



UNIVERSIDAD ABIERTA
Y A DISTANCIA DE MÉXICO



DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA SALUD,
BIOLÓGICAS Y AMBIENTALES

“Desarrollo de un biopolímero a partir de residuos orgánicos”

PROYECTO TERMINAL QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERO EN BIOTECNOLOGÍA PRESENTA:

MARTHA ERÉNDIRA ARELLANOS HUERTA

Cuenta: ES1410912236

Grupo: BI-BPT2-1802-B0-001

ASESOR INTERNO: Dra. Diana Elinos.

Asesora de Proyecto Terminal I y II

ASESOR EXTERNO: M. en C. Gisela Clara Hernández

Profesora del Departamento de Ciencias

Universidad Partenón Cozumel

2019



AGRADECIMIENTOS.

Mi más amplio agradecimiento al Instituto Partenón de Cozumel por su apoyo institucional e incondicional para que fuera posible el desarrollo de este proyecto.

Agradezco infinitamente a la maestra Gisela Clara Hernández, profesora del Departamento de Ciencias de la Universidad Partenón de Cozumel por su disponibilidad, dedicación, apoyo y orientación en la realización del proyecto. También muy agradecida con la maestra Cristina Amable Ramos Chan, coordinadora del laboratorio del Instituto Partenón de Cozumel, quien siempre estuvo apoyándome con las instalaciones, material y sustancias, así como con su supervisión e interés por el proyecto.

Por su esfuerzo, orientación, paciencia y estímulo hacia mi persona, me siento muy afortunada de haber contado con la doctora Diana Elinos, asesora interna de la UNADM, que me cedió tiempo y conocimientos con el fin de llevar a cabo a término el proyecto final. Muchas, muchas gracias.

Agradezco con todo el corazón a mis amistades y personas que estuvieron a mi lado y al pendiente de mí, aunque algunos se encontraran lejos, dándome toda la motivación posible, sus palabras de ánimos, su comprensión en mis desvelos y falta de tiempo que tuve para poder convivir con ellos. Fue muy gratificante saber que les importaba mucho mi esfuerzo y mi investigación.



DEDICATORIA

A mi mamá quién en vida me impulsó a seguir adelante a pesar de los muchos contratiempos que se me presentaron. Ojalá y hubieras podido estar presente para ver que sí lo logré. Con mucho cariño mami.

A mis hijos, que forman una parte muy importante de mi vida y a quienes les tengo muchísimo cariño. A pesar de que no podía estar todo el tiempo que hubiera querido estar con ellos tuvieron toda la paciencia del mundo para conmigo, me apoyaron y me alentaron a seguir adelante, de quienes aprendí y seguiré aprendiendo de sus ganas de superarse. Los quiero mucho.

A mis familiares que desde donde están, siempre me aconsejaban y valoraban mi esfuerzo. Espero poder ser un gran ejemplo de esfuerzo y dedicación para las nuevas generaciones.

A mis grandes amigas y amigos que aprecio de corazón. No tengo palabras para agradecerles su apoyo incondicional. Fue un camino muy duro en el que siempre tuve su valiosa e importante compañía.

Y por supuesto, agradezco mucho a Dios por no haberme abandonado en los momentos más difíciles que pasé para poder lograr esta meta tan importante en mi vida. Gracias Dios mío.



**“Desarrollo de un biopolímero a
 partir de residuos orgánicos”
 Índice.**

CONTENIDO	Página
Agradecimientos	1
Dedicatoria	2
1. Resumen	5
2. Justificación	5
3. Marco teórico	6
3.1. Problemática de contaminación ambiental producida por los plásticos sintéticos	6
3.2. Biodegradación de plásticos	7
3.3. Factores que influyen en el proceso de biodegradabilidad	8
3.4. Biopolímeros naturales (Biolásticos)	9
3.5. Aprovechamiento de las algas marinas como residuo orgánico para la elaboración de un polímero	10
3.6. El sargazo (<i>Sargassum natans</i> y <i>Sargassum fluitans</i>)	10
3.7. Propiedades de la glicerina para otorgar flexibilidad al biopolímero	14
3.8. Propiedades del agua destilada para la elaboración de un biopolímero	14
3.9. Propiedades del ácido cítrico	15
3.10. Propiedades del almidón de maíz	16
4. Hipótesis	17
5. Objetivo general	17
6. Objetivos particulares	17
7. Metodología	18
7.1. Recolección y preparación de las muestras	19
7.2. Secado y trituración	21
7.3. Elaboración de los biopolímeros de fécula de maíz y sargazo	23
7.4. Pruebas aplicadas para determinar la biodegradación	27
7.4.1. Evaluación de la biodegradación por registro fotográfico	27
7.4.2. Prueba de punto de fusión	27
7.4.3. Prueba de resistencia al agua	28
7.4.4. Prueba de densidad	29
7.4.5. Determinación de humedad	30
7.5. Determinación de la calidad del biopolímero	31
8. Resultados	31
8.1. Elaboración del biopolímero	31



8.2. Prueba de degradación.....	35
8.3. Prueba de punto de fusión.....	38
8.4. Prueba de resistencia al agua.....	40
8.5. Prueba de densidad	42
8.6. Determinación de contenido de humedad.....	43
8.7. Determinación de la calidad del biopolímero.....	45
9. Análisis de resultados.....	46
10. Conclusiones.....	47
11. Recomendaciones.....	48
12. Bibliografía.....	49



1.RESUMEN.

Como se presenta la necesidad de buscar alternativas sustentables para mitigar los efectos de la degradación ambiental, este proyecto se enfoca en la elaboración de un biopolímero a base de productos biodegradables y biocompatibles que consideramos de desecho con características adecuadas y que puedan ser resistentes y elásticos como los plásticos sintéticos. El sargazo (*sargassum*), considerado recientemente como un problema ambiental, debido a la llegada de grandes cantidades de este tipo de algas al Caribe mexicano, puede ser aprovechado como materia orgánica para la elaboración de diferentes productos. En este trabajo se buscará aprovechar el sargazo como fuente de algina en diferentes proporciones para analizarse de forma comparativa, utilizando glicerol como plastificante, en relación al polímero base. Estos biopolímeros serán caracterizados en cuanto a su densidad, permeabilidad, su punto de fusión, contenido de humedad y biodegradabilidad.

2. JUSTIFICACIÓN.

Este estudio se plantea como interrogante de investigación, buscando una forma de producción de biopolímeros con características semejantes a los biopolímeros sintéticos. La propuesta es lograr un biopolímero utilizando el sargazo como material de fácil obtención y muy abundante en la zona, para que la producción del mismo sea barato y accesible a los sectores de bajo recursos e importante en cuanto su cantidad. Como el sargazo ha sido un grave problema para las costas mexicanas del sureste, en estos últimos años, se busca la posibilidad de aprovecharlo en la elaboración de biopolímeros. Se propone desarrollar una nueva tecnología que sea biodegradable y que no afecte el medio ambiente, evitando la presencia de residuos contaminantes, ya que los plásticos sintéticos originan un alto grado de contaminación ambiental por el tiempo que tardan en degradarse.



3. MARCO TEÓRICO.

3.1. Problemática de contaminación ambiental producida por los plásticos sintéticos.

Japón, en la Segunda Guerra Mundial, cortó los suministros de caucho natural a los aliados. Este hecho obligó a los aliados a buscar un sustituto, dando origen al caucho sintético y desarrollando la industria de los polímeros sintéticos y plásticos (Leidenger, 1997).

En el siglo XX se empezaron a producir los biopolímeros sintéticos obtenidos a partir del petróleo (plásticos), sustituyendo al cartón, metal y la madera, ya que son económicos, livianos, con alta resistencia a la corrosión, al agua y a la descomposición bacteriana sin afectación a las alteraciones climáticas (Bastioli, 2001). Sin embargo, se convirtieron en residuos difíciles de eliminar y en un grave problema ambiental, ya que, por ejemplo, las bolsas plásticas (polietileno y polipropileno) tardan hasta 500 años en descomponerse (Gross y Kalra, 2002).

El uso indiscriminado de los plásticos sintéticos, han ocasionado problemas ecológicos contribuyendo a la contaminación ambiental, ya que estos desechos sólidos son de baja degradabilidad. Conforme aumenta la población mundial, año con año han aumentado los residuos plásticos por el consumo de más de 500 billones al año de bolsas plásticas, aumentando la contaminación de este producto (Novo M., 2009).

En relación a la afectación de los plásticos en el mar, los residuos se llegan a acumular con el movimiento de las olas golpeando corales y fracturándolos. Los plásticos, al fragmentarse pueden ser ingeridos por diferentes especies marinas que los confunden con comida, provocándoles la muerte instantánea por ahogamiento o afectación de sus órganos. También se llegan a enredar con estos residuos causándoles deformaciones, resultando heridos, inmobilizados o muertos (imagen

1). Por lo menos 267 especies (tortugas, aves, peces, focas, ballenas, lobos marinos, etc.) han sido afectadas por los residuos de plásticos (United States Environmental Protection Agency). El 20% de la basura recogida en las playas son bolsas, comprometiendo la vida de la fauna marina, aves y tortugas (Caparós, 2009).



Imagen 1. Foca atrapada y muerta como consecuencia de las basuras marinas.
Foto de Nina Kristin Nilsen. Marine Photobank. Ecologistas en acción (2017).

3.2. Biodegradación de plásticos.

La mayoría de los envases están hechos de plásticos sintéticos, los cuales representan un grave problema ecológico ya que tardan mucho tiempo en degradarse contaminando el medio ambiente (Pires *et al*, 2012).

Como este problema se ha ido agravando con el paso de los años, la Biotecnología ha recurrido a desarrollar nuevos materiales que se puedan utilizar degradándose en el menor tiempo posible, sin afectar el medio ambiente protegiéndolo y conservándolo. La Biotecnología se enfoca en aprovechar recursos naturales como fuente de conservación y reciclaje innovando nuevos productos biodegradables, los cuales, para su total biodegradación, se descomponen en bióxido de carbono (CO₂), agua y abono orgánico (Bastioli, 2001). Uno de estos materiales son los biopolímeros orgánicos o naturales que están conformados por recursos renovables como la caseína, el maíz, la soya, el gluten de trigo, el colágeno, el suero de leche, la queratina, el almidón (Chambi y Grosso, 2006; Hong, 2006).

La biodegradación mineraliza las estructuras orgánicas por medio de microorganismos que convierten los bioplásticos en bióxido de carbono (CO₂), metano (CH₄), agua (H₂O) y biomasa (European Plastics Converters, 2009). El proceso de biodegradación se lleva a cabo en dos etapas:

a) Biodegradación primaria. Se inician pequeñas alteraciones estructurales en la molécula original haciéndole perder sus propiedades físico-químicas.

b) Biodegradación secundaria (mineralización). La sustancia química es metabolizada por los microorganismos como fuente de carbono y energía transformándola en compuestos inorgánicos.

Esta descomposición puede desarrollarse en presencia de oxígeno (aeróbica) o en ausencia de oxígeno (anaeróbica) (imagen 2) (Pardo *et al.*, 2011).

Reacción en medio aerobio:

Polímero + O₂ + microorganismos = CO₂ + H₂O + SO₂ + NO₂ + biomasa + calor

Reacción en medio anaerobio:

Polímero + bacterias anaerobias = CO₂ + CH₄ + SH₂ + NH₃ + residuo + calor

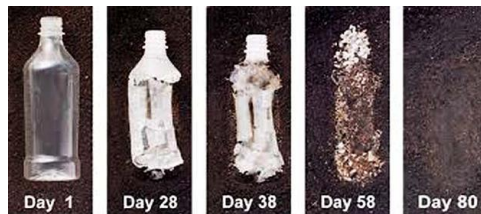


Imagen 2. Biodegradación anaerobia de una botella de bioplástico.
Foto de Manuel Peña Aguilar. CINABRIO.
Universidad Autónoma de Querétaro (2015).

