



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE
SAN NICOLÁS DE HIDALGO

INGENIERÍA EN INNOVACIÓN
TECNOLÓGICA DE MATERIALES

SÍNTESIS Y CARACTERIZACIÓN DE
BIOPLÁSTICOS A BASE DE ALMIDÓN
DE CAMOTE MORADO Y AMARILLO

TESIS

Que para obtener el título de:

LICENCIADO EN INGENIERÍA EN
INNOVACIÓN TECNOLÓGICA DE
MATERIALES

Presenta:

Aníbal Lenín Lara Pedraza

Director de Tesis:

Dr. Miguel Villagómez Galindo

Codirectora de Tesis:

Dra. Ana Beatriz Martínez Valencia

Dedicatorias

A mis abuelos Ilaria, Ma. Eugenia, Lucio y Cuauhtémoc. Quienes tengo la dicha y la suerte de seguir contando con ellos y tenerlos en mi vida, son mi mayor motivación para salir adelante.

A mis padres Javier Saúl y Fabiola Eugenia. Gracias a ellos estoy donde me encuentro ahora, sin su apoyo incondicional y confianza nada de esto hubiera sido posible, todo esto es por ellos y para ellos, espero algún día pueda llegar a ser la mitad de lo que son ellos.

A mi hermana Monserrat. Por ser mi compañera durante mis 23 años de vida, que a pesar de todo siempre estamos el uno para el otro.

A Fátima García. Quien ha estado a mi lado los últimos 6 años de mi vida, gran parte de este logro es gracias a ella, al llenarme de motivación aún en los momentos difíciles y por creer siempre en mí.

A mi familia. Por su constante apoyo y cariño brindado hacia mi persona.

Agradecimientos

A la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Por haberme admitido desde un inicio y por permitirme el uso de sus instalaciones durante mis años de carrera.

Al Dr. Miguel Villagómez. Por sus enseñanzas impartidas en sus clases y por la confianza brindada para permitirme realizar mi estancia profesional y mi tesis con él, sin sus consejos, paciencia y asesoría todo habría sido muy complicado.

A la Dra. Ana Beatriz Martínez. Gracias a sus consejos y comentarios mi tesis se elaboró de mejor manera, su co-asesoría fue de una grandísima ayuda.

A la mesa de sinodales, conformada por el Ing. Ciro Hernández, el Dr. José Lemus y la M.A. Ana Paloma Peña. Por sus observaciones y consejos hacia mi trabajo, también por tomarse el tiempo de leer esta tesis.

Al Dr. José Guadalupe Rutiaga Quiñones y al Dr. José Juan Alvarado Flores. Por su ayuda y aporte para la interpretación de la técnica de Calorimetría Diferencial de Barrido.

ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE TABLAS	vii
I. RESUMEN.....	x
II. ABSTRACT.....	xi
CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 OBJETIVO	3
1.1.1 OBJETIVO GENERAL.....	3
1.1.2 OBJETIVO ESPECÍFICO	3
1.2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA Y JUSTIFICACIÓN	4
1.3 HIPÓTESIS	7
CAPÍTULO 2. ANTECEDENTES	8
2.1 MARCO TEÓRICO.....	10
2.1.1 GENERALIDADES DEL CAMOTE (IPOMOEA BATATAS)	10
2.1.2 BIOPLÁSTICOS.....	11
2.1.3 ALMIDÓN.....	12
2.1.4 PELÍCULAS BIODEGRADABLES.....	15
2.1.5 PLASTIFICANTES.....	16
CAPÍTULO 3. DESARROLLO EXPERIMENTAL.....	17
3.1 MARCO METODOLÓGICO	17
3.1.1 MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB).....	17
3.1.2 DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)	18
3.1.3 NANOIDENTACIÓN.....	20
3.1.4 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)	22
3.2 OBTENCIÓN DEL ALMIDÓN DE LOS CAMOTES.....	23
3.2.1 CAMOTE MORADO (CM).....	23

3.2.2	CAMOTE AMARILLO (CA).....	26
3.3	PREPARACIÓN DE LAS PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS	30
3.3.1	PELÍCULA BIOPLÁSTICA A BASE DE ALMIDÓN DE CAMOTE MORADO (BPCM)	30
3.3.2	PELÍCULA BIOPLÁSTICA A BASE DE ALMIDÓN DE CAMOTE AMARILLO (BPCA)	33
CAPÍTULO 4. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS		37
4.1	MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB).....	37
4.1.1	ALMIDONES EN MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB)	38
4.1.2	PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN EL MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB)	48
4.2	DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)	57
4.2.1	ALMIDONES DE CAMOTE EN DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)	58
4.2.2	PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)	61
4.3	NANOIDENTACIÓN.....	63
4.3.1	PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN NANOIDENTADOR	64
4.4	CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)	65
4.4.1	ALMIDONES DE CAMOTE EN CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC).....	66
4.4.2	PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)	68
CONCLUSIONES.....		72
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....		73

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 2.1. Capacidad global de producción de bioplástico [15].</i>	12
<i>Figura 2.2. Microfotografías de los gránulos de almidón de: a) makal, b) camote, c) yuca y d) sagú.</i>	14
<i>Figura 3.1. Microscopio FEI Quanta 200.</i>	17
<i>Figura 3.2. Relación entre los instrumentos y la capacidad de observación [26].</i>	18
<i>Figura 3.3. Difractómetro Philips modelo X'Pert del CNyN.</i>	19
<i>Figura 3.4. Nanoindentador TI 700 UBI [31].</i>	21
<i>Figura 3.5. DSC Q2000 [36].</i>	23
<i>Figura 3.6. Metodología para la obtención del almidón de camote morado (CM). Donde: a) Filtración de líquido del almidón, b) Limpieza del almidón con agua destilada, c) Almidón de camote morado (CM) esparcido sobre papel aluminio, d) Horno de mufla donde se colocará el papel aluminio con el almidón, e) Almidón de camote morado (CM) seco, f) Trituración del almidón de camote morado (CM) en mortero, g) Proceso de trituración del almidón de camote morado (CM), h) Polvo de almidón de camote morado (CM), i) Tamización del polvo de almidón de camote morado (CM), j) Resultado final del almidón de camote morado (CM), después de tamizarlo, k) 1 ml de polvo de almidón de CM en tubo.</i>	26
<i>Figura 3.7. Metodología para la obtención del almidón de camote amarillo (CA). Donde: a) Almidón de camote amarillo (CA) esparcido en papel filtro, b) Almidón de camote amarillo (CA) seco, c) Polvo de almidón de camote amarillo (CA) después de haber sido triturado, d) Resultado final de almidón de camote amarillo (CA) previamente tamizado, e) 1 ml de polvo de almidón de camote amarillo (CA) en tubo Eppendorf.</i>	29
<i>Figura 3.8. Metodología de preparación de la película bioplástica de camote morado (BPCM). Donde: a) Balanza analítica de precisión, modelo VE-204, b) Mezcla en baño María, c) Agitador magnético con placa calentadora, d) Mezcla retirada del baño María, e) Mezcla gelatinizada, f) Mezcla esparcida en caja de Petri, g) Caja de Petri con mezcla en mufla, h) Película bioplástica de camote morado (CM), i) Película bioplástica de camote morado (CM) en bolsa de muestra.</i>	32

<i>Figura 3.9. Metodología de la preparación de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA). Donde: a) Mezcla en vaso de precipitado sostenido por soporte universal, b) Mezcla en baño María, c) Mezcla sobre agitador magnético con placa calentadora, e) Película bioplástica de camote amarillo (CA), f) Película bioplástica de camote amarillo (CA) completamente retirada de caja de Petri, g) Dos muestras de películas bioplásticas de camote amarillo (CA) en bolsa de muestra.....</i>	<i>35</i>
<i>Figura 4.1. Muestras de 1 ml de almidón de camote amarillo (ACA) y almidón de camote morado (ACM) en tubos Eppendorf.</i>	<i>37</i>
<i>Figura 4.2. Muestras de almidón de camote morado (ACM) y almidón de camote amarillo (ACA) en bolsas de muestra.</i>	<i>38</i>
<i>Figura 4.3. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra del almidón de camote morado (ACM).</i>	<i>39</i>
<i>Figura 4.4. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra del almidón de camote morado (ACM).</i>	<i>40</i>
<i>Figura 4.5. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en diferente región de la muestra del almidón de camote morado (ACM).</i>	<i>42</i>
<i>Figura 4.6. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra del almidón de camote morado (ACM).</i>	<i>43</i>
<i>Figura 4.7. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA).</i>	<i>44</i>
<i>Figura 4.8. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA).</i>	<i>45</i>
<i>Figura 4.9. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en otra región de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA)</i>	<i>47</i>
<i>Figura 4.10. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA).</i>	<i>48</i>
<i>Figura 4.11. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM)</i>	<i>49</i>
<i>Figura 4.12. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM).</i>	<i>50</i>
<i>Figura 4.13. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM).</i>	<i>51</i>
<i>Figura 4.14. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM).</i>	<i>52</i>
<i>Figura 4.15. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).</i>	<i>53</i>
<i>Figura 4.16. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).</i>	<i>54</i>

<i>Figura 4.17. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).</i>	55
<i>Figura 4.18. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).</i>	56
<i>Figura 4.19. Pedazos de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) y de la película bioplástica de camote morado 5 (BPCM5) en tubos Eppendorf, imagen frontal.</i>	57
<i>Figura 4.20. Pedazos de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) y de la película bioplástica de camote morado 5 (BPCM5) en tubos Eppendorf, imagen trasera.</i>	57
<i>Figura 4.21. Resultado de las muestras de almidón de camote amarillo (ACA), almidón de camote morado (ACM), película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) y película bioplástica de camote 5 (BPCM5) en la difracción de rayos x (DRX).</i>	58
<i>Figura 4.22. Resultado de la muestra de almidón de camote morado (ACM) en la difracción de rayos x (DRX).</i>	60
<i>Figura 4.23. Resultado de la muestra de almidón de camote amarillo (ACA) en la difracción de rayos x (DRX).</i>	61
<i>Figura 4.24. Resultado de la muestra de la película bioplástica de camote 5 (BPCM5) en la difracción de rayos x (DRX).</i>	62
<i>Figura 4.25. Resultado de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) en la difracción de rayos x (DRX).</i>	63
<i>Figura 4.26. Muestras de tamaño 2x1 cm de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA) y de la película bioplástica de camote morado (BPCM).</i>	64
<i>Figura 4.27. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) del almidón de camote amarillo (ACA).</i>	67
<i>Figura 4.28. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) del almidón de camote morado (ACM).</i>	68
<i>Figura 4.29. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2).</i>	70
<i>Figura 4.30. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la película bioplástica de camote morado 5 (BPCM5).</i>	71

ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 2.1. Propiedades de pastificación de los almidones de makal, camote, yuca y sagú.</i>	<i>14</i>
<i>Tabla 3.1. Películas Bioplásticas a base de Camote Morado.</i>	<i>33</i>
<i>Tabla 3. 2. Películas Bioplásticas a base de Camote Amarillo.....</i>	<i>36</i>
<i>Tabla 4.1. Resultados de muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM) en nanoindentador.....</i>	<i>65</i>
<i>Tabla 4.2. Resultados de muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA) en nanoindentador.</i>	<i>65</i>

I. RESUMEN

Se realizaron películas bioplásticas a base de almidones de camote (Ipomea Batatas) amarillo y camote morado gracias a la implementación de agua destilada, ácido acético y glicerol. El glicerol nos sirvió como plastificante, esto hizo que las películas obtuvieran su textura delgada y blanda. Las películas se analizaron en distintas técnicas como: Difracción de Rayos X (DRX), Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC), Microscopía Electrónica de Barrido (MEB) y Nanoindentación.

El color de los bioplásticos fue característico porque son de la misma tonalidad del color de los camotes que fueron utilizados, pero un poco más claros; las películas fueron delgadas y un poco frágiles ya que, al intentar desprenderlas de las cajas de Petri, se tenía que retirar con cuidado porque luego se podían llegar a romper.

El uso de los bioplásticos en la actualidad se está convirtiendo en una alternativa para la sustitución de plásticos industriales que son derivados del petróleo, debido a que tienen propiedades similares porque son termoplásticos; pero todavía no se establecen en gran medida porque los costos de producción de los bioplásticos suelen ser altos. La gran ventaja de estos bioplásticos es que, al ser biodegradables, son amigables con el ambiente y se realizan a partir de recursos que son renovables.

PALABRAS CLAVE

Vegetal, películas, gelatinización, técnicas analíticas, gránulos, plastificante, amilosa, amilopectina.

II. ABSTRACT

Bioplastic films based on yellow sweet potato (*Ipomea Batatas*) and purple sweet potato starches were made thanks to the implementation of distilled water, acetic acid and glycerol. Glycerol attributes to us as a thin plasticizer, this made the films obtain their texture and softness. The films were analyzed using different techniques such as: X-Ray Diffraction (DRX), Differential Scanning Calorimetry (DSC), Scanning Electron Microscopy (MEB) and Nanoindentation.

The color of the bioplastics was characteristic because they are the same shade as the color of the sweet potatoes that were used, but a little lighter; the films were thin and a bit fragile since, when trying to detach them from the Petri dishes, they had to be carefully removed because they could later break.

The use of bioplastics is currently becoming an alternative for the substitution of industrial plastics that are derived from petroleum, because they have similar properties because they are thermoplastics; but it is not yet largely sustained because the production costs of bioplastics are often high. The great advantage of these bioplastics is that, being biodegradable, they are friendly to the environment and are made from renewable resources.

KEYWORDS

Vegetable, films, gelatinization, analytical techniques, granules, plasticizer, amylose, amylopectin.

CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN

El almidón es un polímero de condensación de glucosa en una proporción de átomos de C, H y O de 6:10:5 que está presente en forma granular en las semillas, tubérculos y raíces. El almidón no es un producto uniforme, la mayoría de los almidones contienen dos polímeros: amilosa y amilopectina que se encuentran en proporciones diferentes en los granos [1]. El tema de la presente tesis fue seleccionado debido a la gran presencia que hay en la naturaleza de los almidones, de donde se obtiene en mayor cantidad es del maíz, la papa, el arroz y el trigo.

La película bioplástica de camote es el protagonista principal de esta tesis ya que para poder realizarse con éxito se necesitaba la presencia del almidón. En esta ocasión el almidón elegido para este trabajo fue el del camote como previamente fue mencionado, este fue escogido gracias a la influencia de otros trabajos y/o artículos relacionados con los almidones, gracias a esta investigación se llegó a la conclusión de que casi no existen, por no decir que no hay, más artículos o proyectos similares a este tipo de desarrollo con el almidón del camote.

Este proyecto está meramente dirigido a la categoría de biomateriales, que directamente están conectados con el sector salud, ya que los biomateriales con el paso de los años han tomado mucha más relevancia en este y en más sectores. La película al ser un bioplástico significa que es un material de buena resistencia y con ser completamente biodegradables, que también tiene mucha importancia en el mundo de la industria, pueden llegar a tener una gran cantidad de aplicaciones.

Los bioplásticos han llegado cada vez más a la luz pública como una solución para ayudar a reducir tanto las emisiones de dióxido de carbono como el calentamiento global que se ha convertido en una seria preocupación para la sociedad en general. Mientras que la producción de plásticos comunes requiere una introducción neta de carbono en la ecósfera, el CO₂ liberado por los bioplásticos originalmente provienen de la biomasa, y por lo tanto es potencialmente de carbono neutral en su ciclo de vida [2].

La identificación de bioplásticos es un asunto relevante, dado el nivel de desinformación acerca de los mismos y el mal uso que se ha hecho de las afirmaciones sobre los atributos de los productos a través de mensajes confusos o que no pueden probarse. Lamentablemente, no es posible identificar un bioplástico con base en su apariencia u otras propiedades evidentes, y para hacerlo se requieren pruebas de laboratorio [3].

Para el proceso de realización de la película bioplástica de camote hubo necesidad de distintos componentes para mezclarlos con el almidón y al obtener el resultado de esa mezcla, posteriormente someterla a un tratamiento térmico en donde al aplicarle calor a la muestra se obtuvo la película bioplástica.

Se le realizaron ciertas pruebas a la película mediante varias técnicas analíticas, que servirían principalmente para la identificación de propiedades mecánicas que tiene el material como por ejemplo su dureza, su elasticidad, maleabilidad y fragilidad; también se identifican sus propiedades físicas como la densidad, la descomposición y la resistencia química al igual que la térmica, la información fue obtenida gracias a pequeñas muestras o las películas completas (dependiendo la técnica utilizada), que fueron requeridas para su estudio y análisis. Todas estas propiedades mencionadas son de mucha necesidad para que así el material sea de la mejor calidad que pueda.

1.1 OBJETIVO

Síntesis y caracterización de almidón a partir de camote morado y camote amarillo para la obtención de películas bioplásticas biodegradables.

1.1.1 OBJETIVO GENERAL

Iniciar desde el proceso de obtención del almidón de ambos tipos de camote, realizar la mezcla del almidón con los otros componentes necesarios, someterla a un tratamiento térmico y posterior a eso, hacer pruebas con distintas técnicas o métodos para la identificación de las propiedades de las películas bioplásticas.

1.1.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

- Conseguir la síntesis de almidón de los camotes amarillos y morados.
- Sintetizar las películas bioplásticas a partir de los almidones de camote
- Realizar la caracterización de las películas bioplásticas y de los almidones obtenidos por medio de las técnicas analíticas de Difracción de Rayos X (DRX), Nanoindentación, Microscopía Electrónica de Barrido (MEB) y Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC).

1.2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA Y JUSTIFICACIÓN

Los plásticos han dado grandes beneficios a la sociedad, pero es evidente que el uso de los plásticos y su disposición ha traído consigo la acumulación de los microplásticos en el medio ambiente. La industria del plástico, durante las últimas décadas, ha presentado un crecimiento. Los microplásticos se remueven difícilmente en las plantas de tratamiento de aguas residuales debido a que son pequeños, flotan y son fácilmente arrastrados por las aguas residuales a los cuerpos de agua. Los microplásticos son consumidos por un amplio rango de organismos afectando la habilidad de los organismos para comer y desarrollarse. De acuerdo con investigaciones en curso, sustancias tóxicas como los PCBs, PAHs y Bisfenol-A, pueden ser transportados a la biota vía ingesta de los microplásticos. Existe una tendencia al aumento del consumo de plásticos en el mundo y por lo tanto los riesgos de contaminación. Es necesario reducir y eliminar las fuentes y rutas de exposición a los microplásticos.

Los cambios a nivel social en cuanto al uso de los plásticos dependen del entendimiento de este tipo de sustancias y de la educación y propuestas de control de su uso. El plástico ha definido una nueva cultura de uso y desecho [4].

La palabra plástico se refiere a ciertos tipos de materiales sintéticos obtenidos mediante fenómenos de polimerización o multiplicación artificial de los átomos de carbono en largas cadenas moleculares de compuestos orgánicos. En general, son derivados del petróleo, aunque algunos se pueden obtener a partir de otras sustancias naturales. Algunas de las propiedades de estos compuestos que los han hecho tan ampliamente usados son: la facilidad con que pueden ser trabajados o moldeados, su impermeabilidad, su baja densidad (pesan poco con relación a su volumen), su baja conductividad eléctrica, su resistencia a la corrosión y a la intemperie, su resistencia a diversos factores químicos y biológicos y, en buena medida, su bajo costo. Sin embargo, algunas de estas propiedades, que son favorables desde el punto de vista de las aplicaciones que los plásticos pueden tener, han resultado inconvenientes para el manejo de los desechos que se generan

con el uso creciente de estos materiales. La basura generada por las actividades humanas hasta mediados del siglo XX consistía principalmente en desechos biodegradables o reciclables. Al incorporarse el plástico a la vida cotidiana, una parte considerable de los desechos producidos comenzó a acumularse en el ambiente, precisamente por la resistencia de los plásticos a la corrosión, la intemperie y la degradación por microorganismos (biodegradación).

Anualmente se producen varios millones de toneladas de plásticos en el mundo, por ejemplo, en México, el consumo anual de plásticos por habitante en 2005 se estimaba en 49 kilogramos. Del total consumido, más de un millón de toneladas por año se convierten en desecho y la degradación de los plásticos sintéticos es muy lenta. Como ejemplo, la descomposición de productos orgánicos tarda 3 ó 4 semanas, la de telas de algodón 5 meses, mientras que la del plástico puede tardar 500 años. Además, en buena medida la “degradación” de estos plásticos simplemente genera partículas de plástico más pequeñas que, a pesar de ya no ser evidentes, se acumulan en los ecosistemas. Al respecto, estudios recientes sobre la presencia de “microplásticos” o fragmentos de plástico de tamaño inferior a 5 milímetros, muchos de ellos de origen desconocido pero que probablemente provienen de la fragmentación de objetos de plástico más grandes, han demostrado que éstos se están acumulando de forma considerable en los mares [5].

Los plásticos le dan innegables beneficios a la sociedad. Sin embargo, los residuos plásticos representan un problema ambiental global de creciente preocupación. Los océanos se convierten en “sopas de plástico”, mientras que la cantidad de productos plásticos aumenta, al igual que sus residuos. Los impactos ambientales son acumulativos, de largo plazo y lejanos. La investigación describe beneficios y amenazas del plástico a nivel mundial y procura entender la complejidad de la problemática ambiental de los residuos plásticos (RP). La política pública busca cambiar comportamientos para lograr cambiar situaciones percibidas como problemáticas. Sin embargo, hay diversas concepciones culturales, sociales y económicas que entienden la problemática de diferentes maneras [6].

A lo largo de su ciclo de vida, los plásticos pueden presentar sustanciales ventajas respecto de otros materiales, pero hay un problema importante al final de su vida útil, donde una gestión deficiente de los residuos plásticos puede acarrear un notable impacto tanto medioambiental como social. Los bioplásticos, que pueden clasificarse en biobasados, si proceden de una fuente natural renovable, biodegradables, si se descomponen en el medio en cortos intervalos de tiempo y en biobasados y biodegradables cuando cumplen ambas condiciones. Los plásticos biobasados se establecen como una alternativa a los plásticos convencionales derivados del petróleo, desmarcándose de la problemática de un recurso contaminante, de precio fluctuante, y en vías de agotamiento [7].

La importancia de la presente tesis es que se trabajó en la elaboración de plásticos biodegradables a base de camote amarillo y camote morado, esto con la principal motivación de que este material a futuro se convierta en una alternativa más para sustituir al plástico en la industria y que por consecuencia, sea de gran beneficio para el ambiente. Con una investigación más a fondo y trabajo se podría conseguir que los bioplásticos de camote sean funcionales en el área de la salud o en otras áreas. Previamente otros autores han trabajado igualmente en la elaboración de biomateriales hechos a base de almidón de camote, pero su finalidad no es la misma contemplada en esta tesis, tampoco como el proceso de creación, técnicas y los métodos utilizados no son exactamente los mismos. Por el momento no se cuenta con información suficiente sobre la existencia de algún trabajo centrado en las películas bioplásticas de camote amarillo y camote morado.

