



EDUCACIÓN
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO

Instituto Tecnológico de Villahermosa

"2019, Año del Caudillo del Sur, Emiliano Zapata"

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE VILLAHERMOSA
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO E INVESTIGACION

**“MEZCLA EXPERIMENTAL PARA LA OBTENCIÓN DE
UN POLÍMERO A PARTIR DE FIBRAS NATURALES
AVÍCOLAS”**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN INGENIERÍA

PRESENTA:

FRANCISCA LÓPEZ CÓRDOVA

DIRECTORA DE TESIS:

MIPA. NOEMI MÉNDEZ DE LOS SANTOS

Villahermosa, Tabasco.

Agosto 2019



Villahermosa-Frontera Km. 3.5 Cd. Industrial C.P. 86010, Villahermosa, Tab.
Tel. 01 (993) 3530259, Ext. 101 e-mail: dir_villahermosa@tecnm.mx
www.tecnm.mx | www.itvillahermosa.edu.mx



AGRADECIMIENTO

A Dios, por darme la vida y que siempre está junto a mí en todo momento, con el todo es posible.

A mi esposo Héctor por su amor y su apoyo.

A mis hijos, Luis Antonio, Héctor Francisco y Gerardo, quienes han sido mi inspiración, gracias por llegar a mi vida.

A mis hermanas Mary y Carmita por esos momentos hermosos que hemos compartido y apoyarme en los instantes difíciles.

En memoria de mi madre Ysabel mi ángel en el cielo, por su ejemplo de bondad y sabiduría.

A mi directora de tesis M.I.P.A. Noemí Méndez de los Santos por sus conocimientos, su experiencia y su motivación para lograr este proyecto.

A todos mis maestros de posgrado, gracias.

A las personas que de alguna manera contribuyeron para este proyecto.

RESUMEN

Los biopolímeros son moléculas de gran tamaño, constituidas por “eslabones” orgánicos (monómeros), actualmente es una alternativa sustentable en la industria de los plásticos, basados en recursos renovables y/o biodegradable pueden adaptarse a diferentes condiciones, a nivel molecular para obtener nuevos productos, es necesario disminuir el uso de polímeros por el impacto ambiental que estos causan debido a su alta durabilidad, por otro lado los principales residuos sólidos de la industria avícola son las plumas, en México se estimó que para el año 2018 el consumo total de pollo es de 3,274 toneladas, se generaron alrededor de 163.7 a 327.4 toneladas de plumas, afectan la calidad del agua, aire y suelo. El objetivo general de esta investigación fue diseñar una mezcla a nivel experimental para obtener un biopolímero a partir de fibras naturales avícolas, el proceso de desinfección utilizado, permitió características físicas óptimas (color y olor), as ruptura de los enlaces disulfuros, adicional a diversos métodos físicos aplicados como es la temperatura y la molienda de las plumas y métodos químicos como es el HCl y el ácido láctico utilizados en la obtención de las mezclas poliméricas: mezcla 1 a partir de plumas avícolas como reforzante, HCl y pectina utilizada como matriz, mezcla 2 a partir de plumas avícolas, ácido láctico y fécula de maíz, mezcla 3 a partir de plumas avícolas, ácido láctico y pectina, mezcla 4 a partir de plumas avícolas ácido láctico y pectina (réplica de la mezcla 3 con variación en el % de ácido láctico). En base a los estudios de a espectroscopia infrarroja de transformada de Fourier (FT-IR) se pudieron identificar la estructura química de los componentes de las 4 mezclas polimérica formadas por queratina, ácido láctico, pectina o fécula de maíz, las pruebas de resistencia a la tracción demostraron que las mezclas 3 y 4 son las más resistentes , lo cual nos dan una alternativa de obtención de un polímero biodegradable, a partir de plumas avícolas como refuerzo, pectina como matriz, ácido láctico y glicerol como plastificante.

ÍNDICE GENERAL

CAPITULO 1	INTRODUCCIÓN	7
CAPITULO 2	FUNDAMENTO TEÓRICO	10
2.1.	Polímeros	10
2.1.1.	Clasificación de los polímeros	10
2.1.2.	Procesos de Polimerización	12
2.1.3.	Propiedades de la Polimerización	14
2.2.	Biopolímero	15
2.2.1.	Estructuras de las plumas avícolas	15
2.3.	Queratina	16
2.3.1.	Tipos de queratina	17
2.3.2.	Propiedades Físico-químicas de la Queratina	19
2.3.3.	Reacciones químicas de la queratina	20
2.3.4.	Propiedades químicas de la queratina	21
2.4.	Pectinas	22
2.5.	Almidón de maíz	23
2.5.1.	Amilosa	24
2.5.2.	Amilopectina	25
2.6.	Poli (Ácido Láctico) (PLA)	26
2.6.1.	Estructura química del PLA	27
2.6.2.	Síntesis de PLA	27
2.6.3.	Procesado del PLA	29
2.6.4.	Propiedades del PLA	29
2.7.	Glicerol	33
2.8.	Espectrometría infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)	33
2.8.1.	Frecuencias de grupo	35
2.8.2.	Enlace de hidrógeno	38
2.8.3.	Estudio general de las vibraciones moleculares	41
2.8.4.	Espectro de absorción de infrarrojos	42
2.8.5.	Interpretación de los espectros: frecuencias de grupo	42
2.8.6.	Regiones espectrales importantes en el IR	43
2.8.7.	Aplicaciones del IR en análisis cualitativo	45
2.8.8.	Películas termoplásticas de plumas de pollo cianoetiladas	45

2.8.9. Caracterización de materiales de apósito no tejidos recubiertos con polímero de queratina/polisacáridos mezclados con plumas de pollo	48
2.8.10. Propiedades mecánicas. Resistencia de los polímeros.	49
CAPITULO 3 METODOLOGÍA	54
3.1. Equipo.....	54
3.2. Materiales necesarios para la toma y envío de muestras.....	54
3.3. Descripción del método.	55
3.3.1. Obtención de la muestra.....	55
3.3.2. Lavado para la limpieza, desinfección.	56
3.3.3. Secado de la muestra.	57
3.3.4. Determinación de la densidad de las plumas avícolas.	57
3.3.5. Triturado mecánico para uniformizar tamaños.....	58
3.4. Obtención de las mezclas de plumas avícolas.	60
3.5 Pruebas esfuerzo de tensión.	64
3.6 Determinación de la densidad de las mezclas obtenidas	65
CAPITULO 4 RESULTADOS.....	67
4.1 Interpretación de los FTIR de las mezclas (1.75; 2.77; 3.78; 4.80).....	67
4.2 Resultado de la prueba de esfuerzo de Tensión.	76
CONCLUSIONES	83
RECOMENDACIONES.....	84
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	85

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Pesos de las muestras de plumas avícolas para determinar su densidad...	58
Tabla 4.1 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 1.....	80
Tabla 4.2 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 2.....	80
Tabla 4.3 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 3.....	81
Tabla 4.4 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 4.....	81
Tabla 4.5. Resultados prueba de la densidad de las mezclas.....	82
Tabla 4.6 Resumen de las Propiedades Mecánicas y densidad de las Mezclas.....	82