3.3. Factores que influyen en el proceso de biodegradabilidad.

- *Condiciones del medio (pH, temperatura, humedad, etc.).
- *Características del polímero (peso molecular, enlaces químicos susceptibles a la hidrólisis, presencia de monómero residual (aditivos), etc.).
- *Dimensiones del material.
- *Características del microorganismo (cantidad, tipo y fuente).



Actualmente a los materiales plásticos se les realizan ensayos de biodegradabilidad para evaluar su comportamiento ambiental, los cuales han sido normalizados para garantizar que estos productos sean confiables y válidos (Vázquez y Beltrán, 2004). Uno de los indicadores de biodegradabilidad de un polímero natural es la pérdida de peso de una muestra a lo largo de un periodo de degradación (Ishigaki, 2004).

3.4. Biopolímeros naturales (Bioplásticos).

Los bioplásticos se producen a partir de recursos renovables de origen vegetal, animal, microbiano o fósiles. La estructura del biopolímero es la que lo hace biodegradable siendo fácilmente destruidos por microorganismos (hongos o bacterias) en ambientes biológicamente activos (Castrillón, 2012), transformándolos en sustancias simples o componentes menores que se puedan asimilar en el medio ambiente (Escudero, 2011).

Las fuentes de los biopolímeros naturales son:

- De origen animal → Colágeno/gelatina.
- De origen marino → Quitina/quitosan.
- De origen agrícola → Lípidos y grasas e hidrocoloides: proteínas y polisacáridos.
- De origen microbiano → Ácido poliláctico (PLA) y polihidroxialcanoatos (PHA). (Tharanathan, 2003).

Existen una gran variedad de polímeros y todos tienen una estructura interna similar rigiéndose con las mismas teorías (Sperling, 2006). La producción de los biopolímeros biodegradables debe ser menos contaminante, 100% reciclable y el abastecimiento de la materia prima es más accesible y menos comprometida con el medio ambiente. Los biopolímeros biodegradables se utilizan en diferentes formas y productos: envases, bolsas de compras, bolsas de recolección de residuos, bandejas, etc. (Segura *et al.*, 2007).



3.5. Aprovechamiento de las algas marinas como residuo orgánico para la elaboración de un polímero.

A través de la historia se ha observado que el uso de las algas marinas ha beneficiado no sólo a la agricultura como abono para el suelo, sino también como alimento para animales como los bovinos, caballos y cerdos, los cuales son llevados a pastar a las playas durante todo el invierno o durante el verano (Castro *et al.*, 1992). La mayoría de las algas (como el alga parda *Macrocystis pyrifera* o sargazo gigante de México) se utilizan en forma de harina como complemento dietético para los animales, incrementando el crecimiento y producción de lana en los borregos, así como el contenido de grasa en la leche de vaca (Chapman y Chapman, 1980; Rojkind, 1977 a, b).

Las algas pardas presentan un bajo contenido de nitrógeno (Round, 1981). Los carbohidratos se encuentran en forma de gomas (ácido alginico, conocido como algina) los cuales se utilizan para controlar propiedades reológicas en diversos productos que se elaboran en la industria alimentaria (Casas, 1985; Ink y Hurt, 1987).

3.6. El sargazo (*Sargassum natans* y *Sargassum fluitans*).

El sargazo son macroalgas marinas planctónicas, de color pardo, que pertenecen al orden de las Fucales y al género *Sargassum*. Se encuentran clasificadas en el grupo de las “feofitas” (*Phaeophyceae*) o algas pardas, las cuales son las más abundantes y de mayor tamaño (Cifuentes *et al.*, 1997). Han desarrollado estructuras que facilitan su flotación y la fotosíntesis. Se les conoce comúnmente como sargazo el cual es exclusivo de ambientes marinos, cuya distribución se concentra principalmente en el llamado “Mar de los Sargazos”, en el Atlántico y llegan a las costas del Caribe con las corrientes del mar que se alteran por el cambio de temperatura y del clima (imagen 3). Estas masas flotan a través de los pasos que hay al norte del Caribe y migran hacia el oeste (Frazier

et al., 2013), y algunas algas llegan a las islas que se encuentran al este y oeste del Caribe y en la parte este de la Península de Yucatán.

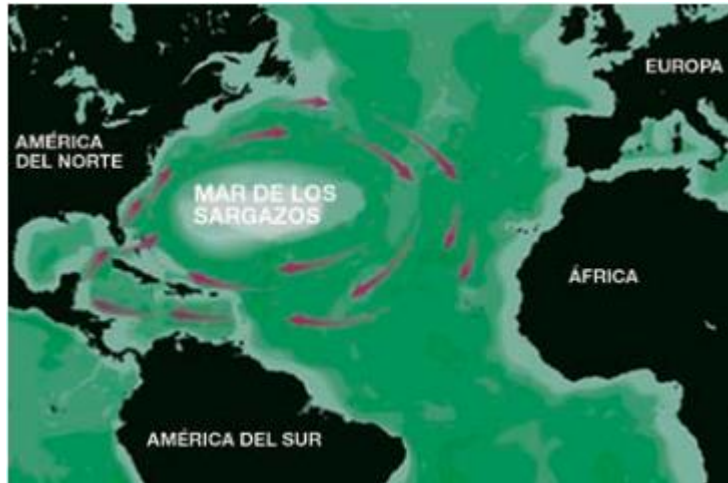


Imagen3. Ubicación y esquema de desplazamiento del mar de los sargazos en el Océano Atlántico. (Imagen tomada de CONABIO, 2013).

Los bosques submarinos formados por el sargazo albergan gran cantidad de algas habitando en ellas especies como las tortugas marinas, peces, invertebrados y aves que utilizan estos sitios para reproducirse y para la crianza (Pendleton *et al.*, 2014). A partir del año 2014, la costa del Caribe mexicano, ha recibido grandes cantidades de sargazo durante 4 meses, incrementándose año con año, volviéndose esto un verdadero problema para extraerlo de las playas ya que por efecto del sol y de su acumulación, se empieza a podrir y a generar gases tóxicos causando un desastre ecológico y socioeconómico (Tussenbroek, 2018). La acumulación de estas algas afecta el oxígeno del agua, proporciona contaminantes modificando el equilibrio ecológico de los corales, erosionando las playas e ingresando microorganismos que pueden alterar los ecosistemas (Tussenbroek, 2018).

Se considera que los cambios climáticos y la contaminación puedan ser la causa del cambio de corrientes de agua y del repentino crecimiento del sargazo (Tussenbroek, 2018).



El sargazo que se encuentra en México, es la base de la cadena alimenticia y es el reciclador de nutrientes. Las especies con las que cuenta son: especies endémicas (pez azul de Cortés, *Stegastes rectifraenum*), especies con poblaciones diezmadas por sobreexplotación (madre perla, *Pinctada mazatlanica*) y bajo protección a nivel nacional (Norma Oficial Mexicana-059, 2010) el pepino café (*Isostichopus fuscus*) y los peces castañeta mexicana (*Chromis limbaughi*) y ángel rey (*Holacanthus passer*). El caballito de mar (*Hippocampus inges*) y tortugas marinas, que son especies protegidas a nivel internacional por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y la Convención Internacional sobre el Comercio de Especies Amenazadas (Norma Oficial Mexicana-059, 2010).

Características:

No tiene sistema vascular, su estructura es de forma arbustiva (talo) dividida en:

1. **Sujetador.** Parte del talo que sirve para el anclaje del mismo en el sustrato.
2. **Estipe.** Eje principal cilíndrico y ramificado que ayuda a la flexibilidad y rigidez del talo.
3. **Filoides.** Estructuras fotosintéticas con apariencia de hojas.
4. **Aerocistos.** Estructura vegetativa que contiene gas nitrógeno y ayuda en la flotación. Se encuentran en la base de los filoides.

Su reproducción:

1. **Sexual.** Producción de gametos, fertilización y fijación de cigotos al sustrato.
2. **Asexual.** Regeneración de un nuevo talo a partir de un estolón (talo de años anteriores, menor a 17cm y con pocos o sin filoides y aerocistos) llamada reproducción vegetativa.



Cuenta con más de 550 especies distribuidas en los océanos del mundo (menos en el Ártico) y en una gran variedad de fondos o flotando libremente. Los sargazos fijos al sustrato se encuentran desde la línea de costa (zona intermareal) hasta 20 m de profundidad (zona submareal) y los de vida libre forman parches muy densos de pocas hectáreas de 1 a 2m de grosor.

Tiene una tasa rápida de crecimiento y capacidad de reproducirse en el primer año en sus dos vías reproductivas.

Es un recurso natural muy abundante que está disponible para su aprovechamiento sustentable, ya que contiene altas cantidades de potasio y fósforo por lo cual se aprovecha como alimento para animales y como fertilizante acondicionando el suelo y favoreciendo el desarrollo de las plantas (Cifuentes *et al.*, 1997).

. El elevado contenido de materia inorgánica se debe a la capacidad que tienen las algas para absorber de un modo selectivo elementos minerales del mar a través de sus polisacáridos superficiales (Jiménez y Goñi, 1999; Carrillo *et al.*, 2002).

Las algas contienen compuestos químicos apreciables para la industria como los ficocoloides: agares, carregeninas, fucoidinas y alginas (se encuentran en las algas pardas como el sargazo) que se utilizan para dar volumen, textura, viscosidad y otras características reológicas cuya principal propiedad es la no interacción química con los demás ingredientes. La función de los ficocoloides es de tipo estructural y de protección. El agar y las carregeninas se encuentran cubriendo las paredes celulares de las algas (Lee, 2008). Los alginatos, además de cubrir las paredes celulares, se encuentran en las regiones intercelulares contribuyendo al intercambio de iones (Percival, 1979).

La algina (alginato), es un polisacárido derivado del ácido algínico que se disuelve en agua formando una solución extremadamente viscosa, por lo cual se utiliza



como agente espesante, estabilizador, suspensor y gelificante llegando a formar delgadas películas sobre las superficies (Cifuentes *et al.*, 1997). Es aprovechada para la elaboración de insumos en las áreas de cosmetología, medica y alimentaria (Barsanti y Gualtieri, 2006). Tiene la propiedad de formar películas y recubrimientos para alimentos cuando se le agregan iones de calcio, con la facultad de protección de lípidos y del oxígeno (Tang *et al.*, 2012).

3.7. Propiedades de la glicerina para otorgar flexibilidad al biopolímero.

La glicerina o glicerol, es un polialcohol de cadena carbonada de tres átomos de carbono y tres grupos hidroxilos (-OH). Su fórmula es: $C_3H_8O_3$



Puede reaccionar y formar ésteres, aminas o aldehídos. Es estable en condiciones normales de O_2 , pero con oxidantes fuertes se convierte en CO_2 y H_2O . Es un líquido viscoso, incoloro, inodoro y ligeramente dulce, soluble en agua y alcoholes, ligeramente soluble en disolventes orgánicos y disolventes polares e insoluble en hidrocarburos (Charro, 2015). Su pH es neutro, tiene alto punto de ebullición y viscosidad, y puede ser explosivo en contacto con agentes oxidantes como el clorato de potasio (Tan, *et al.*, 2013).