1.3 HIPÓTESIS

A partir de almidón de camote morado y almidón de camote amarillo combinado con ácido acético, agua destilada y glicerol, se obtiene un bioplástico de cada almidón con características y propiedades específicas. Gracias a las técnicas planteadas se conocerá más a fondo sobre las propiedades que este bioplástico posee y también conocer su morfología.

CAPÍTULO 2. ANTECEDENTES

Ortiz, Moisés y Villalobos, María en 2013 fabricaron películas plásticas fácilmente, así como su manipulación, siendo estas un 100% biodegradable, ya que estaban fabricadas con almidón de papa residual en su totalidad. Sus pruebas arrojaron datos similares a los de un plástico comercial. Las pruebas que realizaron no fueron en su mayoría para plásticos si no que tendríamos que basarnos en la Sociedad Estadounidense para Pruebas y Materiales (ASTM en inglés) para poder dar seguimiento con pruebas adicionales como, tensión, abrasión, elongación. Para poder darle una utilidad se recomienda utilizar un porcentaje de polímero sintético para mejorar sus características y darle un buen funcionamiento. Se recomienda ya con la adición de un polímero sintético la producción de bolsas plásticas y realizar pruebas de degradación [8].

Ruiz Avilés, Gladys en 2005 evaluó las condiciones para la obtención de un polímero biodegradable a partir del almidón de yuca, se determinaron las condiciones para su procesamiento mediante extrusión y se realizó su caracterización.

El polímero biodegradable se obtuvo al preparar diferentes mezclas de almidón modificado de yuca con glicerina como plastificante y agua, las cuales se procesaron en un molino abierto, hasta producir bandas con un espesor reducido, que se cortan en tiras y se muelen para obtener escamas pequeñas que luego se alimentan a una extrusora de monohusillo [9].

El objetivo principal de *Ortiz Ramírez, Ma. Alejandra en 2019* fue proponer la evaluación de un bioplástico hecho a partir del almidón residual de las semillas de mango (*Mangifera Indica*), para esto, se llevó a cabo una visita técnica a la empresa Terracota pulpas y frutas, en la cual se hizo un diagnóstico, para determinar la cantidad total de residuo que se genera, este valor obtuvo un valor de 20,9%, lo que coincide con la teoría, en la que se propone un rango de 15% a 36%, paralelamente a esto, se recolectó aproximadamente 1 kg de semillas. Posteriormente se procedió a extraer el almidón de dichas semillas, y se obtuvo un porcentaje promedio de extracción del 28,1%. Una vez obtenido el almidón, se realizó el proceso de

obtención de bioplástico, para la cual se elaboraron cuatro formulaciones diferentes, en donde el parámetro que variaba era el contenido de fibra de celulosa con concentraciones de 4%, 4,5% y 5%. Se llevaron a cabo seis pruebas físicas y químicas, para caracterizar las formulaciones obtenidas. El porcentaje de rendimiento de obtención de los bioplásticos fue de 21,40% para el bioplástico de almidón, y 21,82% en el caso de los bioplásticos almidón y celulosa, la caracterización, de los espectros infrarrojos corroboró la presencia de los grupos funcionales presentes en las muestras de celulosa, glicerol, y almidón [10].

Oropeza González, Rafael y Montes Hernández, Adriana en 2016 establecieron que se han desarrollado nuevas películas con propiedades mejoradas y con características diferenciadas que posibilitan su uso para diversas aplicaciones en el envasado, debido al empleo de materias primas y almidones de nuevas fuentes botánicas, la variación de los componentes en la formulación, la utilización de nuevas tecnologías y modificación de metodologías existentes. Existen retos asociados a la utilización de nanopartículas metálicas concernientes a la mejoría de la seguridad en el envasado de alimentos. Pocas publicaciones sobre películas biodegradables presentan pruebas de biodegradabilidad [11].

En 2018, Camacho González, Romel y Chirino De La Peña, Gerardo lograron obtener una película resistente, variando las concentraciones de glicerol y ácido acético, al igual que combinando cáscara de plátano y cáscara de mango variando las concentraciones, consiguieron la oxidación del almidón de plátano con el uso de hipoclorito de sodio (NaOCl) al 3 % de cloro activo. Se pudo observar que al variar la concentración del glicerol en las películas afecta el efecto plastificante en las propiedades de las películas. En cuanto a las pruebas de biodegradabilidad, sí comienza a degradarse, pero en 30 días no se degrada totalmente como se había pensado [12].

2.1 MARCO TEÓRICO

2.1.1 GENERALIDADES DEL CAMOTE (IPOMOEA BATATAS)

El camote es un vegetal de interés en la actualidad, debido a que es considerado un alimento funcional por su composición nutrimental y bajos costos de producción en el país. Sus aplicaciones en la industria a nivel mundial son cada vez mayores, siendo utilizado como complemento o sustituto en la elaboración de productos alimenticios. El camote es una planta perene que se desarrolla bajo el suelo y posee estructuras vegetativas comestibles de alto valor nutritivo.

Es un tubérculo que contiene agua, fibra, lípidos, proteínas, grasas, almidón, azúcares, vitaminas, minerales y aminoácidos. Sin embargo, su contenido nutrimental puede variar dependiendo el tipo de cocción al que esté sometido. El consumo de camote se ha estudiado ampliamente en el tratamiento de varios padecimientos y enfermedades que dañan la salud del ser humano.

Los compuestos bioactivos contenidos en este tubérculo juegan un papel importante en la promoción de la salud, aportando nutrimentos esenciales a la dieta, mejorando la función inmunológica, previniendo el daño vascular y cardiaco, protegiendo al hígado y mejorando las funciones de las células hepáticas, suprimiendo el crecimiento de células malignas para el ser humano, interfiriendo en el metabolismo de lípidos, disminuyendo los niveles de azúcar en sangre y reduciendo las úlceras gástricas. Además, varios estudios han informado que los antioxidantes provenientes del camote desempeñan un papel importante en la prevención del envejecimiento y las enfermedades relacionadas con la edad. El objetivo de esta revisión fue describir las propiedades nutrimentales que presenta el camote, así como los beneficios que proporciona su consumo a la salud [13]

El camote es uno de los cultivos más antiguos en México y se reconoce a Mesoamérica como la región con la más alta diversidad genética de esta especie. La producción mundial es de 150 millones de toneladas, con China como principal productor. En México se siembran unas 3000 ha y se cosechan alrededor de 50 000 toneladas al año. El camote se cultiva en 26 estados y existe una gran diversidad,

con numerosas variedades criollas. Se planta de manera vegetativa, utilizando tramos del tallo como 'semilla' y en algunos sitios se usan los camotes más pequeños y que carecen de valor comercial. En México su consumo es más bien escaso, y se utiliza como alimento complementario o como golosina. La superficie sembrada en el país es reducida, si bien se ha mantenido casi constante en los últimos 30 años. El cultivo del camote incluye un amplio espectro de maneras de producción, desde el cultivo comercial al autoabasto del productor [14].

2.1.2 BIOPLÁSTICOS

El plástico es parte de la vida de las personas actualmente, su evolución se ha estudiado durante años debido a los beneficios que posee y su accesibilidad ha logrado que hasta hoy se analice y se mejore cada vez más su composición, en adición, ha traído muchos avances y desarrollo a la humanidad junto con la tecnología, pero su producción elevada en el mundo sobre todo en el medio ambiente ha producido y produce efectos adversos, lo que ha generado fuertes necesidades de encontrar sustitutos óptimos a las características que brindan los plásticos convencionales para sus distintos usos.

Según European Bioplastics en la actualidad, los bioplásticos representan cerca del 1% de los aproximadamente 300 millones de toneladas de plástico que se producen anualmente. Sin embargo, a medida que aumenta la demanda y surgen materiales, aplicaciones y productos más sofisticados, el mercado va creciendo entre 20% – 100% por año. Según los últimos datos de mercado compilados por European Bioplastics en la Figura 1, se prevé que la capacidad de producción mundial de bioplásticos crecerá un 50 % en el mediano plazo, alrededor de 6,1 millones de toneladas en 2021.

Finalmente se observa por la tabla que la tendencia es al crecimiento en la producción de bioplástico. Estos incrementos aseguran que el producto tendrá una demanda a futuro.

Global production capacities of bioplastics



Figura 2.1. Capacidad global de producción de bioplástico [15].

2.1.3 ALMIDÓN

El almidón está compuesto por amilosa y amilopectina, la amilosa tiene una estructura muy larga y recta, mientras que la amilopectina tiene una estructura ramificada y corta [16]. Confieren propiedades fisicoquímicas y térmicas únicas, proveen en primera instancia al producto beneficios, pero este se puede ver afectado fácilmente por estrés bajo cizallamiento y descomposición térmica; además alta retrogradación y sinéresis, estas dificultades pueden superarse a través de la modificación del almidón. Con el almidón modificado se mejora características como: disminución de la temperatura de gelatinización, el retardo de la retrogradación y la mejora de la estabilidad térmica que permite aplicarlo en diversas industrias alimentarias en las que se destaca como agente enturbiante, formador de película, estabilizante de espuma, agente antienviejimiento de pan, gelificante, glaseante, humectante, texturizante y espesante e industria farmacéutica y química [17].

Todas las células vegetales sintetizan y degradan almidón en algún punto de su desarrollo; no obstante, existen notables diferencias con relación al destino del almidón producido. En las hojas se sintetiza y acumula durante el día mientras que en la noche se degrada. Esto permite proveer de carbono y mantener diferentes procesos celulares.

La regulación de esta vía, por lo tanto, deberá estar controlada de tal manera que quede integrada al metabolismo de la planta. La degradación del almidón es un proceso que depende de la estructura del gránulo, de la participación de diversas enzimas y su asociación con el gránulo.

Estudios recientes muestran que la degradación del almidón en hojas es diferente a lo que sucede en endospermo y, por lo tanto, es necesario construir un modelo particular para este sistema. Los estudios con mutantes y plantas transgénicas muestran que la b-amilasa es responsable de la hidrólisis de la mayor parte del almidón acumulado en hojas y la participación de la a-amilasa parece depender de la especie.

Los almidones de tubérculos evaluados mostraron diversas propiedades fisicoquímicas y funcionales que los hacen factibles para su utilización en diversos sistemas alimenticios u otras aplicaciones industriales. Excepto el sagú (0,64%), los almidones presentaron bajos contenidos de proteína (0,05-0,22%), lo cual hace factible su uso en la elaboración de jarabes glucosados. El makal y el sagú, por sus altas temperaturas de gelatinización, podrían ser usados en productos que requieran altas temperaturas, tales como los productos enlatados, alimentos para bebés, etc.

Tabla 2.1. Propiedades de pastificación de los almidones de makal, camote, yuca y sagú.

Parámetros	Almidón			
	Makal	Camote	Yuca	Sagú
Temperatura inicial de gelatinización (°C)	75	75	65	74,5
Viscosidad máxima (UB)	290	710	490	110
Viscosidad a 95 °C (UB)	300	700	300	320
Viscosidad a 95 °C por 15 minutos (UB)	300	680	170	270
Viscosidad a 50 °C (UB)	470	720	240	450
Viscosidad a 50 °C por 15 minutos (UB)	540	850	250	500
Fragilidad (UB)	-10	30	320	0
Consistencia (<i>Breakdown</i>) (UB)	180	10	-250	10
Asentamiento (<i>Setback</i>) (UB)	170	40	70	70

El almidón de yuca presentó el mayor poder de hinchamiento, por lo que podría ser utilizado en productos que requieran retener agua, como los productos cárnicos, como son los embutidos, jaleas, etc. Los almidones de camote y yuca presentaron mayor claridad que los de makal y sagú, por lo que podrían aplicarse en productos de confitería. La firmeza y elasticidad, así como la alta estabilidad a la refrigeración y congelación de los almidones de camote y yuca, indican que podrían utilizarse como agentes espesantes y estabilizantes en sistemas alimenticios que necesiten ser refrigerados y congelados [18].

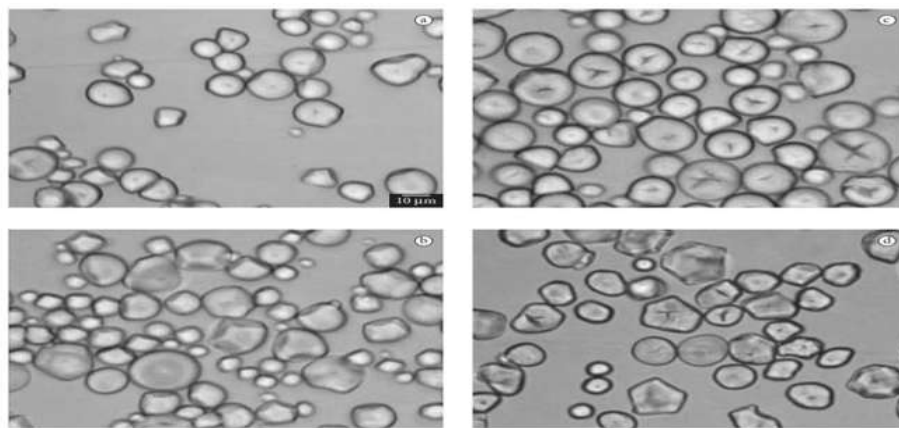


Figura 2.2. Microfotografías de los gránulos de almidón de: a) makal, b) camote, c) yuca y d) sagú.

2.1.4 PELÍCULAS BIODEGRADABLES

El estudio de las biopelículas es un área excitante que se encuentra en continua evolución; tienen repercusiones importantes para la humanidad y las implicaciones que presentan estas asociaciones en los diversos ámbitos de la medicina y la industria son de gran importancia [19].

Actualmente la mayoría de los materiales utilizados como empaque proceden de combustibles fósiles y no son biodegradables prácticamente, lo que representa un grave problema. El esfuerzo por extender la vida de anaquel de los alimentos aunado a la búsqueda de soluciones para reducir la contaminación ambiental por estos empaques ha encaminado la investigación a la exploración de nuevos materiales que los sustituyan, como las películas comestibles y biodegradables. Definitivamente los materiales de naturaleza biodegradable podrían ser la solución a este problema que al igual que los envases convencionales deben proteger al producto y mantener su calidad sensorial, nutricional y microbiológica. Sin embargo, las películas biodegradables generalmente son frágiles y en la mayoría de los casos no se utilizan en sus condiciones óptimas de estabilidad y por lo tanto su uso se encuentra limitado [20].

El almidón es uno de los polímeros más prometedores para la elaboración de películas biodegradables que puedan reemplazar a los materiales de empaque tradicionales debido a que es económico, de alta disponibilidad y se obtiene de fuentes naturales.

Las películas elaboradas con sólo almidón, comparadas con las películas sintéticas tradicionales, tienen varias limitaciones tales como: propiedades mecánicas pobres, alta permeabilidad al vapor de agua, tendencia a la retrogradación, alta rigidez, son quebradizas, entre otros. Debido a esto, es necesario mezclar el almidón con diversas sustancias que puedan contrarrestar o evitar dichas limitaciones, con el fin de crear formulaciones filmogénicas capaces de generar películas cada vez más parecidas a las sintéticas.

Desde hace varias décadas el almidón ha sido considerado como un material con gran potencial para la elaboración de películas biodegradables. Sin embargo, el almidón debe mezclarse con otro tipo de sustancias para poder obtener materiales con las características deseables de un empaque. Éstas confieren diversas propiedades al material dependiendo del tipo de sustancia agregada y de la función que se espera que cumpla. De esta manera, se distinguen sustancias poliméricas sintéticas y naturales, plastificantes, materiales de relleno, aditivos, agentes acoplantes, agentes desestructurantes y agua [21].

2.1.5 PLASTIFICANTES

Los efectos de los plastificantes sobre las propiedades mecánicas (fuerza de ruptura y elongación al quiebre) de biopelículas comestibles elaboradas a base de goma gelana de alto y bajo acilo fueron investigados. Los resultados mostraron que el glicerol tiene un mayor efecto en las propiedades mecánicas estudiadas; ya que se presentaron diferencias significativas al aumentar las concentraciones del plastificante. Los valores de fuerza de ruptura y elongación al quiebre de las biopelículas de gelana dependen no solamente de los tipos y concentración de los plastificantes utilizados; sino también de la presencia de grupos acilos en la goma gelana [22].

El plastificante más utilizado es el glicerol debido a su mayor estabilidad y compatibilidad con las cadenas biopoliméricas hidrófilas en comparación con el sorbitol, polietilenglicol y azúcares. El plastificante se asocia fisicoquímicamente con la estructura del biopolímero reduciendo la cohesión e interfiriendo con la asociación de las cadenas poliméricas facilitando su deslizamiento por lo que aumenta la flexibilidad del recubrimiento [23].

La adición de plastificante (glicerol) y polipirrol generó una conductividad más alta que las películas no plastificadas. Así mismo, la incorporación de plastificante y polipirrol produce electroactividad en las películas de biopolímero [24].

CAPÍTULO 3. DESARROLLO EXPERIMENTAL

3.1 MARCO METODOLÓGICO

3.1.1 MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB)

El primer microscopio electrónico de barrido fue desarrollado en 1930 en Alemania, en 1949 en Estados Unidos y finalmente en Inglaterra en 1950. El primer modelo comercial fue presentado en 1964 por "The Cambridge Scientific Instrument Company"; posteriormente muchos otros fabricantes han desarrollado nuevos modelos.

El principio del sistema MEB consiste en que si se hace incidir sobre la muestra un haz de electrones finamente enfocado, emite una señal que puede registrarse en una pantalla mediante un tubo de rayos catódicos. Los componentes principales del microscopio de barrido MEB son los siguientes: Puente de energía, portamuestras, sistema de amplificación. Las características más importantes de MEB son: poder de resolución, profundidad del campo y contraste [25].

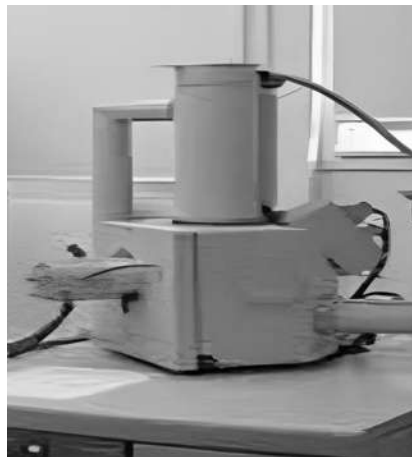


Figura 3.1. Microscopio FEI Quanta 200.



Figura 3.2. Relación entre los instrumentos y la capacidad de observación [26].

El microscopio electrónico de barrido (MEB) es uno de los instrumentos más versátiles disponibles para el examen y análisis de la morfología de la microestructura y caracterizaciones de composición química. Es necesario conocer los principios básicos de la óptica de la luz para comprender los fundamentos de la microscopía electrónica.

El ojo sin ayuda puede discriminar objetos subtendiendo alrededor de un ángulo visual de $1/60^\circ$, lo que corresponde a una resolución de $\sim 0,1$ mm (a la distancia de visualización óptima de 25cm). La microscopía óptica tiene un límite de resolución de ~ 2000 Å ampliando el ángulo visual a través de la lente óptica. La microscopía óptica ha sido y sigue siendo, de gran importancia para la investigación científica [27].

3.1.2 DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)

La difracción de rayos X (DRX) es una de las técnicas de caracterización más potentes y más comúnmente utilizadas para el análisis estructural de cristales. Sus características principales son consecuencia de ser una “sonda” electromagnética de la materia con una longitud de onda ($X \sim 1.5$ Å) de magnitud muy parecida al

espaciado interplanar de los sólidos (típicamente del orden de unos pocos Å). Por ser los fotones partículas de masa en reposo nula y libres de carga, interactúan con la materia de una forma “suave”, lo que produce que la DRX sea una técnica de caracterización no destructiva. Otra ventaja importante es que no requiere ningún proceso específico de preparación de muestras para ser analizadas. La caracterización por DRX de estructuras laser proporciona información de sus parámetros estructurales y de su calidad cristalina [28].

Se ha utilizado para analizar la composición de suelos e identificar minerales, aleaciones, metales, materiales catalíticos, ferroeléctricos y luminiscentes entre otros. Este tipo de análisis se ha incorporado al estudio de materiales en el área de nanociencias, debido a que la información que arroja un difractograma ayuda a determinar la estructura cristalina y la composición de un material, e incluso, a partir de un difractograma se pueden calcular los tamaños de grano. El difractograma está formado por reflexiones (picos) que corresponden a las distancias de dimensiones nanométricas entre familias de planos de átomos.

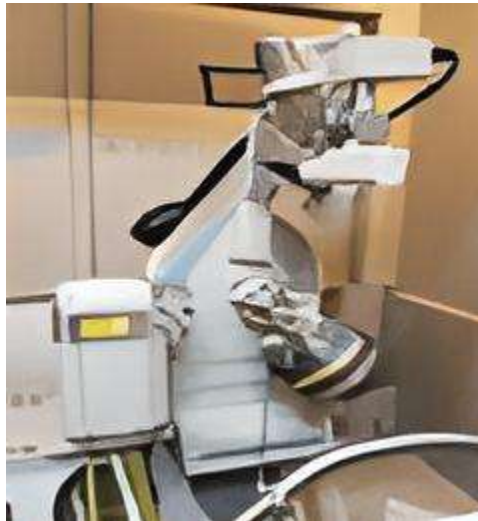


Figura 3.3. Difractómetro Philips modelo X'Pert del CNYN.

Las nanociencias descubrieron que, en dimensiones nanométricas, materiales antes conocidos muestran nuevos fenómenos y propiedades. Esto llevó a que se

aplicaran técnicas de caracterización en estado sólido tradicionales, como la DRX a sistemas nanométricos [29].

3.1.3 NANOIDENTACIÓN

La nanoindentación es una técnica que no está del todo desarrollada, aunque haya una gran cantidad de artículos que hablen de ella. Sigue habiendo dudas de su precisión, su capacidad para relacionar los datos a nivel macroscópico y la cantidad de factores que hay que tener en cuenta (rugosidad superficial, deriva térmica, vibraciones, calibración de la punta de indentación). Sin embargo, como contrapartida puede ser muy útil para distinguir las distintas microestructuras dentro de un material sin necesidad de atacarlos químicamente, realizando una matriz de durezas de una zona representativa de la muestra.

Por otra parte, y más enfocado al análisis, se pueden obtener una serie de conclusiones por cada material y observaciones a tener en cuenta cuando se ensaye cada uno de ellos:

- Aceros: La nanoindentación de este tipo de materiales es más interesante en el estudio de distintos tipos de microestructuras polifásicas para calcular la proporción de cada una y la H o E de cada una de ellas. Además, también puede ser interesante en soldaduras para asegurar microestructuras que no sean frágiles. Una característica importante al realizar las nanoindentaciones en aceros es tener cuidado con el ISE ya que tienen cierta tendencia al pile-up.
- Aluminios: Al igual que en los aceros la ductilidad del aluminio hace que haya cierta tendencia al pile-up por lo que hay que tener muy en cuenta la profundidad máxima de indentación para no aumentar el error en la medición. También es interesante su empleo para la distinción de las distintas fases en alguna de sus aleaciones.

