



UNIVERSIDAD TÉCNICA PARTICULAR DE LOJA

La Universidad Católica de Loja

ÁREA BIOLÓGICA

TÍTULO DE BIÓLOGO

**Extracción y caracterización de un biopolímero natural a partir del cáliz
de *Physalis peruviana* L.**

TRABAJO DE TITULACIÓN.

AUTORA: Sarango Ortega, Yessenia Beatriz

DIRECTOR: Sánchez Juárez, Aramis Azuri, Ph.D

LOJA – ECUADOR

2017



Esta versión digital, ha sido acreditada bajo la licencia Creative Commons 4.0, CC BY-NY-SA: Reconocimiento-No comercial-Compartir igual; la cual permite copiar, distribuir y comunicar públicamente la obra, mientras se reconozca la autoría original, no se utilice con fines comerciales y se permiten obras derivadas, siempre que mantenga la misma licencia al ser divulgada. <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/deed.es>

Septiembre, 2017

APROBACIÓN DEL DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Ph.D,

Aramis Azuri Sánchez Juárez.

DOCENTE DE LA TITULACIÓN

De mi consideración:

El presente trabajo de titulación: “Extracción y caracterización de un biopolímero natural a partir del cáliz de *Physalis peruviana* L.” realizado por: Yessenia Beatriz Sarango Ortega; ha sido orientado y revisado durante su ejecución, por cuanto se aprueba la presentación del mismo.

Loja, enero de 2017.

f.....

Ph.D, Aramis Azuri Sánchez Juárez.

DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y CESIÓN DE DERECHOS

Yo, Yessenia Beatriz Sarango Ortega declaro ser autora del presente trabajo de titulación: Extracción y caracterización de un biopolímero natural a partir del cáliz de *Physalis peruviana* L., de la Titulación de Biología, siendo PhD., Aramis Azuri Sánchez Juárez director del presente trabajo; y eximo expresamente a la Universidad Técnica Particular de Loja y a sus representantes legales de posibles reclamos o acciones legales. Además certifico que las ideas, conceptos, procedimientos y resultados vertidos en el presente trabajo investigativo, son de mi exclusiva responsabilidad.

Adicionalmente declaro conocer y aceptar la disposición del Art. 88 del Estatuto Orgánico de la Universidad Técnica Particular de Loja que en su parte pertinente textualmente dice: “Forman parte del patrimonio de la Universidad la propiedad intelectual de investigaciones, trabajos científicos o técnicos y tesis de grado que se realicen a través, o con el apoyo financiero, académico o institucional (operativo) de la Universidad”

f

Sarango Ortega Yessenia Beatriz

11058686150

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a Dios, por darme las fuerzas necesarias para seguir adelante y no desfallecer ante los problemas que se presentaban. A mi madre, por ser el pilar más importante, por demostrarme siempre su cariño y apoyo incondicional y por siempre estar allí alentándome a salir adelante en los momentos más difíciles. A mi hermanita por brindarme su amor incondicionalmente, por su paciencia y ayuda en todo este proceso con la finalidad de lograr mi meta. A mi familia en general por su preocupación y ayuda completa en bienestar de mi desarrollo profesional.

Yessenia Beatriz Sarango Ortega.

AGRADECIMIENTO

El presente trabajo de fin de titulación quiero agradecerle a Dios por bendecirme con salud y fortaleza para llegar hasta donde he llegado y hacer realidad este sueño.

A la UNIVERSIDAD TÉCNICA PARTICULAR DE LOJA por darme la oportunidad de estudiar y ser un profesional.

A mi director de tesis, Ph.D, Aramis Sánchez por su dedicación, sus conocimientos, su experiencia, su paciencia y su motivación que me permitió seguir y terminar mis estudios con éxito.

A mis profesores que de una u otra manera han contribuido en mi formación durante toda mi carrera profesional.

Finalmente agradecer a todas esas personas que formaron parte de mi vida profesional por todo su ánimo, sus consejos, su apoyo, su amistad y compañía en los momentos más duros de este proceso

Yessenia Beatriz Sarango Ortega.

TABLA DE CONTENIDOS

APROBACIÓN DEL DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN	ii
DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y CESIÓN DE DERECHOS.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTO	v
ÍNDICE DE TABLAS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	ix
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	x
RESUMEN.....	1
ABSTRACT.....	2
INTRODUCCION.....	3
OBJETIVOS	5
Objetivo General	5
Objetivos Específicos.....	5
1. CAPÍTULO I	6
MARCO TEORICO	6
1.1. Descripción General.....	7
1.1.1. Polímero	7
1.1.2. Clasificación General de los Polímeros.....	7
1.2. Biopolímero	9
1.2.1. Clasificación de los Biopolímeros	10
1.2.2. Biopolímeros basados en biomasa	11
1.2.3. Biodegradación de los polímeros.....	12
1.2.4. Caracterización de los Biopolímeros.....	13
1.3. <i>Physalis peruviana</i> L.	14
1.3.1. Botánica	14
1.3.2. Producción	17
2. CAPÍTULO II	18
MATERIALES Y MÉTODOS	18
2.1. Área de estudio	19
2.2. Recolección	19
2.3. Materiales	20
2.4. Métodos	21
Ensayo 1 (Extracción “hielo-agua”).....	21
Ensayo 2 (Extracción Soxhlet)	22
Ensayo 3 (Extracción de Celulosa)	24

Ensayo 4 (Celulosa y Almidón)	26
2.5. Evaluación de Propiedades de los biopolímeros	27
2.5.1. Propiedades Físicas	27
2.5.2. Propiedades Químicas	29
2.5.3. Propiedades Biológicas.....	30
3. CAPÍTULO III	32
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32
3.1. Resultados	33
3.2. Discusión	38
CONCLUSIONES.....	42
RECOMENDACIONES.....	43
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	44

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación de los Biopolímeros	11
Tabla 2. Materiales y reactivos utilizados en los cuatro ensayos para la realización de un biopolímero.....	20
Tabla 3. Sub-ensayos para elaborar biopolímeros de celulosa.....	25

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Physalis peruviana</i> Linnaeus var.....	14
Figura 2. Fruto y cáliz de <i>Physalis peruviana</i> Linnaeus var.	15
Figura 3. Crecimiento de <i>Physalis peruviana</i> Linnaeus var.	16
Figura 4. Salida de campo: recolección de material en la (A) ciudad de Loja y (B) ciudad de Ambato.	20
Figura 5. Material recolectado en proceso de secado	21
Figura 6. Extracción Hielo - Agua para la obtención de biopolímero de resina. (A) Medición de temperatura (B) Agitación de la muestra (C) Filtración (D) Resina atrapada.	22
Figura 7. Equipo de Soxhlet.....	23
Figura 8. Extracción Soxhlet: obtención de un biopolímero a base de resina.(A) Pesaje de la muestra (B) Equipo Soxhlet armado (C) Proceso de extracción (D) Sifonadas.....	24
Figura 9. Extracción de Celulosa: (A) trituración del material, (B) pesado, (C) hidrólisis ácida, (D) filtración, (E) cloración, (F) hidrólisis alcalina.	25
Figura 10. (A) Sub- ensayos a base de celulosa y almidón, (B) Colocación de almidón (C) Colocación de glicerina (D) Colocación de vinagre (E) Colocación de Glicerina.	26
Figura 11. Extracción y elaboración de un biopolímero a base de celulosa. (A) Pesaje de la muestra (B) Tratamiento con NaOH y Na_2SO_3 (C) Filtración (D) Lavado de la muestra hasta su cristalinidad (E) Blanqueamiento de la muestra (F) Muestra Blanqueada (G) Trituración de la muestra (H) Filtración (I) Pesaje de la celulosa (J) Elaboración del biopolímero (K) Colocación de la muestra en cajas Petri (L) Secado en la estufa.....	27
Figura 12. (A) Temperatura ambiente de los biopolímeros (B) Temperatura de la plancha (C) Medición de la conductividad térmica de biopolímeros.	28
Figura 13. (A) Microscopio: fotografías de biopolímeros; (B) Análisis mediante espectroscopia óptica con UV-vis.	29
Figura 14. Solubilidad y Absorción de biopolímeros. (A) Pesaje de los biopolímeros (B) Inmersión de los biopolímeros en los reactivos.....	30
Figura 15. Exposición UV de biopolímeros. (A) Pesaje de los biopolímeros (B) Colocación de los biopolímeros en una caja oscura (C) Exposición de los biopolímeros a rayos UV.	31
Figura 16. (A) Biopolímero mediante extracción de “Hielo- Agua”; (B) Biopolímero mediante extracción de Soxhlet.....	33
Figura 17. (A) Celulosa extraída, (B) Ensayo 3.1: Biopolímero de celulosa con protocolo de almidón, (C) Ensayo 3.2: Biopolímero de celulosa con almidón, (D) Ensayo 3.3: Biopolímero de celulosa con quitosano, (E) Ensayo 3.4 Biopolímero de celulosa con almidón, (F) Repeticiones del ensayo 3.4.	34
Figura 18. Ensayo 4: Biopolímero de celulosa.	34
Figura 19. Fotografías de los biopolímeros en el microscopio 4 X. (A) Ensayo 3.4, (B) Ensayo 3.4.1, (C) Ensayo 3.4.1, (D) Ensayo 4 (estufa), (E) Ensayo 4 (ambiente).....	36

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Conductividad térmica de los biopolímeros.....	35
Gráfico 2. Análisis óptico mediante espectroscopia óptica con UV- vis.	36
Gráfico 3. Solubilidad de los biopolímeros.	37
Gráfico 4. Absorción de los biopolímeros.....	38
Gráfico 5. Exposición de biopolímeros a rayos UV.	38

RESUMEN

Los polímeros naturales también conocidos como biopolímeros son macromoléculas sintetizadas por los seres vivos por lo tanto biodegradables, Se los puede realizar una cifra limitada de transformaciones químicas logrando obtener productos con propiedades diferentes. La presente investigación tiene como finalidad aportar nuevos conocimientos acerca de la existencia de fuentes de polímeros naturales biodegradables de origen vegetal. La metodología consistió en recolectar el material en dos ecosistemas donde existan poblaciones naturales de *Physalis peruviana* L., llevando a cabo cuatro ensayos que permitieron la fabricación de dicho biopolímero: ensayo 1 (Extracción “hielo-agua”), ensayo 2 (Extracción Soxhlet), ensayo 3 (Extracción de Celulosa) y ensayo 4 (Celulosa y Almidón) y evaluar sus propiedades físicas, químicas y biológicas. En cuanto a los resultados se obtuvo un biopolímero a partir del cáliz de *Physalis peruviana* L. con el respectivo protocolo estable para su elaboración y se evaluó sus propiedades físicas, químicas y biológicas sin existir diferencias en las características del biopolímero y en el ecosistema donde se lo recolectó.

Palabras Claves: almidón, biopolímero, celulosa, *Physalis peruviana*.

ABSTRACT

Natural polymers also known as biopolymers, are macromolecules synthesized by living beings therefore biodegradable, it can be made a limited number of chemical transformations to obtain products with different properties. The present research aims to provide new knowledge about the existence of natural sources of biodegradable polymers from vegetable origin. The methodology consisted in collecting the material in two ecosystems where there are natural populations of *Physalis peruviana* L., carrying out four tests that allowed us to manufacture this biopolymer: test 1 (Ice-water extraction), test 2 (Soxhlet Extraction), test 3 (Cellulose Extraction) and test 4 (Cellulose and Starch) and evaluate their physical, chemical and biological properties. As for the results, a biopolymer based on calyx of *Physalis peruviana* L. could be obtained allowing us to elaborate a stable protocol for its elaboration and physical, chemical and biological properties were evaluated without differences in the characteristics of the biopolymer and in the ecosystem where it is collected

Keywords: starch, biopolymer, cellulose, *Physalis peruviana* L.

INTRODUCCION

La importancia de los polímeros reside en la variedad de utilidades que el ser humano le puede dar a estos compuestos, están presentes en muchos de los alimentos o materias primas que consumimos, son utilizados por diferentes razones ya que brindan propiedades distintas a cada uso como elasticidad, plasticidad o resistencia al daño (Beltrán & Marcilla, 2012).

En los últimos años los investigadores se han encaminado en la producción de polímeros biodegradables, empleando diferentes métodos y procedimientos, principalmente en los de la familia de los polihidroxialcanoatos (PHA) y sus derivados con la finalidad de ser reemplazados por materiales amigables con el ambiente (Gómez Cardozo, 2013).

Los biopolímeros tienen la capacidad de lograrlo puesto que son una: “variedad de macromoléculas, producidas por sistemas biológicos, como animales, plantas o microorganismos”. Los biopolímeros pueden ser procesados químicamente siempre que sus unidades poliméricas deriven de un sistema biológico, como: aminoácidos, azúcares, lípidos entre otros (Acosta, 2007). Últimamente se ha logrado sustituir algunos polímeros sintéticos por otros naturales en aplicaciones específicas (Chávez, Alejandro & Hernández, 2013).

Podemos obtener biopolímeros de cuatro fuentes principales: “de origen animal (colágeno/gelatina), origen marino (quitina/quitosan), origen agrícola (lípidos y grasas e hidrocoloides: proteínas y polisacáridos) y origen microbiano (ácido poliláctico (PLA) y polihidroxialcanoatos (PHA))” (Rubio & Guerrero, 2012). En este trabajo nos enfocaremos en los biopolímeros de origen agrícola.

Los desechos agroindustriales son materia prima de mucha importancia en la comercialización alimentaria, pues aplicando tecnologías adecuadas pueden ser utilizados para generar nuevos subproductos (Bonilla, Armijos, & Calderón, 2015). La elaboración de materiales que se degraden de mejor manera y que no sean nocivos ni para el consumidor ni para la naturaleza resulta atractivo (Caprile, 2005). Una de estas alternativas es hacer uso de los desechos orgánicos para la elaboración de un biopolímero (Kolybaba et al., 2003).

Ecuador genera desechos orgánicos por las exportaciones de sus productos (Inversiones, 2014), pero generalmente estos desechos son considerados como basura y existe la necesidad de implementar dicha materia prima en la construcción de varios artículos con diversos fines (Escalante, Santos, Rojas, & Velásquez, 2012). La especie *Physalis peruviana* L., conocida comúnmente en Ecuador como uvilla, presenta una amplia

expansión en el campo agrícola del Ecuador, especialmente en la región Sierra (Fischer, Almanza-merchán, & Miranda, 2014).

El presente trabajo está dividido en tres capítulos. El primer capítulo es el marco teórico, en donde se menciona el fundamento teórico en que se basó la investigación incluyendo el objetivo general y los objetivos específicos. El segundo capítulo corresponde a la metodología desarrollada para dar respuestas a los objetivos la cual consistió en la elaboración y caracterización de un biopolímero de origen vegetal a partir de cáliz de *Physalis peruviana* L. Y el tercer capítulo hace referencia a los resultados obtenidos y su respectiva discusión.

