia Microbiana*, 16–21.

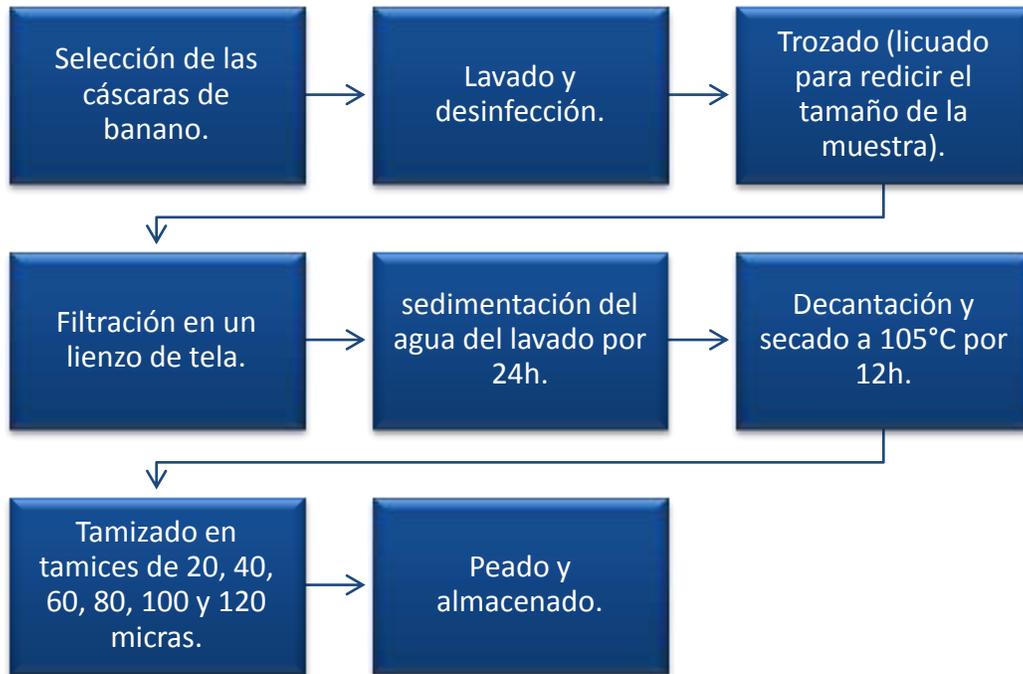
Sperling L.H. (2005). *Introduction to physical polymer science. Journal of Polymer Science Part A: Polymer Chemistry* (Vol. 31). <https://doi.org/10.1002/pola.1993.080310435>

Técnica, N., Azucar, E., Del, D., & Reductor, A. (2012). Azucar Determinacion Del Azucar Reductor. *Continúa*).

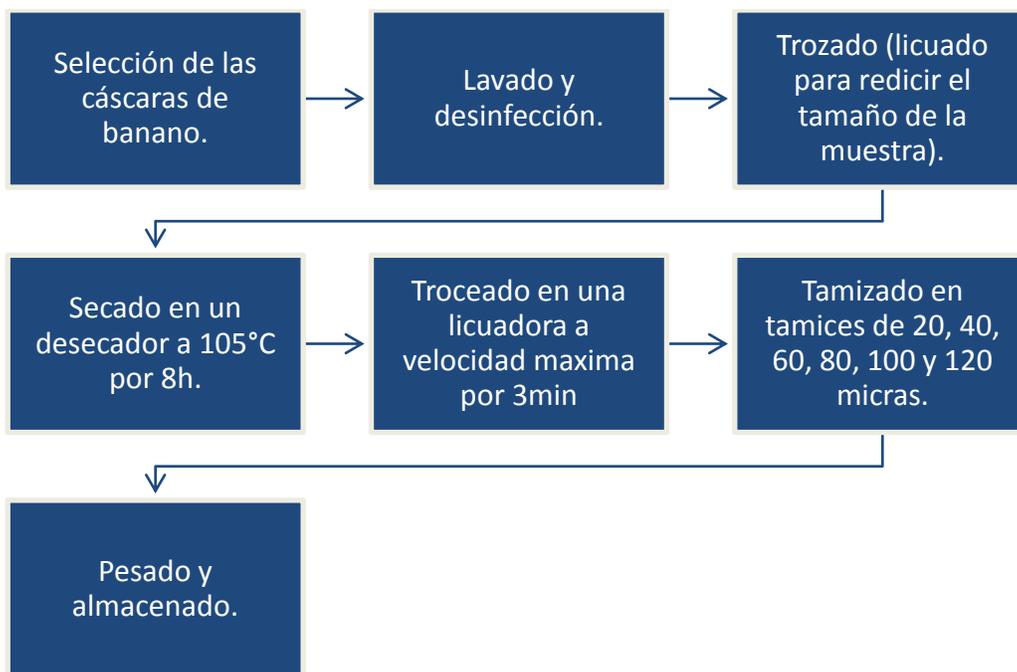
Valarezo Ulloa, M. J. (2012). Desarrollo de biolímeros a partir de almidón de corteza de yuca (*Manihot esculenta*), 158.