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 2.1. Polimerización por adición del polietileno	13
Figura 2.2. Polimerización por condensación del nylon 6.6	13
Figura 2.3. Estructura de las plumas avícolas	15
Figura 2.4. Estructura general de la queratina.....	17
Figura 2.5. Estructura secundaria de la queratina	17
Figura 2.6. Estructura básica de la Pectina	22
Figura 2.7. Estructura desarrollada de la Pectina	23
Figura 2.8. Estructura química de la amilosa.....	24
Figura 2.9. Estructura química de la Amilosa	25
Figura 2.10. Estructura química de la Amilopectina.....	27
Figura 2.11. Estructura química de los estereoisómeros del ácido láctico	28
Figura 2.12. Estructura química de los estereoisómeros de lactida: a) L,L-lactida, b) D,L-lactida (meso-lactida) y c) D,D-lactida.(.....	31
Figura 2.13. Estructura química de los estereoisómeros de lactida.....	32
Figura 2.14. Estructura química del ácido láctico	32
Figura 2.15. Enlace de hidrógeno de las moléculas de agua	39
Figura 2.16. Enlace intramolecular de hidrógeno en una proteína	39
Figura 2.17. Efecto de los enlaces de hidrógeno en una vibración de estiramiento ..	40
Figura 2.18. Ejemplo de una corrección de línea de base.....	40
Figura 2.19. Serie de bandas débiles de combinación anillos bencénicos	44
Figura 2.20. Espectros infrarrojos de plumas de pollo.....	46
Figura 2.21. Espectro de ¹ H NMR.....	47
Figura 2.22. Espectros FTIR de CFK-NW, CFK-CS-NW y CFK-SA-NW.	49
Figura 2.23. Tensión contra elongación.....	51
Figura 2.24. Gráfico de tenacidad.....	51
Figura 2.25. Comportamiento mecánico de varios tipos de polímeros.	52
Figura 3.1. Residuos del matadero.....	56

Figura 3.2. Muestra de plumas avícolas secadas en el sol.	57
Figura 3.3. Determinación de la densidad de las plumas	57
Figura 3.4. Plumas trituradas con la trituradora mecánica.....	59
Figura 3.5. Plumas trituradas.....	59
Figura 3.6. Plumas desinfectadas y trituradas.....	60
Figura 3.7. Parte del proceso de la obtención de la mezcla 1.	61
Figura 3.8. Proceso de la mezcla 2.	62
Figura 3.9. Parte del proceso de la obtención de la mezcla 3	63
Figura 3.10. Mezcla polimérica de la muestra 3 y 4 respectivamente	63
Figura 3.11. Equipo de ensayo universal. Se utilizó para determinar el esfuerzo de tensión de las mezclas obtenidas.....	64
Figura 3.12. Pruebas de esfuerzo de tensión para determinar la resistencia de las mezclas.	65
Figura 3.13. Pesado de las muestras	66
Figura 3.14. Medición del volumen de las muestras.....	66
Figura 4.1. Espectro de FTIR correspondiente a la mezcla del 8% de plumas (queratina) con 8 % de pectina y HCl,	68
Figura 4.2. Espectro de FTIR de la mezcla del 10% de plumas (queratina) con 13 % de ácido láctico y 33% de almidón.....	69
Figura 4.3. Espectro de FTIR de la mezcla del 8 % de plumas avícolas (queratina) con 15 % de ácido láctico y 8 % de pectina.....	70
Figura 4.4. FTIR de la mezcla del 8 % de plumas avícolas (queratina) con 13 % de ácido láctico y 8 % de pectina.	71
Figura 4.5. Comparación de las mezclas 3 y 4.....	72
Figura 4.6. Comparación de las mezclas 1 y 2.....	73
Figura 4.7. Comparación de mezclas 2 y 3.....	74
Figura 4.8. Comparación de mezclas 1 y 3.....	75
Figura 4.9. Gráfica de la mezcla 1.....	76
Figura 4.10. Gráfica de la mezcla 2.....	77
Figura 4.11. Gráfica de la mezcla 3.....	78
Figura 4.12. Gráfica de la mezcla 4.....	79

CAPITULO 1

INTRODUCCIÓN

Los polímeros son moléculas de gran tamaño, constituidas por “eslabones” orgánicos denominados monómeros, unidos mediante enlaces covalentes. Los eslabones están formados, fundamentalmente, por átomos de carbono y pueden poseer grupos laterales o radicales con uno o más átomos. (Clayden, 2012).

Dependiendo de su origen, los polímeros pueden ser naturales o sintéticos. Los sintéticos contienen normalmente entre uno y tres tipos diferentes de unidades que se repiten, mientras que los naturales o biopolímeros como la celulosa, el ADN o las proteínas presentan estructuras mucho más complejas. (Tecnología de polímeros, 2008).

Un biopolímero o polímero natural es en la actualidad la alternativa más sustentable en la industria de los plásticos. Están basados en recursos renovables y/o biodegradables generando un creciente interés no solo en la industria de los plásticos sino en la sociedad en general, por su habilidad para adaptarse a diferentes condiciones, a cambios a nivel molecular para obtener nuevos productos. (Valero et al 2013).

Gran parte del interés reciente en los biopolímeros se debe a la necesidad de disminuir el impacto ambiental de los polímeros sintéticos, pero su producción y consumo continúan siendo bajos. Los beneficios ambientales y sociales del uso de los plásticos deben sopesarse frente a los problemas de durabilidad. La diferencia en el grado de biodegradabilidad entre los polímeros de origen petroquímico y los biopolímeros es representativa. Por ejemplo, después de su uso, el PET tiene una vida útil de 125 años. En el mundo se consumen un millón de bolsas plásticas por minuto, es decir, más de 500 billones al año. En los últimos 60 años hemos utilizado en promedio 200 bolsas por persona al año y tardan alrededor de 400 años en degradarse (SEMARNAT, 2017). En 2014 se produjeron 311 millones de toneladas métricas de plástico a nivel mundial, en México se calcula que cada habitante desecha 6.5 Kg de PET al año, algo así como 195 botellas (Ecoconsumo, 2014).

La avicultura es una de las ramas de la producción animal de mayor importancia porque contribuye a satisfacer las necesidades proteicas de la población. Durante los últimos 20 años, en la mayoría de los países ha aumentado continuamente el consumo de carne de pollo, lo que equivale al incremento de la producción anual de estas aves (Lesson, 2003). En el documento titulado “Gestión de residuos de aves de corral en los países en desarrollo Desechos del matadero” difundido por la FAO, señala que uno de los principales residuos sólidos de la industria avícola son las plumas, ya que constituye entre el 7 y el 10% aproximadamente del peso vivo de las aves. Los desechos generados por la industria avícola son una excelente fuente de queratina, que es una proteína de alto valor biológico, pero desde el punto de vista ambiental son residuos que afectan la calidad del agua, aire y suelo.

Según la (Fenavi, 2015) en Ecuador mensualmente se desechan 72 toneladas de plumas de pollo en promedio, por ejemplo, se estima que de 200 pollos se generan 30 Kg de plumas al día y se desechan alrededor de 11,000 Kg al año, En Australia generan entre 86,000 y 111,000 Kg, por lo que debido al fuerte problema de contaminación se están realizando proyectos para aprovechar este residuo de las plumas avícolas, especialmente la de pollos y gallinas.

En México se estimó que para el año 2018 el consumo total de pollo es de 3,274.000 toneladas, lo cual significa que se generaron alrededor de 163.7 a 327.4 toneladas de plumas de acuerdo al porcentaje del 5 al 10 % de peso total del pollo son plumas (Unión nacional de avicultores).