Actualmente no existe un protocolo para la elaboración de un biopolímero de origen vegetal a base de cáliz de *Physalis peruviana* L. por ello la realización de este proyecto de investigación tiene como finalidad aportar nuevos conocimientos acerca de la existencia de fuentes de polímeros naturales biodegradables de origen vegetal, como es el caso de la especie *Physalis peruviana* L., y por consiguiente buscar una explotación económica y utilidad completa de la producción de la misma.

OBJETIVOS

Objetivo General

Fabricar un biopolímero de origen vegetal obtenido a partir del cáliz de la especie *Physalis peruviana* L., en dos ecosistemas distintos en poblaciones naturales.

Objetivos Específicos

- Extraer y caracterizar un biopolímero de origen vegetal (*Physalis peruviana* L).
- Comparar las propiedades físicas, químicas y biológicas del biopolímero obtenida a partir del cáliz de *Physalis peruviana* L, en los dos ecosistemas.
- Elaborar un protocolo para la fabricación de un biopolímero vegetal.

CAPÍTULO I
MARCO TEORICO

1.1. Descripción general

1.1.1. Polímero

Son macromoléculas que están conformada por la unión de una o varias unidades denominadas monómeros mediante un enlace covalente (G. Martínez., 2015). Para llevar a cabo la formación de dichas moléculas se necesita desequilibrar las moléculas con agentes químicos, térmicos, fotónicos, etc. y los mismos se volverán a equilibrarse al unirse con otra molécula en todas las direcciones para resistir compresión y tracción en mayor grado (Facultad UNAB de Odontología, 2011). Para conseguir un polímero más resistente y menos poroso se debe agregar elementos de relleno entre las cadenas de polímeros o reducir los espacios entre las moléculas al cambiarlo por un monómero que tenga mayor fuerza de enlace (Beltrán & Marcilla, 2012). Pueden ser de origen natural o sintético (G. Martínez., 2015).

La mayoría de polímeros sintéticos se producen a partir de compuestos petroquímicos, y sus desperdicios permanecen en el medio ambiente produciendo contaminación. Si bien es cierto, el reciclaje reduce el problema, pero no lo elimina de raíz. Además, muchos empaques plásticos no pueden reciclarse fácilmente, pues hay que recolectarlos, trasladarlos y limpiarlos antes de procesarlos, lo cual resulta costoso (A. García., 2015).

En cambio los polímeros naturales provienen de la unión de monómeros que se producen debido a las reacciones bioquímicas naturales en plantas y animales como es el caso del almidón cuyo monómero es la glucosa o el algodón cuyo monómero es la celulosa, etc. lo que consecuentemente por acción de algunos agentes biológicos estos se degradan con mayor facilidad que los antes mencionados (Iriberry & Martínez, 2011). Es importante reconocer que los polímeros naturales han estado siempre en la naturaleza y a partir de sus estructuras se han sintetizado nuevos polímeros (Iriberry & Martínez, 2011). Por lo que, para aprovechar de estos polímeros es necesario extraerlos o separarlos del resto de la materia prima (Kirchmer., Arboleda., & Castro, 2011).

1.1.2. Clasificación general de los polímeros

Basada en el origen (Valencia, 2014):

Polímeros Naturales: se los puede obtener generalmente en la naturaleza tanto en los vegetales como en los animales por ejemplo: caucho natural, resinas, celulosa etc.

Polímeros Semi-sintéticos: es una transformación química de los polímeros naturales sin destruir su naturaleza macromolecular, por ejemplo: la seda artificial obtenida a partir de la celulosa.

Polímeros Sintéticos: su elaboración se da a partir de sustancias de bajo peso molecular y con material puramente sintético, por ejemplo: el nylon.

Basada en la composición química de la cadena principal:

De acuerdo al tipo de monómeros que forman la cadena, los polímeros se clasifican en (Iriberry & Martínez, 2011):

Homopolímeros: están formados por la repetición de unidades monómeras idénticas, dentro de este grupo podemos encontrar cinco familias principales: poliolefinas, poliestirénicos, polienos, polivinilos y poliacrílicos.

Copolímeros: formados por dos o más unidades monómeras distintas, generalmente constituidas por dos monómeros diferentes que pueden formar cuatro combinaciones distintas. Dependiendo de la forma en que se agrupen podemos tener un copolímero al azar, copolímero alternado, copolímero de bloque y copolímero injertado.

Macromoléculas no-lineales: están constituidas por macromoléculas ramificadas, injertadas, en forma de estrella, cíclicas y en redes.

Macromoléculas ensambladas: comprenden mezclas de polímeros, de interpenetración polímero-redes y de polímero-polímero complejos.

Basada en la estructura (Valencia, 2014):

Polímeros orgánicos regulares de una especie: son aquellos que tienen sólo una especie de unidad constitucional repetitiva en una sola secuencia y arreglo, donde el grupo de repetición se denomina como un grupo bivalente orgánico, cada grupo de repetición se compone de subunidades simple como: etileno, metileno, hexano, etc.

Basada según su uso (Élida, 2011):

Plásticos “commodities”: son plásticos de uso cotidiano, que se caracterizan por ser económicos y de consumo masivo.

Plásticos “specialities”: son plásticos destinados a aplicaciones más específicas y con un valor añadido considerable.

Basada en sus propiedades físicas (Villa, 2015):

Termoestables: son aquellos que necesitan temperaturas muy elevadas para sufrir algún tipo de cambio en su masa ya que comúnmente son demasiados duros.

Elastómeros: son polímeros que luego de sufrir un cambio en su forma por algún agente pueden retornar a su forma inicial.

Termoplásticos: son aquellos que no toleran el calor por lo tanto pueden ser moldeados.

Polímeros de adición: sus macromoléculas se forman por la unión de moléculas monómeras no saturadas, por ejemplo: el polietileno.

Polímeros de condensación: los enlaces existentes entre las macromoléculas son multifuncionales, con separación de algún producto de bajo peso molecular, por ejemplo: nylon o las proteínas.

Polímeros poliaductos: sus enlaces entre las macromoléculas son multifuncionales, sin separación de moléculas sencillas, por ejemplo: poliuretanos y resinas.

1.2. Biopolímero

Los polímeros naturales también conocidos como biopolímeros son macromoléculas presentes y sintetizadas por los seres vivos que se forman durante los ciclos de crecimientos y vida de los organismos (A. García., 2015). Podemos obtener biopolímeros de cuatro fuentes principales: “de origen animal (colágeno/ gelatina), origen marino (quitina/quitosan), origen agrícola (lípidos y grasas e hidrocoloides: proteínas y polisacáridos) y de origen microbiano” (Rubio & Guerrero, 2012).

A los mismos se les puede realizar una cifra limitada de transformaciones químicas lo que evitará destruir sus estructuras esenciales, logrando obtener productos con propiedades diferentes; esta limitación de transformaciones llevó a cabo la creación de nuevos materiales poliméricos obtenidos por síntesis a partir de pequeñas moléculas reactivas (Ege, 1998). Luego de transformarlos en productos químicos de alto valor, estos pueden llegar a beneficiar la economía y el ecosistema al aplicarlos en el desarrollo de materia prima, especialmente en el campo de la agricultura (Cruz-Morfin, Martínez-Tenorio, & López-Malo, 2013).

Son considerados como material biodegradable; por lo que los productos que se puedan elaborar a base de ellos actualmente es uno de los atractivos para el mundo en el que nos encontramos (Valero-Valdivieso, Ortegon, & Uscategui, 2013) consecuentemente al hacer uso de ellos se puede evitar la fabricación de polímeros que son a base de aceites recalcitrantes o material pétreo que se acumulan en el ambiente provocando contaminación (Rehm, 2010).

En vista de que estos biopolímeros o biomateriales están compuestos de materias primas biológicas como cultivos agrícolas, pastos, aceites de vegetales o residuos forestales u orgánicos (Paneque, 2011), y que consecuentemente al hacer uso de los desechos orgánicos agrícolas que estos producen para llevar a cabo la elaboración de un biopolímero resulta una de las alternativas, que provocaría una reducción en los costos de fabricación y al mismo tiempo disminuiría la contaminación ambiental (Campos, 2014).

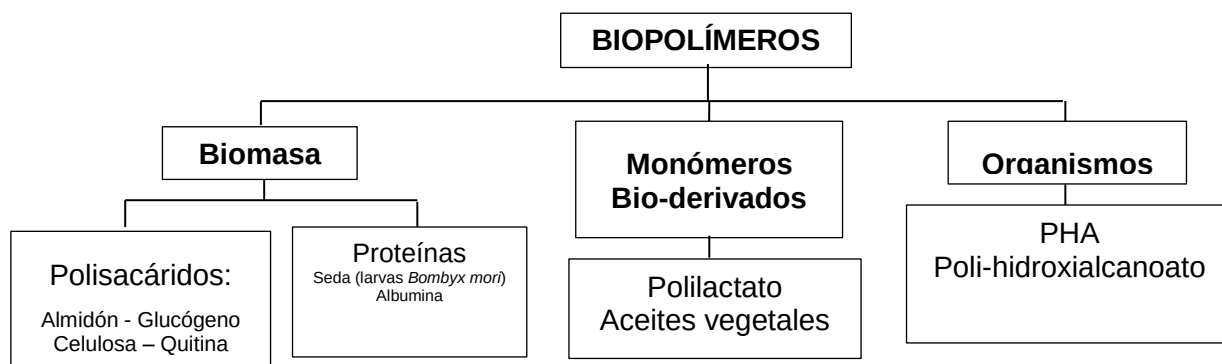
Pese a que es un tema actualmente muy estudiado, estos productos de base biológica o biopolímeros aun no son comercializados a gran escala, pues los materiales a base de combustibles son los que inunda en los mercados comerciales, estos son obtenidos mediante reacciones de síntesis lo que los hace materiales muy resistentes y prácticamente inalterables (Ballesteros, 2015), por esta razón existe mayor aceptación y confianza de los empresarios, gobiernos e inversionistas en dichos productos aunque sus costos tanto económicos como ambientales tienen un alto valor (Waltz, 2008).

En los últimos años se ha tomado gran importancia al tema ambiental tanto en su cuidado como en su conservación lo que provoca cierto tipo de interés en llevar a cabo la elaboración de productos biodegradables o biopolímeros, los mismo que han sido empleados en algunas ramas de la ciencia y se ha podido comprobar la existencia de numerosas aplicaciones por las propiedades que presentan; en especial en el campo de la medicina al ser utilizados como soporte en la ingeniería de tejidos o en la fabricación de fármacos (Yoo, Atala, & Lee, 2014), y finalmente preferidos por su fácil degradación (Gómez Cardozo, 2013).

1.2.1. Clasificación de los biopolímeros

Los biopolímeros se pueden clasificar según su fuente de origen en tres subgrupos: biopolímeros basados en biomasa (almidón y celulosa), biopolímeros basados en monómeros bioderivados (aceites vegetales y ácido láctico) y biopolímeros sintetizados por microorganismos (polihidroxialcanoatos, PHA). (Tabla 1) (Valero-Valdivieso et al., 2013).

Tabla 1. Clasificación de los Biopolímeros



Fuente: Biopolímeros: Avances Y Perspectivas

Elaborado: Valero et al, 2013

Como se puede apreciar, el campo de los biopolímeros actualmente es muy amplio, pero para la realización de la siguiente investigación se hará mención de algunos de ellos con los que se trabajó y sus propiedades: y de cómo se puede producir a partir de ellos un biopolímero.

1.2.2. Biopolímeros basados en biomasa

Almidón: es uno de los más empleados al momento de llevar a cabo una investigación, el mismo está formado por una mezcla de dos polímeros amilosa (25 %) y amilopectina (75 %) (Valero-Valdivieso et al., 2013). Se manifiesta que el 75 % de los polímeros de almidón se utilizan para la fabricación de envases y embalajes, y el 50 % de ellos están constituidos por mezclas de almidón con otros polímeros basados en petroquímica (A. García., 2015). Los biopolímeros hechos a base solo de almidón habitualmente son quebradizos, y a menos que se lo transforme químicamente no sirve para fabricar films flexibles y resistentes (Cuichán, 2015), por lo que se ha observado que al mezclarlo con poliésteres alifáticos mejoran su procesabilidad y biodegradabilidad, y se considera que los más apropiados son policaprolactona (PCL) y poliésteres alifáticoaromáticos utilizados para fabricar láminas y películas de alta calidad para embalaje (Collazo, Ortega, Talens, & Chiralt, 2013).

Celulosa: está formada por unión de moléculas de β -glucosa mediante enlaces β -1,4-O-glucosídicos (Valero-Valdivieso et al., 2013). La misma tiene una estructura lineal que se une fuertemente mediante puentes de hidrógeno entre los grupos hidroxilo de distintas cadenas. Estas uniones de los puentes de hidrogeno junto con su estructura secundaria y terciaria, crean una celulosa insoluble provocando la formación de fibras compactas y altamente resistentes, característico de las paredes celulares de las células vegetales; es muy difícil de modificar, por lo que requiere duras condiciones de procesado (Hidalgo, 2016).

Al modificar químicamente la celulosa natural se puede llegar a obtener dicho biopolímero y los encontramos principalmente en el celofán, el acetato de celulosa, el éster de celulosa, la celulosa regenerada para fibras y los biomateriales compuestos de celulosa (Miramont, 2012). Dentro de las plantas, en el algodón está disponible prácticamente de forma pura; sin embargo en otro tipo de plantas está presente junto con lignina y otros polisacáridos, por ejemplo: la madera (Valero-Valdivieso et al., 2013). Podemos obtener celulosas de residuos de cultivos, como la paja, tallos, cáscaras, de subproductos de la molienda (por ejemplo, salvado) de trigo, maíz, soja, sorgo, avena, cebada, arroz y otros cultivos (Hidalgo, 2016). La celulosa es fácil de obtener, pero su uso es dificultoso debido a su naturaleza hidrofílica, por lo tanto, altamente sensible a la humedad (Zoffoli, Evseev, Naranjo, & Rodriguez, 2015).

Quitina: es un polisacárido natural, está formado por N-acetilglucosamina y residuos de glucosamina que presenta un color blanco-amarillento y no elástico; es el principal componente de los exoesqueletos de crustáceos e insectos y en ciertas paredes celulares de hongos (Hidalgo, 2016). Es el segundo biopolímero más abundante y ampliamente distribuido ya que se regenera de forma casi inmediata (Mármol, Páez, Rincón, Araujo, & Aiello, 2011). De la quitina se deriva el quitosano que es también un biopolímero que generalmente es usado para el empaque de alimentos, el mismo se lo obtiene por medio de desacetilación parcial o total (J. García & Ordóñez, 2013).

Resina: son exudados vegetales originados por polimerización y oxidación de derivados terpénicos (Pilly, 2013). Es una sustancia insoluble en el agua pero soluble en alcohol, de consistencia sólida y textura viscosa, que se la obtiene de forma natural a partir de una secreción orgánica de algunas plantas principalmente coníferas y varias plantas tropicales) que la hacer una incisión profunda se obtiene la sustancia (Castilla, 2012). Se descubrieron desde hace décadas por lo que se le ha encontrado un sin número de utilidades gracias a sus propiedades filmógenas, adhesivas y repelentes al agua, que fueron utilizadas para la realización de compuestos protectores, transparentes o aislantes (Saborido Calderón, 2009).