La glicerina actúa como plastificante y le otorga flexibilidad al biopolímero, mientras que el agua actúa como solvente ayudando a que se lleve a cabo el proceso de polimerización (Sierra *et al.*, 2016).

3.8. Propiedades del agua destilada para la elaboración del biopolímero.

El agua destilada está compuesta por dos átomos de hidrógeno y uno de oxígeno, representada por la fórmula H_2O , que al pasar por el proceso de destilación se le eliminan impurezas de iones purificándola.



Se utiliza como plastificante para reestructurar el almidón en la mezcla con el fin de obtener almidones termoplásticos, mejorando las propiedades mecánicas y de barrera. Es el plastificante más abundante y económico (Charro, 2015).

3.9. Propiedades del ácido cítrico.

El ácido cítrico es un ácido carboxílico (ácido orgánico) de origen natural, que se encuentra en las frutas como limón, mandarina, lima, toronja, naranja, piña (Acuña, 2006). Este compuesto químico orgánico es en forma líquida de sabor ácido y olor particular (irritante), cuya fórmula es: $C_6H_8O_7$, el cual puede ser sintetizado por medio del laboratorio.

El ácido cítrico se usa como reactivo en síntesis orgánicas (Muñoz A. *et al.*, 2014). También se utiliza mucho en el campo de la alimentación, en productos farmacéuticos y cosméticos, entre muchas aplicaciones.

Se aplica en el tratamiento de terrenos combinado con el sulfato de calcio para evitar el estrés ambiental el cual ha limitado el crecimiento de los cultivos y la productividad agrícola. Al aplicarlo, se logra mejorar la asimilación de los micronutrientes por parte de las plantas (Primo E., 2013).

El ácido cítrico, además de no ser tóxico, es biodegradable y es de fácil tratamiento (Papagianni *et al.*, 2007). Su principal uso es la acidificación y control del pH en el producto final; ya que, si se logra un pH bajo, se retardará el crecimiento de microorganismos indeseables (bacterias), teniendo una capacidad reguladora del pH (Papagianni *et al.*, 2007).



3.10. Propiedades del almidón de maíz.

La fécula de maíz son gránulos de almidón compuestos de glucosa, que se encuentra almacenado en plantas. Forma parte de los carbohidratos y es un polisacárido natural que se obtiene de moler diferentes variedades de maíz.

Su fórmula es: $C_6H_{10}O_5$

Los gránulos consisten en estructuras macromoleculares ordenadas en capas, cuyas estructuras poliméricas son la amilosa y la amilopectina. Las capas de amilosa se encuentran situadas en las capas interiores, y las capas de amilopectina se encuentran en las capas exteriores. En presencia de agua forma suspensiones de poca viscosidad. Cuando se calienta el almidón en soluciones acuosas en temperaturas arriba de los $60^{\circ}C$, rompe los gránulos llevando a cabo el proceso de gelatinización (Imam *et al.*, 1996).

El almidón de maíz nos ofrece las mismas propiedades físico-químicas que tienen los plásticos sintéticos, es por esto que el almidón es el material más utilizado para la fabricación de plásticos biodegradables compostables.

4. HIPÓTESIS.

El biopolímero elaborado tendrá características óptimas para su uso alternativo de plásticos contribuyendo a la conservación ambiental y evitando su deterioro; además de que el biopolímero será biodegradable.

5. OBJETIVO GENERAL.

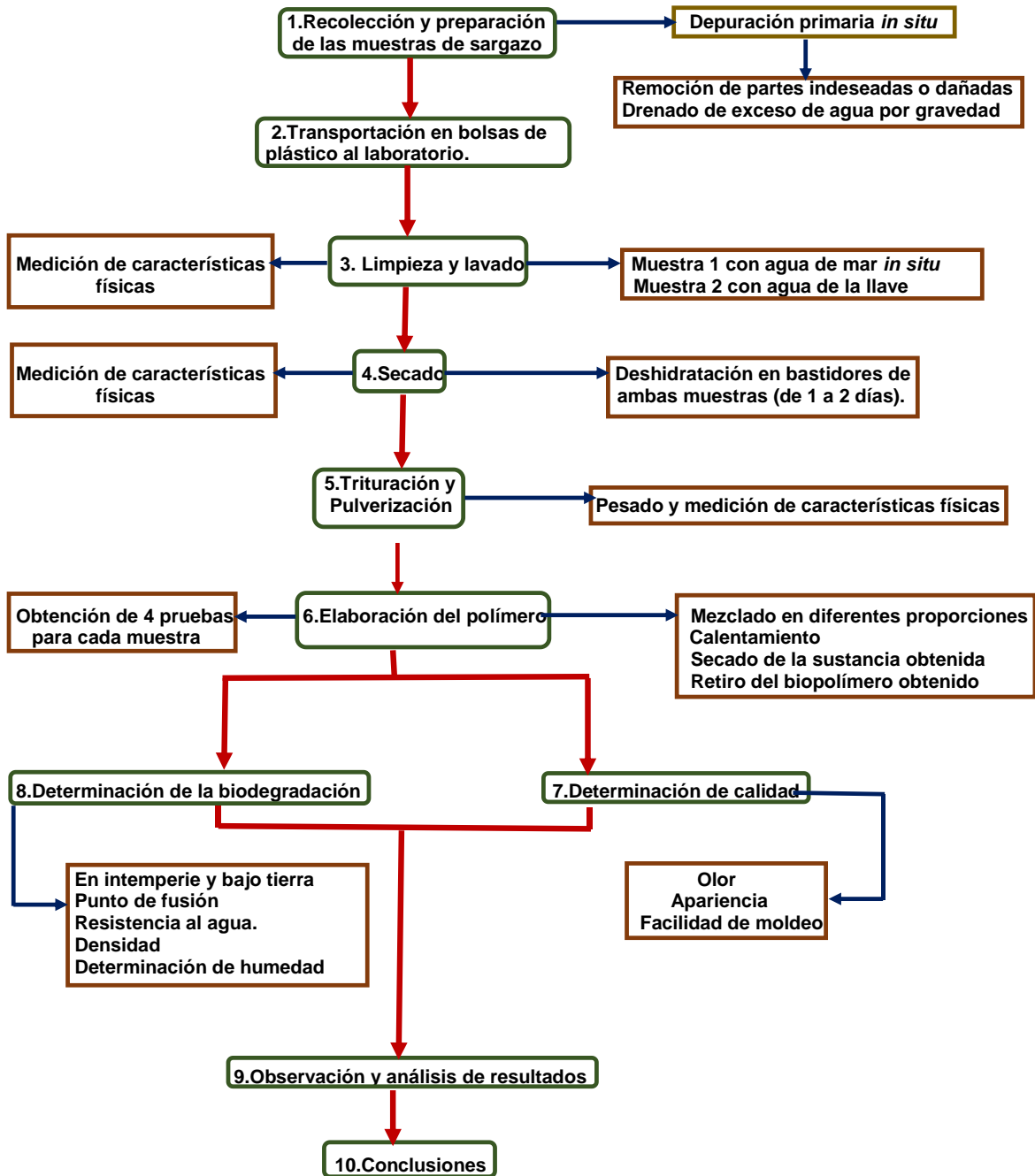
Elaborar un biopolímero a partir de sargazo con características similares a las de los plásticos convencionales. Utilizar un recurso natural (materia prima de la región) para solucionar un problema medioambiental.

6. OBJETIVOS PARTICULARES.

- 1.-Desarrollar la formulación para la elaboración de un biopolímero a base de sargazo.
- 2.- Determinar la vida útil de los biopolímeros, a base de sargazo en distintos porcentajes de concentración.
- 3.- Analizar los resultados de la experimentación para determinar el posible biopolímero adecuado, determinando sus características fisicoquímicas.
- 4.- Valorar el uso de un biopolímero a base de sargazo como una alternativa biodegradable para la conservación de nuestro medio ambiente.

7. METODOLOGÍA.

ESQUEMA DE LA METODOLOGÍA GENERAL.



7.1. Recolección y preparación de las muestras.

Se acude al Mirador Chumul (Imagen 4 y 5) que se ubica en la zona oriente de la isla de Cozumel a la altura de la playa Chumul en las cercanías de playa Bonita a 4.3km de San Miguel de Cozumel, para la recolecta del sargazo (Imagen 6 y 7). La temperatura se encuentra en 29°C con vientos de 8km/h y una humedad de 80%.



Imagen4. Ubicación del mirador “Chumul”
 (Imagen tomada de Galerías de Arte Indivemap).



Imagen 5. Mirador “Chumul”
 (Foto de Arellanos Martha, 2019).
 Instituto Partenón de Cozumel.

Material para la recolección y preparación de las muestras:

4 cubetas limpias y secas, 2 recipientes de plástico con capacidad de 1L, 2 bolsas de plástico grandes, etiquetas autoadheribles, guantes desechables, 1 plumón, 1 garrafón de 20L llenado con agua de la llave, 1 hielera.



Imagen 6. Sargazo acumulado en “Chumul”.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.



Imagen 7. Recolecta del sargazo en “Chumul”.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.

Se procede a realizar la preparación de las muestras en dos maneras diferentes:

Muestra 1:

El sargazo, recién recolectado y traído a tierra, se lava con agua de mar en el lugar llevando a cabo una depuración, para remover partes indeseadas como, el exceso de arena y organismo epífitos, rizoides, pedazos podridos o muy duros, otras algas que crecen encima, etc. Luego, se coloca en bolsas de plástico, drenando el exceso de agua por gravedad, para ser transportado al laboratorio de la institución.

Muestra 2:

El sargazo, recién recolectado y traído a tierra, se lava con agua de la llave, para remover partes indeseadas como, el exceso de arena y organismos epífitos, rizoides, pedazos podridos o muy duros, otras algas que crecen encima, etc. Este lavado se efectúa de unas 5 a 6 veces en el lugar cambiando el agua de la llave. Luego, se coloca en bolsas de plástico, drenando el exceso de agua por gravedad, para ser transportado al laboratorio de la institución.

Una vez en el laboratorio del Instituto Partenón de Cozumel, se determinan sus características físicas.

Características: Aspecto fresco y frondoso, color café verdoso-amarillo con olor característico a marisco, estipe cilíndrico y ramificado, con abundantes filoides y aerocistos en buen estado con textura suave al tacto.

7.2. Secado y trituración.

Material para la recolección del sargazo del bastidor y pesado de las muestras:

2 cubetas limpias y secas, 1 licuadora, 1 báscula digital, 1 mortero con pistilo, guantes desechables, 1 tamizador número 8 de 2.5mm, bolsas de papel, papel aluminio.

Para el secado se diseñó un bastidor (Imagen 8 y 9) en base a la reutilización de una estructura para hidroponía que tiene el Instituto Partenón, el cual fue acondicionado para las necesidades propias del secado del sargazo. El bastidor cuenta con dos tubos de poliducto, una estructura de madera como soporte, dos sogas atadas a lo largo y en la parte interna del bastidor, protegido con malla mosquitera (tela de miriñaque) para mantener alejados a insectos, polvo y basura que trae el viento, y en la parte inferior como en la parte superior cuenta con lienzos de plástico como protección de la humedad.

Los tubos de poliducto miden de 2.94m de largo por 35cm de diámetro. La estructura completa mide 2.50m de largo por 0.55m de ancho y 1.21m de alto.



Imagen 8. Bastidor de secado a lo largo.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.



Imagen 9. Bastidor de secado a lo ancho.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.

El sargazo de las muestras 1 y 2 se pesan y se extienden directamente en el bastidor de secado que se encontrará bajo los rayos del Sol, para su deshidratación durante tres días (Imagen 10).