El objetivo general de esta investigación fue diseñar una mezcla a nivel experimental para obtener un biopolímero a partir de fibras naturales avícolas.

Los resultados de este proyecto nos darán dos alternativas de obtención de un polímero biodegradable, el primero a partir de plumas avícolas como refuerzo, pectina como matriz y ácido láctico, un segundo biopolímero a partir de plumas avícolas, fécula de maíz y ácido láctico, los cuales podrían darles diferentes usos de acuerdo a los resultados de los análisis de Espectroscopia infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR).

La espectroscopia FTIR se utiliza para identificar de manera rápida y definitiva compuestos como plásticos compuestos, mezclas, rellenos, pinturas, cauchos, recubrimientos, resinas y adhesivos. Puede aplicarse en todas las fases del ciclo de

vida del producto, incluido el diseño, la fabricación y el análisis de fallas. Esto lo convierte en una herramienta útil para los científicos e ingenieros involucrados en el desarrollo de productos, el control de calidad y la resolución de problemas. Las áreas clave donde el análisis infrarrojo agrega valor incluyen: Identificación y verificación de materiales, Evaluación de copolímeros y mezclas, Identificación y cuantificación aditiva, Identificación de contaminantes - volumen y superficie, Evaluación de la degradación molecular. (Gil, 2016).

Los espectros FTIR revelan la composición de sólidos, líquidos y gases. El uso más común es en la identificación de materiales desconocidos y en la confirmación de materiales de producción (entrantes o salientes). El principio básico detrás de la espectrometría molecular es que las moléculas absorben energía de la luz en longitudes de ondas específicas, conocidas como sus frecuencias de resonancia (vibración). Un espectrómetro infrarrojo funciona con una pequeña muestra que es colocada en una celda infrarroja, donde es sometida a una fuente de luz infrarroja, la cual hace un barrido desde las longitudes de onda de 4000 cm^{-1} hasta 600 cm^{-1} . La intensidad de la luz transmitida a través de la muestra es medida en cada número de onda, lo que permite que la cantidad de luz absorbida por la muestra sea calculada por la diferencia entre la intensidad de la luz antes y después de pasar por la celda de muestra. Esto se conoce como el espectro infrarrojo de la muestra. En la región infrarroja del espectro, las frecuencias de resonancia (vibración) de una molécula se deben a la presencia de grupos funcionales moleculares. Un grupo funcional es simplemente un grupo de dos o más átomos, enlazados de una manera específica. (Gil, 2016).

CAPITULO 2

FUNDAMENTO TEÓRICO

2.1. Polímeros

Los polímeros son moléculas de gran tamaño, constituidas por “eslabones” orgánicos denominados monómeros, unidos mediante enlaces covalentes. Los eslabones están formados, fundamentalmente, por átomos de carbono y pueden poseer grupos laterales o radicales con uno o más átomos. Estas moléculas orgánicas son las que constituyen los materiales plásticos que conocemos y también los tejidos de los seres vivos (piel, músculos, tela de araña, seda, etc.). Los polímeros sintéticos se producen mediante un proceso denominado polimerización. En este proceso se produce la reacción de miles de monómeros que pasan a formar parte de una larga cadena macromolecular. Existen dos tipos de polimerización: de adición o crecimiento de cadena y de condensación o crecimiento por pasos. (Clayden, 2012).

2.1.1. Clasificación de los polímeros

Clasificación según su origen.

a) Polímeros naturales. Existen en la naturaleza muchos polímeros y las biomoléculas que forman los seres vivos son macromoléculas poliméricas. Por ejemplo, las proteínas, los ácidos nucleicos, los polisacáridos (como la celulosa y la quitina), el hule o caucho natural, la lignina, etc. La pectina es una macromolécula constituida por ácido D'Galacturónico ligado a α (1→4), y es abundante en vegetales y frutas, y se utiliza habitualmente en productos alimenticios como aditivo. Por lo tanto, la pectina es un biopolímero producido a partir de fuentes naturales y es por eso que hay una intensa investigación en el desarrollo de nuevos materiales para reemplazar a los polímeros sintéticos tradicionales.

b) Polímeros semi sintéticos. Se obtienen por transformación de polímeros naturales. Por ejemplo, la nitrocelulosa, el caucho vulcanizado, etc.

c) Polímeros sintéticos. Muchos polímeros se obtienen industrialmente a partir de los monómeros. Por ejemplo, el nylon, el poliestireno, el Policloruro de vinilo (PVC), el polietileno, etc.

Según su composición química

-Polímeros orgánicos.

Posee en la cadena principal átomos de carbono. Polímeros orgánicos vinílicos. La cadena principal de sus moléculas está formada exclusivamente por átomos de carbono. Dentro de ellos se pueden distinguir: Poliolefinas, formados mediante la polimerización de olefinas. Polímeros estirénicos, que incluyen al estireno entre sus monómeros. Polímeros vinílicos halogenados, que incluyen átomos de halógenos (cloro, flúor...) en su composición.

-Polímeros inorgánicos.

Según sus aplicaciones Atendiendo a sus propiedades y usos finales, los polímeros pueden clasificarse en: Elastómeros. Son materiales con muy bajo módulo de elasticidad y alta extensibilidad; es decir, se deforman mucho al someterlos a un esfuerzo, pero recuperan su forma inicial al eliminar el esfuerzo.

En cada ciclo de extensión y contracción los elastómeros absorben energía, una propiedad denominada resiliencia. Plásticos. Son aquellos polímeros que, ante un esfuerzo suficientemente intenso, se deforman irreversiblemente, no pudiendo volver a su forma original. Hay que resaltar que el término plástico se aplica a veces incorrectamente para referirse a la totalidad de los polímeros.

Fibras: Presentan alto módulo de elasticidad y baja extensibilidad, lo que permite confeccionar tejidos cuyas dimensiones permanecen estables.

Recubrimientos: Son sustancias, normalmente líquidas, que se adhieren a la superficie de otros materiales para otorgarles alguna propiedad, por ejemplo, resistencia a la abrasión.

Adhesivos. Son sustancias que combinan una alta adhesión y una alta cohesión, lo que les permite unir dos o más cuerpos por contacto superficial.

Según su comportamiento al elevar su temperatura para clasificar polímeros, una de las formas empíricas más sencillas consiste en calentarlos por encima de cierta temperatura. Según si el material funde y fluye o por el contrario no lo hace se

diferencian tres tipos de polímeros: Termoplásticos, que fluyen (pasan al estado líquido) al calentarlos y se vuelven a endurecer (vuelven al estado sólido) al enfriarlos. Su estructura molecular presenta pocos (o ningún) entrecruzamientos. Ejemplos: polietileno (PE), polipropileno (PP), cloruro de polivinilo PVC. Termoestables, que no fluyen, y lo único que conseguimos al calentarlos es que se descompongan químicamente, en vez de fluir. Este comportamiento se debe a una estructura con muchos entrecruzamientos, que impiden los desplazamientos relativos de las moléculas. Elastómero, plásticos con un comportamiento elástico que pueden ser deformados fácilmente sin que se rompan sus enlaces o modifique su estructura.