1.2.3. Biodegradación de los polímeros

Es el ataque de los microorganismos a los materiales hechos a base de biopolímeros, mediante la cual se da la desintegración parcial o total del mismo mediante la ruptura de los enlaces en su cadena principal (Hernández & Guzmán, 2009).

Los plásticos comparándolos con los biomateriales presentan un grado de complejidad al momento de degradarse ya que las estructuras de los microorganismos no son idóneas para absorber el material polimérico que estos presentan debido a que son poco solubles en el

agua y sus moléculas tienen gran tamaño (Cruz-Morfin et al., 2013), los microorganismos excretan enzimas extracelulares que despolimerizan el material fuera de las células para poder obtener como producto final agua, dióxido de carbono, metano y materia orgánica (Hernández & Guzmán, 2009), estos procesos tanto físicos como químicos paulatinamente van minimizando el tamaño del biomaterial hasta desaparecerlo por completo en un tiempo adecuado (Valero-Valdivieso et al., 2013).

El tiempo en que se da la degradación es una de las características que se debe tomar en cuenta, ya que si bien se sabe todo material se puede degradar, pero los biopolímeros lo realizan en menos tiempo lo que conlleva beneficios (Cruz-Morfin et al., 2013).

1.2.4. Caracterización de los biopolímeros

La caracterización de los biopolímeros tiene la finalidad de dar una correcta utilización y pronosticar el comportamiento de los materiales al ser sometidos a cierto estrés. Se evalúan propiedades físicas, químicas y biológicas; las químicas involucran reacciones químicas y cambios en los enlaces primarios, las físicas involucran pruebas mecánicas, térmicas, eléctricas y ópticas y las biológicas implican reacciones de microorganismos (Gonzalez, 2012).

Propiedades Físicas

Temperatura: afecta en el envejecimiento del material de los biopolímeros y todo depende de su cadena principal; a mayor temperatura mayor es el proceso degradativo producida por las reacciones (Élida, 2011).

Mecánica: acciones mecánicas a la que se somete un biopolímero para que se pueda dar la ruptura de los enlaces primarios bajo condiciones de fatiga dando lugar al fallo (UNIOVI, 2013).

Ópticas: se observa su estructura química y la morfología del material, por lo general la mayoría son transparentes e incoloros; este punto está relacionado directamente con el índice de refracción obteniendo un valor de entre $1,33 < n < 1,73$ (Molina, 2013). Cuando la luz incide sobre una muestra parte es reflejada, parte puede ser absorbida, parte puede ser dispersada y la fracción restante será transmitida. La claridad óptica y transparencia están relacionadas con la cantidad de luz que es transmitida por la muestra, y esta será tanto menor cuanto mayor sea la luz que se refleja (Gonzalez, 2012).

Propiedades Químicas

Solubilidad: se somete a los biopolímeros en diferentes disolventes para determinar su resistencia. Con las moléculas de bajo peso molecular la disolución inicia penetrando dentro

del material hinchándolo y formándolo a manera de gel, conforme pasa el tiempo el proceso continua hasta que se produzca la disolución del mismo (Valencia, 2014).

Propiedades Biológicas

Degradación: La degradación puede ser térmica, mecánica, fotoquímica y química es decir, producida por agentes químicos siendo las más importantes la oxidación, hidrólisis y envejecimiento (Valero-Valdivieso et al., 2013). La degradación causa cambios en las propiedades físicas, pudiendo llegar a un deterioro total del material (San Andres, Chercoles, De la Roja, & Gómez, 2010).

Radiación Solar: mientras más radiación absorbe la superficie del material mejor se dará su degradación. Esta prueba se la realiza al exponer el biopolímero a radiación ultravioleta para que mediante reacciones de fotooxidación se lleve a cabo la ruptura de los enlaces (Gonzalez, 2012).

1.3. Physalis peruviana L.

1.3.1. Botánica

Physalis peruviana L. es una planta que inicialmente crece como herbácea, alrededor del segundo año se forma como un arbusto perenne y semileñoso; sus hojas son simples, alternas, acorazonadas y pubescentes con un tamaño entre 5 y 15 cm de largo y 4 a 10 cm de ancho (FISCHER, 2000) (Figura.1.).



Figura 1. *Physalis peruviana* Linnaeus var

Fuente: www.tropicos.org

Elaborado: Michele Funston, 1978

Sus flores son hermafroditas, solitarias, con una corola tubular de color amarillo, y los insectos y el viento las polinizan fácilmente; sin embargo, la autopolinización es común (Fischer et al., 2014). El cáliz cubre el fruto completamente hasta su madurez y la clorofila la pierde a partir de unos 40-45 días de su desarrollo (FISCHER, 2000), está formado por cinco sépalos persistentes y muestra una estructura similar a una vejiga de unos 5 cm. El cáliz protege el fruto contra insectos, pájaros, patógenos y condiciones climáticas extremas y además, sirve como empaque natural (Novoa, Bojacá, Galvis, & Fischer, 2006).

Los frutos de la Uchuva que parecen mini-tomates, pero de color amarillo-anaranjados, casi redondos, son bayas de 1,25 a 2,5 cm de diámetro y pesan entre unos 4 y 10 g, contienen entre 150 y 300 semillas aplanadas y de forma lenticular (Almanza & Fischer, 2012). El fruto que necesita entre 60 y 80 días para madurar, tiene extraordinarias propiedades nutricionales y medicinales y su exquisito sabor y aroma atraen los consumidores favoreciendo la conquista de nuevos mercados (FISCHER, 2000) (Figura.2.).

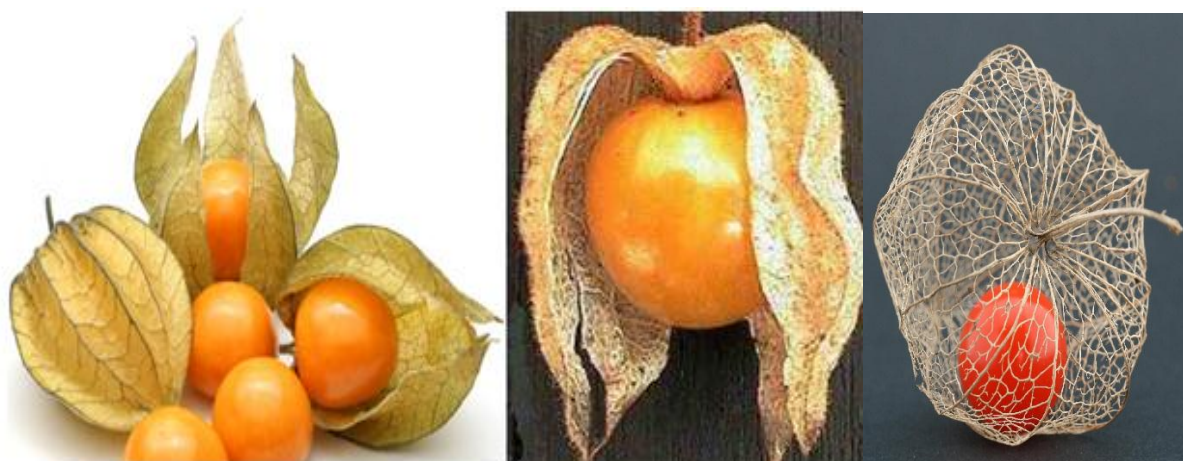


Figura 2. Fruto y cáliz de *Physalis peruviana* Linnaeus var.

Fuente: http://melinagranda.weebly.com/uploads/4/1/8/8/41887575/5350043_orig.jpg

Elaborado: Melina Granda, 2012.

A la uvilla se la puede clasificar de diversas maneras, pero la más aceptada es la siguiente (PROAÑO GUANOLUISA, 2003) (Tabla 2):

Tabla 2. Clasificación Taxonómica

Reino	Vegetal
Tipo	Fanerógamas
Subtipo	Angiospermas
Clase	Dicotiledóneas
Subclase	Gamopéfala
Orden	Soiánida

Familia	Solanaceae
Género	Physalis
Especie	Peruviana
Nombre científico	<i>Physalis peruviana</i>

Fuente: www.tropicos.org

Elaborado: Michele Funston, 1978

Physalis peruviana L. es una planta que se adapta fácilmente a cualquiera de las condiciones agroecológicas, incluso al estar expuesta a condiciones demasiado extremas, es por eso que se la considera una especie tolerante (Fischer et al., 2014).

Debido a su fácil adaptación esta planta tiene un rápido y extendido crecimiento (Figura.3), con un periodo de desarrollo de seis meses, que por muchos es considerada como maleza pero en realidad resulta ser la cobertura para los suelos evitando su erosión (Chamba, 2013).

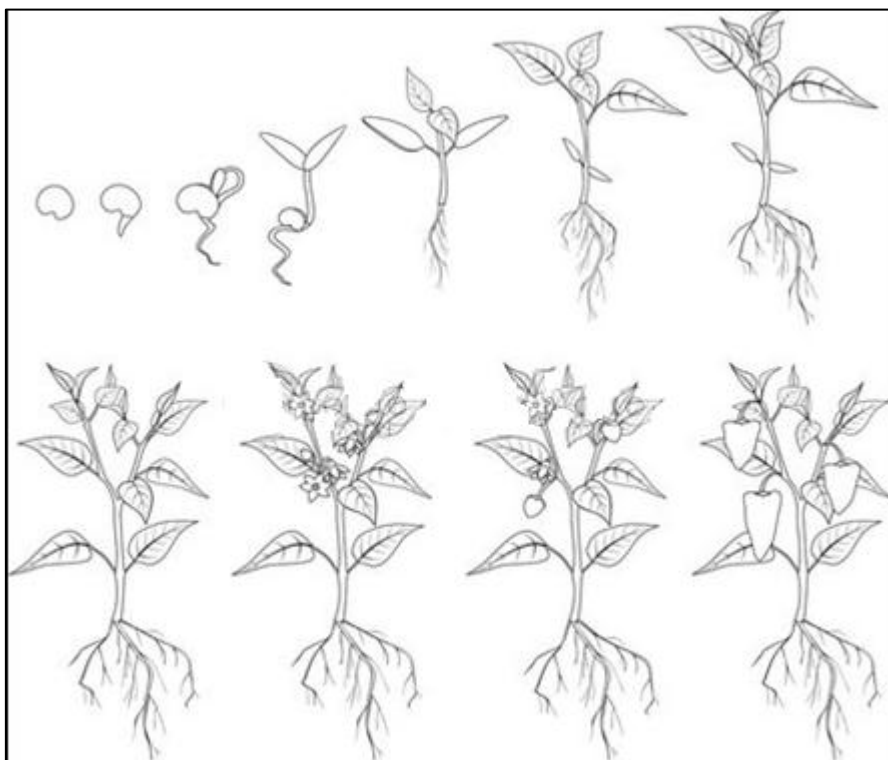


Figura 3. Crecimiento de *Physalis peruviana* Linnaeus var.

Fuente: http://st2.depositphotos.com/2942953/11141/v/450/depositphotos_111413916-Pepper-growing-stage-coloring.jpg

Elaborado: Depositphotos, 2009.

Los requerimientos agroclimáticos para el cultivo de esta especie es una altitud entre los 1300 y 3500 m s.n.m. aunque los mejores resultados se obtienen entre los 2000 y 3000 m

s.n.m. La planta crece bien a una temperatura entre los 11 y 17 ° C y es susceptible a heladas, la precipitación debe oscilar entre los 600 a 1500 mm distribuidos a lo largo del año. Este cultivo se desarrolla en zonas con una humedad relativa que varía entre los 50 y 80 %, se recomienda suelos de textura franco o franco arenoso/ arcilloso (Altamirano, 2010).

1.3.2. Producción

La uvilla *Physalis peruviana* L, es nativa de los Andes Ecuatorianos y especialmente cultivada en la zona norte del país con fines de exportación, dentro de la ciudad de Loja solo se la puede encontrar en estado silvestre puesto que muchos agricultores la desconocen como especie cultivable y su importancia en el agro-negocio (Castañeda et al., 2013).

Ecuador cuenta con tres morfotipos de *Physalis peruviana* L., los cuales son (Chamba, 2013):

- *Colombiano o Golden Keniano*, fruto grande de color amarillo intenso, recomendado para la industrialización.
- *Ambateño*, fruto mediano de color verde y amarillo, con sabor agridulce.
- *Ecuatoriana*, fruto pequeño de color amarillo intenso con mayor concentración de sustancias pro vitamínicas.

A cada una de ellas se le ha podido dar una variedad de aplicaciones en el ámbito alimenticio, pero es mayormente consumida como fruta; sin embargo también se la puede utilizar para realizar néctar, uvilla cristalizada; uvillas deshidratadas; mermeladas, almíbar, licores, jugos y jaleas (Calvo Villegas, 2009).

CAPÍTULO II
MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Área de estudio

Este proyecto de investigación pretende fabricar un biopolímero a partir del cáliz de *Physalis peruviana* L (uvilla). Para ello se colectó el material en dos ecosistemas distintos, donde la uvilla se encontraba en poblaciones naturales. Los muestreos se los realizó en la provincia de Ambato cantón Pelileo sector Guadalupe a una altitud de 2600 m s.n.m. y en la provincia de Loja cantón Loja parroquia Carigan - Teneria a una altitud de 1850 m s.n.m.

Loja se encuentra ubicada en la región sur de la Sierra ecuatoriana, tiene una temperatura promedio que oscila entre los 16 °C y 22 °C su clima es templado- subhúmedo y su temperatura media de 16°C, con una humedad del 70 %. En su territorio se encuentran formaciones vegetales como páramo, bosque, matorral, pastizal y cultivo. Tiene una superficie de 11.027 km², la cual comprende una orografía irregular (Cueva Ortiz & Aníbal Chalán, 2010).

En el caso de la provincia de Ambato, tiene una temperatura que oscila entre los 14 °C a 19 °C y una promedio de 16 °C, su clima es frío y tiene una superficie de 58.601 ha de las cuales el 59 % representa los 11 ecosistemas remanentes de la vegetación natural, pero debido a la explotación forestal la misma ha disminuido (GAD, 2013). En su topografía presenta panoramas muy desiguales puesto que tiene volcanes, montes, planicies y valles dotados por la agricultura principalmente y la ganadería, estas dos actividades representan el 40 % y 50 % respectivamente dentro de las actividades de la población, esto se debe a la variedad de suelos que benefician sus cultivos (Ramirez, 2013).

2.2. Recolección

La recolección del material para la elaboración del biopolímero vegetal se dio en dos ecosistemas donde se encontraban poblaciones naturales de uvilla; para ello se colocó parcelas de 5 x 5 m, colectando individuos que se hayan caído alrededor de la planta (Figura. 4). Para la colección del material se tomó en cuenta que el cáliz de uvilla este entero en cualquier tonalidad pero se evitó recolectar los que estaban completamente desintegrados como se puede observar en la Figura 2.



Figura 4. Salida de campo: recolección de material en la (A) ciudad de Loja y (B) ciudad de Ambato.