Imagen 10. Sargazo puesto a secar en el bastidor.
 (Foto de Arellanos Martha, 2019).
 Instituto Partenón de Cozumel.

Una vez seco el sargazo de las muestras 1 y 2, se bajan del bastidor y se trasladan al laboratorio de la institución para ser triturado y convertido en polvo, y el polvo obtenido se pesa (Tabla 1) y se almacena en bolsas de papel (Imagen 12, 13 y 14).

Tabla 1. Relación peso seco y húmedo de cada muestra.

Peso	Muestra 1 (agua de mar)	Muestra 2 (agua de la llave)
Húmedo	1240gr.	990gr.
Seco	205gr.	118.8gr.

Características físicas del sargazo seco: El sargazo deshidratado muestra estipe, filoides y aerocistos secos y quebradizos con coloración café oscuro y un olor suave característico a marisco (Imagen 11). Los aerocistos siguen conservando su forma esférica. Al tacto se determina aspereza y rugosidad.



**Imagen 11. Sargazo seco bajo los rayos del sol.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.**



**Imagen 12. Sargazo seco y molido.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto partenón de Cozumel.**



**Imagen 13. Equipo para molienda y cernido del sargazo
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.**



**Imagen 14. Procedimiento de cernido del
sargazo. (Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.**

7.3. Elaboración de los biopolímeros de fécula de maíz y de sargazo (Imagen 15).

Material:

1 estufa eléctrica, 1 agitador de vidrio, 1 tela de asbesto, 2 cucharas desechables, 1 vaso de precipitados de 1000ml, 3 probetas de 50ml, 1 vaso de precipitados de 250ml, 1 recipiente para pesar, 1 tapita de metal para el baño María, 1 termómetro de 100°C, 3 bolsas de plástico medianas ziploc (15.3 x 22.9cm).



Imagen 15. Material para la elaboración del biopolímero.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.

Biopolímero con fécula de maíz:

Se lleva a cabo con las siguientes sustancias: fécula de maíz, agua destilada, grenetina y ácido cítrico (jugo de limón) para formar la muestra en blanco (muestra comparativa) en las siguientes proporciones:

10ml de agua destilada, 10g de grenetina, 10ml de ácido cítrico (jugo de limón), 10g de almidón de maíz, 10ml de glicerina.

La mezcla obtenida se pasa al proceso de calentamiento a baño María, a una temperatura entre 80 y 100°C, hasta obtener un cambio en su viscosidad y apariencia volviéndose más cristalina y espesa. Posteriormente se extiende la mezcla en una superficie lisa cubierta con una bolsa ziploc y se deja reposar de 3 a 4 días hasta que solidifique (Imagen 16).



Imagen 16. Muestras en blanco para comparación
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.

Características físicas de la muestra en blanco. La muestra en blanco presenta consistencia, brillo, no presenta olor, gelatinizó completamente, no presentó quemaduras, tiene facilidad de moldeo y es resistente al tacto.

Biopolímero con sargazo:

Se plantea un diseño manipulando las siguientes sustancias: sargazo deshidratado y pulverizado, glicerina, grenetina, agua destilada y ácido cítrico (Imagen 17). Se llevan a cabo diferentes concentraciones de cada una de las muestras, variando la relación de las sustancias participantes (obteniendo 4 pruebas para la muestra 1 y 4 pruebas para la muestra 2), tratando de obtener las mejores características que se necesitan para la formación del biopolímero (tabla 2), evitando el agrietamiento o que resulte una sustancia sin consistencia.



**Imagen 17. Sustancias para la elaboración de los biopolímeros
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.**



Las proporciones que se manejan para cada una de las muestras son las siguientes:

Tabla 2. Proporciones de las muestras.

Sustancias	Sargazo lavado con agua de mar	Sargazo lavado con agua de la llave
10g de sargazo 10g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	M1A	M2A
5g de sargazo 5g de almidón 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	M1B	M2B
9g de sargazo 11g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	M1C	M2C
5g de sargazo 5g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	M1D	M2D

Proceso de elaboración de las muestras con sargazo lavado en agua de mar y agua de la llave.

Se producen las mezclas con diferentes concentraciones acuosas del sargazo seco y molido, de acuerdo al diseño experimental establecido, manteniendo agitación hasta homogeneizar y cuidando que no se adhiera nada en las paredes del recipiente. Se procede al calentamiento de la mezcla en baño María a una temperatura entre 80 y 100°C, hasta obtener un cambio en su viscosidad o una pasta gelatinizada uniforme. Una vez obtenido los productos, se extendieron sobre una superficie lisa cubierta con las bolsas ziploc. Se dejó reposar los productos durante 3 días a temperatura ambiente (26 a 28°C) hasta que secaron en su totalidad. Se obtiene el bioplástico que se retira cuidadosamente (imagen 18).



**Imagen 18. Flexibilidad y consistencia muestra M1A.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.**

7.4. Pruebas aplicadas para determinar la biodegradación.

7.4.1. Evaluación de la biodegradación por registro fotográfico.

Durante el desarrollo de la prueba se le dará seguimiento a la descomposición de las muestras en tierra y exponiéndolas a la intemperie por medio del registro fotográfico, tomando las fotografías cada 8 días.

Material: Hojas de papel blanco, frascos de vidrio, etiquetas, vasos desechables transparentes, pinzas quirúrgicas, cuchara desechable, pedazos de cada muestra, papel aluminio, báscula analítica.

Esta prueba será comparativa. Se pesan 3gr. de cada muestra y se colocan en una hoja de papel, llevándolas a la intemperie. Para el estudio de la biodegradación en tierra, se pesan 3gr. de cada muestra y, en cada vaso o recipiente de vidrio, se entierran. Se analiza color, textura y flexibilidad.

7.4.2. Prueba de punto de fusión.

Destrucción de la materia orgánica que se encuentra en la muestra por medio de la calcinación, determinando su porcentaje de cenizas totales por gravimétrica del residuo. Es un medio para medir la degradabilidad al estar expuestas las muestras a una fuente de calor o medio de calentamiento.

Se recortan pequeñas muestras de los biopolímeros formados, que serán colocadas en cápsulas de porcelana para ser calentadas en una parrilla a una temperatura inicial de 150°C que se estará incrementado 10°C cada 20 minutos hasta observar el cambio de coloración y la fusión de las muestras por completo (Hernández, 2010-2012).

$$\% \text{ Cenizas totales} = \frac{P_3 - P_1}{P_2} \times 100$$

Donde: P_3 = masa en gramos de la cápsula con cenizas.

P_2 = masa en gramos de la cápsula con la muestra.

P_1 = masa en gramos de la cápsula vacía.

Materiales: Balanza analítica, pinzas, parrilla eléctrica, tela de asbesto, cápsula de porcelana, termómetro, varilla de vidrio, papel aluminio, pequeñas muestras de biopolímeros (imagen 19).



Imagen 19. Material para determinación del porcentaje de ceniza.
(Foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.

7.4.3. Prueba de resistencia al agua.

En esta prueba se analiza el hinchamiento de las muestras, lo cual nos va a indicar que tan permeables son al estar en contacto con el agua (imagen 20).

Se recortan pequeñas muestras del plástico, que son pesadas en la balanza analítica, y posteriormente colocadas en un vaso de precipitado conteniendo 200ml de agua destilada, recubierto con plástico o papel de contacto para evitar su evaporación. Se mantienen estas muestras dentro del agua por un lapso de 24 horas a temperatura ambiente, observando los cambios de su peso, volumen y

forma. Se retiran las muestras y se vuelven a pesar, y por diferencia de peso se determinará la resistencia del bioplástico (Hernández, 2010-2012).

$$\% \text{ Hinchamiento} = \frac{P_2 - P_1}{P_2} \times 100$$

Donde: P_2 = masa en gramos de la muestra húmeda.

P_1 = masa en gramos de la muestra seca.

Materiales: Vaso de precipitados de 250ml, agua destilada, cuchara desechable, báscula analítica, tijeras, plástico de contacto, pequeñas muestras de biopolímeros.



Imagen 20. Prueba de resistencia al agua en muestras de sargazo lavado con agua de la llave.
 (Foto de Arellanos Martha, 2019).
 Instituto Partenón de Cozumel.

7.4.4. Prueba de densidad.

Los valores bajos de densidad son importantes para la determinación de uso de bioplásticos debido a que influye a su biodegradación, para disminuir costos de producción y sus condiciones de conservación y comercialización al obtener un menor peso.

En una probeta con 10ml de agua destilada se introducirá 3gr de la muestra, evaluando la cantidad de agua desplazada (Hernández, 2010-2012).

Se pesa la muestra (m_s), la probeta con agua (m_1) y al haber introducido la muestra se vuelve a pesar (m_2).

Posteriormente se calcula la masa del agua desalojada: $m_E = m_2 - m_1$

Determinando que la densidad del agua destilada es de $\rho_a = 0.9970 \pm 0.0001 \text{ g/cm}^3$

$$\rho_s = \frac{m_s}{m_E} \rho_a$$

Materiales: Probeta de 50ml, agua destilada, balanza analítica, tijeras, cucharita desechable, recipiente para pesaje (imagen 21).

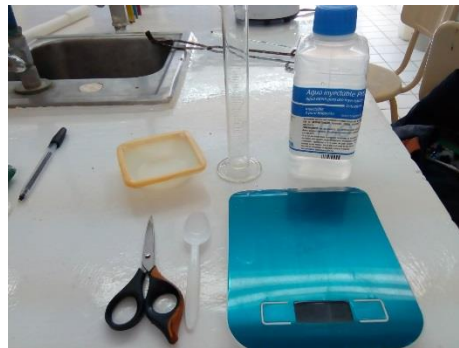


Imagen 21. Material para la prueba de densidad en muestras con sargazo. (foto de Arellanos Martha, 2019). Instituto partenón de Cozumel.

7.4.5. Determinación de humedad.

Se realiza a base de la evaporación del agua contenida en la muestra y se determina por diferencia de peso entre el material seco y húmedo. Las muestras se introducen a un horno durante 60 minutos a una temperatura de 205°C.

$$\% \text{ Humedad} = \frac{P_2 - P_3}{P_2 - P_1} \times 100$$

Donde: P_3 = masa en gramos de la cápsula con la muestra en seco.

P_2 = masa en gramos de la cápsula con la muestra.

P_1 = masa en gramos de la cápsula vacía.

Materiales: Pinzas para cápsula de porcelana, horno, cápsulas de porcelana, tijeras, báscula analítica, pequeñas muestras de los biopolímeros.



7.5. Determinación de la calidad del biopolímero.

Se analizarán las propiedades del biopolímero de olor, apariencia, facilidad de moldeo y resistencia al tacto.

Olor. Mediante el contacto directo con la muestra al momento de su elaboración y de su moldeo, determinando si no presenta olor desagradable mediante la siguiente clasificación:

A= Presenta olor

B= No presenta olor

Apariencia. Se realiza el contacto directo con la muestra al momento de su elaboración y moldeo, observando si gelatinizó completamente, si no presenta quemaduras y obtiene su color característico, brillo, opacidad y grosor, mediante la siguiente clasificación:

A= Gelatinizó completamente la muestra.

B= No gelatinizó o quemó.

C= No hay quemaduras

D= Hay quemaduras.

E= Color característico

F= No presenta coloración.

G= Con brillo.

H= Opaco.

I= Es grueso.

J= Es delgado.

Facilidad de moldeo. Se observa si la muestra tiene facilidad de elasticidad por contacto directo, presentando resistencia, poca resistencia o ninguna resistencia, mediante la siguiente clasificación:

A= Fácil moldeo

B= Cierta dificultad

C= No se puede moldear

8. RESULTADOS.


Se logra alcanzar uno de los objetivos particulares: desarrollar una formulación para la elaboración de un biopolímero a base de sargazo.