2.1.2. Procesos de Polimerización.

La polimerización es una reacción química en la que los monómeros, que son pequeñas moléculas con unidades estructurales repetitivas, se unen para formar una larga molécula en forma de cadena por ende para formar un polímero (material plástico). Cada polímero típico consta de mil o más de estos monómeros, que son como los ladrillos del edificio. Se diferencian dos tipos de procesos de polimerización, de adición y de condensación.

a) Polímeros de adición. La polimerización no implica la liberación de ningún compuesto de baja masa molecular. Esta polimerización se genera cuando un "catalizador", inicia la reacción. Este catalizador separa la unión doble carbono en los monómeros, luego aquellos monómeros se unen con otros debido a los electrones libres, y así se van uniendo uno tras uno hasta que la reacción termina, en otras palabras se da cuando la molécula de monómero pasa a formar parte del polímero sin pérdida de átomos, es decir, la composición química de la cadena resultante es igual a la suma de las composiciones químicas de los monómeros que la conforman. El etileno tiene dos átomos de carbono y cuatro de hidrogeno y el polietileno repite la estructura de dos átomos de carbono y cuatro de hidrógenos n veces como se puede ver en la Figura 2.1.

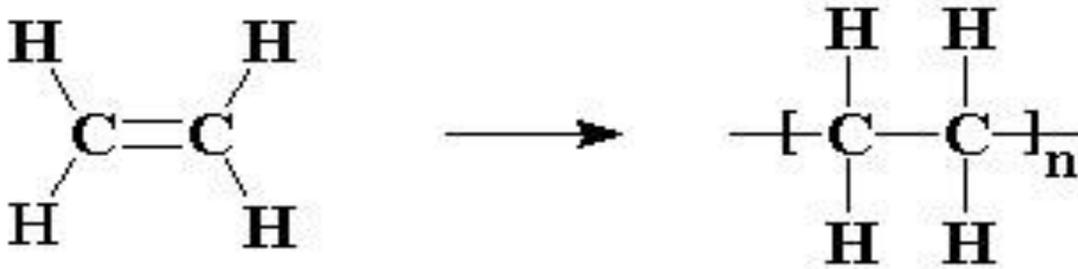


Figura 2.1. Polimerización por adición del polietileno

Fuente: (Tecnología de los plásticos, 2013).

b) Polímeros de condensación.

Una policondensación, la molécula de monómero pierde átomos cuando pasa a formar parte del polímero. Por lo general, se pierde una molécula pequeña. Por lo cual, en las polimerizaciones por condensación se generan subproductos. Los polímeros obtenidos por esta vía se los denomina polímeros de condensación.

Veamos un ejemplo para ilustrar este punto. En la obtención del nylon 6,6 (poliamida) a partir de cloruro de adipilo y hexametilen diamina, cada átomo de cloro del cloruro de adipilo juntamente con uno de los átomos de hidrógeno de la amina, son expulsados como HCl gaseoso (cloruro de hidrógeno).

Debido a que ahora hay menos masa en el polímero que en los monómeros originales, decimos que el polímero está condensado con respecto a los monómeros. El subproducto, ya sea HCl gaseoso, agua o cualquier otro, se denomina condensado (ver Figura 2.2). (Clayden et, al, 2012).

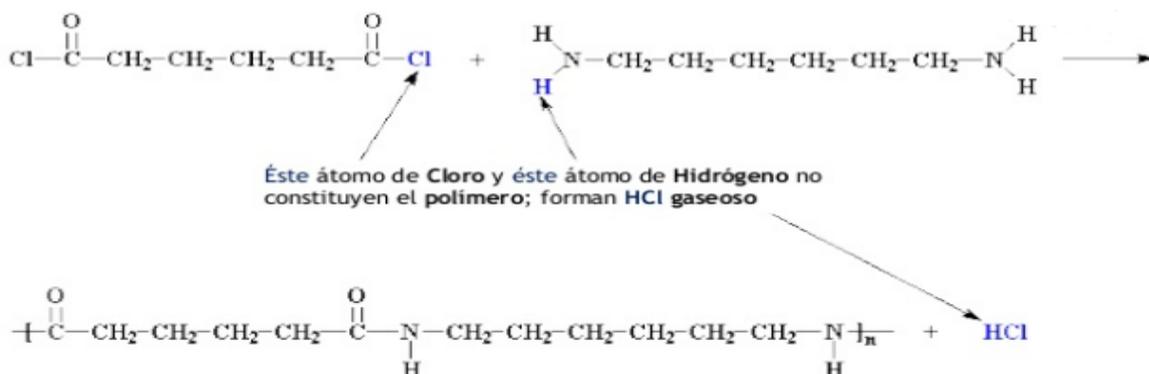


Figura 2.2. Polimerización por condensación del nylon 6.6

Fuente: (Tecnología de los plásticos, 2013).

2.1.3. Propiedades de la Polimerización

Propiedades físicas de los polímeros. Estudios de difracción de rayos X sobre muestras de polietileno comercial, muestran que este material, constituido por moléculas que pueden contener desde 1.000 hasta 150.000 grupos $\text{CH}_2 - \text{CH}_2$ presentan regiones con un cierto ordenamiento cristalino, y otras donde se evidencia un carácter amorfo: a éstas últimas se les considera defectos del cristal. En este caso las fuerzas responsables del ordenamiento cuasicristalino, son las llamadas fuerzas de van der Waals. En otros casos (nylon 66) la responsabilidad del ordenamiento recae en los enlaces de H (Clayden et al, 2012).

Según su mecanismo de polimerización, en 1929 Carothers propuso la siguiente clasificación:

- a) Polímeros formados por reacción en cadena. Se requiere un iniciador para comenzar la polimerización; un ejemplo es la polimerización de alquenos (de tipo radicalario). En este caso el iniciador reacciona con una molécula de monómero, dando lugar a un radical libre, que reacciona con otro monómero y así sucesivamente. La concentración de monómero disminuye lentamente. Además de la polimerización de alquenos, incluye también polimerización donde las cadenas reactivas son iones (polimerización catiónica y aniónica).
- b) Polímeros formados por reacción por etapas. El peso molecular del polímero crece a lo largo del tiempo de manera lenta, por etapas. Ello es debido a que el monómero desaparece rápidamente, pero no da inmediatamente un polímero de peso molecular elevado, sino una distribución entre dímeros, trímeros, y en general, oligómeros; transcurrido un cierto tiempo, estos oligómeros empiezan a reaccionar entre sí, dando lugar a especies de tipo polimérico. Esta categoría incluye todos los polímeros de condensación de Carothers y además algunos otros que no liberan moléculas pequeñas, pero sí se forman gradualmente, como por ejemplo los poliuretanos.

Las propiedades mecánicas son una consecuencia directa de su composición, así como de la estructura molecular, tanto a nivel molecular como súper-molecular. Actualmente las propiedades mecánicas de interés son las de los materiales polímeros y éstas han de ser mejoradas mediante la modificación de la composición o morfología:

por ejemplo, cambiar la temperatura a la que los polímeros se ablandan y recuperan el estado de sólido elástico o también el grado global del orden tridimensional.

2.2. Biopolímero

Los biopolímeros, son proteínas formadas por gran número de unidades estructurales repetitivas, debido a su gran tamaño, cuando estas moléculas se dispersan en un disolvente adecuado, forman siempre dispersiones coloidales, con características que las diferencian de las disoluciones de moléculas más pequeñas. (García, 2010).

Un material compuesto polimérico se define como el material creado a partir de la combinación de dos o más componentes distintos, donde uno de ellos es un polímero, incluyendo la mezcla de polímeros, copolímeros, plásticos reforzados, hules con negro de humo, etc. (Stupenengo, 2012).