Elaborado: Sarango Y, 2016

2.3. Materiales

Se ejecutó cuatro ensayos para la obtención de un biopolímero vegetal a base de cáliz de uvilla, en el primer y segundo ensayo se extrajo resina y en el tercer y cuarto ensayo se llevó a cabo la extracción de celulosa, para ello se utilizó diferente tipo de materiales y reactivos (Tabla 3):

Tabla 3. Materiales y reactivos utilizados en los cuatro ensayos para la realización de un biopolímero.

ENSAYO 1 (Ungría López, 2006)		ENSAYO 2 (Caldas, 2012)	
MATERIALES	SUSTANCIAS	MATERIALES	REACTIVOS
- Balde - Tamices - Termómetro - Vaso de precipitación - Papel filtro - Hielo - Batidora - Cáscara de uvilla triturada	- Agua	- Equipo de Soxhlet - Papel filtro - Cáscara de uvilla triturada - Rotaevaporador	- Etanol - Agua
ENSAYO 3 (Canché-Escamilla, De Los Santos-Hernández, Andrade-Canto, & Gómez-Cruz, 2005)		ENSAYO 4 (Canché-Escamilla et al., 2005; Caprile, 2005)	
MATERIALES	REACTIVOS	MATERIALES	REACTIVOS

- Cáscara de Uvilla triturada - Plancha de agitación - Vasos de precipitación - Estufa - Cajas Petri de plástico	- NaOH (10 %-20 %) - Agua destilada - H₂SO₄ 0,4 % -NaClO (0,5 % - 3,5 % -)	- Harina de maíz - Cascara de uvilla - Plancha de agitación - Vaso de precipitación - Termómetro	- Agua - NaOH 10 % - Na₂SO₃ 1 % - Glicerina -Ácido acético 1 %
--	--	--	--

Fuente: (Caldas, 2012; Canché-Escamilla et al., 2005; Caprile, 2005; Ungría López, 2006)

Elaborado por: Sarango Y, 2016

2.4. Métodos

En el laboratorio se procedió a separar de forma manual el cáliz del fruto en caso de estar presente, luego se llevó solamente el cáliz de uvilla al cuarto de secado que estuvo a una temperatura de 32 °C, el proceso de secado duro una semana, después se sacó el material seco y se llevó al laboratorio para tratarlo (Figura 5). Para los ensayos uno, dos y tres se necesitó material triturado y para el ensayo cuatro se utilizó material entero, por lo tanto se utilizó cáliz de uvilla triturado y entero con la finalidad de ejecutar los distintos protocolos revisados anteriormente en la bibliografía.



Figura 5. Material recolectado en proceso de secado

Elaborado: Sarango Y, 2016

Ensayo 1 (Extracción “hielo-agua”)

Un método para extraer resinas vegetales de plantas tanto frescas como secas es el lavado con agua fría. La temperatura del agua fría hace que las resinas de las plantas sean quebradizas, mientras que el material vegetal restante resulta más flexible. La separación se lleva a cabo por agitación. Para la extracción de la resina se procedió a utilizar un recipiente de plástico, dentro del mismo se colocó 200 g de material vegetal conjuntamente con el

agua de 0 °C -15 °C, luego con la ayuda de una batidora se mezcló mediante agitación y movimientos circulares para conseguir que se separen las resinas y crear una solución, este proceso se llevo a cabo por alrededor de 45 minutos, luego se filtró. Después de poner el material vegetal en el agua, las partículas vegetales fibrosas más pequeñas absorbieron agua y aumentaron el tamaño de las resinas permaneciendo atrapadas antes de llegar al tamiz. Se logró separar el 90 % de resina en la muestra y finalmente se procedió a secar la misma con papel filtro dejándose reposar por una hora (Figura 6) (Ungría López, 2006).



Figura 6. Extracción Hielo - Agua **para la** obtención de biopolímero de resina. (A) Medición de temperatura (B) Agitación de la muestra (C) Filtración (D) Resina atrapada.

Elaborado: Sarango Y, 2016

Ensayo 2 (Extracción Soxhlet)

Se debe emplear un equipo Soxhlet el cual consta de una plancha de calentamiento, matraz redondo de fondo aplanado con cuerpos de ebullición, un refrigerante, cuerpo extractor, mangueras y un cartucho (Figura 7).

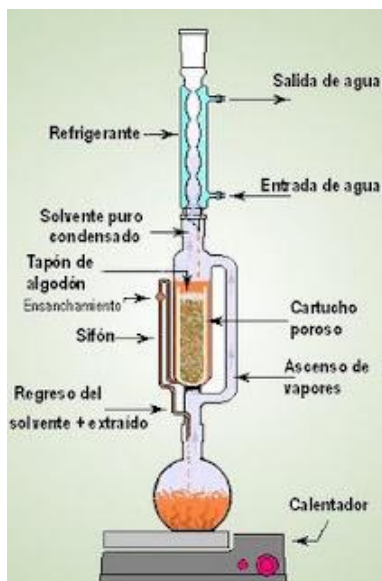


Figura 7. Equipo de Soxhlet

Fuente: <http://procesosbio.wikispaces.com/Extracci%C3%B3n+s%C3%B3lido-l%C3%ADquido>

Elaborado: ProcesosBio, 2016

Antes de llevar a cabo el procedimiento de extracción se lavó el equipo con abundante agua y detergente para eliminar posibles contaminantes, luego se armó el equipo con todos los requerimientos. Primero se colocó en el matraz 300 ml de etanol y bolas de ebullición, por encima de este matraz se instaló el cuerpo extractor donde se colocó el cartucho fabricado con papel filtro con 50 g de muestra previamente pulverizada, luego se colocó el refrigerante, y se conectó las mangueras tanto en el equipo como en el grifo de agua, posteriormente se abrió la llave de agua y se encendió la plancha de calentamiento para que se empiece a dar el proceso de extracción, el solvente empezó a evaporarse y a extraer el principio activo de la muestra. Este proceso se repitió hasta que se produjeron 3 sifonadas en el equipo y llevó un tiempo de 3 días, luego se apagó el equipo y se dejó enfriar para luego desarmar (Figura 8). Cuando ya se obtuvo el extracto se llevó la muestra en el balón a un rotaevaporador para evaporar el etanol y conseguir la resina. Una vez que se obtuvo la resina, se la colocó en un recipiente para proceder a darle un baño de ácido con la finalidad de quitarle la consistencia pegajosa de la misma y se pueda elaborar el biopolímero (Caldas, 2012).



Figura 8. Extracción Soxhlet: obtención de un biopolímero a base de resina.(A) Pesaje de la muestra (B) Equipo Soxhlet armado (C) Proceso de extracción (D) Sifonadas.
Elaborado: Sarango Y, 2016

Ensayo 3 (Extracción de Celulosa)

Se utilizó cáliz de uvilla triturado para la extracción de celulosa lo más pequeña posible. Se utilizó 25 g de muestra, que fue colocada en un vaso de precipitación con la finalidad de llevar a cabo un proceso de cuatro etapas: hidrólisis ácida, cloración, hidrólisis alcalina y un blanqueo. Para empezar se sometió la muestra a un tratamiento con hidróxido de sodio al 10 % colocando en el vaso de precipitación que contenía la muestra 150 ml, para eliminar ceras, pectinas y resinas contenidas en el mismo, a 150 °C en la plancha de agitación durante una hora, cuando la muestra alcanza el punto de ebullición se deja hervir durante 20 minutos. Después se llevó a cabo una hidrólisis ácida suave con la finalidad de evitar la despolimerización de los polímeros con 150 ml de ácido sulfúrico al 0,4 % por una hora con agitación en la plancha de agitación, seguido de un lavado con agua destilada hasta que la misma quede de color cristalino. Posteriormente se da el proceso de cloración con hipoclorito de sodio al 3,5 %, se colocó 250 ml y se agitó continuamente en un baño maría a 30 °C hasta que alcance un pH de 9,2; luego se volvió a lavar la muestra con agua destilada hasta obtener un pH neutro, Después de ello vino el proceso de extracción alcalina que se la realizó con 150 ml de NaOH al 20 % por una hora seguido de un proceso de lavado, finalmente un blanqueo con hipoclorito de sodio al 0,5 % agitando continuamente por una hora. Se dejó secar la muestra al ambiente durante 24 horas y luego se la colocó en la estufa a 60 °C por 24 horas más (Figura 9). De esta manera se obtiene la celulosa mediante el procedimiento reportado en la literatura (Canché-Escamilla et al., 2005).

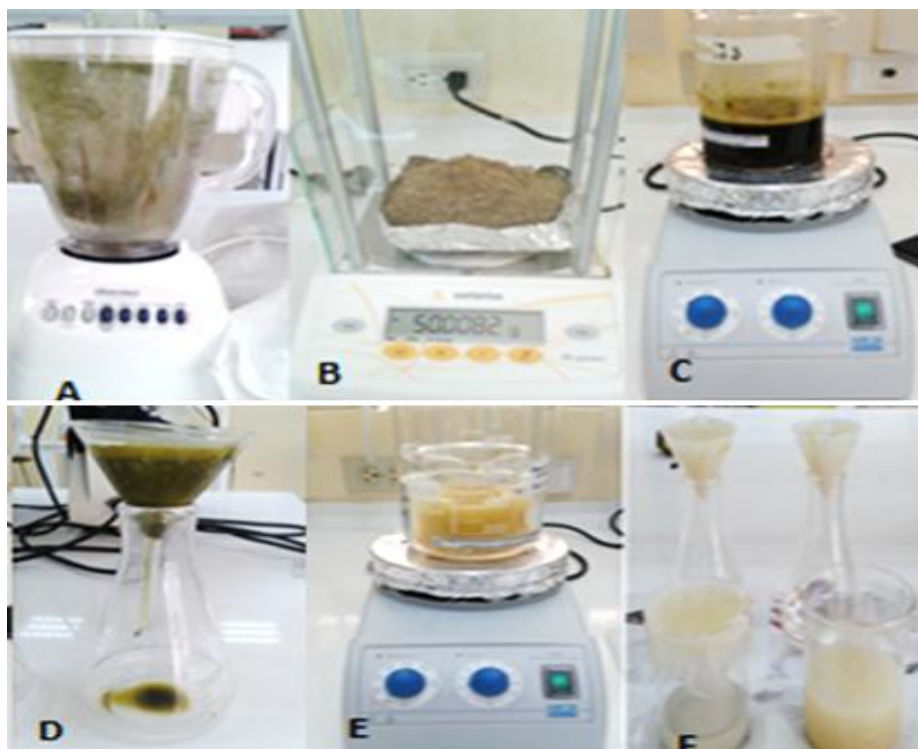


Figura 9. Extracción de Celulosa: (A) trituración del material, (B) pesado, (C) hidrólisis ácida, (D) filtración, (E) cloración, (F) hidrólisis alcalina.

Elaborado: Sarango Y, 2016

En esta fase se obtuvo la materia prima para la elaboración de 4 sub- ensayos a base de la celulosa resultante (Figura 10) guiándonos en el protocolo elaborado por Castillo et al., (2015) (Tabla 3); se colocó cada muestra en una plancha de agitación a una temperatura de 100°C a 200 RPM durante 30 minutos, y se secó en una estufa a 50°C durante 24 horas.

Tabla 2. Sub-ensayos para elaborar biopolímeros de celulosa.

ENSAYO 3.1 con CELULOSA	ENSAYO 3.2 con ALMIDÓN	ENSAYO 3.3 Con QUITOSANO	ENSAYO 3.4 con ALMIDÓN
0,25g de muestra 3ml de agua 0,5ml de glicerina 0,5ml de vinagre	0,25g de muestra 0,25g de almidón 3ml de agua 0,5ml de glicerina 0,5ml de vinagre	0,25g de muestra 0,25g de quitosano 3ml de agua 0,5ml de glicerina 0,5ml de vinagre	0,25g de muestra 0,50g de almidón 10ml de agua 0,5ml de glicerina 0,5ml de vinagre

Elaborado: Sarango Y, 2016.

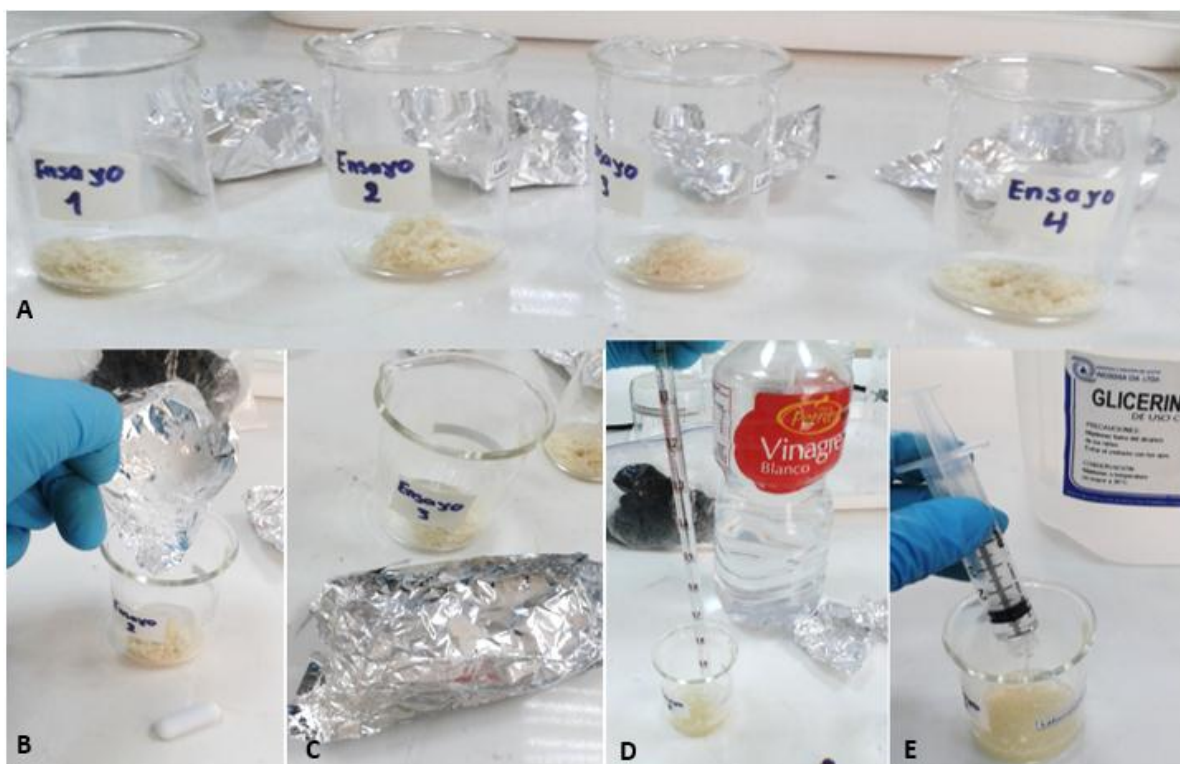


Figura 10. (A) Sub- ensayos a base de celulosa y almidón, (B) Colocación de almidón (C) Colocación de glicerina (D) Colocación de vinagre (E) Colocación de Glicerina.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

Con el ensayo 3.4 se logró obtener un biopolímeros con características similares a la de un biopolímero comercial, por tal razón se lo repitió con material triturado de diferente tamaño, partícula de tamiz 0,42 mm (ensayo 3.4.1.) y 0,17 mm (ensayo 3.4.2.).