8.1. Elaboración del biopolímero. Las muestras elaboradas (tanto las que se lavaron con agua de mar como las que se lavaron con agua de la llave) mostraron cierto grado de flexibilidad y variabilidad de resistencia al tacto de acuerdo a su contenido de sargazo y grenetina que influyeron en los mismos por sus diferentes proporciones en cada muestra. De manera visual las muestras de biopolímeros

mostraron un color café pardo, presentando en la parte inferior brillo con superficie lisa y en la parte superior rugosidad siendo muy similares unas con otras a simple vista. Se observa que el bioplástico obtenido tanto en las muestras lavadas con agua de mar como en las muestras lavadas con agua de la llave, presentan partículas pequeñas que no pudieron ser disminuidas a polvo, lo cual no le dan un aspecto homogéneo a cada uno de los productos obtenidos (tabla 3).

Las muestras M1C, M1D, M2C y M2D son las muestras que presentan mejores características físicas similares a los plásticos convencionales utilizando sargazo como materia prima. Las muestras M1B y M2B no se consideran ya que no mantuvieron una consistencia firme para la formación de un biopolímero.

Tabla 3. Resultado físico de las muestras con sargazo lavado con agua de mar y con agua de la llave.

	Muestra	Tiempo secado	Imagen
Sargazo lavado con agua de mar	M1A 10g de sargazo 10g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	1 día Olor característico a pescado. Apariencia granulosa. Presenta flexibilidad y poca resistencia al romperse. No es quebradizo y no se raja.	

	<p>M1B</p> <p>5g de sargazo 5g de almidón 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada</p>	<p>3 días</p> <p>Cierto olor característico a pescado que MIA. Apariencia granulosa. Forma pastosa sin mantener consistencia firme.</p>	
	<p>M1C</p> <p>9g de sargazo 11g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada</p>	<p>2 días</p> <p>No presenta olor. Apariencia granulosa. Misma flexibilidad, pero más resistencia a romperse que la muestra M1A. No es quebradizo y no se raja.</p>	
	<p>M1D</p> <p>5g de sargazo 5g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada</p>	<p>2 días</p> <p>Olor a cítrico. Su apariencia es menos granulosa que las muestras MIA y MIC. Presenta mayor flexibilidad, pero si se le presiona demasiado tiende a romperse. No es quebradizo y no se raja.</p>	

Sargazo lavado con agua de la llave	M2A 10g de sargazo 10g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	1 día Cierta olor característico a pescado. Apariencia granulosa. Presenta elasticidad y firmeza. Al presionarlo no tiende a romperse con facilidad. No es quebradizo y no se raja.	
	M2B 5g de sargazo 5g de almidón 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	4 días Cierta olor característico a pescado. Apariencia granulosa. Aspecto pastoso. No tiene consistencia firme.	
	M2C 9g de sargazo 11g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada	2 días No presenta olor. Apariencia granulosa. Presenta elasticidad y mayor resistencia al romperse que M2A. No es quebradizo y no se raja.	

	<p>M2D</p> <p>5g de sargazo 5g de grenetina 10ml de glicerina 10ml de jugo de limón 10ml de agua destilada</p>	<p>1 día</p> <p>Olor a cítrico. Su apariencia es menos granulosa que las muestras M2A y M2C. Presenta mayor flexibilidad que M2A y M2C, pero igual resistencia a romperse que M2A.</p>	
--	--	--	--

8.2. Prueba de degradación. En relación al objetivo: determinar la vida útil de los biopolímeros a base de sargazo en distintos porcentajes de concentración, en la prueba de degradación en la intemperie y bajo tierra por medio de registro fotográfico (imágenes 22,23,24,25,26,27 y 28), en el transcurso de 12 días, las muestras M1A y M1D fueron las que mostraron mayor efecto de las condiciones climatológicas, así como de la acción de los microorganismos. Las muestras que menos fueron afectadas fueron la M1C y la M2A (tabla 4). De acuerdo a los pesos obtenidos al finalizar el periodo de su exposición a la intemperie, la muestra M1D fue la que presentó alta degradabilidad por su pérdida de peso (tabla 5). Las muestras M1A y M2B no se consideran ya que no mantuvieron una consistencia firme para la formación de un biopolímero.



Imagen 22. Biodegradación al medio ambiente de sargazo lavado con agua de mar (8 de marzo).
 (Foto de Arellanos Martha, 2019).
 Instituto Partenón de Cozumel.

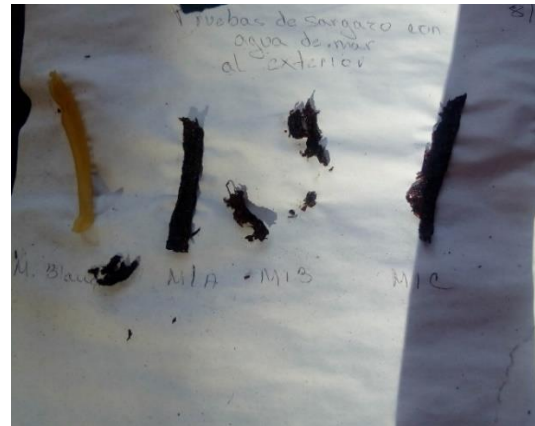


Imagen 23. Biodegradación al medio ambiente de sargazo lavado con agua de mar (20 de marzo).
 (Foto de Arellanos Martha, 2019).
 Instituto Partenón de Cozumel.



Imagen 24. Biodegradación en tierra.
 Muestras de sargazo lavado con agua de mar.
 (Foto de Arellanos Martha, 2019)
 Instituto Partenón de Cozumel.



Imagen 25. Muestra M1A con gusanos.
 (Foto de Arellanos Martha 2019) Instituto Partenón de Cozumel.



Imagen 26. Muestra M1A fragmentada
 (Foto de Arellanos Martha 2019) Instituto Partenón de Cozumel.



Tabla 4. Tabla comparativa de resultados de muestras expuestas en intemperie y enterradas.

Muestra	En intemperie			En tierra		
	Color	Textura	Flexibilidad	Color	Textura	Flexibilidad
M1A	Obscuro/opaco	Dura	No existe	Tierra	Fragmentos	No existe
M1B	Tierra	Granulosa	No existe	Tierra	Partículas gomosas	No existe
M1C	Obscuro/opaco	Dura	Media	Café pardo	Fragmentos con grumos	gomoso
M1D	Obscuro/opaco	Dura	No existe	Café pardo	Rocosa y dura	No existe
M Blanco	Amarillento	Dura	Media	amarillento	Fragmentos con grumos	Cierta flexibilidad
M2A	Obscuro/opaco	Dura	Media	Tierra	Fragmentos al manipular	Mucha flexibilidad
M2B	Tierra	Granulosa	No existe	Tierra	Partículas gomosas	No existe
M2C	Obscuro/opaco	Dura	Media	Café pardo	Fragmentos con grumos	Cierta flexibilidad
M2D	Obscuro/opaco	Dura	Media	Café pardo opaco	Cierta fragmentación	Media

Tabla 5. Tabla comparativa de los pesos obtenidos de las muestras expuestas a la intemperie.

Muestra	Peso inicial g.	Peso final g.	Muestra	Peso inicial g.	Peso final g.
Blanco	3	1.4	M2A	3	0.7
M1A	3	0.6	M2B	3	0.9
M1B	3	0.4	M2C	3	0.5
M1C	3	0.6	M2D	3	0.5
M1D	3	0.2			

De acuerdo al tercer objetivo: analizar los resultados de las pruebas que se le aplicaron a las muestras de los biopolímeros hechos a base de sargazo, se pudo determinar un posible biopolímero con características similares a la de los plásticos convencionales. Y en base al cuarto objetivo se valoraron las muestras como una

alternativa biodegradable para la conservación de nuestro medio ambiente, cuyos resultados de las pruebas son las siguientes:

8.3. Prueba de punto de fusión. Para las muestras de sargazo lavado con agua de mar, las temperaturas para su punto de fusión se encontraron entre 38°C y 52°C y para las muestras de sargazo lavado con agua de la llave las temperaturas fueron entre 36°C y 55°C (imagen 29 y 30).



Imagen 29. Punto de fusión muestra M2D
(Foto de Arellanos Martha, 2019)
Instituto Partenón de Cozumel.



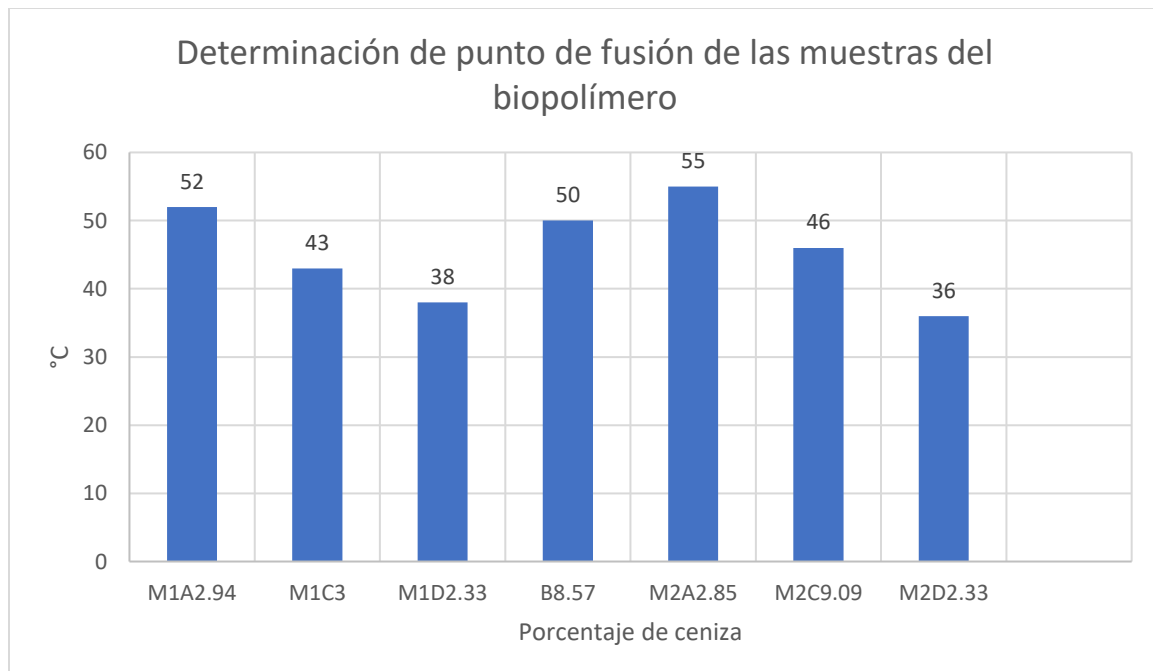
Imagen 30. Cenizas obtenidas de la calcinación de M2D.
(Foto de Arellanos Martha, 2019)
Instituto Partenón de Cozumel.

Se observa entonces que, la muestra M1D y la muestra M2D son las más propicias a biodegradarse más rápido por calcinación. Las muestras M1B y M2B no se consideran ya que no logran solidificar el biopolímero (Tabla 6).

Tabla 6. Tabla de comparaciones del % de cenizas y punto de fusión en muestras de biopolímeros con sorgo.