Al realizar combinaciones de materiales se busca mejorar sus propiedades las cuales no se obtienen con solo los materiales originales como son: rigidez, resistencia mecánica, peso, rendimiento a altas temperaturas, resistencia a la corrosión, dureza, conductividad, etc. (T.W. Clydedc 1996).

2.2.1. Estructuras de las plumas avícolas.

Las plumas son unas estructuras epidérmicas constituidas por queratina más complejas de los vertebrados (escamas, pelos, cuernos, etc.), consta de un eje central rígido llamado raquis con paletas más suaves en cada lado, la paleta se compone de numerosas ramas laterales llamadas barbas. (Kowata, et al., 2012). En la Figura 2.3 se presenta la estructura de las plumas avícolas.

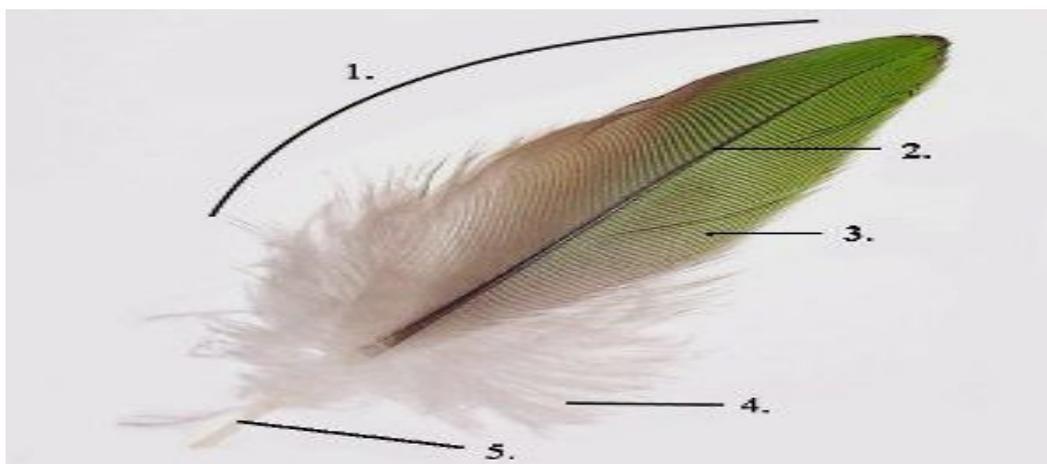


Figura 2.3. Estructura de las plumas avícolas (Hickman,2005).

1. El Vexilo está formado por las barbas, estas son láminas delgadas, paralelas y rectas que se proyectan perpendicularmente desde el raquis. Desde las barbas se proyectan las bárbulas de manera perpendicular, cada una de estas lleva varios ganchillos para entrelazarse con las bárbulas adyacentes y así formar una intrincada red.
2. El raquis es la parte central de la pluma, de estructura rígida para mantenerla firme estará lleno de sustancias muertas, como proteínas y pigmentos, que quedaron allí durante su desarrollo. En los laterales del raquis crece a manera de lámina dividida en dos partes el vexilo, podemos decir que este es el cuerpo de la pluma y es la que transporta el pigmento a las barbas.
3. Barbas: láminas delgadas que parten del raquis, y se disponen de forma paralela a lo largo de éste. De cada barba salen nuevos filamentos, perpendiculares a la barba llamados bárbulas, ahí se encuentran los ganchillos, que enlazan las bárbulas de otras barbas, dando forma y haciendo tupido el Vexilo. (Hickman, 2005).
4. Plumón: Pluma delgada y sedosa que tienen las aves debajo del plumaje exterior.
5. Cálamo o cañón: es la parte que se inserta dentro de la piel. Cuando la pluma está creciendo se llena de diminutos vasos sanguíneos que transportan los pigmentos al raquis, y que se secan después del crecimiento de la pluma.

2.3. Queratina

La queratina es una proteína fibrilar (o fibroína) resultante de la polimerización de una veintena de aminoácidos y con alto contenido de azufre, presente en los aminoácidos de cisteína que dan lugar a cistinas (puentes disulfuro, $R1-S-S-R2$, entre aminoácidos de cisteína) y que forman puentes intra e intermoleculares en y entre cadenas fibrilares dificultando su solubilización (Borja, et al, 2016). En la Figura 2.4 se presenta la estructura general de la queratina.

Se pueden emplear en el desarrollo de bioplásticos, en nanopartículas proteicas para encapsulación, transporte y liberación de fármacos u otras aplicaciones biomédicas como el desarrollo de andamios o tejidos para la regeneración celular, la queratina puede encontrarse en: Cabello, Uñas, Plumas, Cuernos, Pezuñas (Salazar, 2013).

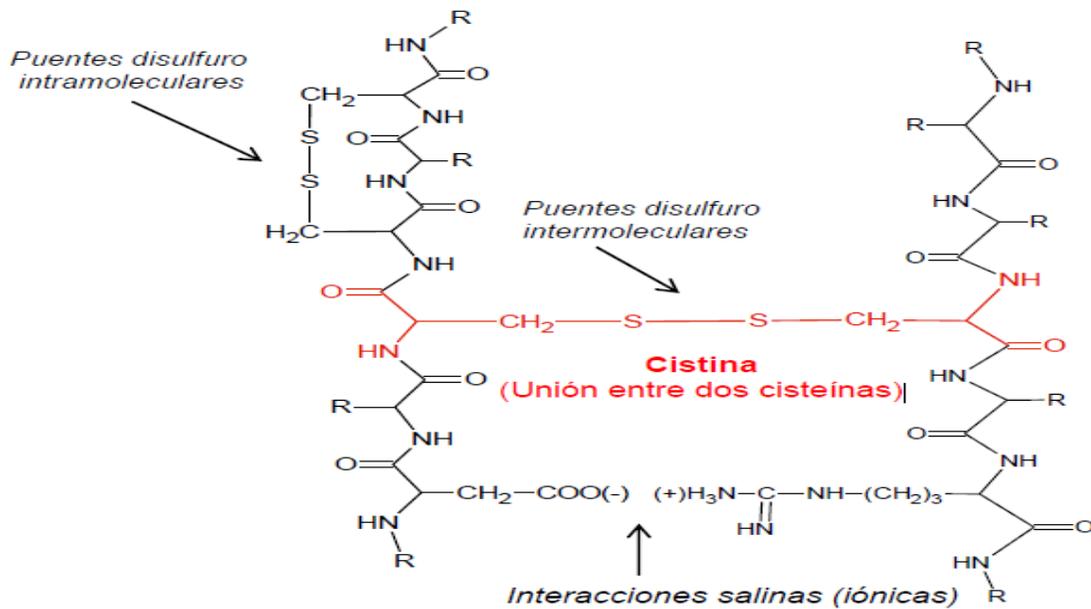


Figura 2.4. Estructura general de la queratina.

Se indican algunas de sus interacciones inter e intramoleculares. (Person, 2015).