5.4. ANEXOS

ANEXO 1. Diagrama de flujo de la extracción de almidón mediante el método húmedo.



ANEXO 2 Diagrama de flujo de la extracción de almidón mediante el método seco.



ANEXO 3 Almidón de cascaras de banano (*Musa x paradisiaca*).



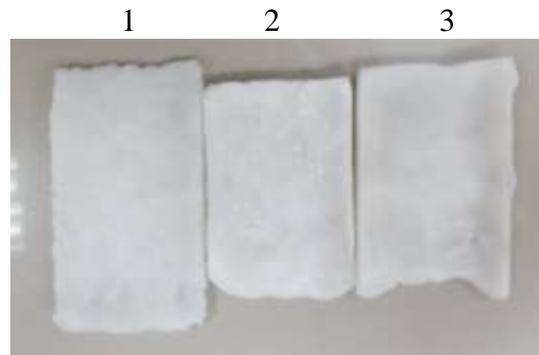
ANEXO 4 Almidón modificado mediante proceso de acetilación.



ANEXO 5 Lavado y centrifugación del proceso de modificación del almidón

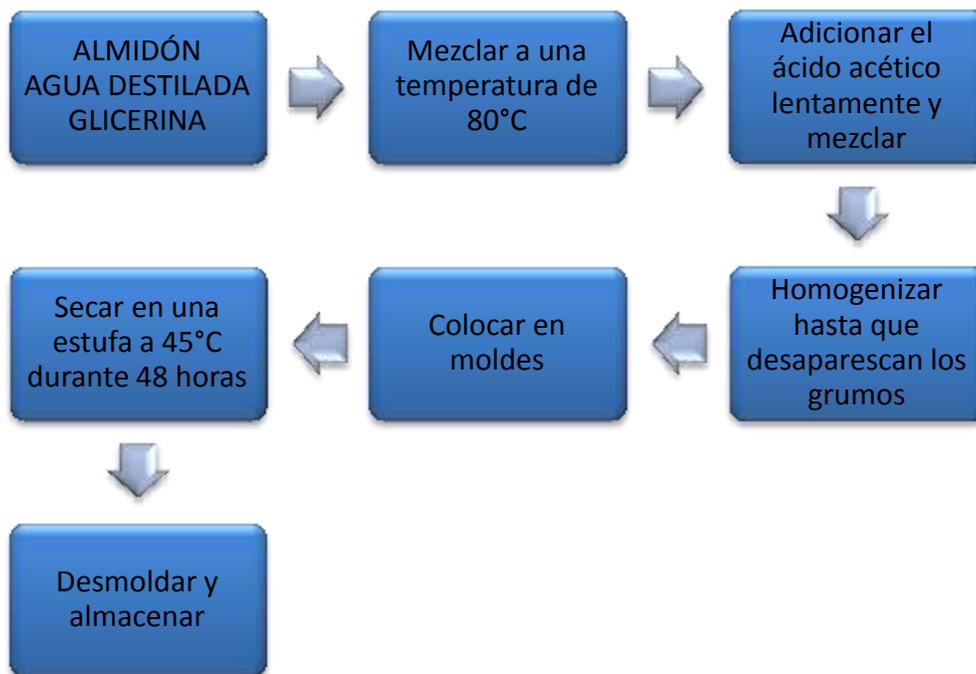


ANEXO 6 Dosificación de almidón y PCL.



Nota: El número 1 es PCL + agua destilada; número 2 PCL + almidón normal + agua destilada y el numero 3 es PCL + almidón modificado + agua destilada

ANEXO 7 Elaboración del Biopolímero



ANEXO 8 Dosificación del biopolímero.

<p>Agua destilada + glicerina + ácido acético + almidón normal (10%)</p>	
<p>Agua destilada + glicerina + ácido acético + almidón normal (15%)</p>	
<p>Agua destilada + glicerina + ácido acético + almidón normal (20%)</p>	
<p>Agua destilada + glicerina + ácido acético + almidón modificado (10%)</p>	

<p>Agua destilada + glicerina + ácido acético + almidón modificado (15%)</p>	
<p>Agua destilada + glicerina + ácido acético + almidón modificado (20%)</p>	