- Magnesio: Hay que tener en cuenta su marcada anisotropía por cristalizar en un sistema HCP y por tanto la declinación de los granos influye mucho en cada indentación ya que puede cambiar la tendencia al pile-up al sink-in simplemente por una modificación del plano de deslizamiento o maclado que se esté activando.
- Titanio: Es interesante su investigación en sentido microestructural para distinguir las fases y cada una de sus propiedades.
- Recubrimientos: Hay que tener especial cuidado a la hora de escoger la profundidad de penetración para poder aislar los efectos de sustrato y medir únicamente [30].

Hay diferentes maneras de caracterizar a los nanocompuestos, la prueba de nanoindentación es uno de los métodos más eficaces y utilizados ampliamente para caracterizar las propiedades mecánicas de los materiales.



Figura 3.4. Nanoindentador TI 700 UBI [31].

Como herramienta, la nanoindentación se ha convertido en una técnica de caracterización de las propiedades mecánicas de nanocompuestos cada vez más popular en la última década. Además de medir el valor de la dureza, los ensayos de profundidad por indentación se han utilizado comúnmente para determinar las propiedades elásticas de los compuestos, conociendo la geometría del indentador y el material [32]. La nanoindentación permite caracterizar el comportamiento

mecánico de las intercaras matriz-refuerzo en materiales compuestos con refuerzos discontinuos [33].

3.1.4 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)

La calorimetría diferencial de barrido (DSC, por sus siglas en inglés) es un análisis térmico que ha permitido identificar en un sistema compuesto de almidón y agua las transiciones y modificaciones de la estructura del gránulo de almidón, verificar la asociación de fragmentos de amilosa y amilopectina (retrogradación) e identificar los cambios en sus características térmicas como consecuencia de tratamientos combinados de calor y humedad.

La calorimetría diferencial de barrido también permite obtener datos de entalpía y temperaturas de transición o de reacción, en función de la temperatura de calentamiento. Las transiciones de fase del almidón observados por DSC, dependen del contenido de humedad. En exceso de humedad, la gelatinización completa se presenta en un rango de temperatura. Al disminuir el contenido de humedad a un valor menor, aparece una segunda transición que ocurre a mayor temperatura.

La técnica de DSC ha sido ampliamente utilizada como técnica de caracterización de almidones de diferentes orígenes. A contenidos de humedad intermedios existen semejanzas entre diversos almidones, lo que permitió establecer un contenido de humedad crítico (60%) para la gelatinización completa [34].

En la técnica experimental de Calorimetría Diferencial de Barrido se dispone de dos cápsulas. Una de ellas contiene la muestra a analizar y la otra está generalmente vacía y es la llamada cápsula de referencia. Se usan calefactores individuales para cada cápsula y un sistema de control comprueba si se producen diferencias de temperatura entre la muestra y la referencia. Si se detecta cualquier diferencia, los calefactores individuales se corregirán de tal manera que la temperatura se mantendrá igual en ambas cápsulas. Es decir, cuando tiene lugar un proceso

exotérmico o endotérmico, el instrumento compensa la energía necesaria para mantener la misma temperatura en ambas cápsulas [35].



Figura 3.5. DSC Q2000 [36].

La calorimetría ocupa un lugar especial entre otros métodos. Además de su simplicidad y universalidad, las características energéticas medidas por calorimetría tienen un significado físico claro, aunque a veces su interpretación puede ser difícil. Con la introducción de los calorímetros diferenciales de barrido (DSC) a principios de la década de 1960, la calorimetría se convirtió en una herramienta estándar en la ciencia de los polímeros. La ventaja de DSC en comparación con otras técnicas calorimétricas radica en el amplio rango dinámico con respecto a las tasas de calentamiento y enfriamiento, incluida la operación isotérmica y modulada por temperatura [37].

3.2 OBTENCIÓN DEL ALMIDÓN DE LOS CAMOTES

3.2.1 CAMOTE MORADO (CM)

A continuación, se describe el procedimiento que se siguió para la obtención del almidón a partir de camote morado (CM).

Materiales:

- a) Agua destilada
- b) Agua de garrafón
- c) Camote morado
- d) Colador
- e) Filtro de café o trapo poroso
- f) Licuadora casera
- g) Recipiente mediano o grande

Procedimiento:

- 1.- Cortar en pedazos el camote morado, que ya ha sido pelado con anterioridad.
- 2.- Colocar en la licuadora casera los pedazos de camote morado y después servir el agua de garrafón dentro de la licuadora.
- 3.- Proceder a licuar en velocidad alta (esto debido a la dureza del camote morado) durante un par de minutos.
- 4.- Servir dentro del recipiente el producto obtenido en la licuadora, dejarlo reposar durante 24 horas.
- 5.- Al pasar las horas establecidas, poner un filtro de café dentro del colador y verter el producto obtenido de camote morado. Se tiene que realizar hasta que se filtre todo el líquido posible y el almidón resultante colocarlo dentro de un recipiente cerrado (Figura 3.6a).
- 6.- El almidón obtenido tiene que volver a ser colado, pero agregándole agua destilada y así lograr una limpieza más profunda del almidón (Figura 3.6b).
- 7.- Al tener el almidón más limpio, se procede a colocar cierta cantidad en un papel aluminio o en un papel filtro, se tiene que esparcir de manera correcta para que no quede muy compactado (Figura 3.6c).
- 8.- Colocar el contenido del almidón en una mufla (Figura 3.6d) a 45°C y dejarlo ahí por un tiempo de 24 horas, para que logre secarse lo mejor posible

9.- Retirar de la mufla el almidón y al notar que secó por completo (Figura 3.6e), proceder a tritarlo en un mortero hasta conseguir un polvo muy fino (Figura 3.6f, 3.6g y 3.6h). Obteniendo el polvo lo siguiente es tamizarlo en un tamiz con especificaciones de abertura de 177 micrones, abertura de 0.0070 pulgadas y un número de malla de 80 (Figura 3.6i y 3.6j).

10.- Al obtener este fino polvo del almidón, proseguimos a colocarlo en un recipiente y guardarlo ahí; también se debe de colocar en un tubo Eppendorf 1ml del almidón de camote morado para posteriores pruebas. Después de esto se comenzará con el proceso de elaboración de las películas bioplásticas de camote morado (Figura 3.6k).

En la siguiente figura, se describe paso a paso las partes del proceso de obtención del almidón de camote morado.



Figura 3.6. Metodología para la obtención del almidón de camote morado (CM).

Donde: a) Filtración de líquido del almidón, b) Limpieza del almidón con agua destilada, c) Almidón de camote morado (CM) esparcido sobre papel aluminio, d) Horno de mufla donde se colocará el papel aluminio con el almidón, e) Almidón de camote morado (CM) seco, f) Trituración del almidón de camote morado (CM) en mortero, g) Proceso de trituración del almidón de camote morado (CM), h) Polvo de almidón de camote morado (CM), i) Tamización del polvo de almidón de camote morado (CM), j) Resultado final del almidón de camote morado (CM), después de tamizarlo, k) 1 ml de polvo de almidón de CM en tubo.

3.2.2 CAMOTE AMARILLO (CA)

A continuación, se describe el procedimiento que se siguió para la obtención del almidón a partir de camote amarillo (CA).

Materiales:

- a) Agua destilada
- b) Agua de garrafón
- c) Camote morado
- d) Colador
- e) Filtro de café o trapo poroso
- f) Licuadora casera
- g) Recipiente mediano o grande

Procedimiento:

- 1.- Cortar en pedazos el camote amarillo, que ya ha sido pelado con anterioridad.
- 2.- Colocar en la licuadora casera los pedazos de camote amarillo y después servir el agua de garrafón dentro de la licuadora.
- 3.- Proceder a licuar en velocidad alta (esto debido a la dureza del camote amarillo) durante un par de minutos.
- 4.- Servir dentro del recipiente el producto obtenido en la licuadora, dejarlo reposar durante 24 horas.
- 5.- Al pasar las horas establecidas, poner un filtro de café dentro del colador y verter el producto obtenido de camote amarillo. Se tiene que realizar hasta que se filtre todo el líquido posible y el almidón resultante colocarlo dentro de un recipiente cerrado.
- 6.- El almidón obtenido tiene que volver a ser colado, pero agregándole agua destilada y así lograr una limpieza más profunda del almidón.
- 7.- Al tener el almidón más limpio, se procede a colocar cierta cantidad en un papel aluminio o en un papel filtro, se tiene que esparcir correctamente para que no quede muy compactado (Figura 3.7a).

8.- Colocar el contenido del almidón en una mufla a 45°C y dejarlo ahí por un tiempo de 24 horas, para que logre secarse lo mejor posible.

9.- Retirar de la mufla el almidón y al notar que secó por completo (Figura 3.7b), proceder a tritularlo en un mortero hasta conseguir un polvo muy fino. Obteniendo el polvo lo siguiente es tamizarlo en un tamiz con especificaciones de abertura de 177 micrones, abertura de 0.0070 pulgadas y un número de malla de 80 (Figura 3.7 c y 3.6d).

10.- Al obtener este fino polvo del almidón, proseguimos a colocarlo en un recipiente y guardarlo ahí; también se debe de colocar en un tubo Eppendorf 1ml del almidón de camote amarillo para posteriores pruebas. Después de esto se comenzará con el proceso de elaboración de las películas bioplásticas de camote amarillo (Figura 3.7e).

En la siguiente figura, se describe con imágenes las partes del proceso de obtención del almidón de camote amarillo.

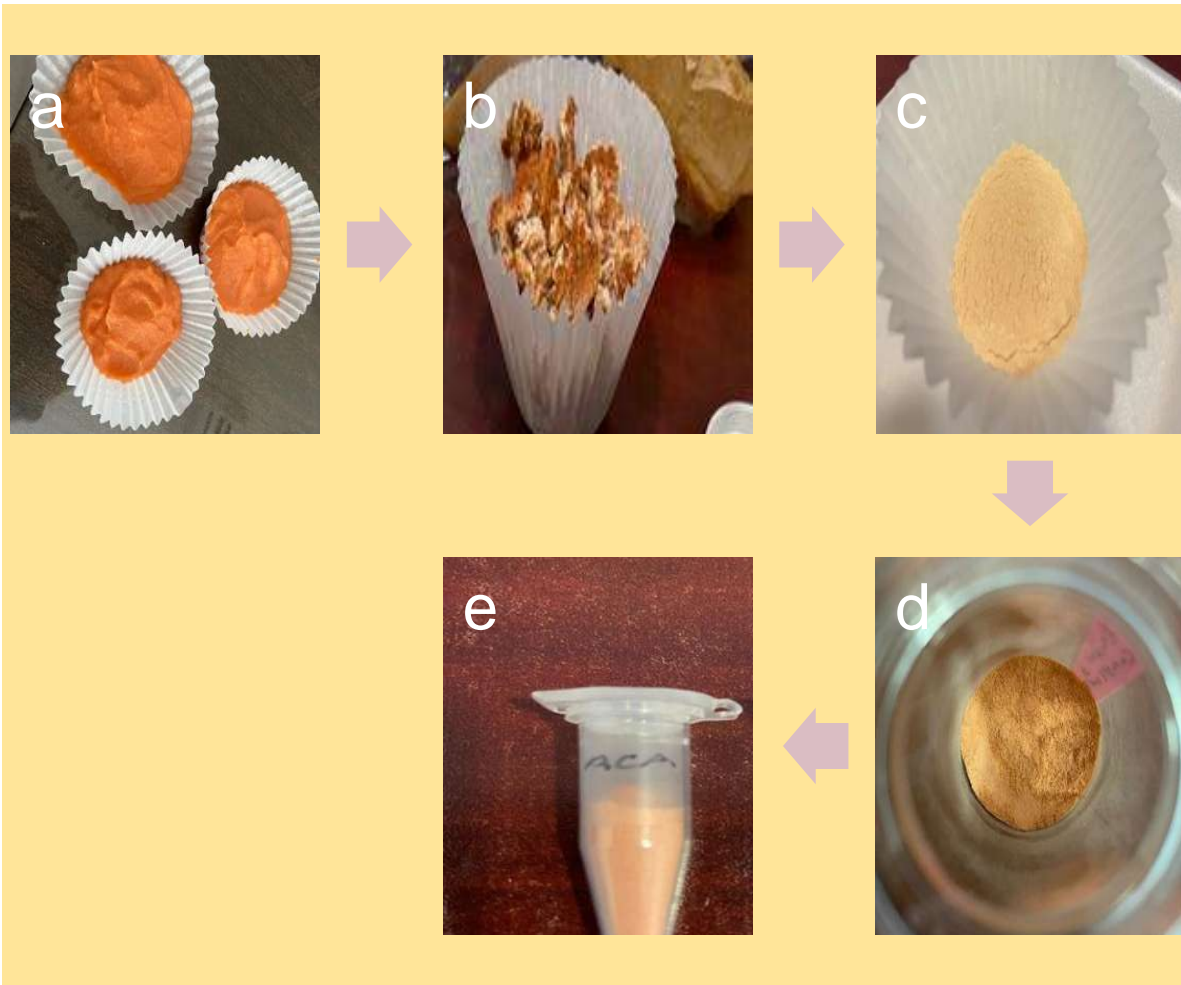


Figura 3.7. Metodología para la obtención del almidón de camote amarillo (CA). Donde: a) Almidón de camote amarillo (CA) esparcido en papel filtro, b) Almidón de camote amarillo (CA) seco, c) Polvo de almidón de camote amarillo (CA) después de haber sido triturado, d) Resultado final de almidón de camote amarillo (CA) previamente tamizado, e) 1 ml de polvo de almidón de camote amarillo (CA) en tubo Eppendorf.

3.3 PREPARACIÓN DE LAS PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS

3.3.1 PELÍCULA BIOPLÁSTICA A BASE DE ALMIDÓN DE CAMOTE MORADO (BPCM)

A continuación, se describe el procedimiento que se siguió para la obtención de la película bioplástica a base de almidón de camote morado (BPCM).

Materiales:

- a) Ácido Acético
- b) Agitador Magnético
- c) Agitador de Vidrio
- d) Agua Destilada
- e) Almidón de Camote Morado
- f) Balanza Analítica Digital
- g) Barra Magnética
- h) Bolsa de Muestra
- i) Cajas de Petri
- j) Cronómetro
- k) Filtro de Papel
- l) Glicerol
- m) Soporte Universal
- n) Termómetro
- o) Vasos de precipitado

Procedimiento:

- 1.- Para nuestra película bioplástica se ocupará un total de 10 gr con la suma del agua destilada, almidón de camote morado, glicerol y agua destilada.
- 2.- Con el apoyo de la balanza analítica digital, colocar 0.6 gr de almidón de camote morado en el papel filtro (Figura 3.8a)

3.- Igual en la balanza analítica digital, colocar en distintos vasos de precipitado para una mejor medición, 8.7 gr de agua destilada, 0.5 gr de glicerol y 0.2 gr de ácido acético.

4.- En el vaso de precipitado donde se encuentran los 8.7 gr de agua destilada, se combina con el almidón de camote morado, glicerol y el ácido acético.

5.- Con el agitador de vidrio proceder a mezclar todos los componentes.

6.- Al obtener la mezcla se coloca en un baño María, sobre un agitador magnético con placa calentadora, utilizando un soporte universal y tomando la temperatura de la mezcla con un termómetro. Dentro de la mezcla se coloca una barra magnética para que esté en constante movimiento (Figura 3.8b y 3.8c).

7.- Tomar tiempo con el cronómetro, hasta que la mezcla se encuentre en una apariencia gelatinosa (Figura 3.8d y 3.8e).

8.- Cuando la mezcla ya esté gelatinizada se tiene que esparcir sobre una caja de Petri y que quede bien distribuida (Figura 3.8f).

9.- Colocar la caja de Petri en un horno (mufla) a 45°C durante 24 horas. Al momento de retirarla se verá que la película tiene buena apariencia y consistencia elástica (Figura 3.8g).

10.- Despegar con precaución la película de la caja de Petri para que quede en el mejor estado posible, después de retirarla se procede a guardarla en una bolsa de muestra (Figura 3.8h y 3.8i).

En la siguiente figura, se describe con imágenes las partes del proceso de obtención de las películas bioplásticas a base de almidón de camote morado.



Figura 3.8. Metodología de preparación de la película bioplástica de camote morado (BPCM). Donde: a) Balanza analítica de precisión, modelo VE-204, b) Mezcla en baño María, c) Agitador magnético con placa calentadora, d) Mezcla retirada del baño María, e) Mezcla gelatinizada, f) Mezcla esparcida en caja de Petri, g) Caja de Petri con mezcla en mufla, h) Película bioplástica de camote morado (CM), i) Película bioplástica de camote morado (CM) en bolsa de muestra.

3.3.1.1 MUESTRAS DE LA PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE MORADO (BPCM)

En total se realizaron seis muestras de la película bioplástica a base de camote morado, en donde todas resultaron ser exitosas. En el proceso llegó a variar la cantidad de gramos colocados de los distintos componentes que se utilizaron durante el proceso de creación, también su temperatura de gelatinización fue ligeramente distinta, estando entre 65°C y 76°C; los tiempos de gelatinización estuvieron entre 11.5 minutos y 17 minutos.

En la siguiente tabla, se presentan las muestras, su respectiva cantidad de gramos, temperatura y tiempo de gelatinización.

Tabla 3.1. Películas Bioplásticas a base de Camote Morado.

Muestra	Gramos	Temperatura Gelatinización	Tiempo Gelatinización
BPCM1	11.6 gr	65°C	N/A
BPCM2	10.0076 gr	75°C	16 minutos
BPCM3	10.0064 gr	70°C	14 minutos
BPCM4	9.983 gr	75°C	15 minutos
BPCM5	10.0013 gr	75°C	11.5 minutos
BPCM6	10.0007 gr	76°C	17 minutos

3.3.2 PELÍCULA BIOPLÁSTICA A BASE DE ALMIDÓN DE CAMOTE AMARILLO (BPCA)

A continuación, se describe el procedimiento que se siguió para la obtención de la película bioplástica a base de almidón de camote amarillo (BPCA).

Materiales:

- a) Ácido Acético
- b) Agitador Magnético
- c) Agitador de Vidrio
- d) Agua Destilada

- e) Almidón de Camote Amarillo
- f) Balanza Analítica Digital
- g) Barra Magnética
- h) Bolsa de Muestra
- i) Cajas de Petri
- j) Cronómetro
- k) Filtro de Papel
- l) Glicerol
- m) Soporte Universal
- n) Termómetro
- o) Vasos de precipitado

Procedimiento:

- 1.- Para nuestra película bioplástica se ocupará un total de 10 gr con la suma del agua destilada, almidón de camote amarillo, glicerol y agua destilada.
- 2.- Con el apoyo de la balanza analítica digital, colocar 0.6 gr de almidón de camote amarillo en el papel filtro.
- 3.- Igual en la balanza analítica digital, colocar en distintos vasos de precipitado para una mejor medición, 8.7 gr de agua destilada, 0.5 gr de glicerol y 0.2 gr de ácido acético.
- 4.- En el vaso de precipitado donde se encuentran los 8.7 gr de agua destilada, se combina con el almidón de camote amarillo, glicerol y el ácido acético.
- 5.- Con el agitador de vidrio proceder a mezclar todos los componentes.
- 6.- Al obtener la mezcla se coloca en un baño María, sobre un agitador magnético, utilizando un soporte universal y tomando la temperatura de la mezcla con un termómetro (Figura 3.9a). Dentro de la mezcla se coloca una barra magnética para que esté en constante movimiento (Figura 3.9b y 3.9c).
- 7.- Tomar tiempo con el cronómetro, hasta que la mezcla se encuentre en una apariencia gelatinosa.

8.- Cuando la mezcla ya esté gelatinizada se tiene que esparcir sobre una caja de Petri y que quede bien distribuida (Figura 3.9d).

9.- Colocar la caja de Petri en un horno (mufla) a 45°C durante 24 horas. Al momento de retirarla se verá que la película tiene buena apariencia y consistencia elástica (Figura 3.9e).

10.- Despegar con precaución la película de la caja de Petri para que quede en el mejor estado posible (Figura 3.9f), después de retirarla se procede a guardarla en una bolsa de muestra (Figura 3.9g).

En la siguiente figura, se describe con imágenes las partes del proceso de obtención de las películas bioplásticas a base de almidón de camote amarillo.

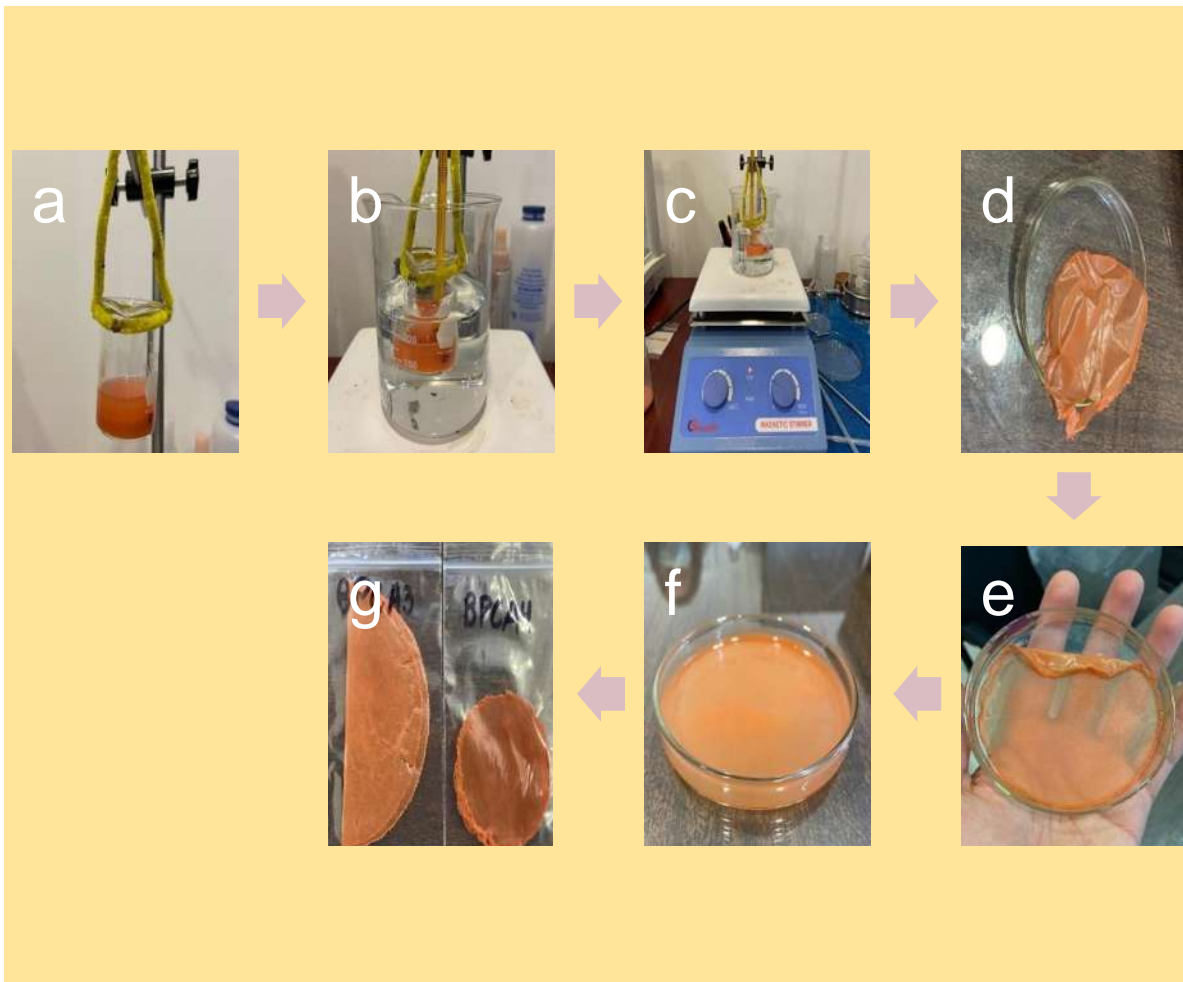


Figura 3.9. Metodología de la preparación de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA). Donde: a) Mezcla en vaso de precipitado sostenido por soporte

universal, b) Mezcla en baño María, c) Mezcla sobre agitador magnético con placa calentadora, e) Película bioplástica de camote amarillo (CA), f) Película bioplástica de camote amarillo (CA) completamente retirada de caja de Petri, g) Dos muestras de películas bioplásticas de camote amarillo (CA) en bolsa de muestra.