2.3.1. Tipos de queratina

Existen dos tipos de queratina diferenciadas por su estructura y componentes:

Queratina alfa:

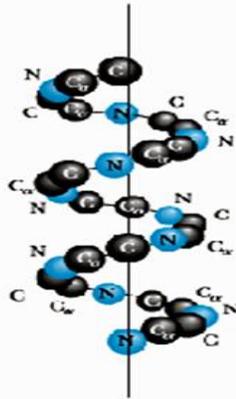
Presenta en sus cadenas de aminoácidos restos (monómeros) de cisteína, los cuales constituyen puentes de disulfuro que son los que proporcionan la dureza a la alfa queratina. En la Figura 2.5 se puede observar la estructura alfa- hélice de la queratina. La estructura alfa-hélice, se forma al enrollarse helicoidalmente sobre sí misma la estructura primaria. Se debe a la formación de enlaces de hidrógeno entre el $-C=O$ de un aminoácido y el $-NH-$ del cuarto aminoácido que le sigue, es característica del cabello humano, la queratina alfa se encuentra en pelos, cuernos, uñas, y otras faneras. Esta estructura se mantiene con esa forma tan característica gracias a los puentes de hidrógeno y a las fuerzas hidrofóbicas, que mantienen unidos los aminoácidos de dicha proteína todo esto unido le da a la proteína esa especial dureza característica.

Queratina beta

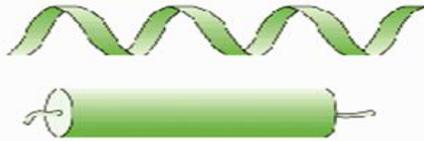
Esta no presenta cisteína, por lo tanto, posee puentes disulfuro, la queratina de tipo beta es inextensible (a diferencia de la queratina tipo alfa) y la podemos encontrar, por ejemplo, en la tela de araña (ver Figura 2.5).

Hélice alfa:

Representación del esqueleto
N- C α - CO

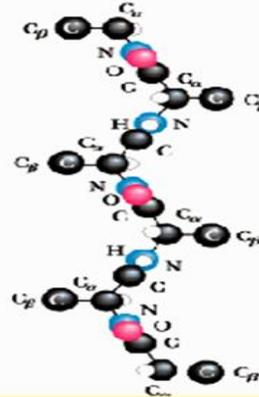


Hélice alfa



Cadena beta

Representación del esqueleto
N- C α - CO y de los C β . Los planos amida
quedan perpendiculares a la página



Cadena beta: una hoja beta requiere al menos dos cadenas

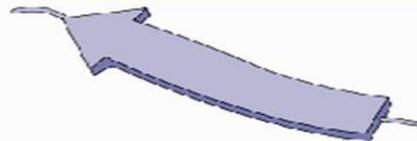


Figura 2.5. Estructura secundaria de la queratina, en α -hélice y en hoja β -plegada (Mtraburgos-inmunologia, 2010).

La estructura beta:

En esta disposición los aminoácidos no forman una hélice sino una cadena en forma de zigzag, denominada disposición en lámina plegada, (ver Figura 2.5) El giro beta permite un cambio de dirección de la cadena peptídica, necesario para que adopte una estructura más compacta y las hebras beta están representadas como flechas, conectadas a través de dobleces y giros beta. Es una estructura laminar plegada y se presenta en cuernos, uñas, garras y plumas.

Las plumas son estructuras fibrosas compuestas por una gran variedad de aminoácidos encontrándose en mayor abundancia la glicina, cistina y cisteína que representa más del 80% del peso seco de las plumas, se caracteriza por ser una proteína completamente insoluble a pH 7 y a temperatura ambiente, presentando puentes disulfuro entre las cisteínas, que le dan gran estabilidad a la molécula y la hacen indigestibles a las enzimas producidas por los animales (González, *et al.*, 2010). Es insoluble en los solventes polares como el agua, y solventes orgánicos como alcoholes y cetonas, contiene un alto contenido de cistina con una concentración aproximada del 3% la cual es un dímero de cisteínas que se enlazan por un puente

disulfuro o enlace reticulado las plumas contienen alrededor de 7% de cisteína en la queratina. Este aminoácido le confiere cristalinidad, resistencia y cohesión; pues logra agrupar a la queratina en matrices de microfibras entre 72 y 76 Å de diámetro y separadas de 86.5 a 97.5 Å una de otra (Carabalí, 2013).

En general, las proteínas son polímeros capaces de promover enlaces intra e intermoleculares, permitiendo que los materiales resultantes tengan una gran variación en sus propiedades funcionales, pese a su alta estabilidad química mediante tratamientos esta puede ser digerida mediante técnicas químicas o enzimáticas. La hidrólisis de esta proteína puede liberar aminoácidos hidrosolubles con lo cual puede resultar en un líquido cremoso con aplicaciones industriales.

La posibilidad de hidrolizar esta sustancia podría ayudar en la consecución de un producto útil para productos donde se requiera gran cantidad y variedad de aminoácidos, brindando una alternativa de uso a esta dura y fibrosa estructura de los tejidos (Vílchez, 2005).

Acompañado con un tratamiento con hidróxido de sodio NaOH genera la hidrólisis de la proteína. Al romper los enlaces que caracterizan la estructura de la queratina presente en las plumas de pollo, esta se puede convertir en una proteína soluble, la queratina soluble puede ser utilizada en la fabricación de múltiples productos (González *et, al.*, 2010).

Los métodos más frecuentemente utilizados para tratar las plumas son la temperatura (75 a 160 °C) y presión (1 a 4 atm) por periodos que varían entre 15 minutos a 18 horas (González, 2010). De este proceso se obtiene un producto denominado harina de plumas con valores de digestividad in vitro de la proteína entre 65 y 85% (Piccioni, 1970), (De Blas, et al 2003). La aplicación de ácidos y bases en diferentes concentraciones y tiempos ha sido otro de los métodos utilizados para mejorar la calidad de la proteína. Los valores mayores de digestividad se han encontrado con la aplicación de NaOH 1 M a 37°C durante 24 horas (González, 2010).

2.3.2. Propiedades Físico-químicas de la Queratina

La queratina constituye el 80 y el 85 % de los productos nitrogenados de la pluma, pertenece al grupo de las escleroproteínas de tipo fibrosas, es rica en azufre y cisteína, estas son insolubles en agua fría, aun en presencia de ácidos o de bases diluidas, por

otra parte, son resistentes a la hidrólisis de las proteasas. Las características de resistencia de la queratina están en relación con su riqueza en cistina lo que le confiere, después de la formación de puentes inter e intra-peptídicos de tipo covalente, una estructura terciaria en forma de hélices entrelazadas las unas a las otras (Menassa, 1982).

Las propiedades de resistencia de la queratina se deben en parte a su composición molecular (cf. Bioquímica). Esta composición explica la dificultad para degradar las proteínas debido al gran número de enlaces que se necesitan romper. La ruptura de los puentes disulfuro entre los residuos de cisteína es necesaria antes de cualquier tratamiento.

2.3.3. Reacciones químicas de la queratina

La queratina presenta propiedades exclusivas como proteína debido a la presencia de enlaces tales como: Enlaces amídicos: Unen un aminoácido con otro para formar la cadena principal, son muy sólidos y solo se rompen con soluciones acuosas concentradas de ácidos y bases fuertes.

Puentes salinos: se forman entre los grupos de ácidos y básicos de las cadenas laterales. Cuando estos grupos sobrantes no forman enlace amídico, están cerca uno del otro, se origina una atracción entre sus cargas o atracciones electromagnéticas.

Enlaces de sulfuro: es la unión que existe entre los dos átomos de azufre de la molécula de cistina. Esta unión es fuerte y en la molécula de alfa-queratina suele existir un puente de este tipo cada cuatro vueltas de la espiral.