	Muestra	P. Fusión °C	Pesos (gr)			% de cenizas
			P ₁	P ₂	P ₃	
1	M1A	52	31	34	32	2.94
2	M1B	38	40	43	41	2.33
3	M1C	43	31	33	32	3
4	M1D	38	41	43	42	2.33
5	M Blanco	50	31	35	34	8.57
6	M2A	55	32	35	33	2.85
7	M2B	36	40	44	42	4.55
8	M2C	46	30	33	33	9.09
9	M2D	36	40	43	41	2.33

Gráfica 1. Prueba de punto de fusión en muestras de sorgo.



En el gráfico se puede observar que las muestras M1D (con contenido de ceniza de 2.33% y punto de fusión a 38°C) y M2D (con contenido de ceniza de 2.33% y

punto de fusión de 36°C) son los biopolímeros con mejores condiciones de biodegradación por fuente de calor (gráfica 1).

8.4. Prueba de resistencia al agua. Esta prueba está relacionada con la estructura del biopolímero. La muestra en blanco, a base de fécula de maíz, es altamente sensible al agua, lo cual provoca cambios en la estructura mecánica de la muestra en relación a la humedad absorbida (Sánchez-González et al., 2015). La muestra en blanco aumentó su espesor, solubilidad y como consecuencia su permeabilidad (imagen 31 y 32).

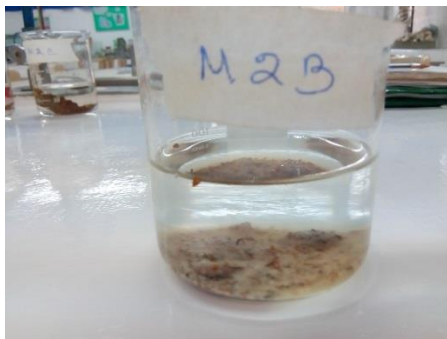


Imagen 31. Hinchamiento de la muestra M2B.
 (Foto de Arellanos Martha, 2019).
 Instituto Partenón de Cozumel.



Imagen 32. Hinchamiento muestra en blanco.
 (Foto de Arellanos Martha, 2019).
 Instituto Partenón de Cozumel.

Tabla 7. Valoración de resistencia al agua de muestras de sargazo.

Número	Muestra	Peso inicial (g)	Peso final (g)	Absorción de agua %
1	M1A	3	7	57.1
2	M1B	3	Se desintegró	No aplica
3	M1C	3	5	40
4	M1D	3	6	50
5	M Blanco	3	12	83.3
6	M2A	3	6	50
7	M2B	3	Se desintegró	No aplica
8	M2C	3	7	57.1
9	M2D	3	5	40

En relación a la absorción de agua de las muestras, la muestra en blanco es la que más presenta hinchazón con un aumento de 9gr en su peso, lo cual nos indica que los biopolímeros a base de almidón son altamente sensibles al agua los cuales llegan a presentar cambios en su volumen y sus funciones mecánicas (Sánchez *et al.*, 2015). Esto nos indica que entre todas las pruebas las que menos presentan permeabilidad son M1C y M2D. Las pruebas M1B y M2B se descartan ya que se desbarataron y no sirven como un biopolímero por su falta de integridad (Tabla 7).

Gráfica 2. Porcentajes de permeabilidad de muestras de sorgazo.



De acuerdo a lo observado en la gráfica, se puede apreciar que las muestras M1C y M2D tienen el menor porcentaje de hinchamiento siendo este de 40% el cual nos indica que tienen mayor resistencia a la permeabilidad del agua. Sin embargo, las muestras M1A y M2C son las que más absorben agua con un 57.1% en comparación a la muestra en blanco que tiene un porcentaje de hinchamiento del 83.3% (gráfica 2).

8.5. Prueba de densidad. La densidad del agua destilada es de $0.9970 \pm 0.0001 \text{g/cm}^3$. En base a esto las densidades determinadas en las muestras de sargazo fueron comparativas (tabla 8, imagen 33).

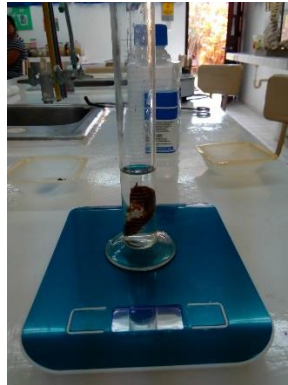
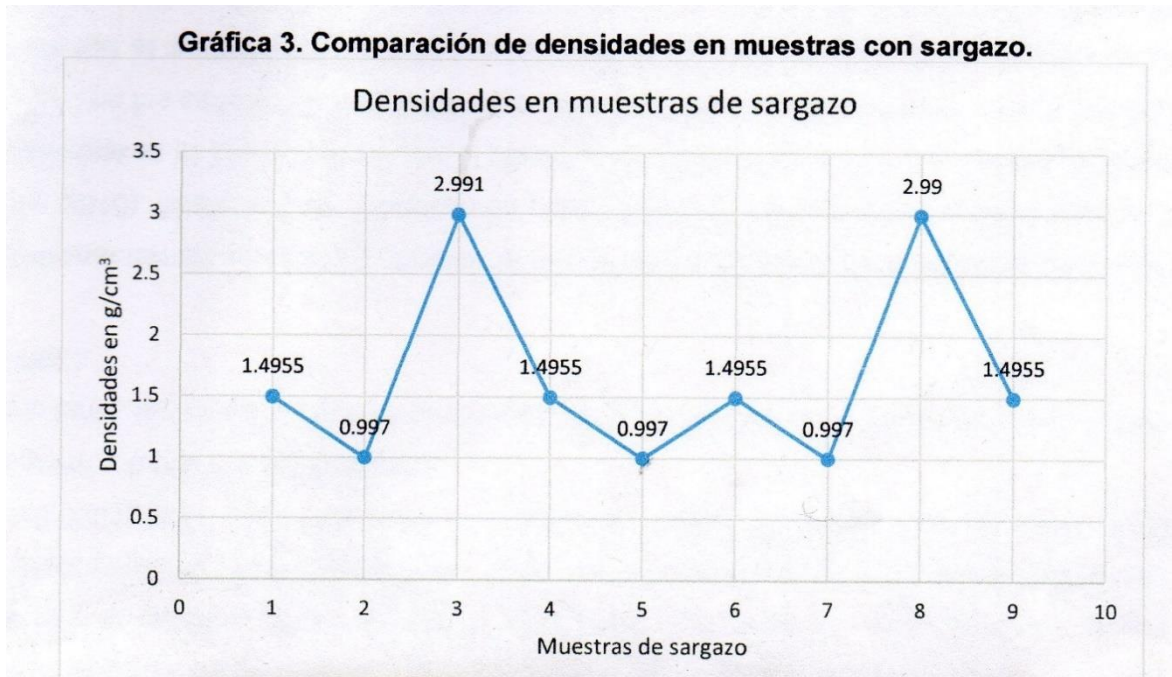


Imagen 33. Determinación de densidad en muestra.
(foto de Arellanos Martha, 2019).
Instituto Partenón de Cozumel.

Tabla 8. Densidades determinadas en cada una de las muestras de sargazo.

Número	Muestra	Masa muestra m_s (g)	Masa probeta/agua m_{pa} (g)	Masa probeta/agua /muestra $m/p/m$	Densidad muestra $\pm 0.0001 \text{g/cm}^3$
1	M1A	3	84	86	1.4955
2	M1B	3	84	87	Se desintegró
3	M1C	3	84	85	2.991
4	M1D	3	84	86	1.4955
5	M. Blanco	3	84	87	0.9970
6	M2A	3	84	86	1.4955
7	M2B	3	84	87	Se desintegró
8	M2C	3	84	85	2.991
9	M2D	3	84	86	1.4955

Gráfica 3. Comparación de densidades en muestras con sargazo.



En la gráfica se puede apreciar que las muestras M1B y M2B se desintegraron, por tal motivo se desechan. Las muestras M1A, M1D, M2A y M2D son las que tienen más bajas sus densidades con $1.4955 \pm 0.0001 \text{ g/cm}^3$, en comparación con la muestra en blanco cuya densidad es de $0.9970 \pm 0.0001 \text{ g/cm}^3$. Las muestras que obtienen mayor densidad son las M1C y M2C con $1.4955 \text{ g/cm}^3 \pm 0.0001 \text{ g/cm}^3$ (gráfica 3).

Por lo tanto, las muestras que se pueden utilizar y aprovechar por su baja densidad son M1A, M1D, M2A y M2D.

8.6. Determinación de contenido de humedad. El uso de plastificantes afecta la permeabilidad de vapor de agua (Navarro, 2010). Mientras más contenido de plastificante, presentará más permeabilidad de vapor de agua (Bangyekan et al., 2006), ya que el plastificante ayuda a disminuir las fuerzas intermoleculares que existen en las cadenas del biopolímero obteniendo mayor movilidad molecular la cual aumenta la permeabilidad al agua (Arias, 2009). A mayor contenido de humedad, mayor consumo energético presentará la producción del biopolímero. Es

un parámetro para la viabilidad económica. Las muestras se hornearon y se valorizaron en peso (imagen 34 y 35).



Imagen 34. Horneado de muestras para la determinación de porcentaje de humedad (Foto de Arellanos Martha, 2019) Instituto Partenón de Cozumel.



Imagen 35. Valoración y pesado de las muestras. (Foto de Arellanos Martha, 2019). Instituto Partenón de Cozumel.

Tabla 9. Comparación de porcentajes de humedad en muestras con sargazo.

Número	Muestra	P ₁ (g)	P ₂ (g)	P ₃ (g)	Humedad %
1	M1A	31	34.2	33.9	9.38
2	M1C	31	34.5	33.7	22.86
3	M1D	31	34	33.5	16.66
4	M Blanco	31	34.3	33.9	12.12
5	M2A	31	33.7	33.4	11.11
6	M2C	31	34.2	33.5	21.88
7	M2D	31	35	33.4	40

En esta prueba las muestras M1B y M2B no se consideran porque no forman la consistencia del biopolímero, se desintegran con facilidad. Las muestras M1C y M2C presentaron mayor contenido de humedad con un 22.86% y 21.88% respectivamente. Las muestras M1A con un 9.38% y M2A con un 11.11%, son las que presentaron menor contenido de humedad (tabla 9), que al presentar un valor bajo, es posible utilizarlo en tratamientos térmicos en comparación al contenido de humedad de diferentes biomásas que se utilizan en diferentes aplicaciones térmicas



como la del bagazo de azúcar (11%), la cáscara de arroz (8.8%), la hoja de plátano (8.3%) y la paja de caña de azúcar (9.9%) (Kasper *et al.*, 2013).

8.7. Determinación de la calidad del biopolímero. Utilizando las variables mencionadas de olor, apariencia y facilidad de moldeo, se determina la calidad de las muestras del biopolímero de sargazo lavado con agua de mar y de las muestras del biopolímero de sargazo lavado con agua de la llave (Tabla 10).

Tabla 10. Matriz para la determinación de la calidad del biopolímero.

	Olor		Apariencia		Moldeo	
	R ₁	R ₂	R ₁	R ₂	R ₁	R ₂
M. Blanco	A		A		A	
M1A	B		A		A	
M1B	B		B		C	
M1C	B		A		B	
M1D	B		A		A	
M2A	B		A		A	
M2B	B		B		C	
M2C	B		A		B	
M2D	B		A		A	

Olor: A= Presenta olor B= No presenta olor

Apariencia: A= Gelatinizó completamente la muestra. B= No gelatinizó o quemó

Moldeo: A= Fácil moldeo B= Cierta dificultad C= No se puede moldear

De acuerdo a los resultados arrojados en la tabla y en comparación con la muestra en blanco, se observa que las muestras M1A, M1D y M2D muestran características propias para utilizarse como probables biopolímeros en cuestión a sus propiedades físicas.