3.3.2.1 MUESTRAS DE LA PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE AMARILLO (BPCA)

Durante la creación de la película bioplástica a base de camote amarillo, se realizaron 10 muestras en total, de las cuales 8 resultaron ser exitosas y únicamente 2 muestras fueron fallidas debido a su extrema delgadez, al momento de querer sacarlas de las cajas de Petri donde se encontraban, se despedazaron al más mínimo intento de retirarlas. En el proceso de fabricación la cantidad de gramos presentada en cada muestra fue distinta, pero con una mínima diferencia; la temperatura de gelatinización varió entre 80°C y 86°C, el tiempo de gelatinización estuvo entre 16 minutos y 25 minutos. En la siguiente tabla se establecen las muestras, la cantidad de gramos que contuvo, su temperatura y tiempo de gelatinización.

Tabla 3. 2. Películas Bioplásticas a base de Camote Amarillo.

Muestra	Gramos	Temperatura Gelatinización	Tiempo Gelatinización
BPCA1	10.0155 gr	83°C	25 minutos
BPCA2	10 gr	80°C	24 minutos
BPCA3	10.0029 gr	81°C	21.5 minutos
BPCA4	10.0034 gr	86°C	16.5 minutos
BPCA5	10.0022 gr	82°C	22 minutos
BPCA6	10.0058 gr	86°C	17 minutos
BPCA7	10.0003 gr	81°C	16 minutos
BPCA8	10.0041 gr	85°C	21 minutos

CAPÍTULO 4. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Tanto las muestras del almidón de camote amarillo y morado, como las muestras de las películas bioplásticas de camote amarillo y morado fueron analizadas en distintas técnicas analíticas, como las que se verán a continuación; para esto se requirieron distintos tipos de muestras ya sea del almidón de los camotes o de las películas bioplásticas de estos.

4.1 MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB)

Las imágenes del MEB se muestran a distintos aumentos (100x, 500x y 1000x) para una mayor apreciación y análisis de la morfología de nuestra muestra. Los tres aumentos trabajaron a un voltaje (HV, siglas en inglés) de 15.0 kV y una distancia de trabajo (WD, siglas en inglés) de 23.0 mm.

Además de utilizar el microscopio electrónico de barrido, se contó también con el uso de espectroscopía de dispersión de energía (EDS, siglas en inglés). El EDS nos ayudó para determinar cuantitativamente el porcentaje en peso de los elementos que se encuentran en la muestra que se analizó.

Para la obtención de los datos, las muestras de los almidones deben de estar en tubos Eppendorf y contener 1ml (Figura 4.1), las películas bioplásticas en cambio deben de estar en bolsas de muestra (Figura 4.2).



Figura 4.1. Muestras de 1 ml de almidón de camote amarillo (ACA) y almidón de camote morado (ACM) en tubos Eppendorf.



Figura 4.2. Muestras de almidón de camote morado (ACM) y almidón de camote amarillo (ACA) en bolsas de muestra.

4.1.1 ALMIDONES EN MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB)

4.1.1.1 ALMIDÓN DE CAMOTE MORADO (ACM)

En la figura 4.3 se pueden observar los resultados obtenidos por el microscopio electrónico de barrido de la muestra del almidón de camote morado. La morfología captada con el aumento de 100x es muy característica debido a que se encuentran gránulos muy pequeños de formas esféricas y/u ovaladas que están esparcidos alrededor de toda la imagen captada por el microscopio, los tamaños y la forma de los gránulos se deben a la cantidad de amilasa y amilopectina que es lo que contienen los almidones; también se aprecian ciertas estructuras de distintas e irregulares formas y tamaños que en realidad están formadas por los gránulos de la amilopectina, pero estando de una manera mucho más compacta. La imagen con 500x de aumento nos muestra una gran estructura hecha por los distintos gránulos, como previamente ya se había mencionado, la diferencia en esta imagen es que ahora se puede notar con mayor detalle una delgada capa que se debe a materiales amorfos como biopolímeros o proteínas) que recubre a los gránulos y que se encuentra esparcida en zonas aleatorias, el tamaño de los grandes va difiriendo y existen alrededor de cinco distintos tamaños de ellos, sus formas en este caso son más esféricas, que es lo usual y una que otra forma ovalada o con detalles irregulares en ellas. En el aumento 1000x se ve como hay ciertas impurezas que se

deben igual a proteínas o biopolímeros, en la zona media de la imagen y como se encuentra dividida, estando de un lado gránulos de tamaño mediano y formas esféricas o poliédricas, del otro lado unos de mayor tamaño, la capa delgada sigue estando presente.

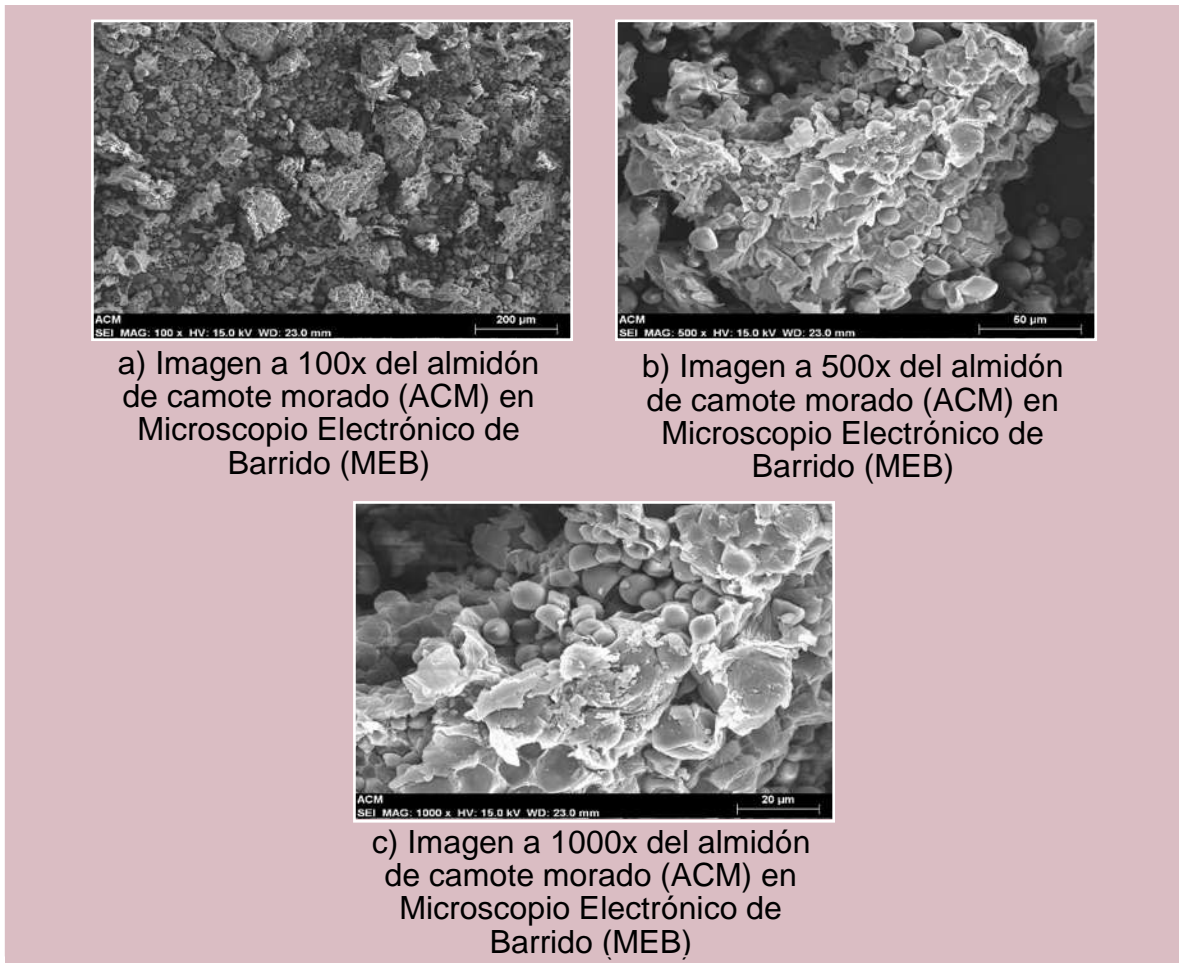


Figura 4.3. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra del almidón de camote morado (ACM).

Los resultados obtenidos del espectro de energía dispersiva tomados de la muestra del almidón de camote morado se muestran en la figura 4.4. A simple vista se observa como los primeros tres picos hallados, fueron los de mayor altura a comparación de los demás picos que se llegan a encontrar en la imagen, cuatro elementos fueron los que se encontraron en la muestra con su determinado

porcentaje de peso. Existe una presencia significativa de Carbono (19.19%) y de Nitrógeno (16.14%) en la muestra, también hubo una mínima presencia de Fósforo (0.12%), el Oxígeno (64.53%) igualmente se encontraba presente y fue el de mayor porcentaje de peso establecido.

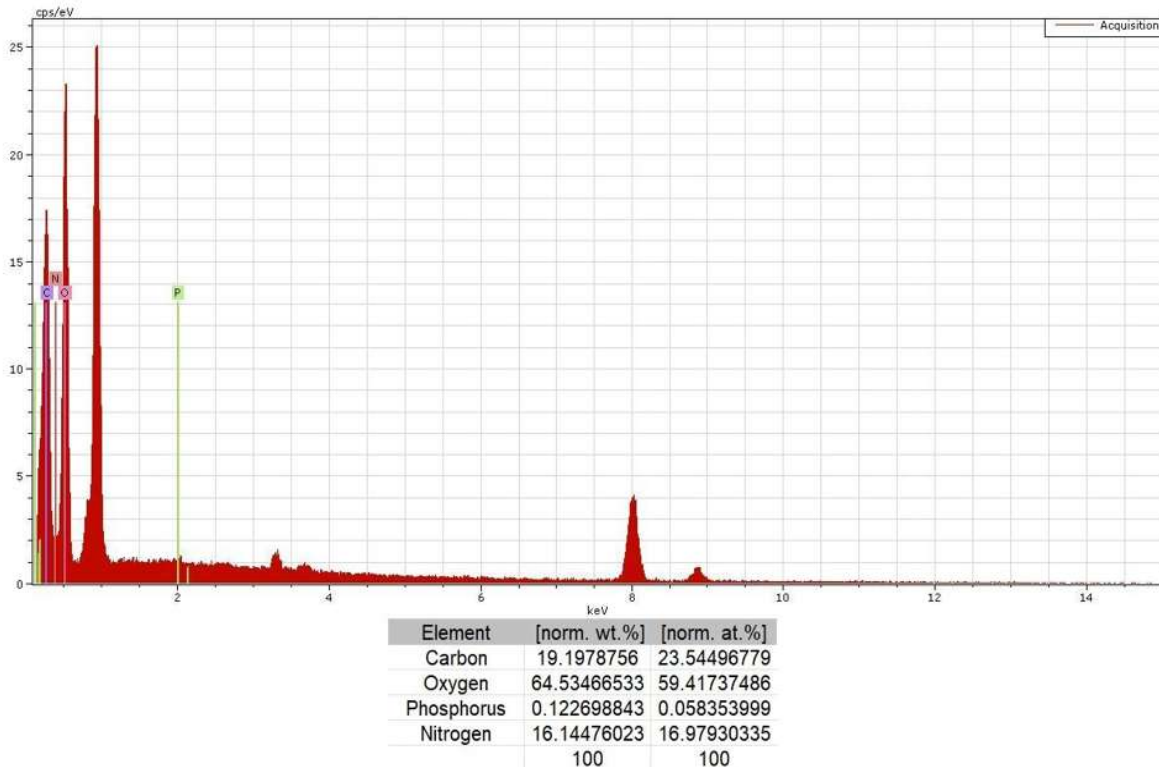
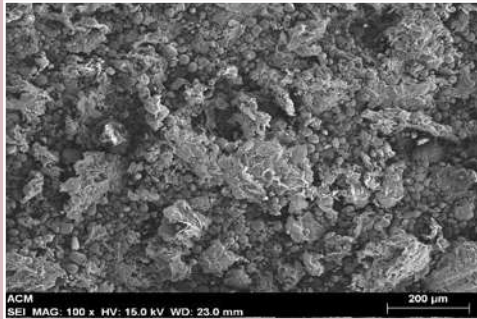


Figura 4.4. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra del almidón de camote morado (ACM).

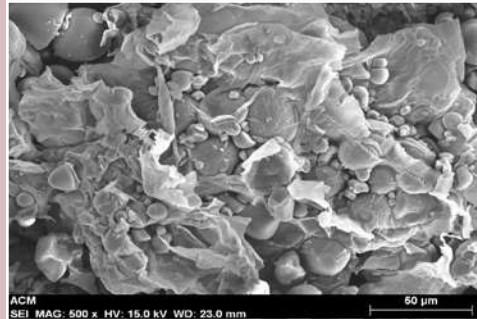
En la figura 4.5, se presentan las imágenes obtenidas por medio del Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra del almidón de camote morado (ACM). Se encuentran tres imágenes con los mismos aumentos, siendo de 100x, 500x y 100x, pero con la diferencia que estas imágenes son de una región distinta de la misma muestra del almidón de camote morado.

La imagen con aumento de 100x nos muestra una morfología variada, se pueden notar a simple vista pequeños gránulos de una notoria forma esférica u poliédrica esparcidos por toda la imagen, se pueden observar también como existen zonas

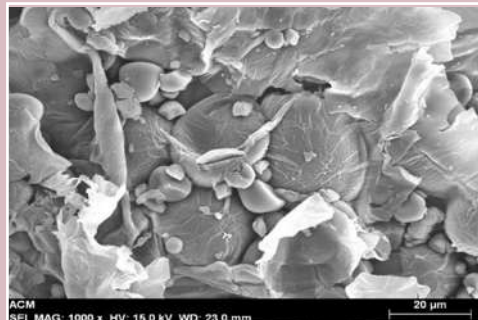
donde los gránulos se mantienen de una manera más compacta y llegan a formar varias estructura de formas y tamaños irregulares. En el aumento 500x se distinguen con mayor claridad los gránulos de amilopectina, existen unos de gran tamaño igualmente con sus características formas esféricas y ovaladas aunque algunas con ciertas variaciones, se puede notar una ligera capa (biopolímeros, proteínas) que recubre a gran parte de los gránulos y se encuentra en la mayor parte de la imagen. Al llegar al aumento de 1000x, se ven con mucha claridad los gránulos que se encuentran principalmente en la zona media de la imagen obtenida, hay pequeños gránulos distribuidos alrededor de los de mayor tamaño, se pueden percibir al menos cuatro distintos tipos de tamaños de gránulos al igual que la capa de proteínas o biopolímeros que sigue recubriendo una gran parte de la imagen captada por el microscopio.



a) Imagen a 100x del almidón de camote morado (ACM) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)



b) Imagen a 500x del almidón de camote morado (ACM) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)



c) Imagen a 1000x del almidón de camote morado (ACM) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)

Figura 4.5. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en diferente región de la muestra del almidón de camote morado (ACM).

En la figura 4.6 se muestran los resultados obtenidos del espectro de energía dispersiva de la muestra del almidón de camote morado. Al igual que la figura 4.4, tres picos al inicio son lo más relevante, aunque en esta ocasión igualaron un poco su tamaño a comparación de la anterior figura, los elementos encontrados fueron los mismos, a excepción del Fósforo, que en su lugar ahora se encontró Potasio. El porcentaje de peso hallado del Carbono (8.91%) y del Nitrógeno (7.25%) fue considerable, del Potasio (0.57%) se encontró una cantidad muy baja a comparación del Oxígeno (83.25%) que fue el elemento con mayor cantidad presente en esta región de la muestra. La presencia del Oxígeno y del Carbono es debido a que la estructura química del almidón se encuentra compuesta por esos dos elementos. Otros elementos presentes en almidones como el de yuca y el de maíz, son el Potasio, el Calcio, el Fósforo y el Nitrógeno.

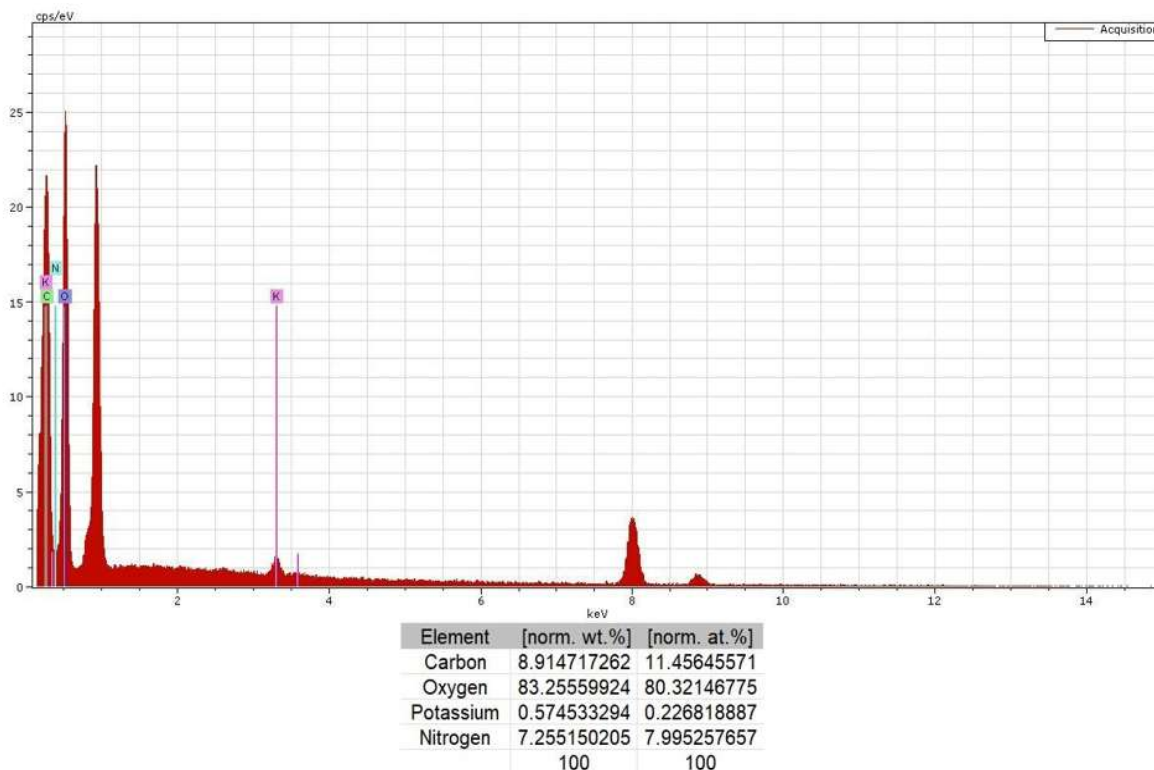


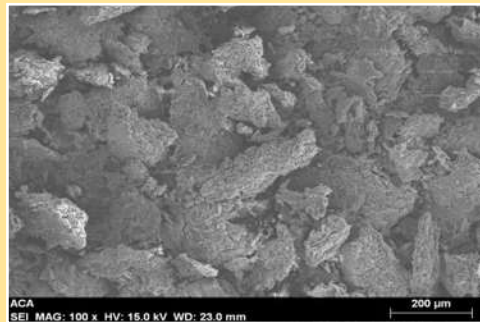
Figura 4.6. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra del almidón de camote morado (ACM).

4.1.1.2 ALMIDÓN DE CAMOTE AMARILLO (ACA)

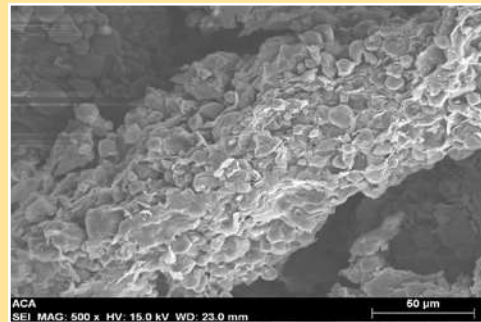
A continuación, en la figura 4.7 se pueden observar las imágenes obtenidas mediante el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra de almidón de camote amarillo (ACA). Las imágenes se muestran a distintos aumentos (100x, 500x y 1000x) para una mayor apreciación y análisis de la morfología de nuestra muestra.

A comparación de las imágenes obtenidas por el microscopio electrónico de barrido acerca de la muestra de almidón de camote morado (ACM), en la figura 4.7 podemos observar como en el aumento de 100x no se logran percibir a simple vista los gránulos de la amilopectina bien definidos, lo que sí se puede ver en la imagen son las diferentes estructuras que llegan a ser muy irregulares en tamaño y forma, estas se encuentran compuestas por las distintas variedades de gránulos que hay en el almidón de camote amarillo. La imagen que nos muestra el aumento de 500x

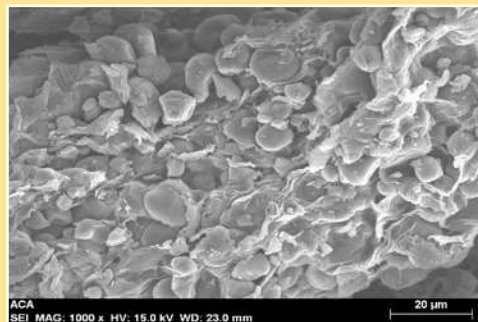
nos permite ver como ya se perciben de mejor manera los gránulos, gran parte de la imagen la abarca una estructura alargada de esquina a esquina que está formada por gránulos de tamaños grandes, medianos y pequeños; a su alrededor se pueden ver también como hay gránulos de un tamaño mucho mayor a los que están contenidos en la estructura alargada, en la estructura se notan ciertas impurezas y capas delgadas que se encuentran de manera no uniforme, debido a materiales amorfos. Se puede apreciar los gránulos de mejor manera y sus formas más identificables en el aumento 1000x, siendo de formas elípticas, esféricas y ovaladas, también se nota como están las capas delgadas (proteínas o biopolímeros) alrededor de la imagen y que cubren algunos gránulos, está distribuida en pedazos que llegan a ser pequeños, pero igualmente llegan a ser de un tamaño grande.



a) Imagen a 100x del almidón de camote amarillo (ACA) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)



b) Imagen a 500x del almidón de camote amarillo (ACA) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)



c) Imagen a 1000x del almidón de camote amarillo (ACA) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)

Figura 4.7. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA).