Puentes de hidrógeno: se originan por la atracción de átomos con polaridad negativa al hidrógeno con polaridad positiva. Por estos puentes las cadenas no son rectilíneas sino helicoides, girando sobre sí misma como una cinta enrollada. Esta es el alfa-queratina. Estas uniones son débiles en relación a la unión de los aminoácidos y se rompen con facilidad, cuando se mojan con agua, o por estiramiento. Las cadenas que toman así una forma aplanada o estirada, esta forma es la beta-queratina que no es estable y el cabello tiende a recuperar la posición alfa-queratina. (Wilkins, Moore, & Rodríguez, 1990).

La queratina debido a los tipos de enlace que presenta tales como enlaces amídicos, puentes salinos, puentes de sulfuros y puentes de hidrogeno (Wilkins, et., al 1990)

- a) Hidrólisis de la queratina. La queratina con agua da una hidrólisis de los enlaces disulfuro de la cisteína para producir la cisteína (tiol) y ácido sulfénico.
- b) Reducción de la queratina con sulfuro de sodio. - Con el Na_2S se favorece la degradación de la queratina, mediante las siguientes reacciones consecutivas:
- c) Reducción de la queratina con el etóxido de sodio. - El sodio reacciona con el etanol absoluto de forma controlada produciendo hidrógeno gaseoso, el cual es el agente reductor, de los grupos disulfuro de la queratina.
- d) Reducción de la queratina con borohidruro de sodio. - El borohidruro de sodio (NaBH_4) reacciona con el agua liberando hidrógeno.

Oxidación de la cisteína y de la cistina.- Varios productos oxidantes se pueden emplear para la modificación de enlaces en las proteínas pero sólo, el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) ha prevalecido sobre los demás, porque su acción se manifiesta únicamente sobre el enlace disulfuro y no modifica la longitud y composición de las cadenas polipeptídicas. La oxidación con H_2O_2 se realiza en medio alcalino (el más corriente) o en medio ácido (es necesaria la ausencia de impurezas metálicas, por su efecto catalítico en la descomposición del peróxido). (Salazar, 2013).

2.3.4. Propiedades químicas de la queratina

- a) Desnaturalización y renaturalización.

La desnaturalización de una proteína se refiere a la ruptura de los enlaces que mantenían sus estructuras cuaternaria, terciaria y secundaria, conservándose solamente la primaria. En estos casos las proteínas se transforman en filamentos lineales y delgados que se entrelazan hasta formar compuestos fibrosos e insolubles en agua. Los agentes que pueden desnaturalizar a una proteína pueden ser: calor excesivo; sustancias que modifican el pH; alteraciones en la concentración; alta salinidad; agitación molecular; etc. El efecto más visible de éste fenómeno es que las proteínas se hacen menos solubles o insolubles y que pierden su actividad biológica. La mayor parte de las proteínas experimentan desnaturalizaciones cuando se calientan entre 50 y 60 °C; otras se desnaturalizan también cuando se enfrían por debajo de los 10 a 15 °C. La desnaturalización puede ser reversible (renaturalización) pero en muchos casos es irreversible. (Salazar, 2013).

2.4. Pectinas

La pectina es una sustancia natural que se forma principalmente en la pared primaria y en los tejidos mesenquimáticos y parenquimáticos de frutos y vegetales, y tiene la función de cemento intercelular, fue aislada por primera vez por el químico francés Henri Braconnot en 1825, quien la designó como “pectina” que deriva del griego pektikos, que significa congelar o solidificar. (Nwanekesi, 1994).

La pectina forma coloides por excelencia, ya que tiene la propiedad de absorber una gran cantidad de agua, pertenecen a la familia de los oligosacáridos y polisacáridos de alto peso molecular y contienen largas cadenas formadas por unidades de 1,4- α -D-ácido galacturónico (GalpA). Tres polisacáridos pécticos (homogalacturona, rhamnogalacturona-I y galacturonas sustituidas) han sido separados y caracterizados y todos con tienen GalpA en mayor o menor cantidad. (Willats, 2006). En la Figura 2.6 se presenta la estructura básica de las pectinas y en la Figura 2.7 se muestra la estructura desarrollada.

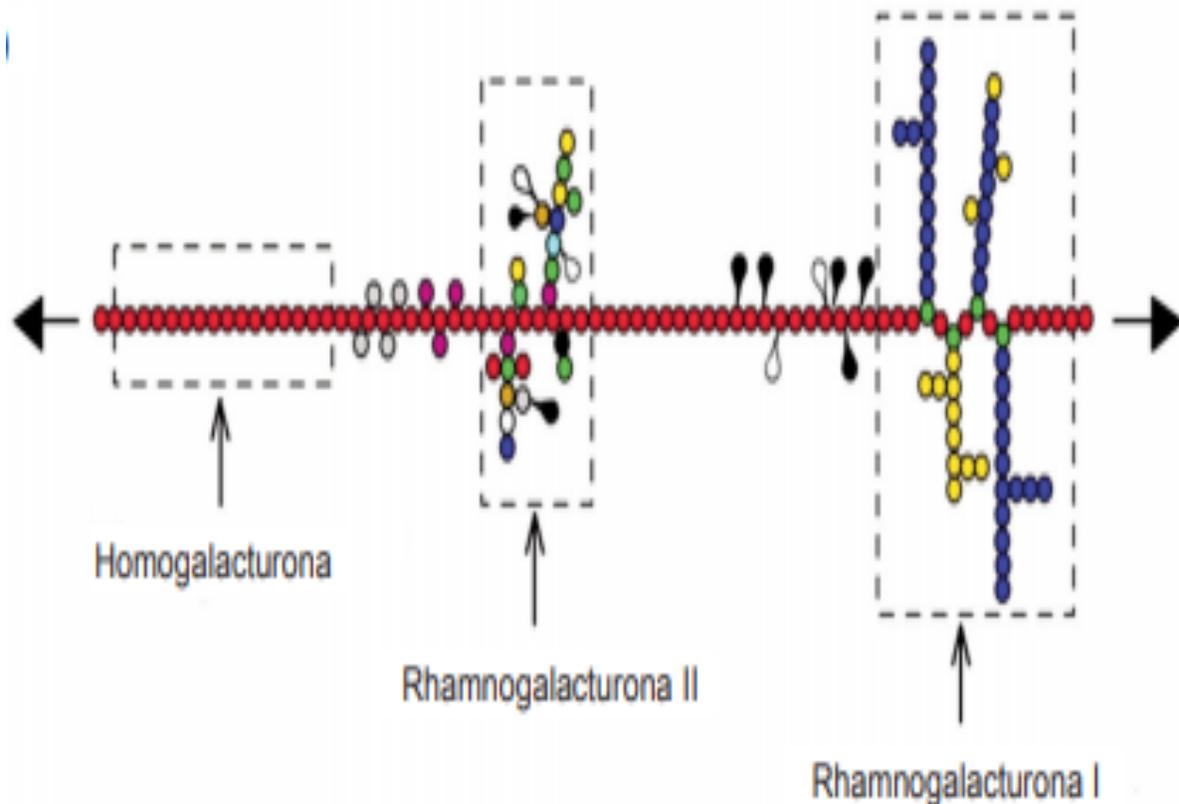


Figura 2.6. Estructura básica de la Pectina (Representación esquemática) (Silva, 2008).