Ensayo 4 (Celulosa y Almidón)

Se tomó referencia de dos publicaciones y se las modificó:

En un vaso de precipitación se colocó 6 g de cascara de uvilla entera con 150 ml de NaOH al 10 % con la finalidad de eliminar ceras, pectinas y resinas y 30 ml Na_2SO_3 al 1 % para conservar a los polímeros, sumergido el material se lo deja en una plancha de agitación durante 3 horas a una temperatura de 100 °C. Luego se filtra la parte liquida y se procede a lavar con agua la parte sólida hasta que la misma salga de un color casi cristalino. Después se da un tratamiento de blanqueamiento a la muestra en baño maría con NaClO al 0,5 % durante 4 horas a una temperatura de 50 °C en un plancha de agitación, transcurrido el tiempo se lava con agua y se vuelve a colocar la muestra en las mismas condiciones durante dos horas más, se vuelve a lavar con agua y se vuelve a dejar la muestra durante 24 horas más en las mismas condiciones. Luego se filtra y se conserva la parte sólida, la misma que se tritura con 100ml de agua; al tener más fina la muestra se vuelve a filtrar para

quedarse con la parte sólida y proceder a elaborar el biopolímero. Para esta fase pesamos 2 g de la celulosa obtenida con 6ml de agua, 0,25 g de almidón, 1 ml de ácido acético y 5 gotas de glicerina que se colocara en la plancha de agitación a 100 °C a 300 RPM durante 30 minutos. Finalmente se coloca la sustancia espesa en una caja Petri de plástico en una estufa a 45 °C durante 24 horas, y a temperatura ambiente durante 48 horas (Canché-Escamilla et al., 2005; Caprile, 2005) (Figura 11).

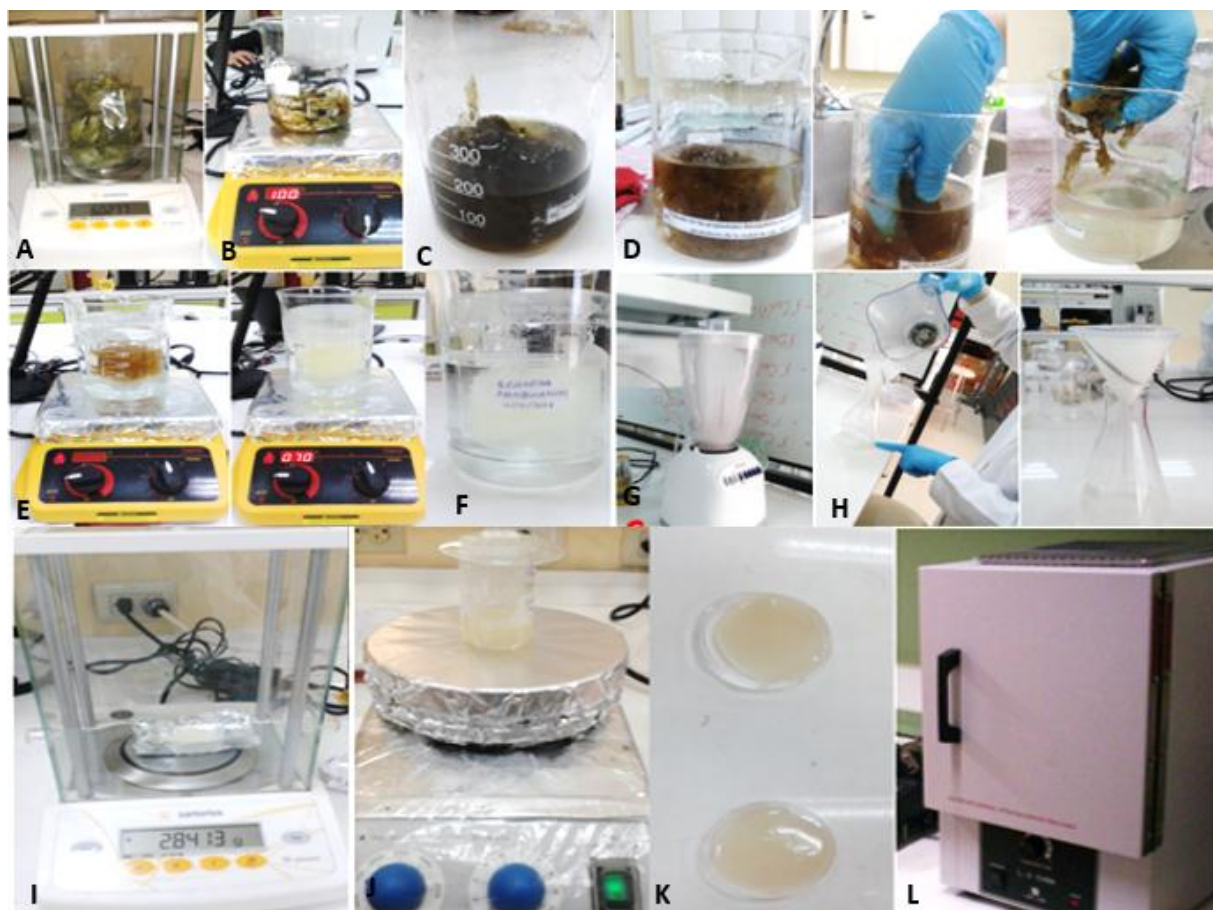


Figura 11. Extracción y elaboración de un biopolímero a base de celulosa. (A) Pesaje de la muestra (B) Tratamiento con NaOH y Na_2SO_3 (C) Filtración (D) Lavado de la muestra hasta su cristalinidad (E) Blanqueamiento de la muestra (F) Muestra Blanqueada (G) Trituración de la muestra (H) Filtración (I) Pesaje de la celulosa (J) Elaboración del biopolímero (K) Colocación de la muestra en cajas Petri (L) Secado en la estufa.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

2.5. Evaluación de Propiedades de los biopolímeros

2.5.1. Propiedades Físicas

Conducción Térmica

Se midió la temperatura a la que se encontraban los biopolímeros utilizando un Multímetro Digital, encontrándose los mismos a una temperatura ambiente de 22°C; luego en una plancha de calentamiento que se encontraba a una temperatura de 60°C se fue colocando uno a uno los biopolímeros que tenían un grosor diferente; en el ensayo 3.4 el grosor del

biopolímero fue de 0,8 mm, en el ensayo 3.4.1 fue de 1,1, mm, en el ensayo 3.4.2 fue de 0,4 mm, en el ensayo 4 ambiente fue de 0,1 mm y en el ensayo 4 estufa fue de 0,1 mm, midiendo así la temperatura que se transmitió a través de la superficie del material (Figura 12). Se realizaron mediciones de temperatura cada 5 segundos durante el primero minuto y en el segundo minuto cada 30 segundos para obtener un dato real de como transmite la temperatura a través de los biopolímeros.

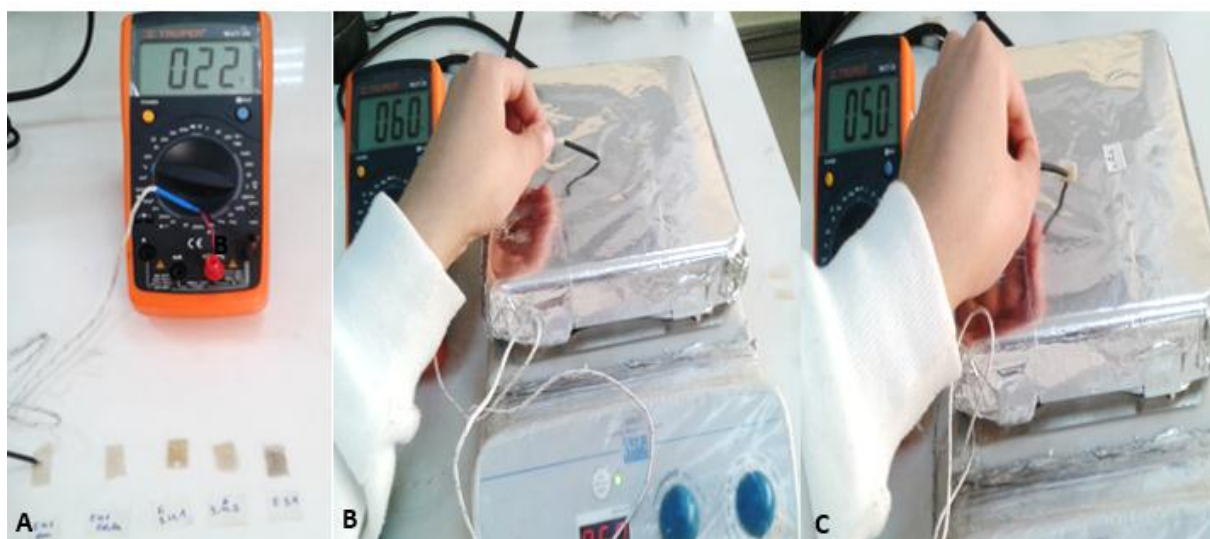


Figura 12. (A) Temperatura ambiente de los biopolímeros (B) Temperatura de la plancha (C) Medición de la conductividad térmica de biopolímeros.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

Ópticas

Se realizaron fotografías con un microscopio del aspecto de los biopolímeros con un lente de 4x y se analizó la absorción de luz mediante espectroscopia óptica con UV- vis en las cuales se obtuvieron gráficas que determinan el porcentaje de transparencia del polímero (Figura 14). Se utilizó una regla de tres simple para determinar la el porcentaje de transparencia de los biopolímeros:

$$x = \frac{100 \% * \textit{Curva del biopolimero}}{\textit{Curva del Blanco}}$$

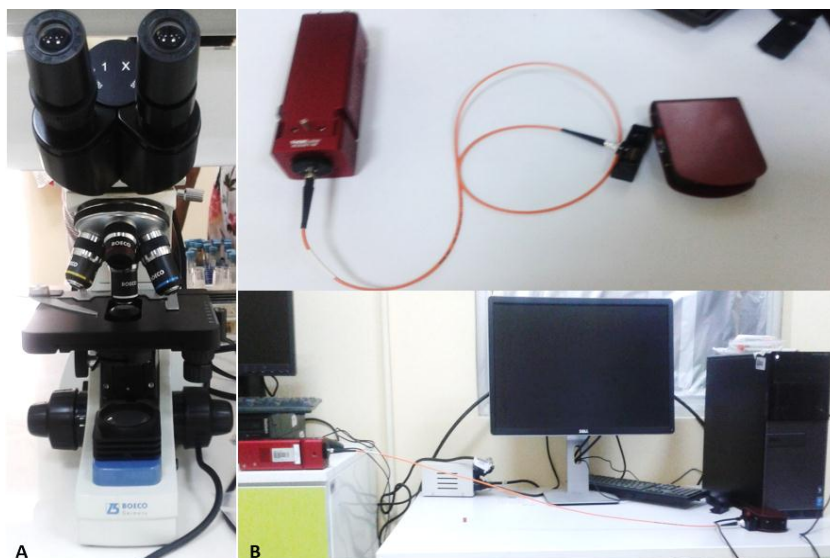


Figura 13. (A) Microscopio: fotografías de biopolímeros; (B) Análisis mediante espectroscopia óptica con UV-vis.

2.5.2. Propiedades Químicas

Para la determinación de la solubilidad y la absorción de los biopolímeros se tomó referencia del protocolo descrito por (INEN, 2013) y se lo modifico a nuestras necesidades.

Solubilidad

Se sometió a pruebas de solubilidad una muestra de alrededor de 0,05 g los cuales se sumergieron en cinco reactivos durante 24 horas. Refiriéndonos a una escala de solubilidad se utilizó hexano, acetato de etilo, etanol, agua y ácido clorhídrico. Se pesó los polímeros antes y después de someterlos a los reactivos. Se obtuvo el peso seco de los polímeros es por eso que después de someterlos a los reactivos fueron secados con un papel absorbente (Figura 15).

Para determinar el porcentaje de solubilidad de los biopolímeros se utilizó la siguiente formula:

$$Ms = m2 - m3$$

Absorción

Se lo realiza después del proceso de solubilidad, se deja durante 48 horas los biopolímeros dentro de los reactivos antes mencionados, para este proceso igualmente se toma en cuenta el peso del antes y después de estar en los reactivos, en este caso no se seca el polímero después de haberlo sometido a los reactivos (Figura 15).

Se utilizó la siguiente fórmula para determinar el porcentaje de absorción de los biopolímeros:

$$a = m2 - m1$$

Donde:

Ms= materia soluble en agua de la probeta de ensayo, en porcentaje.

a = absorción de agua de la probeta de ensayo, en porcentaje.

m1= masa de la probeta de ensayo antes de la inmersión.

m2= masa de la probeta de ensayo después de la inmersión.

m3= masa de la probeta de ensayo después de la inmersión y secado.

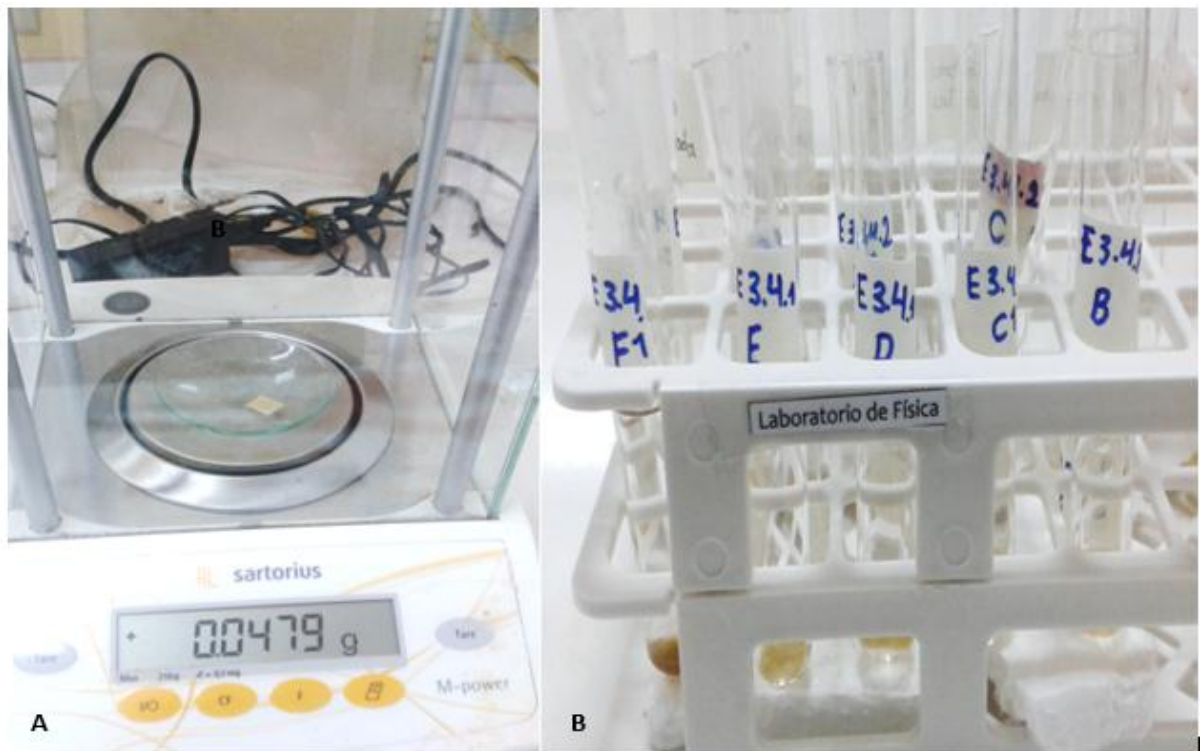


Figura 14. Solubilidad y Absorción de biopolímeros. (A) Pesaje de los biopolímeros (B) Inmersión de los biopolímeros en los reactivos.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

2.5.3. Propiedades Biológicas

Para evaluar la degradación de los biopolímeros se los expuso a rayos UV de 365 nm durante 6 días, luego se realizó pruebas ópticas para observar si existían diferencias con el antes y después de la exposición (Figura 16).