Como se puede apreciar en la Figura 4.8, se encuentran los resultados obtenidos por medio de MEB-EDS de la muestra del almidón de camote amarillo. Se encontró la presencia de tres picos de una altura mucho mayor a los picos restantes encontrados. El espectro de la muestra nos indicó que hubo presencia de Potasio (1.17%) y del Calcio (0.32%) que fueron las presencias de menor cantidad, el Carbono (5.77%) y el Oxígeno (92.72%) fueron los elementos con mayor cantidad encontrada en la muestra.

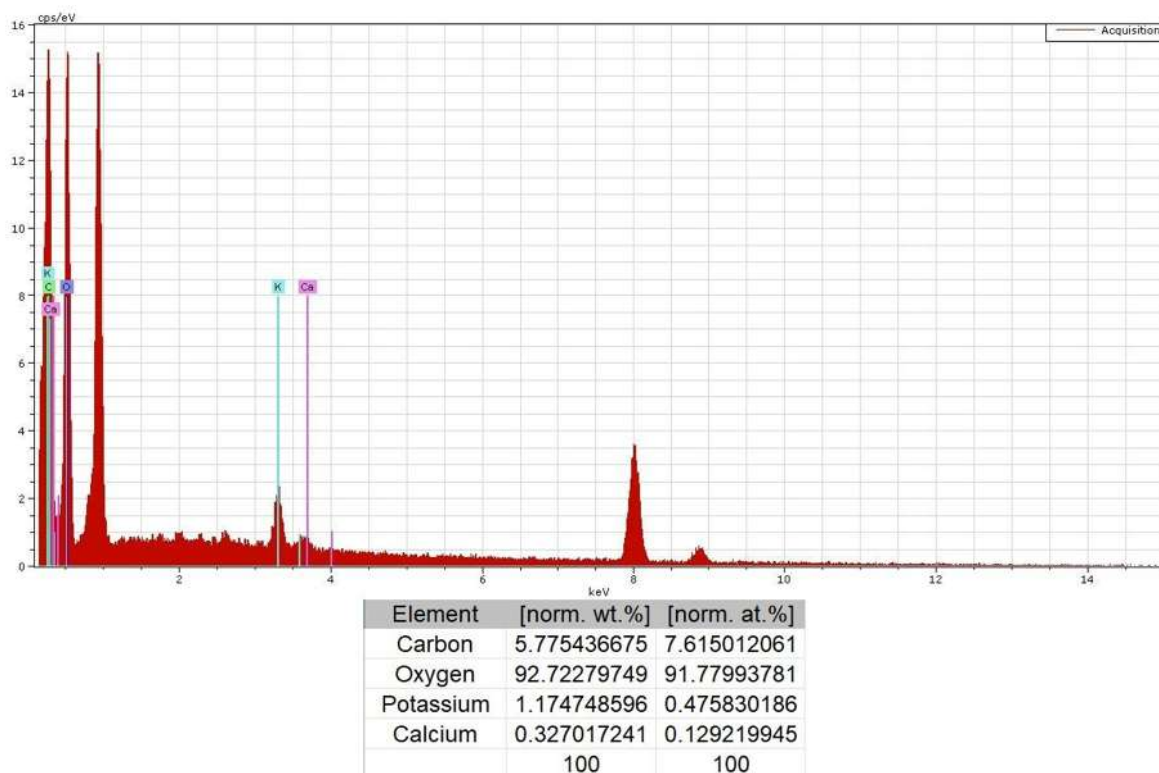


Figura 4.8. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA).

En la figura 4.9 se encuentran tres imágenes con los mismos aumentos, siendo de 100x, 500x y 100x, pero con la diferencia que estas imágenes son de una región distinta de la misma muestra del almidón de camote amarillo.

Al ver la imagen con aumento 100x se puede notar como en la esquina superior izquierda, existe una zona plana donde se encuentran dos hendiduras o huecos y un poco cantidad de pequeños gránulos distribuidos en esa zona; igualmente en la imagen se aprecian estructuras irregulares compuestas por gránulos de amilopectina de distintos tamaños como en la figura 4.7, se distinguen con cierta dificultad algunos gránulos dispersos de manera individual o en conjunto. El aumento de 500x nos deja ver como los gránulos son más perceptibles y siendo en su mayoría de forma esférica, existen ciertas impurezas (biopolímeros o proteínas) y en medio de la imagen se puede ver una estructura compacta y de anchura considerable, en la izquierda de la imagen se puede ver un hueco muy amplio. Al ver el 1000x de aumento igualmente se perciben los gránulos de amilopectina y la mayoría son de un tamaño mediano, con su forma ovalada o esférica, llegan a existir por lo menos cinco medidas distintas de los gránulos, los pedazos de proteínas se ven con mayor claridad y la estructura compacta que se encuentra en el lado izquierdo de la imagen.

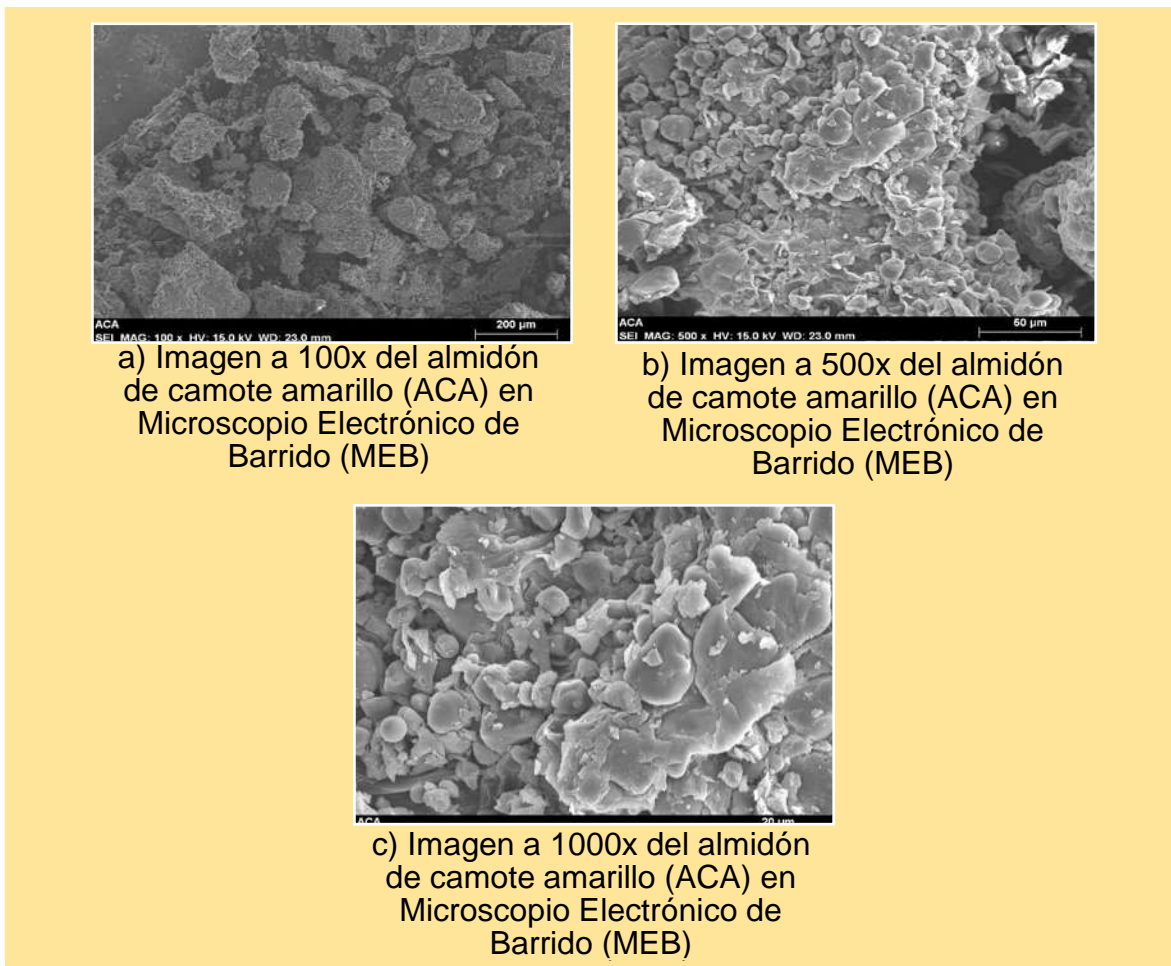


Figura 4.9. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en otra región de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA)

Al igual que las imágenes proporcionadas por el microscopio electrónico de barrido, que se tomaron en distintas regiones de la muestra. El espectro de energía dispersiva también hizo su análisis en otra región.

Como se puede ver en la Figura 4.10, se encuentran los resultados del MEB-EDS tomados en otra región de la muestra del almidón de camote amarillo. Hay mucha similitud con la información brindada de la Figura 4.8, encontrándose con diferente porcentaje en peso, pero siendo los mismos elementos. Se encontró un ligero aumento en el porcentaje del Carbono (9.18%), pero decayó el de los demás elementos como el Potasio (0.84%), el Calcio (0.48%) y el Oxígeno (89.17%) que

siguió como el elemento con mayor cantidad encontrada. Además, se contó con la presencia de dos elementos que no habían sido previamente registrados en el análisis previo, se encontró una muy baja presencia de Fósforo (0.17%) y de Silicio (0.13%), probablemente provenientes de los componentes utilizados al momento de la creación de la película bioplástica.

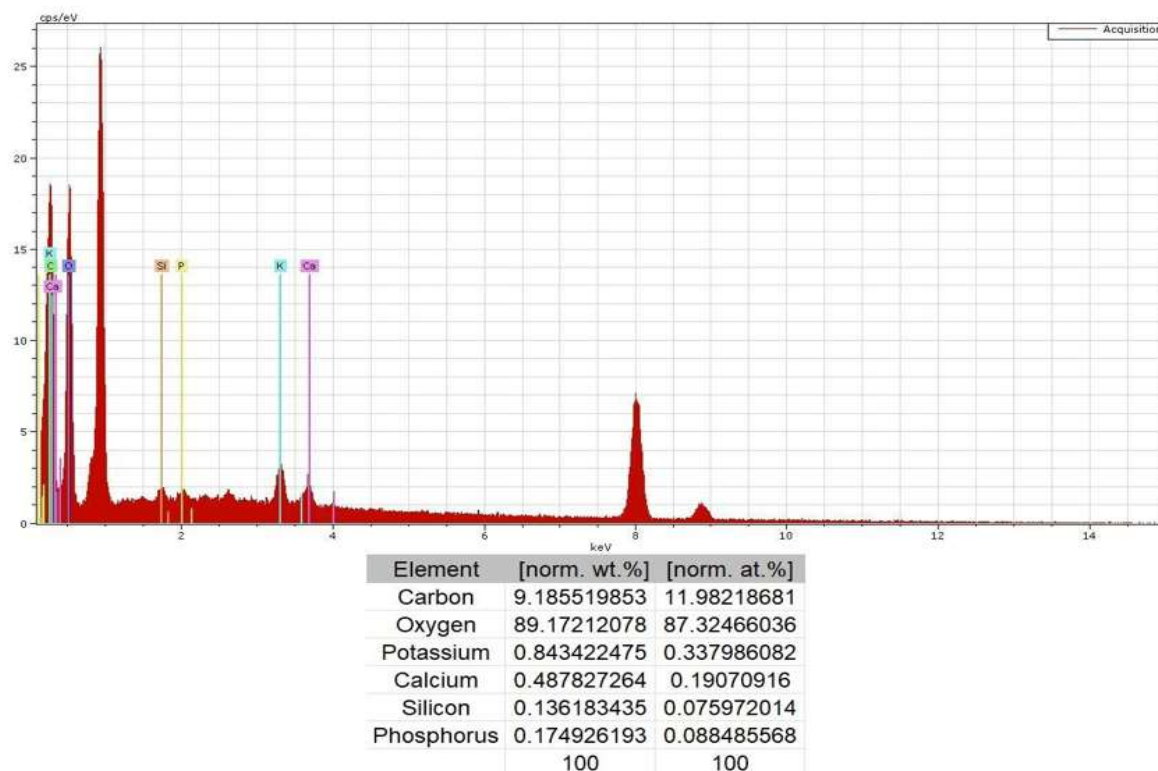


Figura 4.10. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra del almidón de camote amarillo (ACA).

4.1.2 PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN EL MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO (MEB)

4.1.2.1 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE MORADO (BPCM)

A continuación, en la figura 4.11 se pueden observar las imágenes obtenidas del microscopio electrónico de barrido (MEB) de la película bioplástica de camote morado (BPCM). La imagen con aumento a 100x nos muestra la micrografía de una región de la película de camote donde se puede apreciar a detalle su morfología. El

aumento a 500x permite ver como la superficie de la película es más perceptible, en la mayor parte de la zona se encuentra lisa y más compacta debido a que esto indica que hay una mejor integridad estructural, en la parte baja de la imagen es donde se ven cierta irregularidades pero que dependen de la composición de la película, también podemos notar como en la esquina inferior derecha se encuentra un pequeño sector de lo que podrían ser bacterias, debido a algún tipo de contaminación que pudo tener la película bioplástica por el ambiente y entorno en el que se encontraba. Por último, la imagen a 1000x de aumento nos enseña como todavía hay ciertos gránulos de almidón que no llegaron a gelatinizar, la superficie en su mayoría se encuentra más rugosa, teniendo algunas zonas que si llegan a ser lisas y compactas.

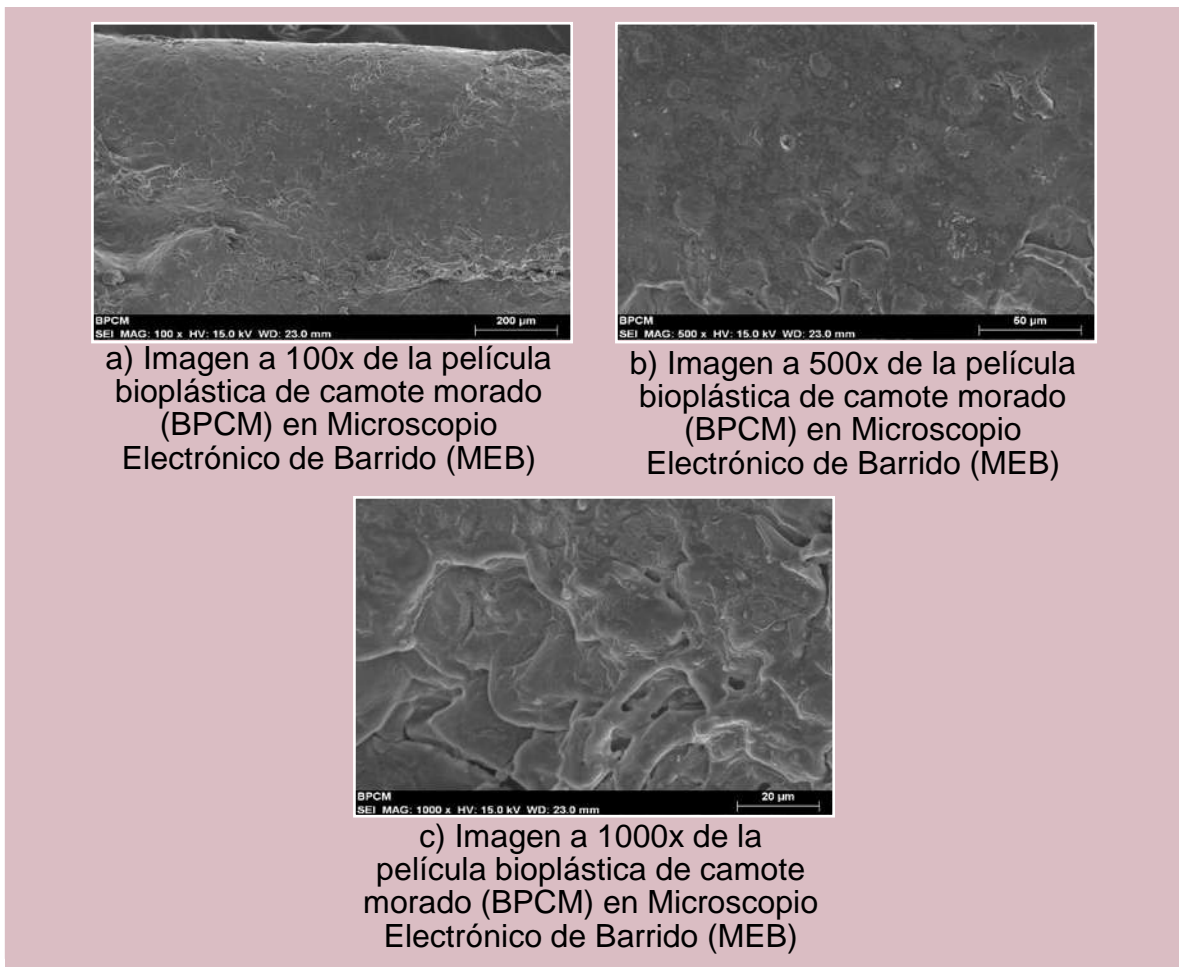


Figura 4.11. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM)

En la Figura 4.12, se encuentran los resultados del espectro de energía dispersiva de la muestra de la película bioplástica de camote morado. Se pueden apreciar inicialmente tres picos, siendo el tercero el de mayor altura encontrada, luego hubo una disminución de los picos, encontrándose casi al final uno más de altura mediana. En la muestra se encuentra que los elementos encontrados en la muestra fueron Cloro (0.48%) y Potasio (0.27%) siendo los de menor cantidad presente, también hubo Oxígeno (88.53%) y Carbono (10.70%). Siendo el Oxígeno el elemento con mayor presencia.

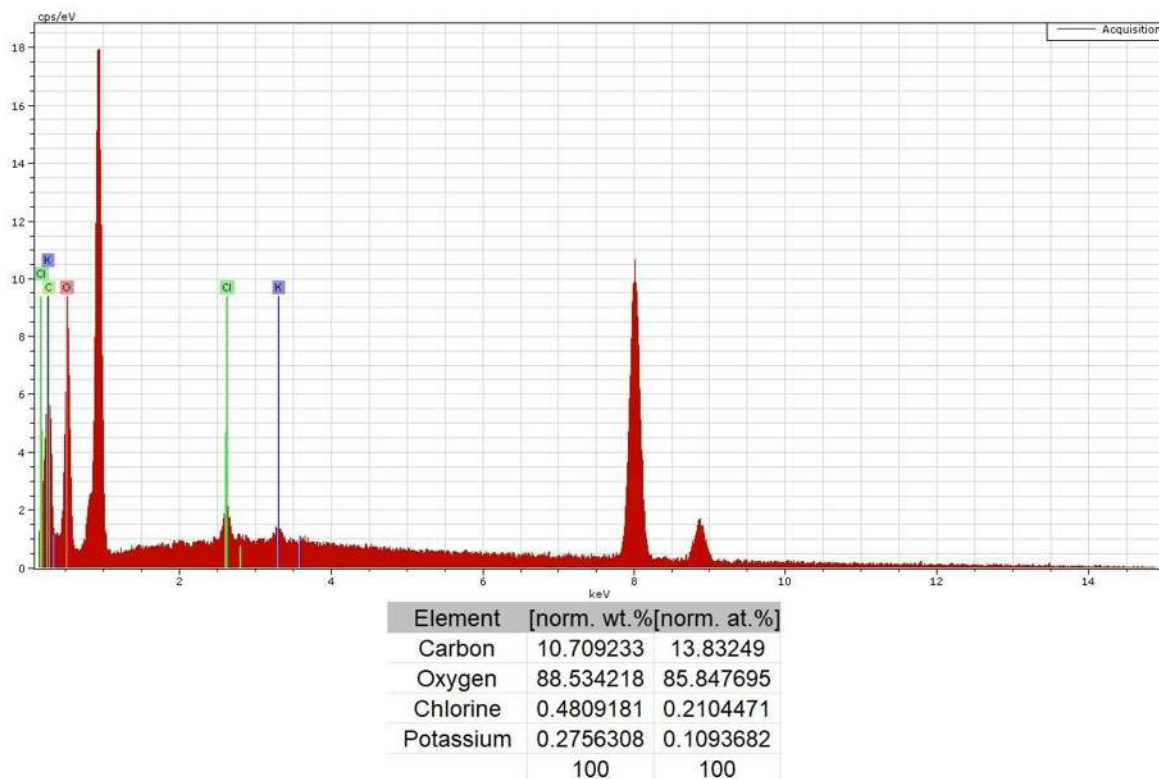


Figura 4.12. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM).

Al ver la figura 4.13, podemos interpretar los resultados obtenidos mediante el microscopio electrónico de barrido en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote morado. La imagen con aumento a 100x nos permite apreciar cómo se tomó en una zona final de la película, presenta una superficie compacta y lisa donde a simple vista no se observan gránulos de almidón presentes, aunque si cuenta con pocas zonas donde hay cierta rugosidad y más del lado derecho de la

imagen que es donde se muestra el límite de la película. El aumento de 500x demuestra como en esa zona ya existen más irregularidades alrededor o partes donde la rugosidad es muy notoria, pero encontrándose la superficie media lisa en algunos puntos de la imagen. Al ver el aumento 1000x se notan ciertos huecos presentes en esa región de la muestra, la rugosidad sigue estando presente y la morfología es más homogénea, también se puede apreciar lo que pueden ser unos gránulos de almidón que no llegaron a gelatinizar de manera correcta.