9. ANÁLISIS DE RESULTADOS.

En este proyecto se planteó un método de elaboración de un bioplástico a base de sargazo a nivel laboratorio, el cual se considera biodegradable.

Los resultados que obtuvimos de las muestras de biopolímeros, estuvieron basados en la acción de la algina contenida en el sargazo la cual tiene la propiedad de ser espesante al ser disuelta en agua, generando un aumento de viscosidad a la solución en la que se disuelve, teniendo la capacidad de retener agua, la formación de un gel y de una biopelícula (Funami *et al.*, 2009).

En la elaboración del biopolímero, se tomó la alternativa de elaborar muestras con sargazo lavado con agua de mar y sargazo lavado con agua de la llave para determinar si el contenido de sal y minerales que tiene el agua de mar influye en el resultado del biopolímero. Se determinó que las muestras lavadas con agua de la llave presentaban mejores condiciones de flexibilidad, resistencia y apariencia.

En cuanto a la prueba de degradación a la intemperie y bajo tierra, de acuerdo a los resultados de los pesos en las muestras, la muestra M1D mostró mayor degradabilidad en relación a la muestra en blanco.

En la prueba de punto de fusión se puede observar que, aunque las muestras M1D y M2D tienen el mismo contenido de ceniza de 2.33%, sus puntos de fusión difieren de 38°C de la muestra M1D al de la muestra M2D con punto de fusión de 36°C. Es determinante que la muestra M2D es más propicia a biodegradarse por calcinación ya que tiene el porcentaje más bajo de cenizas contenidas, parte inorgánica del biopolímero (Nogués *et al.*, 2010) y el punto de fusión más bajo. Las muestras que obtuvieron un alto porcentaje de cenizas indican que contienen un alto contenido de elementos alcalinos (Doshi *et al.*, 2014).



La prueba de resistencia al agua nos indica que tanto en las muestras M1C y M2D lavadas con agua de mar como con las que se lavaron con agua de la llave, presentaron menor grado de permeabilidad. Al exponer las muestras al agua durante 24 horas, éstas aumentaron su peso, cambiaron de forma y volumen cambiando su apariencia. Lo que nos muestra que el biopolímero hecho a base de sargazo tiene poca capacidad de barrera al vapor de agua. Se recomienda buscar la disminución de transferencia de humedad por medio de la combinación para obtener menor permeabilidad.

En la prueba de densidad, de entre las muestras que se pueden utilizar y aprovechar por su baja densidad es la M2D. La densidad baja permite que los biopolímeros sean materiales fáciles de manejar y que puedan ser diseñados en diferentes piezas, lo que el peso los limita (Sordo L., 2014).

En la determinación de la humedad contenida las muestras M1A y M2A son las muestras que presentan menor contenido de humedad, pero no tienen las propiedades que presenta la muestra M2D. La muestra M2D muestra un 40% de contenido de humedad, lo cual nos indica que tendría un mayor consumo energético en su producción.

En la calidad del biopolímero, la muestra M2D muestra las características propias para poderse utilizar como un probable biopolímero.

10. CONCLUSIONES.

La metodología que se llevó a cabo para obtener el biopolímero a base de sargazo, nos permitió obtener un bioplástico con características aceptables para ser utilizado en diferentes ámbitos de la industria. Esta metodología se desarrolló a partir de todo el material contenido en el sargazo sin aislar la algina contenida en el sargazo. Las características que obtuvieron las muestras del biopolímero dependieron en gran medida de las concentraciones de sargazo que se utilizó para su elaboración. Las muestras presentaron rugosidad en la parte superior, y no



podimos definir grosores en cada una de ellas, lo cual es importante para poder determinar su funcionalidad.

De acuerdo a las pruebas que se realizaron a las muestras del biopolímero como: densidad, contenido de humedad, porcentaje de cenizas, resistencia al agua, exposición a la intemperie, biodegradación bajo tierra, y el análisis de sus características físicas, los resultados indicaron que el biopolímero obtenido tiene características similares al plástico convencional.

La muestra M2D muestra las mejores características para ser utilizado como un biopolímero hecho a base de sargazo. Se sugiere buscar una alternativa para aplicaciones específicas de corta vida.

11. RECOMENDACIONES.

Es necesario continuar con las investigaciones con los aparatos y material adecuados para obtener resultados más precisos, con el fin de mejorar la homogeneidad del biopolímero.

Necesidad de estudiar qué tipo de usos se le puede dar al biopolímero obtenido, conociendo las propiedades de éste, en base a los estudios realizados.

Como se obtuvieron muestras de diferentes grosores, hace falta moldeo por compresión para obtener mejores resultados en relación a su funcionalidad mecánica.

Para analizar la estructura superficial, se sugiere el estudio por microscopía de fuerza atómica, de acuerdo al espesor del biopolímero.

De acuerdo a los resultados obtenidos se recomienda que la funcionalidad de este biopolímero a base de sargazo sea para bolsas de germinación de semillas, no sin antes sugerir que puede tener otras funcionalidades al mejorar el biopolímero con otros ensayos y estudios.

12. BIBLIOGRAFÍA.

- Acuña F. (2006). Química orgánica. Editorial EUNED. Costa Rica.
- Arevalo K. (nov., 1996). Elaboración de plásticos biodegradables a partir de polisacáridos y su estudio de biodegradación a nivel de laboratorio y campo. Disponible en:
<http://eprints.uanl.mx/4767/1/1080073271.PDF>
- Arias J. (2009). Estudio de biopelículas de compositos de colágeno de calamar gigante (*Dosidicus gigas*) y quitosina. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. Universidad de Sonora. Págs., 29-83. Disponible en:
https://www.academia.edu/16558453/Tesis_calamar_gigante
- Bangyekan C., Aht-Ong D., Srikulkit K. (2006). Preparación y evaluación de propiedades de películas de almidón de yuca recubiertas con quitosano. Carbohidratos Polímeros. Vol. 63., pág. 61-71.
- Bastoli, C. (2001). Global status of the production of biobased packaging materials. Starch-Starke. Vol.53, núm.8 pp.351-355.
- Barban R., Cortéz J. (2011). Bolsas plásticas: Re-cycling, Re-think, Re-change. Universidad Complutense de Madrid. Disponible en:
https://eprints.ucm.es/13469/1/Roberta_Barban_Bolsas_Plasticas_72.pdf
- Barsanti L., Gualtieri P. (2006). Algae: Anatomy, Biochemistry and Biotechnology. Boca Ratón. Taylor & Francis.
- Betancourt C., Mello R., Castellanos L., Silva M. (2016). Características de la glicerina generada en la producción de biodiesel, aplicaciones generales y su uso en el suelo. Cultivos Tropicales. Vol.37, núm. 3. Disponible en:
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362016000300001
- Caparós M. (2009). Adiós a la Bolsa de Plástico. Madrid: El País. Disponible en:
http://www.elpais.com/articulo/sociedad/Adios/bolsa/plastico/elpepisoc/2009713elpepisoc_6/Tes
- Carrillo, S., Casas M., Ramos F., Pérez F., Sánchez I. (2002). Algas marinas de Baja California Sur, México: Valor nutrimental. Archivos Latinoamericanos de Nutrición. Vol.52, núm.4, pág.115-125. Disponible en: <https://www.alanrevista.org/ediciones/2002/4/art-12/>
- Casas M. (1985). Cuantificación y caracterización parcial de alginatos de algunas especies de algas feofitas de las costas de México. Inv. Mar. CICIMAR. Vol.2, núm. 1, pp46-57.
- Castrillón, T. (2012). Guía técnica de envases y embalajes. Disponible en:
www.guiaenvase.com/phs/ainia.html.
- Castro M., Carrillo S., Pérez F. (1994). Composición química de *Macrocystis pyrifera* (sargazo gigante) recolectada en verano e invierno y su posible empleo en alimentación animal. Ciencias Marinas. Vol.20, núm.1, pp.33-40. P.D.F. Disponible en:
www.cienciasmarinas.com.mx/index.php/cmarinas/article/download/955/876/0
- Castro M., Madrigal L., Carrillo S. (1992). Las algas marinas en la alimentación humana y animal. Cuadernos de Nutrición. Vol. L, núm.4, pp. 17-32.
- Cifuentes J., Torres P., Frías M. (1997). El océano y sus recursos X. Pesquerías. Capítulo IX. Algas. Ed. Fondo de Cultura Económica. México. Disponible en:
http://bibliotecadigital.ilce.edu.mx/sites/ciencia/volumen2/ciencia3/087/htm/sec_27.htm
- CONABIO. Biodiversitas. Núm.108, pp.12-16. Disponible en:
<http://niparaja.org/file/2015/06/BOSQUES-DE-ALGAS-PARDAS-EN-EL-GOLFO-DE-CALIFORNIA.pdf>
- Chambi H., Grosso C. (2006). Edible films produced with gelatin and casein cross-linked with transglutaminase. Food Res Int. Vol.39, núm.4, pp. 458-466.



- Chapman, V., Chapman, D. (1980). *Seaweeds and their Uses*. Tercera edición. Chapman and Hall, USA, pp.334.
- Charro M. (2015). Obtención de plástico biodegradable a partir de almidón de patata. Disponible en: <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/3788/1/T-UCE-0017-97.pdf>
- Corrales C., Meneses J., Valencia M. (2007). Síntesis y caracterización de un polímero biodegradable a partir del almidón de yuca. *Revista EIA*, núm. 8, pp.57-67.
- Cruz R., Martínez Y., López A. (2013). Biopolímeros y su integración con polímeros convencionales como alternativa de empaque de alimentos. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos*. Vol. 7, núm. 2, pp.42-52. Disponible en: <http://web.udlap.mx/tsia/files/2014/12/TSIA-72-Cruz-Morfin-et-al-2013.pdf>
- Doshi P., Srivastava G., Pathak G., Dikshit M. (2014). Physicochemical and thermal characterization of nonedible oilseed residual waste as sustainable soil biofuel. *Waste Management*. Núm 34 pp. 836 – 1846.
- Dreckmann K., Senties A. (2013). Los arribazones de algas marinas en el Caribe mexicano: evento biológico natural o basura en las playas. *CONABIO. Biodiversitas*, núm. 107, pp.7-11.
- Escudero, L. (2011). Determinación de la biodegradabilidad y toxicidad de materiales plásticos (proyecto fin de Carrera. Universidad Politécnica de Cartagena).
- European Plastics Converters (EUPC). *Inst. Arg. de Env. (IAE)*. Vol. 24, núm.1, pp.60-67, 2009.
- Frazier, J., Webster, R., Linton, T. & Hill, B. N. (2013). The use of satellite imagery in the monitoring and forecasting of Sargassum seaweed in the Caribbean Phase II of the Sargassum Early Advisory System. In: *AGU Fall Meeting, San Francisco, Calif., Abstracts Vol. 1*.
- Funami T., Fang Y., Noda S., Ishihara S., Nakauma M., Draget K., Nishinari K., Phillips G. (2009). Rheological properties of sodium alginate in an aqueous system during gelation in relation to supermolecular structures and Ca²⁺ binding. *Food Hydrocolloids*. Vol. 23, núm 7, pp. 1746-1756.
- Gross R., Kalra B. (2002). Biodegradable polymers for the environment. *Science*. Vol. 297, núm.5582, pp. 803-807.
- Hernández M. (2012). Desarrollo de una película plástica a partir del almidón. *Guadalajara*. Pág. 27.
- Hong S., Krochta J. (2006). Oxygen barrier performance of whey protein coated plastic films as affected by temperature, relative humidity base film and protein type. *J. Food Eng. Dec*. Vol.77, núm.3, pp. 739-745.
- Imam S., Gordon S., Greene R., Nino K. (1996). Starch Biodegradation (MStarch-Plastic Blends). *Polymeric Materials Encyclopedia*. Editorial Joseph C.Salamone. CRC Press, Inc. Boca Raton, Florida. Vol.10, pág. 7892-7901
- Ink S., Hurt H. (1987). Nutritional implications of gums. *Food Technol*. pp.77-82.
- Ishigaki T., Sugano W., Nakanishi A., Tateda M., Ike M., Fijita M. (2004). *Chemosphere*. Núm.54, pp. 225-233.
- Jiménez A., Goñi I. (1999). Evaluación nutricional y efectos fisiológicos de macroalgas marinas comestibles. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*. Vol. 49, núm.2, pág.114-120. Disponible en: <https://www.alanrevista.org/ediciones/1999/2/art-4/>
- Joaquín D., Villada H. (2013). Propiedades ópticas y permeabilidad de vapor de agua en películas producidas a partir de almidón. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*. Edición especial núm.2, págs., 59-68. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/bsaa/v11nspe/v11nespa07.pdf>
- Kasper F., Eveline R., Marangoni C., Souza O., Sellin N. (2013). Thermochemical characterization of banana leaves as potential energy source. *Energy conversion and management*. Vol.75, pág.603 – 608.
- Kong P., Aroua, M., Wan D. (2016). Conversion of crude and pure glycerol into derivatives: A feasibility evaluation. *Renew. Sust. Energ. Rev*. Núm.63, pp.533-555.