Figura 15. Exposición UV de biopolímeros. (A) Pesaje de los biopolímeros (B) Colocación de los biopolímeros en una caja oscura (C) Exposición de los biopolímeros a rayos UV.
Elaborado: Sarango Y, 2016.

CAPÍTULO III
RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Resultados

Se realizó un total de cuatro ensayos con los cuales se pudo obtener la materia prima para la elaboración de los biopolímeros tanto a base de resina como de celulosa. En el ensayo 1 y 2 se pretendía elaborar biopolímeros a base de resina, con el primero se pudo obtener un biopolímero que presentaba una consistencia quebradiza y polvorosa de color verde y el ensayo 2 el biopolímero presentó una consistencia pegajosa de color verde oscuro (Figura 17), ambos biopolímeros fueron poco manejables por tal razón no se les realizó pruebas físicas, químicas y tampoco biológicas.

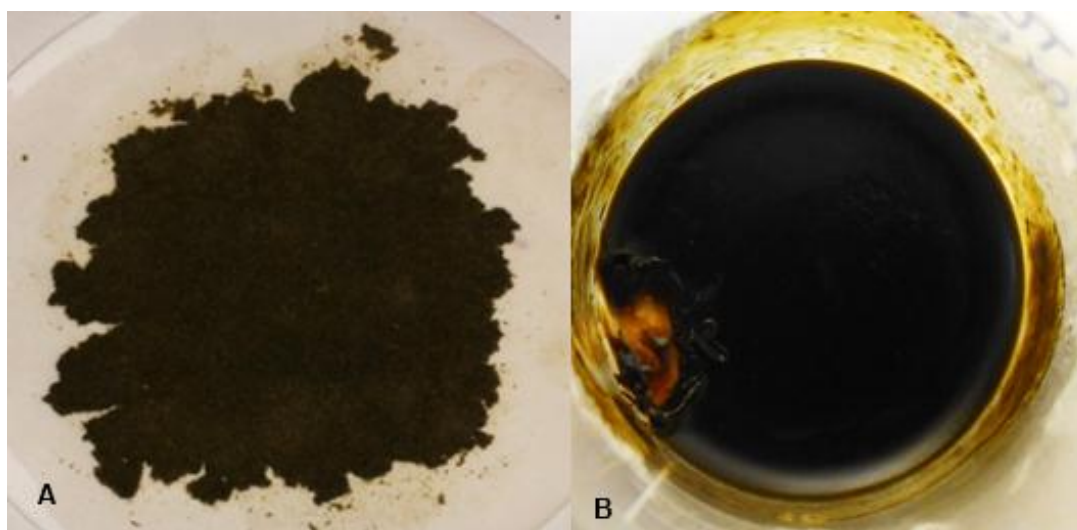


Figura 16. (A) Biopolímero mediante extracción de “Hielo- Agua”; (B) Biopolímero mediante extracción de Soxhlet.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

Con el ensayo 3 se realizaron cuatro sub- ensayos dentro de los cuales los ensayos 3.1, 3.2 y 3.3 después de 24 horas en la estufa no se polimerizaron y su consistencia fue blanda, de color amarillo y su aspecto húmedo y rugoso, en cambio el ensayo 3.4 fue el que presentó mejores resultados ya que mostró características lo más parecidas a un biopolímero convencional. Tuvo una consistencia flexible, de color blanquecino, de superficie lisa y brillante, a este ensayo se lo repitió con diferente tamaño de partícula, uno con partícula de tamiz 0,42 mm el cual fue grueso, flexible y de color amarillo (Figura 18).

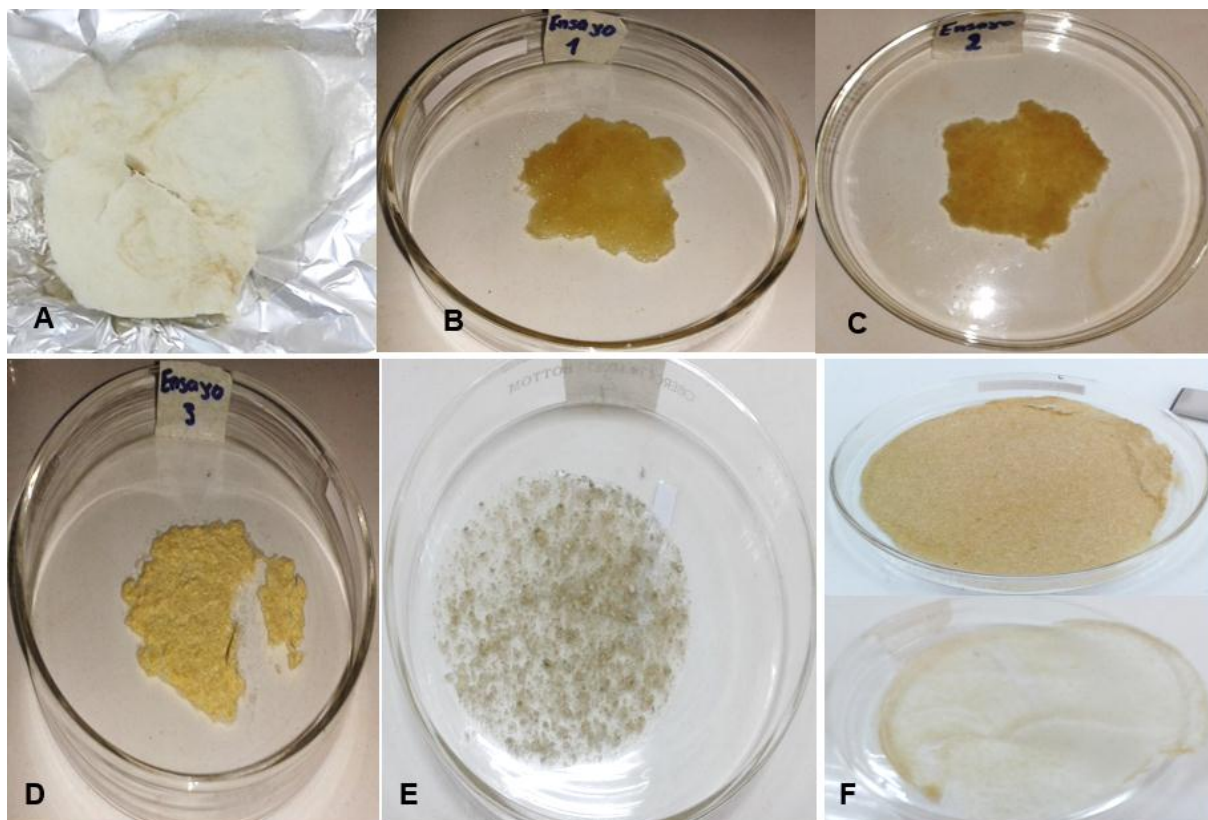


Figura 17. (A) Celulosa extraída, (B) Ensayo 3.1: Biopolímero de celulosa con protocolo de almidón, (C) Ensayo 3.2: Biopolímero de celulosa con almidón, (D) Ensayo 3.3: Biopolímero de celulosa con quitosano, (E) Ensayo 3.4 Biopolímero de celulosa con almidón, (F) Repeticiones del ensayo 3.4.

Elaborado: Sarango Y, 2016

En el ensayo 4 el biopolímero fue de color blanquecino casi transparente, flexible, de superficie lisa y brillante, tanto el que fue secado en una estufa como el que se secó a temperatura ambiente.



Figura 18. Ensayo 4: Biopolímero de celulosa.

Elaborado: Sarango Y, 2016

Se realizaron las pruebas físicas, químicas y biológicas a los biopolímeros que corresponde a los ensayos 3.4 (3.4.1 – 3.4.2) y el ensayo 4 (estufa - ambiente), se evaluaron los biopolímeros de los dos ecosistemas pero no presentaron diferencias. En la evaluación de las propiedades físicas de los biopolímeros se evaluó conductividad térmica y óptica; dentro del primer aspecto se obtuvo la siguiente grafica (Grafico 1), donde podemos observar como

progresivamente va transmitiendo el calor a través de la superficie del biopolímero hasta detenerse hasta cierta temperatura, notándose que en el biopolímero del ensayo 4 que fue secado en la estufa inicia con una temperatura de 40 °C y termina con 57 °C, es el que transmite más calor sobre su superficie ya que es uno de los biopolímero más cristalinos debido a su transparencia. El ensayo 3.4.2, 3.4 y 4.1 (ambiente) inician con una temperatura de 40, 37 y 42 °C y terminan con una temperatura de 55, 53 y 54 °C respectivamente, son biopolímeros opacos ya que en su superficie se pueden visualizar partículas de celulosa. Finalmente el ensayo 3.4.1 es grueso y no es transparente y transmitió menos calor que los demás biopolímeros, empezó con una temperatura de 37 °C y termino con una temperatura de 48 °C.

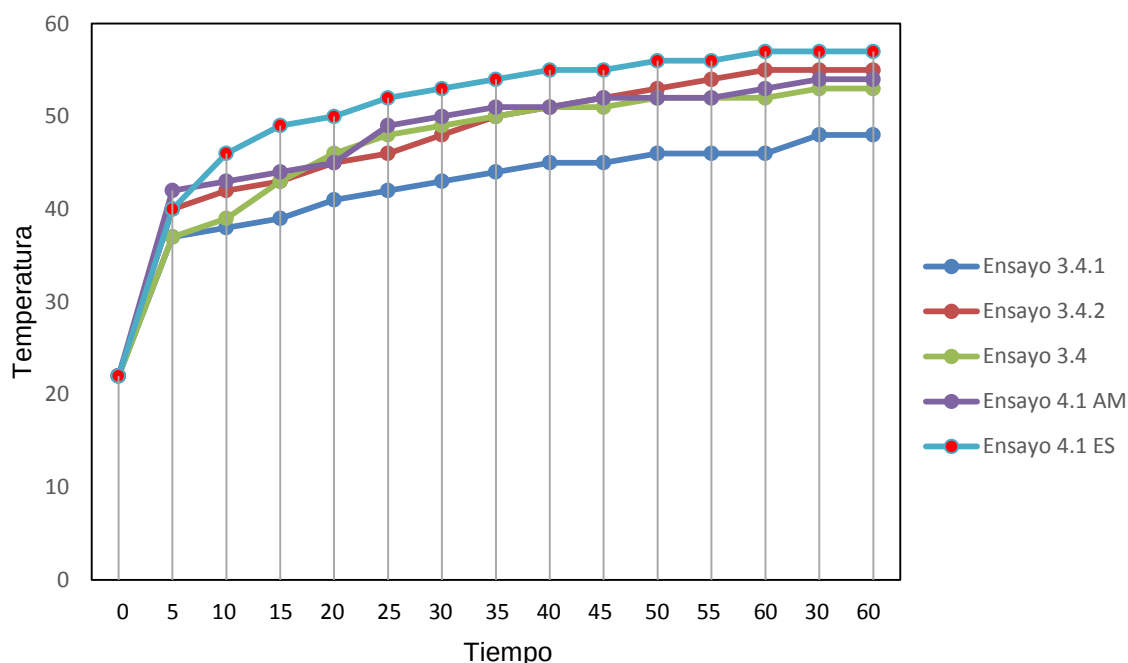


Gráfico 1. Conductividad térmica de los biopolímeros.
Elaborado por: Sarango Y, 2016.

El segundo aspecto es el análisis óptico mediante espectroscopia óptica con UV- vis (Gráfico 2) y observación mediante un microscopio con lente 4 X (Figura 20). Se puede observar en el Gráfico 2 el paso de la luz de los biopolímeros; se tomó un dato control denominado Blanco donde pasa el 100 % de la luz y la curva de calibración como punto de referencia, esto se lo compara con los biopolímeros y el porcentaje de luz que los mismo dejar pasar, obteniendo los siguientes porcentajes. En el ensayo 3.4 el porcentaje de transparencia es de 28 %, en el ensayo 4 (ambiente) 27 %, en el ensayo 4 (estufa) un 21 %, en el ensayo 3.4.2 16 % y en el ensayo 3.4.1 un 13 %.

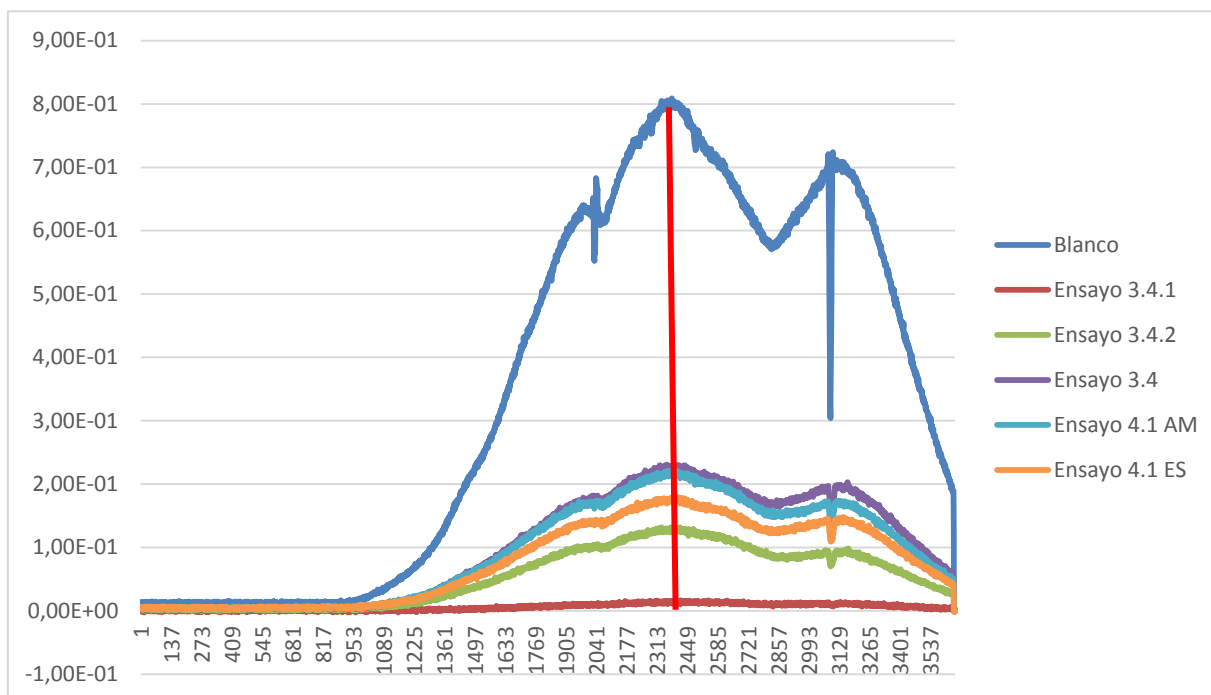


Gráfico 2. Análisis óptico mediante espectroscopia óptica con UV- vis.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

En las fotografías que se tomaron en el microscopio con lente 4 X, se observa las estructuras microscópicas de los biopolímeros. En el ensayo 4 (estufa - ambiente) se puede observar que sus estructuras se encuentran entrelazadas y totalmente transparentes y en el ensayo 3.4 parcialmente transparentes, en cambio en los ensayos 3.4, 3.4.1 y 3.4.2 sus estructuras están dispuestas de forma irregular y entrelazadas a estructuras sólidas, y presentado vacíos los cuales forman lazos alrededor de las estructuras sólidas.