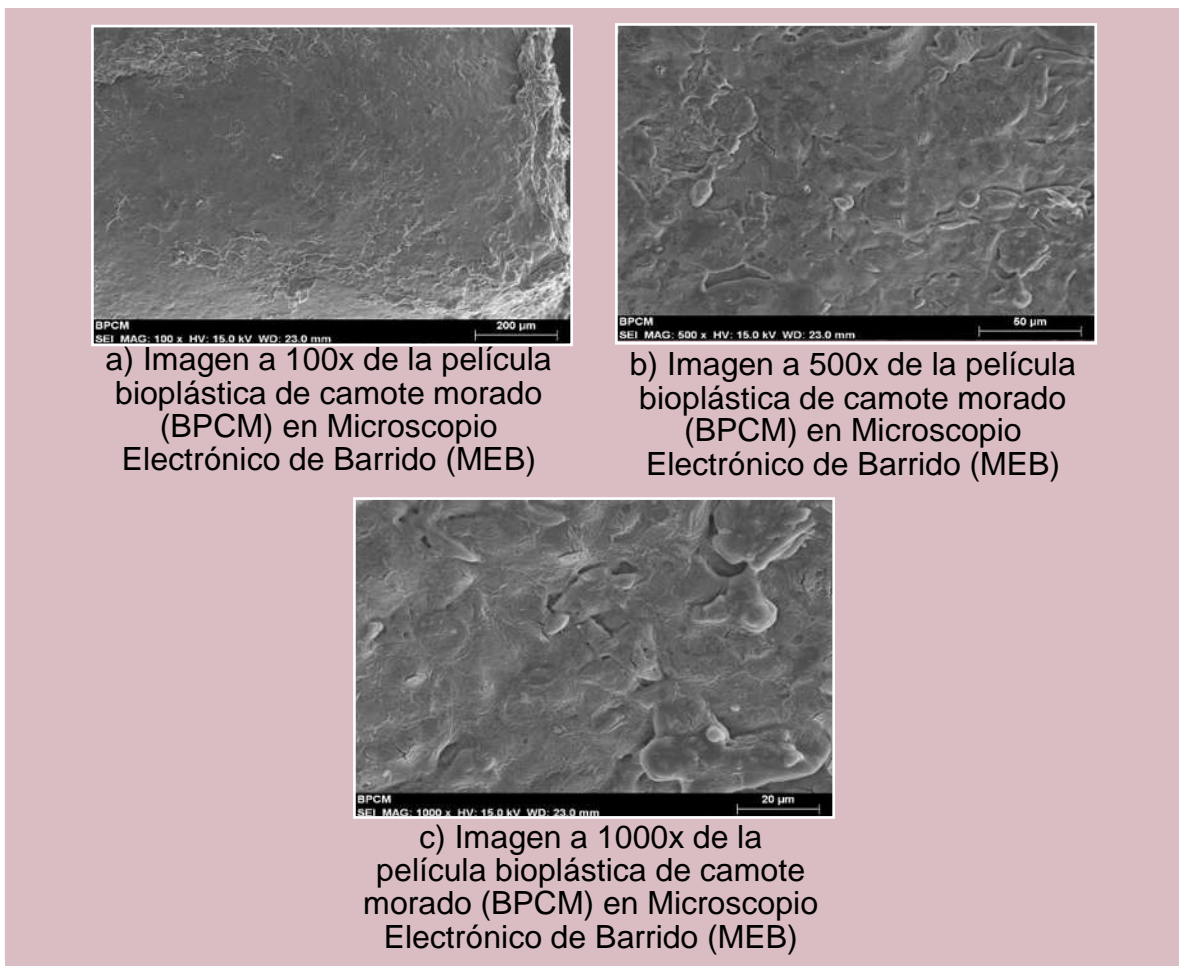


Figura 4.13. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM).

Al ver la Figura 4.14 nos muestra los resultados obtenidos en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote mediante el espectro de energía dispersiva. Esta figura es demasiado similar a la Figura 4.12 pero se nota el

aumento del segundo pico y la disminución del cuarto, pero la cantidad de estos sigue siendo la misma. Los elementos con menor cantidad hallada en la muestra fueron nuevamente el Cloro (0.45%) y el Potasio (0.35%), a continuación de ellos el elemento más presente fue el Carbono (8.95%), pero estando muy lejos de la cantidad mostrada por el Oxígeno (90.23%) que fue el elemento más presente en esta región analizada de nuestra muestra de la película bioplástica de camote.

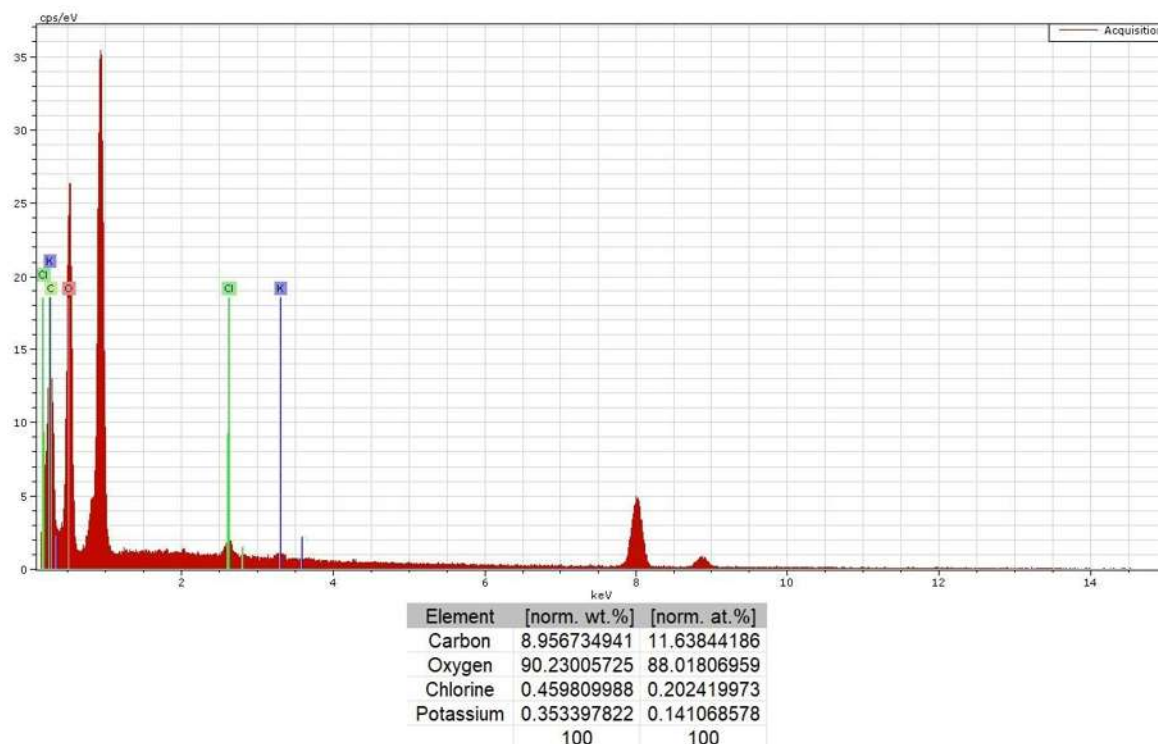


Figura 4.14. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM).

4.1.2.2 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE AMARILLO (BPCA)

En la figura que se muestra a continuación (4.15), se pueden visualizar las imágenes captadas en el microscopio electrónico de barrido de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo. En principio, al ver la imagen de 100x de aumento podemos apreciar la presencia de una estructura de gran tamaño, se encuentra muy

compacta y con una alta rugosidad, hay también lo que parece ser la presencia de unos pocos gránulos del almidón y una tira alargada que se debe a alguna proteína o biopolímero. La imagen con 500x de aumento nos demuestra cómo no existe presencia alguna de zonas o puntos donde la superficie llegue a ser lisa completamente, existe demasiada rugosidad en esta región de la muestra, hay ciertas malformaciones de forma esférica en la esquina superior izquierda. Al ver el aumento 1000x se nota como la rugosidad predomina en la imagen, no hay zonas que estén ordenadas uniformemente y llegan a haber pequeños huecos o irregularidades a lo largo de esa región, no se cuenta a simple vista con la presencia de algún tipo de gránulo de almidón.

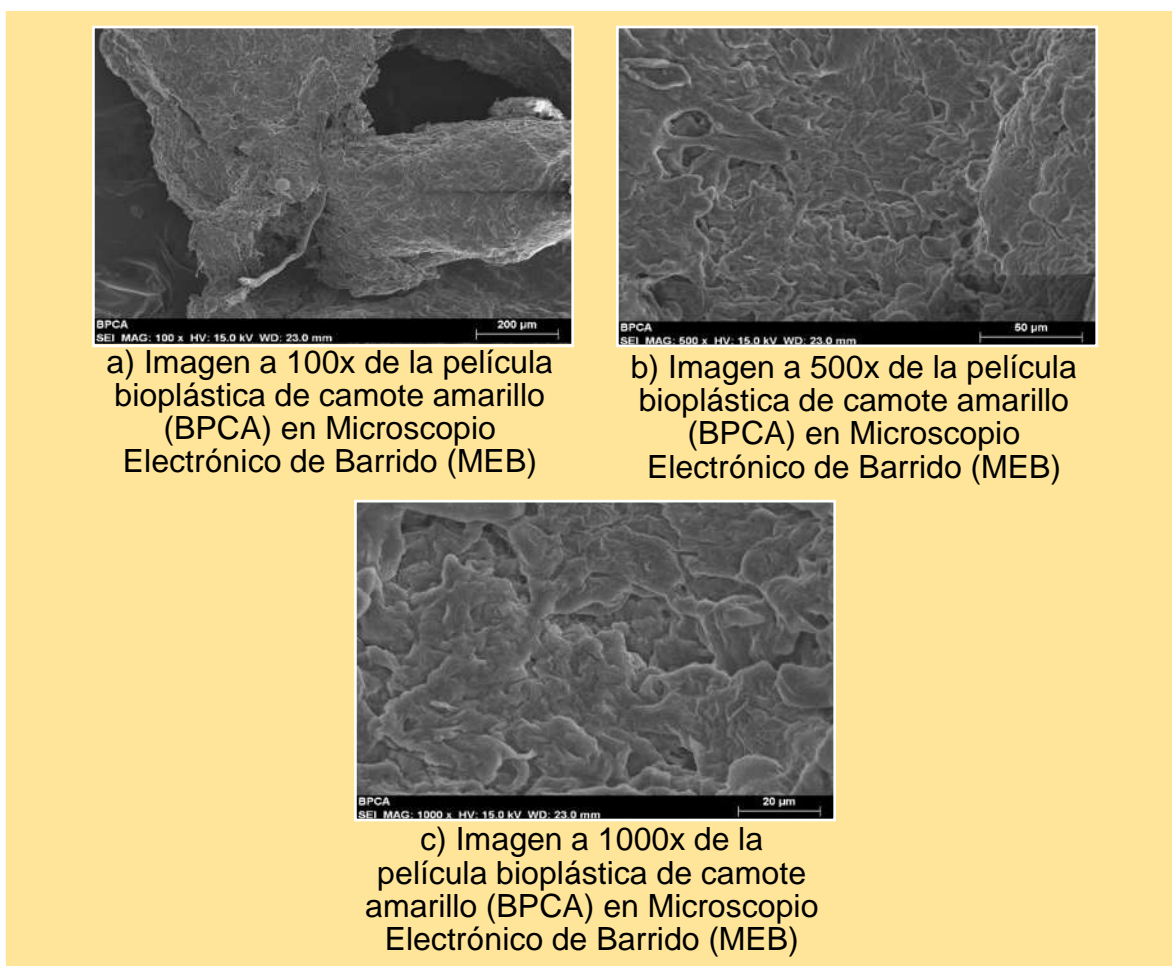


Figura 4.15. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).

Al observar la Figura 4.16, podemos ver los resultados obtenidos mediante el espectro de energía dispersiva de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo. Se puede contemplar la presencia de tres picos de gran altura, siendo el primero y el tercero los más altos y casi similares, después de ellos hay otros cuatro picos, pero de una altura muy baja. Los elementos más presentes en la muestra del bioplástico de camote amarillo fueron el Potasio (1.20%), Carbono (21%), Oxígeno (76%) que es el de mayor presencia en la región analizada de la muestra y también encontrándose una mínima cantidad de Cloro (0.39%) y Fósforo (0.15%).

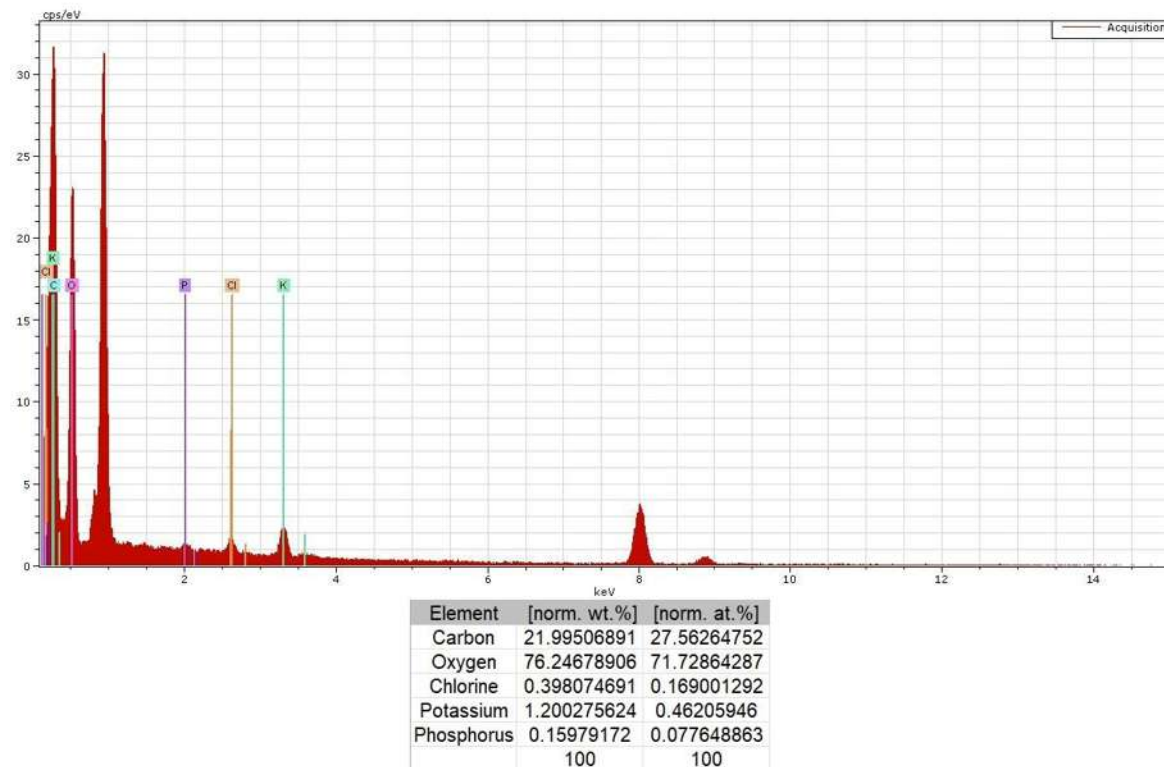
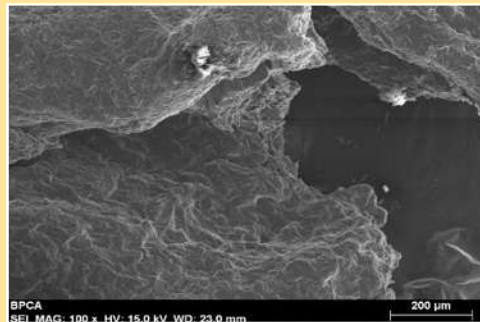


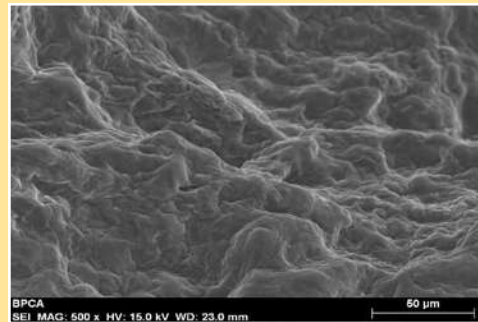
Figura 4.16. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).

Los resultados obtenidos de la otra región analizada de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo mediante el espectro de energía dispersiva, se muestran en la figura 4.17. La imagen a 100x de aumento de la muestra de la

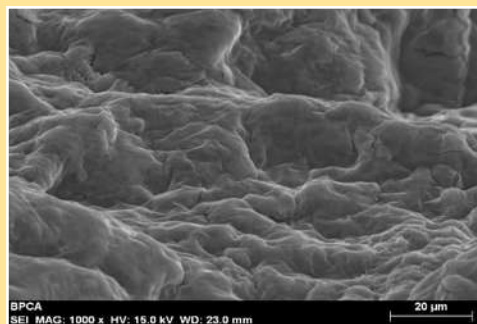
película nos permite ver una estructura compacta con rugosidad definida, en la esquina superior izquierda es donde se puede ver la única zona que cuenta con una superficie parcialmente lisa y con una impureza de un tamaño considerable de color blanco, otra impureza similar se encuentra también pero ahora en la esquina superior derecha. El aumento de 500x nos muestra como en esta región analizada no se distingue a simple vista algún tipo de malformación o impureza, la superficie se encuentra muy rugosa, en estilo de ondas y no existe la presencia de algún gránulo de almidón sin gelatinizar. Es muy similar el aumento 1000x al de 500x en cuestión de la morfología y formación de la superficie de esa región analizada de la muestra de la película, pero se puede apreciar con mayor calidad la rugosidad de esta y como el patrón de ondas que tiene es más definido.



a) Imagen a 100x de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)



b) Imagen a 500x de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)



c) Imagen a 1000x de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA) en Microscopio Electrónico de Barrido (MEB)

Figura 4.17. Imágenes captadas por el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).

La figura 4.18 nos demuestra los resultados que se obtuvieron mediante el espectro de energía dispersiva de la otra región analizada de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo. Los mismos elementos que se vieron en la Figura 4.16, se encuentran en esta figura, con la diferencia que hubo una disminución en los picos más altos, siendo el tercero el que mayor disminución tuvo. Los elementos con menor cantidad de porcentaje que se encontraban presentes fueron en este caso el Fósforo (0.14%), el Cloro (0.24%) y el Potasio (1.07%); siguiente de ellos con una cantidad más considerable se encontró el Cloro (27.44%), pero muy lejos de la cantidad que presentó el Oxígeno (71.08%) que fue el elemento de mayor presencia en la región analizada de la muestra.

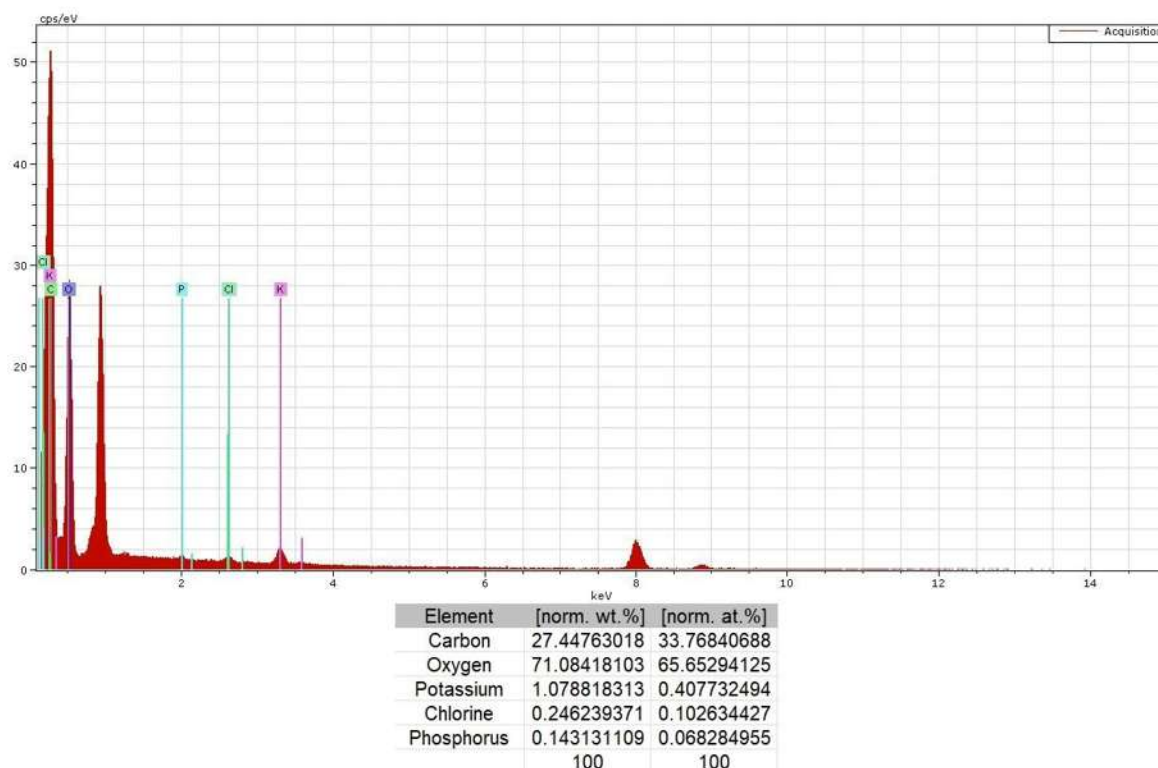


Figura 4.18. Espectroscopía de energía dispersiva (EDS) en otra región de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA).

4.2 DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)

Para esta técnica, las muestras que se necesitaron eran pedazos de las películas bioplásticas de los camotes en tubos Eppendorf. Las muestras fueron nombradas BPCM5 y BPCA2 debido a que son los pedazos del número de muestra de la película que se utilizó (figura 4.19 y 4.20). También fueron requeridas las muestras del polvo de los almidones de camote amarillo y morado, mostrados antes en la Figura 4.1.



Figura 4.19. Pedazos de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) y de la película bioplástica de camote morado 5 (BPCM5) en tubos Eppendorf, imagen frontal.



Figura 4.20. Pedazos de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) y de la película bioplástica de camote morado 5 (BPCM5) en tubos Eppendorf, imagen trasera.

Al ver la figura 4.21, observamos los resultados que se consiguieron gracias a la difracción de rayos x de todas las muestras, tanto la de los almidones de camote como las películas bioplásticas de camote. Como se puede apreciar en la figura, se encuentran unidos los resultados de las distintas muestras analizadas. Podemos observar como la muestra del almidón de camote morado es la de mayor intensidad, llegando a estar los picos más altos con una intensidad de 2700 y 2800, con ángulos de difracción entre 15.00 y 17.00. La muestra con menor intensidad fue la del bioplástico de camote morado (BPCM5) al tener su pico más alto con una intensidad de 320 en un ángulo de difracción de 21.00.

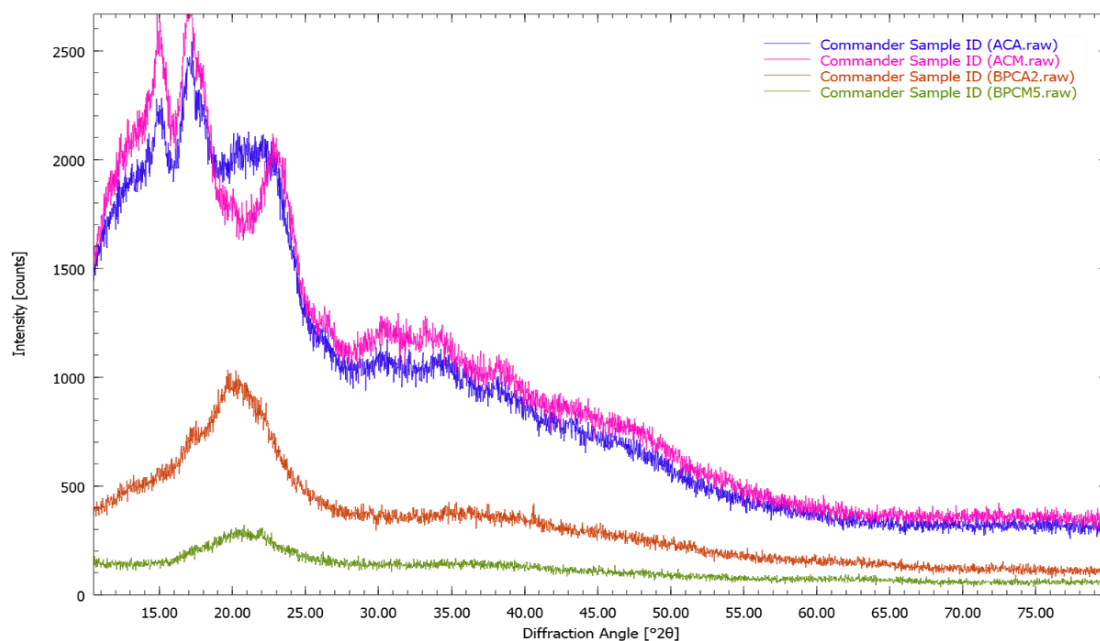


Figura 4.21. Resultado de las muestras de almidón de camote amarillo (ACA), almidón de camote morado (ACM), película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) y película bioplástica de camote 5 (BPCM5) en la difracción de rayos x (DRX).