- Leal I. (agosto, 2018). ¿Qué pasará si no se detiene el arribo masivo del sargazo? Novedades de Quintana Roo. Disponible en: <https://sipse.com/novedades/preven-arribo-masivo-sargazo-provoque-desastre-natural-playas-afectacion-caribe-306270.html>
- Lee R (2008). Phycology. Editorial Cambridge University Press. 4 edición. New York USA.
- Leidenger O. (1997). Procesos industriales. Universidad Pontificia del Perú. Primera edición. Perú.
- Meneses J., Corrales C., Valencia M. (2007). Síntesis y caracterización de un polímero biodegradable a partir del almidón de yuca. Revista EIA. Núm.8, pp 57-67.
- Menoscal R., Rodríguez E. (2017). Elaboración de láminas biodegradables a partir de los residuos del almidón de Yuca (*Manihot esculenta*). Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí "Manuel Féliz López". Disponible en: <http://repositorio.espam.edu.ec/bitstream/42000/623/1/TMA141.pdf>
- Moreno A., Humarán V., Báez E., Báez G., León A. (2017). Sformación del almidón de papa, mucílago de nopal y sábila en bioplásticos como productos de valor agregado amigables con el ambiente. Ra Ximhai. Vol.13, núm. 3, pp.365-382. El Fuerte, México. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/461/46154070021.pdf>
- Muñoz A., Sáenz A., López Ll., Cantú L., Barajas L. (2014) Ácido cítrico: compuesto interesante. Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila. Vol.6, núm.12. Disponible en: <http://www.posgradoeinvestigacion.uadec.mx/AQM/No.%2012/4.pdf>
- Navarro P. (2010). Recubrimientos comestibles a base de hidroxipropil metilcelulosa: caracterización y aplicación. Departamento de Tecnología de Alimentos. Universidad Politécnica de Valencia. Pág. 30-59. Disponible en: <https://riunet.upv.es/handle/10251/8534#>
- Nogués F., García D., Rezeau A. (2010). Energía de la biomasa. Prensas Universitarias de Zaragoza. Vol.1. España.
- Norma Oficial Mexicana NOM-59-SEMARNAT-2010. Diario Oficial. Segunda Sección. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Disponible en: https://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/3552/1/nom-059-semarnat-2010_30-dic-2010.pdf
- Novo M. (2009). La educación ambiental, una genuina educación para el desarrollo sostenible. Revista de Educación. Núm.1, pp. 195-217.
- Papagianni M. (2007). Advances in citric acid fermentation by *Aspergillus niger*. Biochemical aspects, membrane Transport and modeling. Biotechnology Advances. No. 25, pp.244-263.
- Pardo L., Menéndez J., Giraudo M. (2011). La Alimentación Latinoamericana. Núm. 292, pp. 42-44.
- Pendleton, L., Krowicki, F., Strosser, P. & Hallett-Murdoch, J. (2014). Assessing the economic contribution of marine and coastal ecosystem services in the Sargasso Sea. NI R 14-05, Durham, N.C.: Duke University.
- Percival, E. (1979). The polysaccharides of green, red and brown seaweeds: their basic structure, biosynthesis and function. British Phycological Journal. Vol. 14, núm.2, pág.103-117. Disponible en: <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00071617900650121>
- Pérez V., Rico J., Gordillo J. (2013). Ciencias de la Ingeniería y Tecnología. ECORFAN. Disponible en: <http://www.ecorfan.org/handbooks/pdf/Ciencias%20de%20la%20Ingenieria%20y%20Tecnologia%20Handbook%20T-I.pdf#page=197>
- Pires C., Ramos C., Teixeira G., Batista I., Mendes R., Nunes L, Marques A. (2012). Characterization of biodegradable films prepared with hake proteins and thyme oil. J Food Eng. Vol.105, núm.3, pp. 422-428.
- Primo E. (1996). Química orgánica básica y aplicada: de la molécula a la industria. Disponible en: https://books.google.to/books?id=4eXmdTjyHcC&printsec=frontcover&hl=es&source=gb_s_a#v=onepage&q&f=false



- Radulovich R., Umanzor S., Cabrera R. (2013). Algas tropicales: Cultivo y uso como alimento. Ed. Universidad de Costa Rica, San José. pp. 52. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Ricardo_Radulovich/publication/272168650_Algas_Tropicales_Cultivo_y_Uso_como_Alimento_2013_Tropical_Seaweeds_Cultivation_and_Use_as_Food/links/54dd0c190cf25b09b912e9fb/Algas-Tropicales-Cultivo-y-Uso-como-Alimento-2013-Tropical-Seaweeds-Cultivation-and-Use-as-Food.pdf
- Rodríguez A. (2012). Biodegradabilidad de materiales bioplásticos. Ciencia y Tecnología de Alimentos. Vol. 22, núm. 3. Disponible en: <http://revcitecal.iiia.edu.cu/revista/index.php/RCTA/article/view/275/244>
- Rodríguez R., van Tussenbroek B., Jordán E. (2015). Afluencia masiva de sargazo pelágico a la costa del Caribe Mexicano. UNAM. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Rosa_Rodriguez-Martinez/publication/317222216_Afluencia_masiva_de_sargazo_pelagico_a_la_costa_del_Caribe_mexicano_2014-2015/links/592c5ec6458515e3d474aac4/Afluencia-masiva-de-sargazo-pelagico-a-la-costa-del-Caribe-mexicano-2014-2015.pdf
- Rojkind, A.R. (1977a). Algas marinas bentónicas como suplemento en la alimentación animal. 2. Ensayos con bovinos. Rev. bibliográfica. Contribución Técnica No. 19, Centro de Investigación de Biología Marina, Buenos Aires, Argentina. pp. 1-10.
- Rojkind, A.R. (1977b). Algas marinas bentónicas como suplemento en la alimentación animal. 3. Ensayos con ovinos. Rev. bibliográfica. Contribución Técnica No. 19. Centro de Investigación de Biología Marina, Buenos Aires, Argentina. pp. 20.
- Rollandi R. (2012). IC Latinoamérica. Disponible en: http://www.ic-latinoamerica.com/descargas/pdf/articulos_interes/2012-04_problematika_de_la_gestion.pdf
- Round E. (1981). The Biology of the Algae. 2nd ed. Edward Amols Publishers. Ltd., London, pp. 219-222.
- Sánchez L., Tehrani A., Cháfer E., González M., Chiralt C. (2015). Active Edible and Biodegradable Starch Films. Polysaccharides: Bioactivity and Biotechnology, pág. 717-734.
- Segura D., Noguez R., Espín G. (2007). Biotecnología. Núm. 14, pp. 361-372.
- Sierra A., Solano F., Valderrama J. (2016). Elaboración de bioplástico a partir de almidón presente en papas. Instituto Mexicano Madero. Disponible en: <https://dspace.umad.edu.mx/bitstream/handle/11670/264/10%20Secundaria%20Elaboracion-de-bioplastico-a-partir-del-almidon-presente-en-papas%20final.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Sordo L. (2014). Proceso de fabricación de un masterbatch biodegradable. P.D.F.
- Sperling L. (2006). Introduction to Physical Polymer Science. 3° edition. New Jersey.
- Suárez C., Riosmena R., Rojo M., Torre J., Rioja R., Hudson A., Pfister T., Hernández G., Hinojosa G., Aburto O., Figueroa A. (2013). Bosques de algas pardas en el golfo de California: Sargassum un hábitat esencial. Disponible en: <http://nparaja.org/file/2015/06/BOSQUES-DE-ALGAS-PARDAS-EN-EL-GOLFO-DE-CALIFORNIA.pdf>
- Tan W., Abdul A., Aroua, M. (2013). Glycerol production and its applications as a raw material: A review. Renewable and Sustainable Energy Reviews. Vol. 27, pp. 118-127.
- Tang X., Kumar P., Alavi S., Sande K. (2012) Recent advances in biopolymers and biopolymer-based nanocomposites for food packaging materials. Critical Reviews in Food Science and Nutrition. Núm. 52, pp. 426-442.
- Tharanathan R. (2003). Biodegradable films and composite coatings: past, present and future. Critical Review in Food Science and Technology. Núm. 14, pp. 71-78.
- Tori R. (2014). Los ficocoloides en la industria. CONCYTEC. Repositorio. Disponible en: http://repositorio.usil.edu.pe/bitstream/123456789/1713/1/2014_Tori_Los-ficocoloides-industria.pdf



- Tussenbroek B. (2018). Riesgo de desastre ecológico por sargazo. Gaceta UNAM. Disponible en: <http://www.gaceta.unam.mx/riesgo-de-desastre-ecologico-por-sargazo/>
- United States Environmental Protection Agency. www.wáter.epa.gov/type/oceb/marinedebris/
- USDA (2016). United States Department of Agriculture. Disponible en: <https://plants.usda.gov>
- Vargas M., Albors A., Chiralt A., González M. (2009). Caracterización de películas compuestas de quitosano-ácido oleico. Hidrocoloides para alimentos. Cap.23, págs., 536-547.
- Vázquez, G., Beltrán, R. (2004). Interciencia. Vol. 29, núm.10, pp. 571-574.
- Villada H., Acosta H., Velasco R. (2007). Biopolímeros naturales usados en empaques biodegradables. Temas agrarios. Núm. 12, pp. 5 -13. P.D.F.
- Yepes S., Montoya L., Orozco S. (2008). Valorización de residuos agroindustriales, frutas en Medellín y el sur del valle del aburrá, Colombia. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín. Vol. 61, núm.1, pp. 4422-4431.
- Zamudio P. (2005). Elaboración de películas degradables de almidón de plátano: evaluación de sus propiedades mecánicas y de barrera. Centro de Desarrollo de Productos Bióticos. Instituto Politécnico Nacional. Pág. 18. Disponible en: <https://tesis.ipn.mx/bitstream/handle/123456789/3464/ELABORACIONDEPELICULAS.pdf?sequence=1&isAllowed=y>