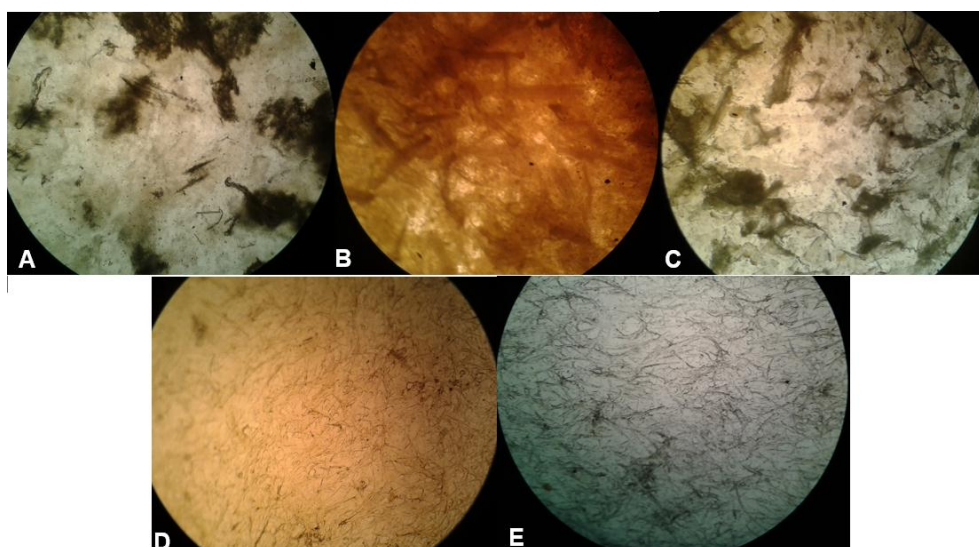


Figura 19. Fotografías de los biopolímeros en el microscopio 4 X. (A) Ensayo 3.4, (B) Ensayo 3.4.1, (C) Ensayo 3.4.1, (D) Ensayo 4 (estufa), (E) Ensayo 4 (ambiente).

Elaborado: Sarango Y, 2016.

Dentro de las pruebas de solubilidad y absorción de los biopolímeros se obtuvo los siguientes resultados (Grafico 3). Durante las primeras 24 horas se tomo dato de la solubilidad de los biopolímeros, obteniendo en los ensayos 3.4.1 y 3.4.2 fueron los que presentaron una disminución notable de sus masas en especial en los reactivos de acetato de etilo y etano, presentando en el ensayo 3.4.1 un valor inicial de 0,048 g y un final de 0,0426 g en acetato de etilo y en etanol un valor inicial de 0,0696 y un final de 0,0406; en cambio en el ensayo 3.4.2 para acetato de etilo tuvo un valor inicial de 0,0271 g y un final de 0,0155 g y en etanol un valor inicial de 0,0429 y un final de 0,0184; cabe recalcar que los biopolímeros que se encontraron en hexano no presentaron pérdida de masa.

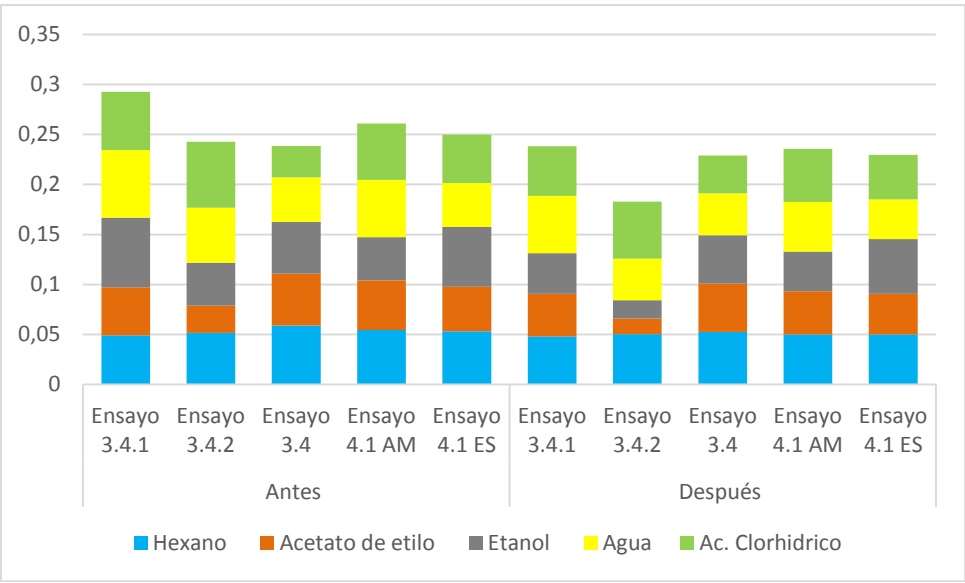


Gráfico 3. Solubilidad de los biopolímeros.
Elaborado: Sarango Y, 2016.

Se obtuvo datos de la absorción de los biopolímeros después de transcurridas 48 horas, todos los ensayos sumergidos dentro de hexano presentaron un incremento de su masa y también el ensayo 3.4.1 que estuvo sumergido en agua con un peso inicial de 0,0676 g y un final de 0,01068 g; mientras que los otros biopolímeros sumergidos en los demás reactivos disminuyeron de masa (Gráfico 4).

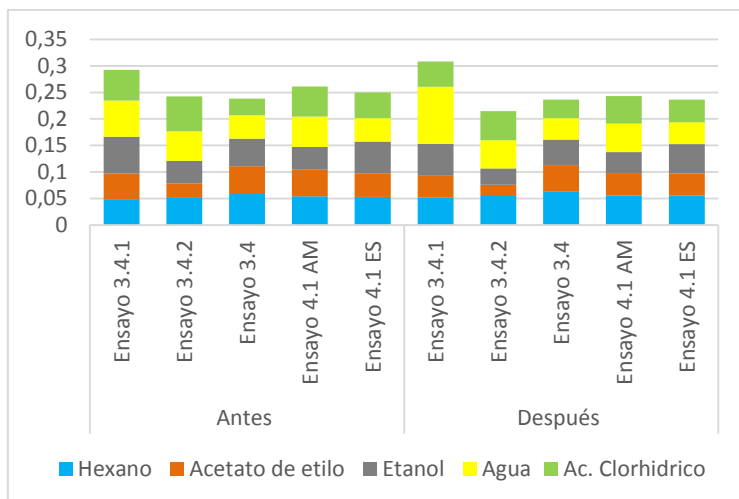


Gráfico 4. Absorción de los biopolímeros.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

Finalmente se analizó las propiedades biológicas, mediante exposición de los biopolímeros a los rayos UV (Gráfico 5), presentando una escasa disminución de su masa en todos los biopolímeros, que va de entre 0,0005 g – 0,0010 g.

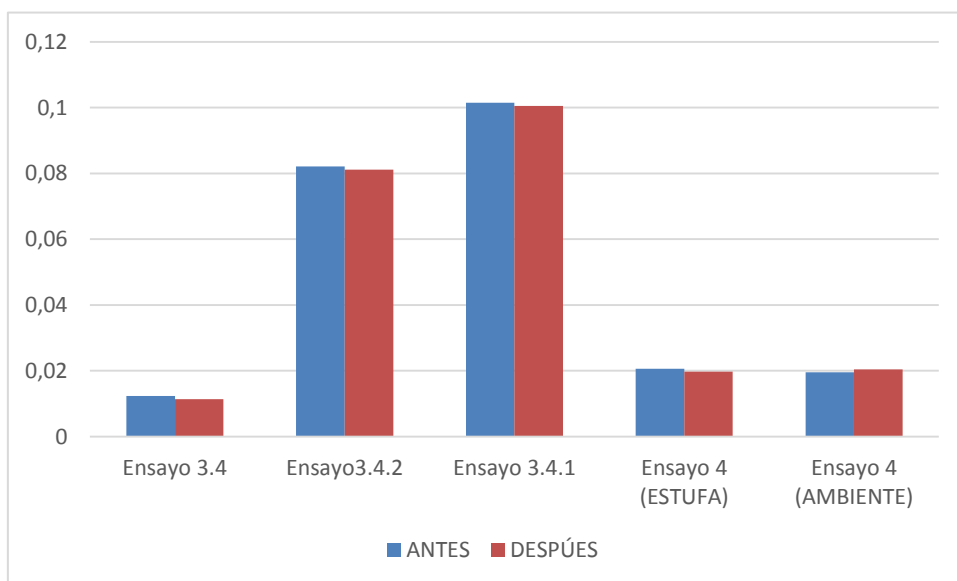


Gráfico 5. Exposición de biopolímeros a rayos UV.

Elaborado: Sarango Y, 2016.

3.2. Discusión

Se extrajo un total de cinco biopolímeros de origen vegetal a base de celulosa de *Physalis peruviana* L donde se comparó sus propiedades físicas, químicas y biológicas, para poder caracterizar cada uno de los biopolímeros. Se obtuvo mejores resultados al realizar biopolímeros de celulosa y almidón, debido a que estos dos polímeros son los mayormente utilizados dentro de la elaboración de bioplásticos aunque por lo general no juntos y hemos comprobado que con celulosa y almidón se puede elaborar un biopolímero con propiedades

cercanas a un plástico convencional (Cuichán, 2015). Los biopolímeros hechos a base solo de almidón habitualmente son quebradizos, y a menos que se lo transforme químicamente no sirve para fabricar películas flexibles y resistentes por lo que al combinarlos con otros polímeros ayudan a que los mismos mejoran su procesabilidad y biodegradabilidad (Collazo et al., 2013).

Las muestras fueron recolectadas en dos zonas con diferentes condiciones ambientales, procedentes de la ciudad de Loja y Ambato; esto no tuvo ninguna influencia en la fabricación de los biopolímeros, puesto que al ser tratadas con un mismo protocolo se obtuvo un mismo biopolímero; no existía diferencia significativa en lo que respecta a sus características (Caldas, 2012).

Según Tipler & Mosca, (2013) en la mayoría de los polímeros, el grado de conductividad térmica dependerá del grado de cristalinidad; un polímero con un alto grado de cristalinidad y una estructura muy ordenada tendrá una conductividad mayor que el material amorfo (Gonzalez, 2012). En caso de no ser cristalinos se lo utiliza como aislantes térmicos debido a sus conductividades térmicas son bajas, como es el caso del ensayo 3.4.1 que es grueso y por lo tanto transmitió menor calor que los demás biopolímeros (Beltrán & Marcilla, 2012), mientras que el ensayo 4 que fue secado en la estufa, transmitió más calor sobre su superficie en comparación a los demás debido a su cristalinidad. Otro de los aspectos que influye en la transferencia de calor de los polímeros son los electrones libres que se encuentren en la superficie, generalmente los polímeros tienen poca presencia de los mismos en su superficie por lo que no transmiten grandes cantidades de calor (Rubio & Guerrero, 2012). Finalmente también se puede relacionar este aspecto con la porosidad de los mismos ya que llega a tener una notable influencia dentro de la conductividad térmica, puesto que el aumento del volumen de poros conducirá en la mayoría de circunstancias a una reducción de la conductividad térmica ya que tiende a ser lenta e ineficiente, lo que formaría un proceso de espumación durante la polimerización usándolos más como aislantes; dentro de nuestros ensayos el biopolímero que se puede usar como aislante es el 3.4.1. por tener menor conductividad térmica y gran porosidad, en cambio los demás ensayos debido a su cristalinidad y baja porosidad son excelentes transmisores de calor (Tipler & Mosca, 2013).

Los biopolímeros de los ensayos 3.4 y 4 (ambiente – estufa) presentaron porcentajes de transparencia elevados en comparación con los demás lo que concuerda con lo observado en el microscopio ya que los mismos ensayos presentaron sus estructuras total y parcialmente transparentes, debido a que podemos encontrar polímeros en estado amorfo donde sus estructuras se encuentran entrelazadas de forma desordenada por lo que les da el aspecto vítreo, transparente y que generalmente son frágiles, en cambio cuando sus

estructuras se encuentran de forma irregular y entrelazadas a estructuras sólidas presentando vacíos producen biopolímeros translúcidos u opacos pero más resistentes al calor (Universidad de Salamanca, 2014). Por tal razón las imágenes de las muestras no se observan en el microscopio de forma homogénea ya que los biopolímeros generalmente se encuentran en estado amorfo entrelazados a estructuras sólidas, como se observa en las imágenes del microscopio (Tipler & Mosca, 2013).

Dentro del proceso de solubilidad todos presentaron pérdida de masa, pero el ensayo 3.4.1 y 3.4.2 fueron más notables, la razón por la que un polímero es soluble en determinados disolventes está en primer lugar el desorden que se crea en el proceso de disolución y en las interacciones intermoleculares entre el reactivo y la parte sólida, si la interacción de las mismas es igual o superior a la interacción entre estas dos partes se producirá mezcla o disolución, si no es así, y tanto la parte sólida como líquida son iguales, en este caso el biopolímero y el reactivo tenderán a unirse o aglomerarse formando dos fases (Gonzalez, 2012). La reacción de los reactivos frente a los biopolímeros dependerá de su polaridad mientras más porcentaje de carbono existe, mayor será el grado de solubilidad (Fernández, 2011). Con respecto a la absorción, los biopolímeros presentaron mayor absorbancia de hexano debido a que el mismo es considerado como un absorbente universal, mientras que en los demás biopolímeros se siguió perdiendo masa (Linde, 2012).