4.2.1 ALMIDONES DE CAMOTE EN DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)

4.2.1.1 ALMIDÓN DE CAMOTE MORADO (ACM)

En la figura 4.22, se encuentran recopilados los datos obtenidos de la muestra del almidón de camote morado mediante la técnica de difracción de rayos x. Se ven los distintos picos de la muestra del almidón de camote morado, que iniciaron con tres picos, los dos primeros fueron los de mayor altura y a partir del tercero fue en disminución. Los patrones de la difracción de rayos x comenzaron con una intensidad de 1500 y fueron en aumento, los picos más altos fueron de una intensidad de 2700 con un ángulo de difracción de 15.00, pero siendo más alto el pico de intensidad 2800 y con un ángulo de difracción de 17.00, por debajo de estos dos picos sigue el tercero de mayor intensidad, siendo de 2100 con ángulo de difracción de 23.00. A partir de ahí los patrones fueron disminuyendo con consideración, terminando en una intensidad de 400 con 80.00 en su ángulo de difracción. Los picos de los ángulos de difracción más altos concuerdan con los patrones de difracción del almidón de maíz y de maíces pigmentados, presentado por *Norman W.H. Cheetham y Leping- tao* en 1998 [38] y por *Yanik Maldonado-Astudillo y Ana Alicia Gutiérrez González* en 2021 [39] donde los rangos de sus ángulos de difracción se ubicaban entre 15.00 y 23.00, siendo los más comunes 15.00, 17.00, 18.00, 20.00 y 23.00. Demostrándose como el almidón de camote morado obtuvo resultados similares a los almidones de distintos maíces.

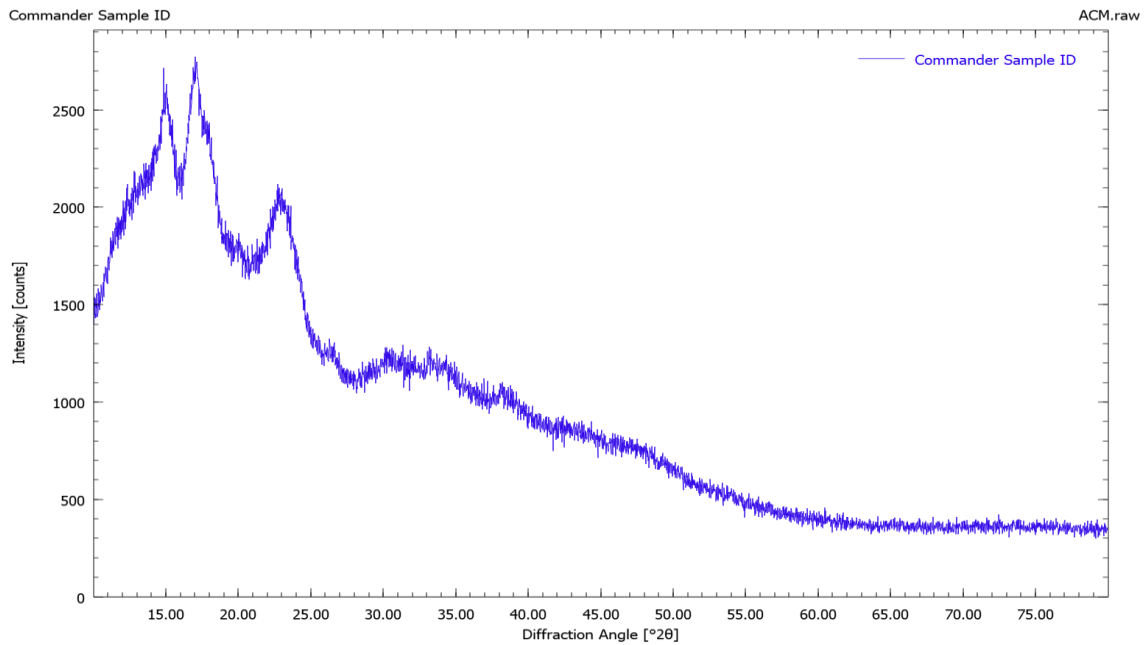


Figura 4.22. Resultado de la muestra de almidón de camote morado (ACM) en la difracción de rayos x (DRX).

4.2.1.2 ALMIDÓN DE CAMOTE AMARILLO (ACA)

En la figura 4.23 se pueden observar que los resultados conseguidos de la muestra de almidón de camote amarillo mediante la difracción de rayos x. Los picos en la figura comenzaron con dos picos con una altura mayor a los demás picos presentes, después los datos fueron disminuyendo considerablemente. Comenzaron a partir de 1500 de intensidad. El pico más alto registrado fue de una intensidad de 2500 y con un ángulo de difracción de 17.00, los siguientes picos con mayor altura fueron de 2300 en un ángulo de difracción de 14.50 y 15.00 respectivamente. Al llegar alrededor de una intensidad de 2000 con ángulo de difracción de 23.00, los patrones fueron disminuyendo de forma considerable hasta finalizar en 300 de intensidad y 80.00 de su ángulo de difracción. Al igual que el almidón de camote morado, el almidón de camote amarillo concuerda con los rangos de los ángulos de difracción de los almidones del maíz y de los maíces pigmentados.

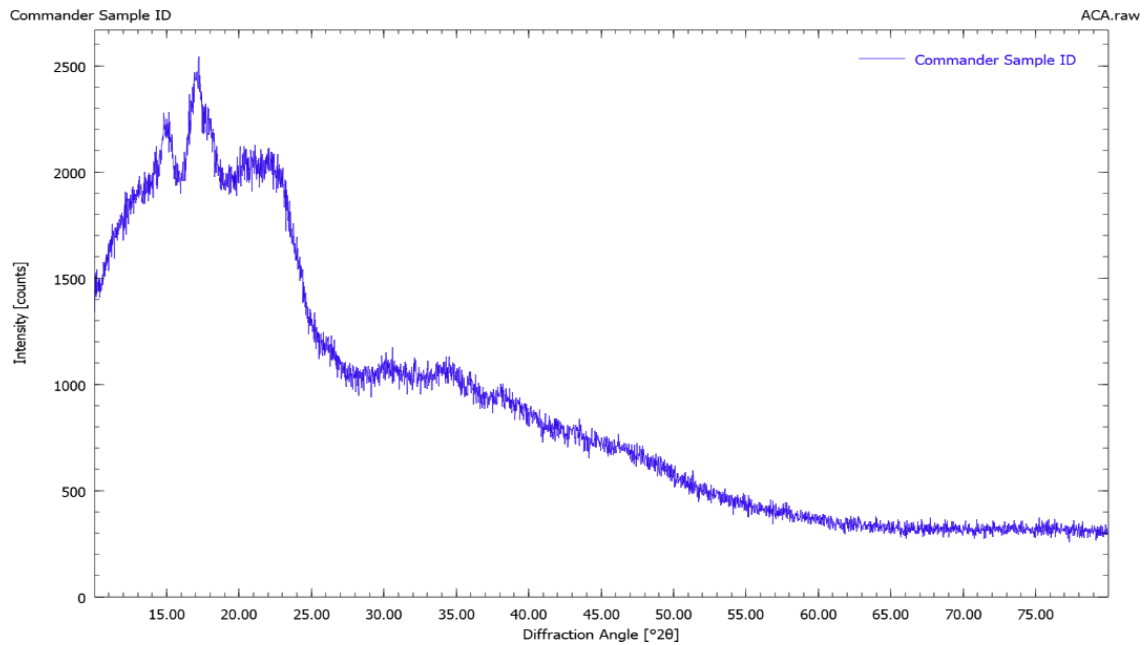


Figura 4.23. Resultado de la muestra de almidón de camote amarillo (ACA) en la difracción de rayos x (DRX).

4.2.2 PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN DIFRACCIÓN DE RAYOS X (DRX)

4.2.2.1 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE MORADO (BPCM5)

Los resultados de difracción de rayos x de la muestra de la película bioplástica de camote morado son mostrados en la figura 4.24. El patrón inicia con una elevación que culmina con un pico que es el único registrado con una altura mayor, a partir de ahí el patrón disminuyó. Comienzan en 150 de intensidad, el pico más alto es de una intensidad de 320 y un ángulo de difracción de 21.00. El segundo pico de mayor altura fue de 310 con un ángulo de difracción de 22.00, a partir de ahí los patrones fueron bajando hasta el 70 de intensidad y ángulo de 80.00. Los picos de los ángulos de difracción más altos concuerdan con los patrones de difracción de bioplásticos a base de almidón de papa, presentado por *Paola Andrea Vargas Moreno y Oscar Julio Medina Vargas* en 2019 [40] donde los rangos de sus ángulos de difracción se

ubicaban entre 5.00 y 28.00. Demostrándose como la película bioplástica de camote morado obtuvo resultados similares a los bioplásticos de almidón de papa.

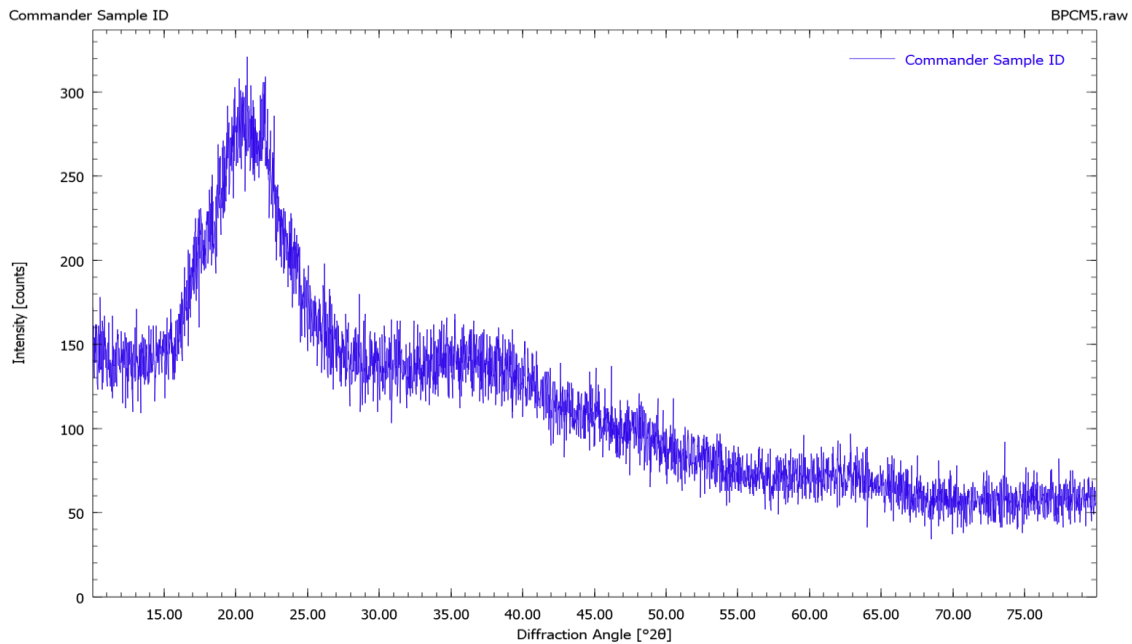


Figura 4.24. Resultado de la muestra de la película bioplástica de camote 5 (BPCM5) en la difracción de rayos x (DRX).

4.2.2.2 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE AMARILLO (BPCA2)

La última muestra analizada por medio de difracción de rayos x fue la de la película bioplástica de camote amarillo, en la figura 4.25 se indica que los resultados obtenidos. Solamente hubo la presencia de un pico con gran altura, el patrón en general fue estable, pero se elevó hasta llegar al pico y de ahí fue en disminución. Los picos iniciaron con una intensidad de 400 y los picos con mayor altura que se registraron fueron de 1050 con ángulos de difracción de 19.50 y 20.50. A partir de estos picos, los patrones fueron en disminución, concluyendo en 100 de intensidad y el ángulo de difracción de 80.00. Al igual que la película bioplástica de almidón de camote morado, la película bioplástica de almidón de camote amarillo concuerda con los rangos de los ángulos de difracción de los bioplásticos de almidón de papa.

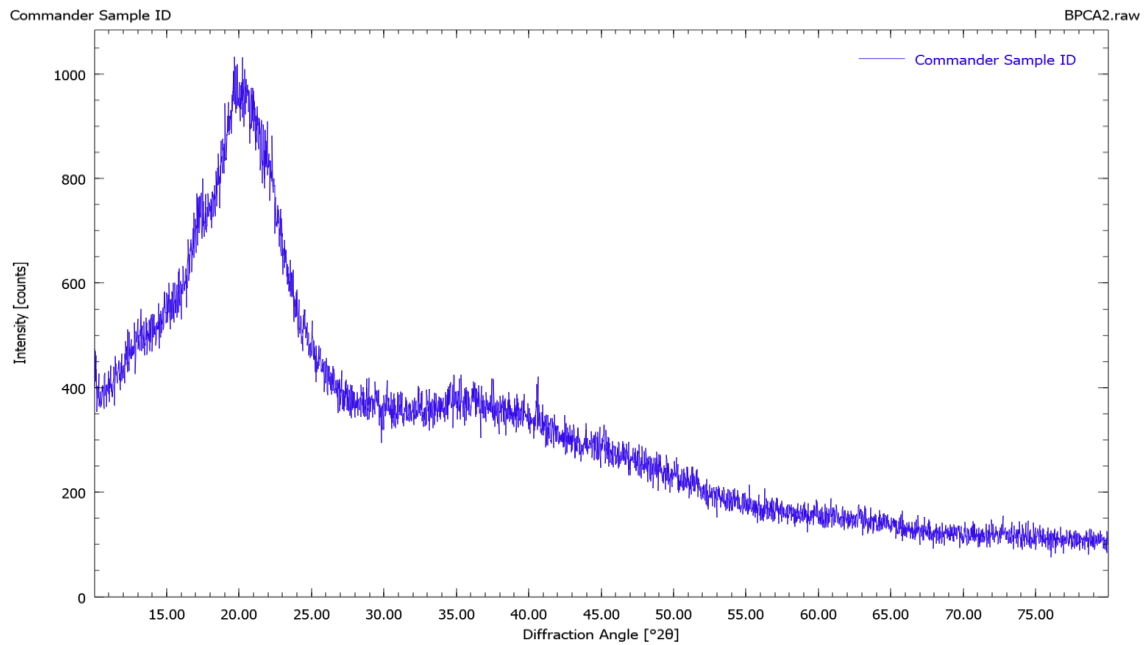


Figura 4.25. Resultado de la muestra de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2) en la difracción de rayos x (DRX).

4.3 NANOIDENTACIÓN

Para obtener los datos en esta técnica, se requirieron muestras de las películas bioplásticas de los camotes en una medida de 2x1, las muestras fueron tomadas de las películas bioplásticas que menos imperfecciones tenían y que estaban en mejor estado.

Estas muestras fueron tomadas debido a que una de las grandes ventajas de la nanoindentación es que puede caracterizar y trabajar con pequeños volúmenes o cantidades de muestra (Figura 4.26).



Figura 4.26. Muestras de tamaño 2x1 cm de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA) y de la película bioplástica de camote morado (BPCM).

Donde:

H_c: Penetración de contacto

P_{max}: Carga máxima

S: Rigidez del contacto

A: Área de contacto

H_{max}: Penetración máxima

H_{eff}: Espesor efectivo

4.3.1 PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN NANOINDENTADOR

4.3.1.1 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE MORADO (BPCM)

Como se puede ver, en la tabla 4.1 se muestran los datos obtenidos mediante el nanoindentador de las muestras de 2x1cm de la película bioplástica de camote morado. Se obtuvieron datos acerca de la penetración de contacto, carga máxima, rigidez, área de contacto, penetración máxima y su espesor efectivo de las muestras. De las muestras analizadas, solamente tres fueron las que arrojaron resultados, la mayor penetración de contacto la tuvo la muestra 3, al igual que la

rigidez y el área de contacto; la muestra 1 tuvo mejores resultados en la carga máxima, penetración máxima y espesor efectivo. Siendo la muestra 1 y 3 las que contaron con mejores propiedades de las tres muestras analizadas.

Tabla 4.1. Resultados de muestra de la película bioplástica de camote morado (BPCM) en nanoindentador.

Muestra	Hc (nm)	Pmax(μ N)	S(μ N/nm)	A(nm ²)	hmax(nm)	heff(nm)
BPCM1	876.587	99.825	0.376	22400604.7	1037.725	1075.236
BPCM2	843.785	99.544	0.388	20835054.2	1001.600	1035.728
BPCM3	898.423	99.681	0.441	23473295	1035.732	1067.656

4.3.1.2 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE AMARILLO (BPCA)

Como se observa en la tabla 4.2, se muestran los datos obtenidos de las muestras de 2x1cm de la película bioplástica de camote amarillo mediante el nanoindentador. Se obtuvieron datos acerca de la penetración de contacto, carga máxima, rigidez, área de contacto, penetración máxima y su espesor efectivo de las muestras. De las muestras enviadas, solamente dos fueron las que arrojaron resultados, la mayor penetración de contacto la tuvo la muestra 1, al igual que la carga máxima, área de contacto, penetración máxima y espesor efectivo, siendo la muestra 1 la que contó con mejores propiedades de las dos muestras analizadas.

Tabla 4.2. Resultados de muestra de la película bioplástica de camote amarillo (BPCA) en nanoindentador.

Muestra	Hc (nm)	Pmax(μ N)	S(μ N/nm)	A(nm ²)	hmax(nm)	heff(nm)
BPCA1	652.552	99.505	0.349	12809665.6	833.114	865.848
BPCA2	413.430	99.457	0.498	5454065.06	544.484	563.139

4.4 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)

Al igual que en la difracción de rayos x, las muestras que se ocuparon para la obtención de datos en el DSC fueron los polvos del almidón de los camotes y las películas bioplásticas, mostradas en las Figuras 4.1 y 4.2.

Además de realizarse las pruebas de calorimetría diferencial de barrido (DSC), también se contó con el uso del análisis termogravimétrico (TGA, siglas en inglés), este mide la pérdida o ganancia de la muestra cuando es sometida a un control de temperatura.

4.4.1 ALMIDONES DE CAMOTE EN CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)

4.4.1.1 ALMIDÓN DE CAMOTE AMARILLO (AA3)

En la figura 4.27 se pueden observar los resultados captados por la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la muestra del almidón de camote amarillo (AA3) utilizada, la cual fue de 4.1360 mg. El peso se interpreta que entre los 25°C y los 650°C de temperatura fue registrado un cambio de masa del 93.49% y entre los 225°C y los 400°C, el cambio de masa fue de 69.51%. En el flujo de calor comenzó con una fusión en -0.05 con 25°C de temperatura, teniendo un pico de 70.06°C y concluyendo en 113°C, la energía asociada de esa fusión fue de 222.0 J/g y teniendo una temperatura de 33.96°C; llegando a 280°C y con flujo de calor de 1.90 se registró otra fusión, siendo su pico de 316.60°C y terminando en 360°C, su energía asociada fue de 111.2 J/g con temperatura de 291.79°C.

En la curva del (%/°C), se observa un aumento en el tamaño de los picos que aparecen debido a efectos endotérmicos y exotérmicos, es decir absorción o desprendimiento de energía. En este último se tiene el pico principal que se presenta aproximadamente a los 300°C. Una tercera etapa se presenta en el proceso de degradación por arriba de los 400°C, donde se puede presentar la transformación de residuos carbonosos, así como la descomposición de algunas proteínas y de la lignina.

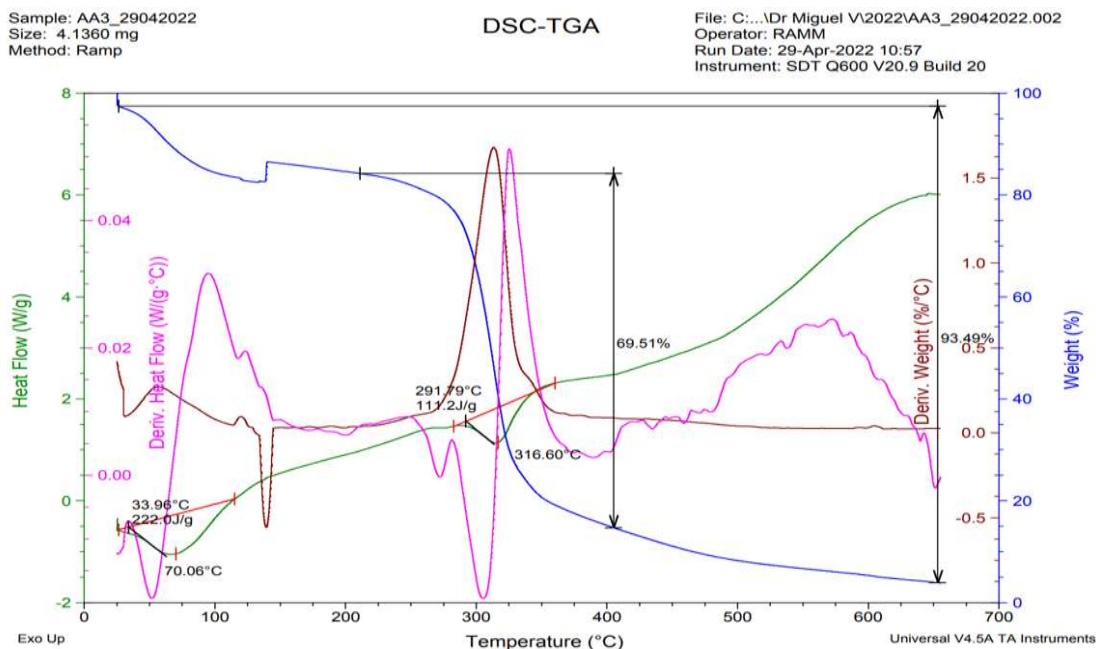


Figura 4.27. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) del almidón de camote amarillo (ACA).