Los biopolímeros que fueron expuestos a UV todos presentaron pérdida de masa. Según Gonzalez (2012) los polímeros son generalmente incoloros por lo que no absorben la luz visible, aunque si absorben la radiación UV, lo que puede dar el inicio de degradaciones, y cuanto mayor es el espesor de la muestra mayor es la absorción y pérdida de superficie del material por lo tanto pérdida de masa. Estos al estar expuesto al constante cambio de las condiciones ambientales entran en una fase degradativa afectando las propiedades mecánicas que tienen los biopolímeros como resistencia, fuerza, elasticidad, plasticidad, etc (Beltrán & Marcilla, 2012).

La elaboración de biopolímeros tiene muchas ventajas y una de ellas principalmente es el tema de la contaminación ya que los plásticos comunes generan un elevado porcentaje de la misma, por su estructura y por el tiempo de descomposición que el mismo tiene. Es importante la fabricación de biopolímeros puesto que se los elabora a partir de material sintetizado por los mismos organismos que se encuentran en la naturaleza. Según Castillo et al., (2015) los biopolímeros son 100 % degradables, su tiempo de degradación generalmente lo es de un año, la mayoría de ellos se componen de resina vegetales y contaminan un 85 % menos que el plástico común por lo que parecen unas de las mejores alternativas para contribuir a disminuir la contaminación en el medio ambiente. Por ejemplo las bolsas de plástico tiene una vida útil de máximo 3 días antes de ser desechadas y su

degradación demora 150 años debido a su mínimo espesor y al polietileno que en su estructura se encuentra lo que hace que sea muy difícil de descomponerla (M. Martinez & Agatiello, 2009), en cambio al elaborar materias primas a base de biopolímero estos tendrán la misma vida útil pero su tiempo de degradación será menor, alrededor de un año.

CONCLUSIONES

Fue posible la extracción de un biopolímero de origen vegetal con el cáliz de *Physalis peruviana* L contribuyendo de esta manera a los estudios realizados durante los últimos años acerca de biopolímeros ya que es uno de los campos que ha tomado realce debido a que en la mayoría de ellos se utiliza desechos de origen agrícola obteniendo biopolímeros de fácil degradación.

La realización de pruebas físicas, químicas y biológicas ayudaron al momento de caracterizar los biopolímeros ya que los conocimientos de estas propiedades son un requisito previo indispensable para su correcta y posterior utilización.

La aplicación de cinco ensayos para la elaboración de los biopolímeros nos permitió elaborar un protocolo factible para la producción de un biopolímero de cáliz de *Physalis peruviana* L a base de celulosa y almidón, siendo el ensayo 3.4 y 4 los adecuados.

RECOMENDACIONES

Aprovechar la materia prima existente en los desechos agrícolas para la elaboración de biopolímeros, ya que es un insumo que se lo puede obtener fácilmente, a bajos costos y es de fácil degradación lo que ayuda al medio ambiente.

Realizar más estudios que propongan nuevos protocolos de elaboración de biopolímeros utilizando como materia prima los desechos agrícolas.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Acosta, H. a. (2007). Biodegradables Biopolymers Naturals Used in Biodegradable. *Polymer*, 12(4), 5–13. Retrieved from <http://www.unicordoba.edu.co/revistas/rta/documentos/12-2/122-1.pdf>
- Almanza, P., & Fischer, G. (2012). *Fisiología del cultivo de la uchuva (physalis peruviana l.)*. Retrieved from http://fruticultura.cav.udesc.br/wp-content/uploads/2012/04/pedro_jose_almanza_merchan_y_gerhard_fischer2.pdf
- Altamirano, M. (2010). *Estudio de la cadena productiva de uvilla (Physalis peruviana L.) en la Sierra norte del Ecuador*. Retrieved from <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/950/1/95220.pdf>
- Ballesteros, L. (2015). Los Bioplásticos como alternativa verde y sostenible de los plásticos basados en petróleo. *Universidad de San Buenaventura Cartagena*, 1. <http://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Beltrán, M., & Marcilla, A. (2012). *Estructura y propiedades de los polímeros. Tecnología de polímeros: procesado y propiedades*.
- Bonilla, H. R., Armijos, H. A., & Calderón, B. L. (2015). Efecto de tres pre-tratamientos de cáscara de banano para la obtención de jarabe glucosado mediante hidrólisis enzimática. *Avances En Química*, 10(1), 79–82.
- Caldas, A. (2012). *Optimización escalamiento y diseño de una planta piloto de extracción sólido líquido*.
- Calvo Villegas, I. (2009). *El cultivo de la uchuva - (Physalis peruviana) Area: Manejo integrado de cultivos / frutales de altura*.
- Campos, S. (2014). *Recubrimientos biodegradables de biopolímeros para su aplicación en frutas*.
- Canché-Escamilla, G., De Los Santos-Hernández, J. M., Andrade-Canto, S., & Gómez-Cruz, R. (2005). Obtención de Celulosa a Partir de los Desechos Agrícolas del Banano. *Informacion Tecnologica*, 16(1), 83–88. <http://doi.org/10.4067/S0718-07642005000100012>
- Caprile, M. (2005). Obtención y utilización de quitina y quitosano a partir de desechos de crustáceos. *International Solid Waste Association*. Retrieved from <http://www.ceiso.com.ar/documentos/caprilequitina.pdf>
- Castañeda, C., Sandoval, M., Sanchez, A., Alejo-Santiago, G., Jiménez, V., Aburto, C., & Garcia, M. (2013). RESPUESTA DE PLÁNTULAS DE UCHUVA (Physalis peruviana L.) A DIFERENTES CONCENTRACIONES DE NITRATO Y AMONIO. *Revista Bio Ciencias*, 52(311), 148–153.
- Castilla, J. B. de. (2012). *Las plantas medicinales y sus principios activos - Módulo de farmacia*.
- 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, 1–4.
- Chamba, S. (2013). *ESTUDIO DE FACTIBILIDAD PARA LA INDUSTRIALIZACIÓN Y COMERCIALIZACIÓN DE NÉCTAR DE UVILLA EN LA CIUDAD DE LOJA*. Retrieved from [http://dspace.unl.edu.ec:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/4343/ARELLANO WASHINGTON - JIMENEZ GALO.pdf?sequence=1](http://dspace.unl.edu.ec:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/4343/ARELLANO%20WASHINGTON%20-%20JIMENEZ%20GALO.pdf?sequence=1)

- Chávez, Alejandro & Hernández, I. (2013). *Estudio de biopolímeros , trabajo interdisciplinar desarrollado en la unidad de ingeniería de la región Poza Rica-Tuxpan de la Universidad Veracruzana*.
- Collazo, S., Ortega, R., Talens, P., & Chiralt, A. (2013). *Films biodegradables a base de Almidón de maíz y policaprolactona: Efecto del Ácido Cítrico como agente de entrecruzamiento*.
- Cruz-Morfin, R., Martínez-Tenorio, R., & López-Malo, A. (2013). Biopolímeros y su integración con polímeros convencionales como alternativa de empaque de alimentos. *Temas de Selección de Ingeniería de Alimentos*, 7, 42–52.
- Cueva Ortiz, J., & Aníbal Chalán, L. (2010). Cobertura vegetal y uso de suelo de la Provincia de Loja. In *Naturaleza y Cultura Internacional* (pp. 1–44).
- Cuichán, R. (2015). *Obtención de ácido poli-láctico a partir de lactosuero para la fabricación de empaque primarios*.
- Élida, H. (2011). Polimeros. In *Guía Didáctica - Capítulo 9* (pp. 1–70).
- Escalante, M., Santos, I., Rojas, L. B., & Velásquez, C. L. (2012). Aprovechamiento de desechos orgánicos: 1. extracción y caracterización del aceite de semillas de naranja colectadas en expendios ambulantes de jugos. *Avances En Química*, 7(3), 181–186.
- Facultad UNAB de Odontología. (2011). *Introducción a los Materiales Dentales*.
- Fernández, C. (2011). *Adsorbentes microporosos a partir de polímeros orgánicos. Aplicación en procesos de captura de CO2 precombustión*.
- FISCHER, G. (2000). Crecimiento y Desarrollo In: FLÓREZ , V.J.; FISCHER, H.; SORA, A.D. (Ed.). Producción, poscosecha y exportación de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Ciencias Naturales, Sección 4*, 9–26p.
- Fischer, G., Almanza-merchán, P. J., & Miranda, D. (2014). Importancia y cultivo de la Uchuva (*Physalis peruviana* L .) 1. *Scielo*, 36(1), 1–15. Retrieved from http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0100-29452014000100003&script=sci_arttext
- GAD. (2013). *Conformación del Sistema de Áreas de conservación del cantón Ambato*.
- García., A. (2015). Obtención De Un Polímero Biodegradable a Partir D E Almidón De Maíz.
- García, J., & Ordóñez, L. (2013). Desarrollo de un proceso para la obtención de quitina a partir de mivelio utilizando agua subcrítica. *Journal of Chemical Information and Modeling*, 53(9), 1689–1699. <http://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Gómez Cardozo, J. R. (2013). Producción Y Caracterización De Polihidroxialcanoatos, Sintetizados Por Microorganismos Nativos a Partir De Residuos Grasos. *Zhurnal Eksperimental'noi I Teoreticheskoi Fiziki*, 122. <http://doi.org/10.1073/pnas.0703993104>
- Gonzalez, M. (2012). *Propiedades químicas y físicas de polímeros*.
- Hernández, M., & Guzmán, B. (2009). Biopolímeros empleados en la Fabricación de envases para alimentos. *Revista Publicaciones E Investigaciones*, 3(1), 103–129.
- Hidalgo, J. (2016). *Fuentes y usos de polímeros bioprocedentes*.
- INEN. (2013). *Plásticos. Determinación de la absorción de agua* (Vol. 2048).
- Inversiones, D. de I. C. e I. Guía comercial de la república del ecuador (2014).
- Iriberry, S. & Martínez, R. (2011). Guía Didáctica del Docente- Química 4° Educacion Media. In *Santillana del Pacífico S.A.* (pp. 1–191).
- Kirchmer., C., Arboleda., J. & Castro., M. (2011). *Polímeros Naturales y su aplicación*

como ayudantes de Floculación.

- Kolybaba, M., Tabil, L. G., Panigrahi, S., Crerar, W. J., Powell, T., Wang, B., ... Dakota, N. (2003). Biodegradable Polymers: Past , Present , and Future. *Biodegradation*, 0300(03), 1–15. <http://doi.org/10.13031/2013.41300>
- Linde. (2012). *Hexano*.
- Mármol, Z., Páez, G., Rincón, M., Araujo, K., & Aiello, C. (2011). Quitina y Quitosano polímeros amigables . Una revisión de sus aplicaciones. *Revista Tcnocientifica URU*, 1(August 2016), 53–58. <http://doi.org/2244-775X>
- Martinez., G. (2015). Un área de confluencia en la física- Polímeros. *Revista de Cultura Científica* 4, 1, 7.
- Martinez, M., & Agatiello, S. (2009). *Las bolsas plásticas*. Retrieved from [http://www.neuquen.edu.ar/cuceyt/7-Explora/Las bolsas plasticas.pdf](http://www.neuquen.edu.ar/cuceyt/7-Explora/Las%20bolsas%20plasticas.pdf)
- Miramont, S. (2012). *Recubrimientos elaborados a partir de biopolímeros para el soporte de sustancias con actividad antimicrobiana: carvacrol y sorbatos*.
- Molina, R. (2013). *Índice de refracción y coeficiente de extinción del polímero conjugado orgánico semiconductor mdmo-ppv*.
- Novoa, R., Bojacá, M., Galvis, J., & Fischer, G. (2006). La madurez del fruto y el secado del cáliz influyen en el comportamiento poscosecha de la uchuva, almacenada a 12 C (*Physalis peruviana* L.). *Agronomía Colombiana*, 24(1), 77–86. Retrieved from <http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/agrocoll/article/view/20007> \n<http://www.scielo.org.co/pdf/agc/v24n1/v24n1a10.pdf>
- Paneque, M. (2011). *Estado del arte y novedades de la Bioenergía en Chile. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura*.
- Pilly, V. (2013). *An in vitro Study of Anticariogenic Compounds Incorporated into Bis-GMA/TEGDMA COPOLYMER*. *Journal of Chemical Information and Modeling*. <http://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- PROAÑO GUANOLUISA, O. (2003). *PROYECTO DE FACTIBILIDAD PARA LA CREACION DE UNA EMPRESA PRODUCTORA Y COMERCIALIZADORA DE UVILLA*.
- Ramirez, M. (2013). *Diversidad Florística a diferente altitud en el ecosistema paramo en siete comunidades de OSG UNOCANT*.
- Rehm, B. H. A. (2010). Bacterial polymers: biosynthesis , modifications and applications. *Nature Publishing Group*, 8(8), 578–592. <http://doi.org/10.1038/nrmicro2354>
- Rubio, M. &, & Guerrero, J. A. (2012). Polímeros utilizados para la elaboración de películas biodegradables. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos*, 2, 173–181. Retrieved from <http://web.udlap.mx/tsia/files/2013/12/TSIA-62Rubio-Anaya-et-al-2012.pdf>
- Saborido Calderón, M. (2009). Los Barnices, Capa de protección. Significado y composición: resinas, aleorresinas y bálsamos. *Claseshistoria*, 41, 1–19. Retrieved from <http://www.claseshistoria.com/revista/2013/articulos/dolgopol-comentario-libro.pdf>
- San Andres, M., Chercoles, R., De la Roja, J. M. ., & Gómez, M. (2010). Factores responsables de la degradación química de los polímeros . Efectos provocados por la radiación lumínica sobre algunos materiales utilizados en conservación: primeros resultados. *Factores Responsables de La: Restauración. España*, 263–304.
- Tipler, P., & Mosca, G. (2013). Propiedades Térmicas. In *Física para la ciencia y tecnología* (pp. 1–18). Retrieved from http://www.ehu.es/estibalzapinaniz/Materiales2012-2013/Propiedades_térmicas.pdf

- Ungría López, J. (2006). *Método y aparato para la extracción de resinas de plantas*.
- UNIOVI. (2013). *Resistencia de polimeros*. <http://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Universidad de Salamanca. (2014). *Los plásticos*.
- Valencia, U. de. (2014). *MACROMOLÉCULAS Y COLOIDES*.
- Valero-Valdivieso, M., Ortegón, Y., & Uscategui, Y. (2013). Biopolímeros: Avances Y Perspectivas. *SciELO Colômbia*, (181), 171–180. Retrieved from <http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/dyna/article/viewFile/20642/42269>
- Villa, I. (2015). *Materiales de uso Técnico (ii)*.
- Waltz, E. (2008). Do biomaterials really mean business ?, 26(8), 851–853.
- Yoo, J. J., Atala, A., & Lee, S. J. (2014). Recent Applications of Polymeric Biomaterials and Stem Cells in Tissue Engineering and Regenerative Medicine Polymeric Biomaterials, 38(2), 113–128.
- Zoffoli, J., Evseev, A., Naranjo, P., & Rodríguez, J. (2015). El futuro de los biopolímeros en el envase de frutas. *Agronomía Y Forestal*, 40–43.