4.4.1.2 ALMIDÓN DE CAMOTE MORADO (ACM)

La figura 4.28 nos indica los resultados captados por la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la muestra del almidón de camote morado (ACM), el peso de la muestra que se ocupó fue de 4.8050 mg. El flujo de calor tuvo un aumento considerable desde el principio, contando con dos picos hacia abajo, uno de tamaño mediano y otro muy pequeño; la curva de porcentaje de peso fue regular en su disminución desde el inicio hasta el final. Se comprende que en el peso hubo un cambio de masa de 71.42% ubicado entre los 175°C y los 650°C de temperatura, concluyendo la curva de peso en esta última temperatura. El flujo de calor como se puede apreciar inició con una fusión en -0.5 hasta -0.75 y temperaturas de 30°C y 125°C, teniendo una energía asociada de 174.6 J/g y 25.64°C, el pico de esta fusión fue de 68.54°C; llegando hasta 1.75 y en 290°C de temperatura se encontró una muy ligera fusión y su pico se encontró en

311.37°C, con su energía asociada de 8.599 J/g y 295.72°C. En la curva (%/°C) es muy similar al inicio con la figura 82, a excepción que en esta gráfica la curva se encuentra en 0.25, se pueden observar los diferentes tamaños y direcciones de los picos debido a los efectos endotérmicos y exotérmicos, entre las temperaturas de 25°C que es donde comienza la curva hasta los 200°C se encuentra una fase de fusión con un pico en 130°C y a continuación una de degradación en 175°C, entre los 200°C y 400°C se encuentra un pico de fusión a 250°C y un pico de degradación que está en los 325°C, a partir de ahí la curva fue continua.

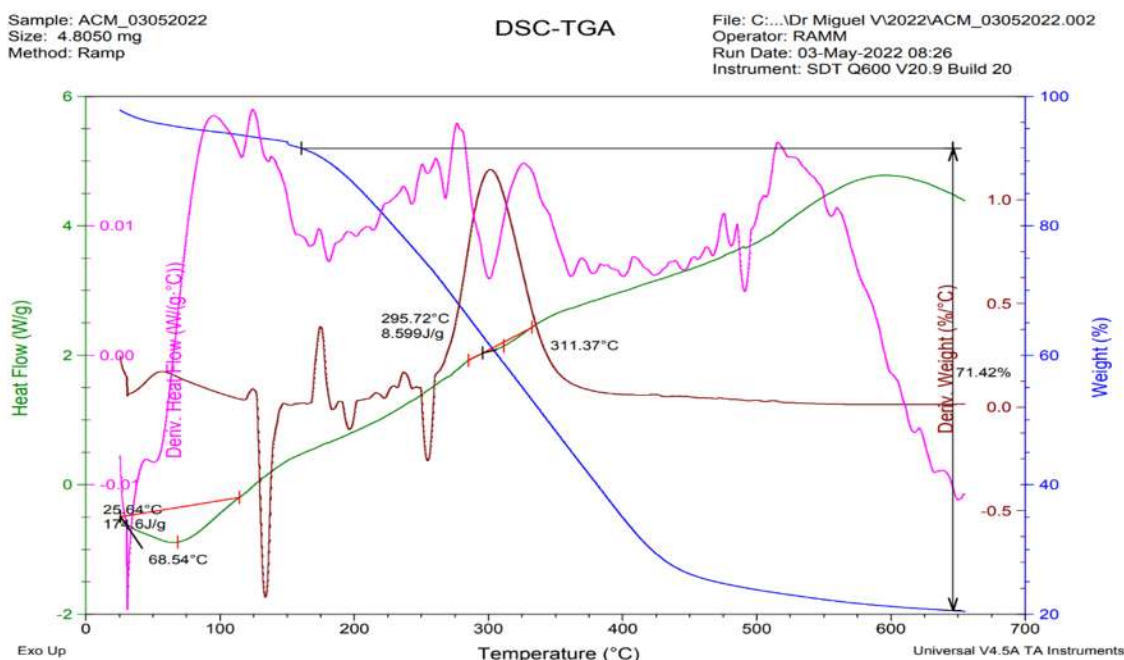


Figura 4.28. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) del almidón de camote morado (ACM).

4.4.2 PELÍCULAS BIOPLÁSTICAS DE CAMOTE EN CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)

4.4.2.1 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE AMARILLO (BPCA2)

En la figura 4.29, observamos los resultados captados por la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la muestra de la película

bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2), se puede notar que la muestra fue de 5.3610 mg. La curva de porcentaje de peso demuestra cómo sólo fue bajando con cierta irregularidad y la curva del flujo de calor al inicio tuvo un pequeño pico, aumentó y después tuvo un pico hacia abajo, para así continuar con su aumento. La gráfica nos indica que el porcentaje de peso registrado tuvo tres cambios de masa, uno de 9.375% entre los 40°C y los 125°C, el segundo de 53.22% entre 125°C y 250°C, finalmente el tercero con 20.95% entre 250°C y 325°C. El flujo de calor comenzó con una pequeña degradación en -1 y temperatura de 30°C, continuando con una fusión en -0.75 y 160°C hasta 0 con temperatura de 230°C, el pico de esta fue de 206.52°C y su energía asociada de 94.23 J/g y 171.51°C; el flujo de calor concluyó con una degradación en 2 y temperatura de 500°C. El flujo de calor derivado estableció una disminución de 0.09 hasta -0.02 en una temperatura de 25°C y de ahí tuvo una degradación que llegó a 0.00 en 75°C, pero más adelante teniendo una fusión en 0.01 entre 125°C y 225°C de temperatura, teniendo un pico notable de aproximadamente 190°C.

Sample: BPCA2_10052022
Size: 5.3610 mg
Method: Ramp

DSC-TGA

File: C:\...\2022\BPCA2_10052022.002
Operator: RAMM
Run Date: 10-May-2022 12:05
Instrument: SDT Q600 V20.9 Build 20

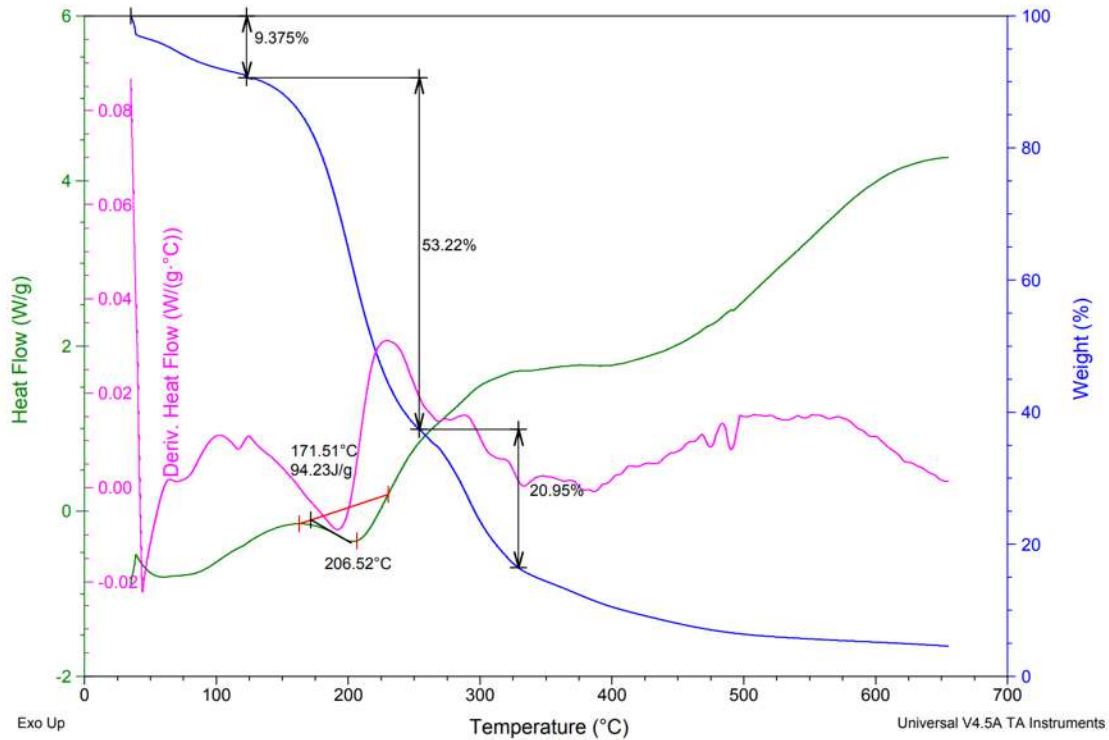


Figura 4.29. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la película bioplástica de camote amarillo 2 (BPCA2).

4.4.2.2 PELÍCULA BIOPLÁSTICA DE CAMOTE MORADO (BPCM5)

En la figura 4.30, se encuentran los resultados obtenidos mediante calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la muestra de la película bioplástica de camote morado 5 (BPCM5) y teniendo un peso de 7.5210 mg. Como se puede apreciar en la curva del porcentaje de peso, fue en disminución, pero casi al inicio tuvo un ligero pico, para así continuar decayendo; la curva de flujo de calor muestra tres picos hacia abajo y a partir de estos, la curva iría en aumento. En la curva de peso existen cinco cambios de masa presentes, el primero fue de 7.636% y se encontró entre los 25°C y 150°C, el segundo estuvo entre los 150°C y 210°C siendo de 22.81%, el tercero registrado fue de 16.41°C entre las

temperaturas de 210°C y 275°C, el cuarto nos indica que estando en las temperaturas de 275°C y 310°C fue de 24.28%, la quinta y última estableció que fue de 14.70% entre los 310°C y los 630°C siendo esta la más larga. En el flujo de calor se encontraron tres fusiones prácticamente seguidas, iniciando en 25°C de temperatura hasta los 60°C y teniendo una energía asociada de 5.196 J/g con 27.37°C, la siguiente se encontró entre los 150°C y los 230°C siendo su energía asociada de 79.28 J/g y 148.50°C con un pico de fusión de 191.74°C, por último, fue la encontrada entre 250°C y 300°C con energía asociada de 17.28 J/g y 257.42°C con un pico de fusión de 277.48°C.

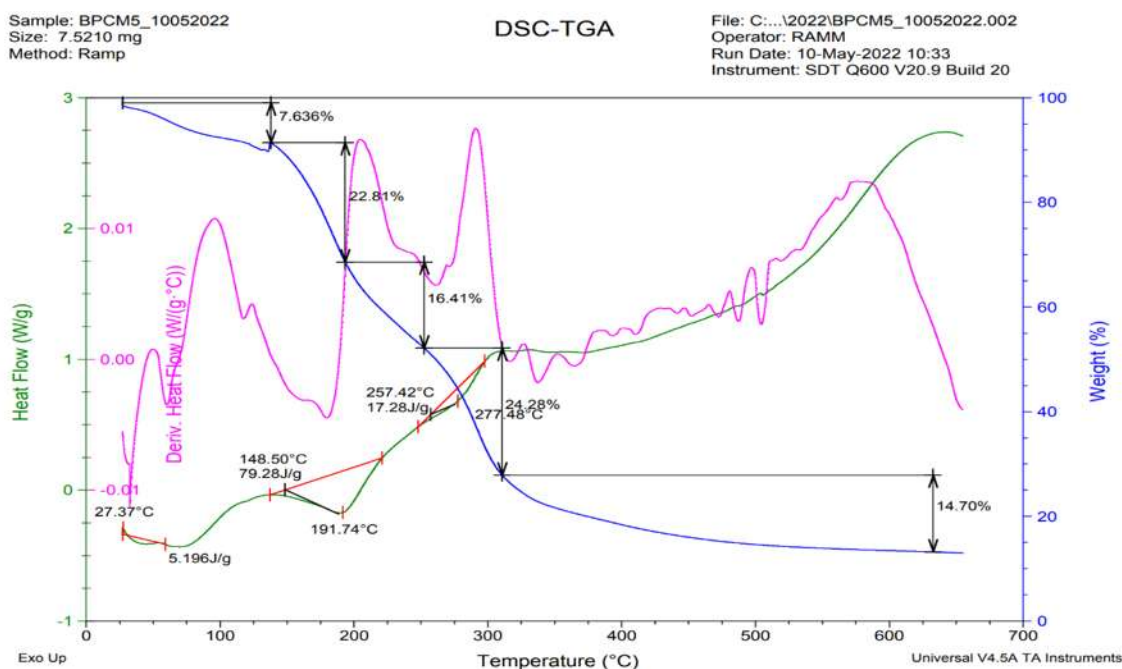


Figura 4.30. Resultado de la calorimetría diferencial de barrido (DSC) y análisis termogravimétrico (TGA) de la película bioplástica de camote morado 5 (BPCM5).

CONCLUSIONES

- Se consiguió la obtención de los almidones de camote amarillo y camote morado, esto se confirmó al ver los resultados similares de la difracción de rayos x de los camotes con los de otros almidones.
- Se lograron realizar películas bioplásticas a base de almidón de camote amarillo y morado, con la ayuda de adiciones de componentes. Iniciando desde la obtención de cero del almidón de los dos tipos de camote seleccionados.
- Al agregar el glicerol como componente, además del ácido acético y el agua destilada a los almidones de camote, agregó el efecto de plastificado a las películas debido a su capacidad de interactuar con los enlaces de hidrógeno y así tener formaciones estables.
- Se realizaron 16 películas bioplásticas en total, divididas entre 6 de almidón de camote morado y 10 de almidón de camote amarillo, resultando solamente 2 fallidas de este último, teniendo así una efectividad muy alta de realización.
- Las películas resultaron ser delgadas, un poco frágiles al momento de desprenderlas de su molde, las impurezas que algunas llegaban a tener eran muy poco visibles, por no decir que no eran notorias.
- La temperatura de gelatinización de las películas bioplásticas de camote morado tuvo un promedio de 72.6°C en un tiempo promedio de 14.7 minutos, siendo muy similar a las temperaturas mostradas en la Figura 2, donde se establecía una temperatura 75°C. La temperatura promedio de las películas bioplásticas de camote amarillo fue de 83°C en un tiempo promedio de 20.3 minutos.
- Todas las técnicas analíticas (DSC, DRX, MEB, Nanoindentación) que se plantearon para examinar, fueron realizadas con éxito y no hubo alguna complicación al momento de realizar las pruebas, los resultados específicos fueron explicados previamente.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- [1] G. D. Mendoza Martínez y R. Ricalde Velasco, “Alimentación de ganado bovino con dietas altas en granos”, 1993.
- [2] L. v Ballesteros, “Los bioplásticos como alternativa verde y sostenible de los plásticos basados en petróleo”, *Biblioteca Digital Universidad de San Buenaventura*. Recuperado de <https://pdfs.semanticscholar.org/c977/860310d826dc20741c8cb9c7e17559b79a89.pdf>, 2014.
- [3] A. Vázquez, R. Espinosa, M. Beltrán, y M. Velasco, “Bioplásticos y plásticos degradables”, *Casa abierta al tiempo Universidad Autónoma Metropolitana*, pp. 2–7, 2015.
- [4] R. A. Sarria-Villa y J. A. Gallo-Corredor, “La gran problemática ambiental de los residuos plásticos: Microplásticos”, *Journal de Ciencia e Ingeniería*, vol. 8, núm. 1, pp. 21–27, 2016.
- [5] D. Segura, R. Noguez, y G. Espín, “Contaminación ambiental y bacterias productoras de plásticos biodegradables”, *Biotecnología*, vol. 14, núm. 3, pp. 361–372, 2007.
- [6] A. T. Maldonado, “La complejidad de la problemática ambiental de los residuos plásticos: una aproximación al análisis narrativo de política pública en Bogotá”, *Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia*, 2012.
- [7] J. M. Madrid Rodríguez, “Bioplásticos en la industria el automóvil”, 2020.
- [8] M. Ortiz *et al.*, “Desarrollo de una película plástica a partir del almidón extraído de papa residual”, *Ciencias de la Ingeniería y Tecnología, Handbook. ERCOFAN. México*, pp. 186–193, 2013.
- [9] G. Ruiz, “Polímeros biodegradables a partir del almidón de yuca (tesis de maestría). Maestría en Ingeniería de Procesamiento de Polímeros”, *Universidad EAFIT, Medellín, Colombia*, 2005.
- [10] M. A. Ortiz Ramírez, “Evaluación de un bioplástico de almidón de semillas de mango (*Mangifera indica*) con aplicación potencial en envases”, 2019.
- [11] R. Antonio, O. González, M. Hernández, C. Alberto, P. Pereira, y M. Valencia, “Películas biodegradables a base de almidón: propiedades mecánicas, funcionales y biodegradación”, *Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos*, vol. 7, núm. 1, pp. 65–93, 2016.
- [12] R. Camacho González y G. Chirino De La Peña, “Plastástico, una alternativa biodegradable de plástico”, *Instituto Cultural Copán*, feb. 2018.

- [13] A. R. Vidal, A. L. Zaucedo-Zuñiga, y M. de Lorena Ramos-García, “Propiedades nutrimentales del camote (*Ipomoea batatas* L.) y sus beneficios en la salud humana”, *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, vol. 19, núm. 2, 2018.
- [14] F. Basurto, “Conocimiento actual del cultivo de camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) en México”, *Agro Productividad*, vol. 8, núm. 1, 2015.
- [15] H. S. Pizá Cedano, S. Rolando Franco, C. C. Ramirez Urbina, S. Villanueva Benites, y A. P. Zapata Carrasco, “Análisis experimental de la elaboración de bioplástico a partir de la cáscara de plátano para el diseño de una línea de producción alterna para las chifleras de Piura, Perú”, 2018.
- [16] P. N. Meza Ramos, “Elaboración de bioplásticos a partir de almidón residual obtenido de peladoras de papa y determinación de su biodegradabilidad a nivel de laboratorio”, 2016.
- [17] Jhanela Elizabeth Hurtado Jiménez, “Estudio del almidón modificado de banano (*m. Sapientum* L.) Variedad Cavendish obtenido por acetilación.”, Unidad Académica de Ciencias Químicas y de la Salud, Machala, 2019.
- [18] M. Hernández-Medina, J. G. Torruco-Uco, L. Chel-Guerrero, y D. Betancur-Ancona, “Caracterización fisicoquímica de almidones de tubérculos cultivados en Yucatán, México”, *Food Science and Technology*, vol. 28, pp. 718–726, 2008.
- [19] M. Betancourth, J. E. Botero, y S. P. Rivera, “Biopelículas: una comunidad microscópica en desarrollo.”, *Colomb Med*, vol. 35, núm. 3 Supl 1, pp. 34–39, 2004.
- [20] L. Acosta Domínguez, “Películas comestibles nanoestructuradas de almidón de camote (*Ipomea batata*)”, *Universidad Veracruzana Instituto De Ciencias Básicas*, nov. 2011.
- [21] R. Velasco Y V. Ortiz, “Películas biodegradables basadas en almidón”, *Biotecnología en el sector agropecuario y agroindustrial*, vol. 10, núm. 1, pp. 182–192, 2012.
- [22] R. E. C. Gonzalez, J. M. Pérez, y A. D. Tarón, “Efecto de plastificantes sobre las propiedades mecánicas de biopelículas comestibles a base de goma gelana de alto y bajo acilo”, *@ limentech, Ciencia y Tecnología Alimentaria*, vol. 13, núm. 2, pp. 172–179, 2015.
- [23] M. C. Vázquez-Briones y J. A. Guerrero-Beltrán, “Recubrimientos de frutas con biopelículas”, *Temas selectos de Ingeniería de Alimentos*, vol. 7, núm. 2, pp. 5–14, 2013.

- [24] Á. A. Arrieta y M. S. Palencia, “Estudio electroquímico de un biopolímero compuesto PPy/almidón de cassava”, *Revista latinoamericana de Metalurgia y Materiales*, vol. 36, núm. 1, pp. 26–35, 2016.
- [25] A. Naik Kardile, “Fundamentos del microscopio electrónico y su aplicación en la investigación textil.”, 1975.
- [26] M. Ipohorski y P. Bozzano, “Microscopía electrónica de barrido en la caracterización de materiales”, *Cienc Invest*, vol. 63, núm. 3, pp. 43–53, 2013.
- [27] W. Zhou, R. Apkarian, Z. L. Wang, y D. Joy, “Fundamentos de la microscopía electrónica de barrido (SEM)”, en *Microscopía de barrido para nanotecnología*. Springer, 2006, pp. 1–40.
- [28] Á. Mazuelas Esteban, “Caracterización por difracción de rayos X de heteroestructuras de semiconductores III-V: aplicación al diseño de superredes tensadas para epitaxias de GaAs-Si”, 1992.
- [29] M. E. Aparicio Ceja y G. G. Carbajal Arizaga, “Utilidad de la difracción de rayos x en las nanociencias”, *Mundo nano. Revista interdisciplinaria en nanociencias y nanotecnología*, vol. 3, núm. 2, pp. 62–72, 2010.
- [30] C. Gasca Fraga, “Aplicación y operativa de la nanoindentación en materiales metálicos y recubrimientos”, 2019.
- [31] J. Serrato Rodríguez y A. Ruiz Marines, “Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo”, *Mundo nano. Revista interdisciplinaria en nanociencias y nanotecnología*, vol. 9, núm. 17, pp. 49–56, 2016.
- [32] F. J. R. Ramírez, “Modelación del comportamiento mecánico del nanocompuesto de poliestireno-montmorillonita, mediante la técnica de nanoindentación””, 2016.
- [33] A. Ureña, J. Rams, M. Campo, y M. Sánchez, “Aplicación de la nanoindentación para la determinación de las propiedades mecánicas interfaciales en materiales compuestos de matriz de aluminio”, *Revista de Metalurgia*, vol. 41, núm. Extra, pp. 395–400, 2005.
- [34] A. Sandoval Aldana, E. Rodríguez Sandoval, y A. Fernández Quintero, “Aplicación del análisis por calorimetría diferencial de barrido (DSC) para la caracterización de las modificaciones del almidón”, *Dyna (Medellín)*, vol. 72, núm. 146, pp. 45–53, 2005.
- [35] S. S. C. Suriñach, S. Baró, S. Bordas, N. Clavaguera, y M. T. Clavaguera-Mora, “La calorimetría diferencial de barrido y su aplicación a la Ciencia de Materiales”, *Boletín de la Sociedad Española de Cerámica y Vidrio*, 1992, vol. 31, núm. 1, p. 11-17, 1992.

- [36] C. Zalazar-Oliva, E. Góngora-Leyva, A. A. Legrá-Lobaina, Y. Retirado-Mediaceja, y J. van Caneghem, “Determinación del calor específico del mineral laterítico mediante el método de calorimetría diferencial de barrido”, *Minería y Geología*, vol. 37, núm. 3, pp. 318–332, 2021.
- [37] C. Schick, “Calorimetría diferencial de barrido (DSC) de polímeros semicristalinos”, *Anal Bioanal Chem*, vol. 395, núm. 6, pp. 1589–1611, 2009.
- [38] N. W. H. Cheetham y L. Tao, “Variación en tipo cristalino con contenido de amilosa en gránulos de maíz: un estudio de difracción de polvo de rayos x”, *Carbohydr Polym*, vol. 36, núm. 4, pp. 277–284, 1998.
- [39] Y. I. Maldonado-Astudillo *et al.*, “Propiedades morfométricas, fisicoquímicas y actividad antiproliferativa de maíces pigmentados de Guerrero”, *Nova scientia*, vol. 13, núm. 27, 2021.
- [40] P. A. V. Moreno y O. J. M. Vargas, “Influencia del tipo de plastificante en la elaboración de bioplásticos, a partir de almidón de papa (*Solanum tuberosum*)”, *Bistua Revista de la Facultad de Ciencias Básicas*, vol. 17, núm. 2, pp. 239–249, 2019.