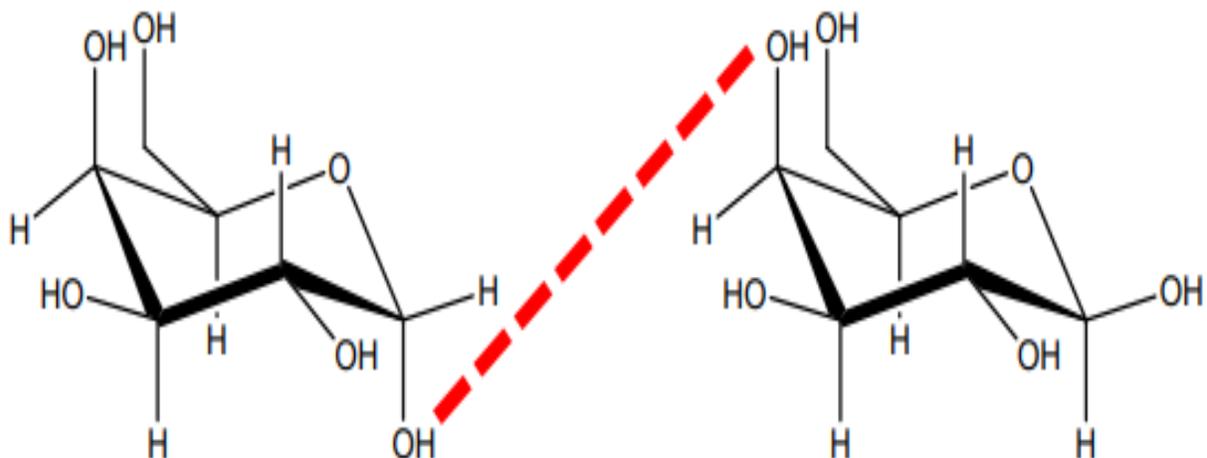


Figura 2.7. Estructura desarrollada de la Pectina (Girbes, 2013).

Para fines industriales, la fuente de obtención de las pectinas se restringe principalmente a las cáscaras de los frutos cítricos (20-35%), infrutescencia del girasol (15-25%), remolacha (10-20%) y pulpa de manzana (10-15%). La pectina es ampliamente usada como ingrediente funcional en la industria de los alimentos y como fuente de fibra dietética, debido a su habilidad para formar geles acuosos.

Los geles de pectina son importantes para crear o modificar la textura de compotas, jaleas, salsas, ketchup, mayonesas, confites; en la industria láctea para la fabricación de yogures frutados y productos lácteos bajos en grasa, en la industria de bebidas dietéticas para la preparación de refrescos, debido a su bajo contenido de carbohidratos, por sus propiedades estabilizantes y por incrementar la viscosidad. (Yamada, 1996).

2.5. Almidón de maíz

El almidón es un carbohidrato de reserva, sintetizado y almacenado como fuente de energía en plantas superiores, es el segundo hidrato de carbono más abundante en la biosfera. Aunque el contenido de almidón varía según la fuente de obtención, la más importante son los cereales (maíz, arroz y trigo). De la producción mundial de almidón aproximadamente el 83% es obtenido del maíz (De Baere, 1999).

Dentro del ámbito ecológico, el almidón empieza a ser fundamental para la fabricación de plásticos biodegradables, también se ha planteado su uso como material

encapsulante de sustancias como proteínas, sabores y olores para su posterior liberación dentro de un producto alimenticio y farmacéutico (Doane, 1994).

Composición química del almidón:

Químicamente, el almidón es un polisacárido semicristalino compuesto por D-glucopiranosas unidas entre sí mediante enlaces glucosídicos. El almidón está formado por dos polímeros de diferente estructura (amilosa y amilopectina), los cuales se diferencian de por las uniones que presentan dentro del granulo del almidón y que además representan cerca del 98-99% del peso en seco. La proporción de estos dos polímeros varía según la fuente botánica y su organización física dentro de la estructura granular, confiriéndole propiedades fisicoquímicas y funcionales únicas (Tester, 2004).

2.5.1. Amilosa.

La amilosa es un polímero lineal formado por D-glucopiranosas que se encuentran unidas entre sí por enlaces α -(1-4) que representan un 99% de su estructura; también se ha comprobado la presencia de ciertas ramificaciones unidas por enlaces α -(1-6). Dichas ramificaciones se encuentran de manera espaciada e infrecuente, lo que permite observar su comportamiento esencialmente lineal, como se puede ver en la Figura 2.8, se presenta la estructura química de la Amilosa.

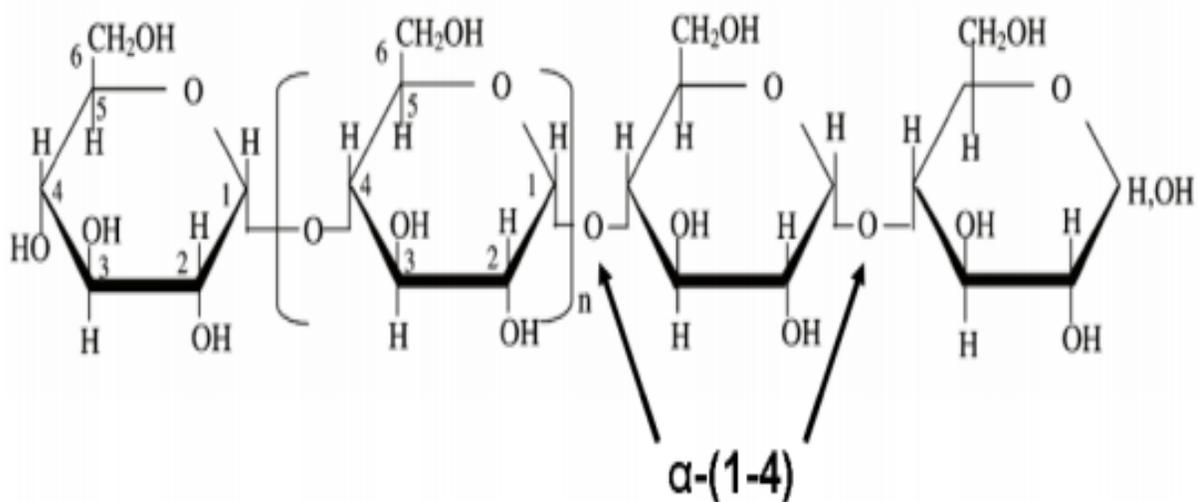


Figura 2.8. Estructura química de la amilosa (Moore, 1984).

Por su contenido en Amilosa, los almidones pueden ser clasificados en diferentes grupos como son los almidones cerosos (Waxy) que tienen muy poca cantidad de amilosa, alrededor de 1-2% los normales que contienen entre 17-24% de amilosa y los altos en amilosa que contienen 70% o más de éste polímero. (Moore, 1984).

2.5.2. Amilopectina.

La amilopectina es un polímero semicristalino y altamente ramificado, formado por aproximadamente 595, 238 unidades de D-glucopiranosas unidas mediante enlaces α -(1-4) que representan un 92-96%, con puntos de ramificación unidos mediante enlaces α -(1-6) que representan un 5-6% de su estructura como puede verse en la figura 2.9. Dichas ramificaciones se localizan aproximadamente cada 15 o 25 unidades de D-glucopiranosas aunque el rango puede excederse a 19 o 31 unidades dependiendo del contenido de amilosa en el almidón (Biliaderis, 1998).

Dependiendo de la fuente botánica, la amilopectina es el principal componente en la mayoría de los almidones (70-80%) alcanzando en ciertos casos, niveles de hasta 98-99% de almidones tipo cerosos (Delcour, 1995), se puede ver en la Figura 2.9 la estructura química de la Amilopectina.

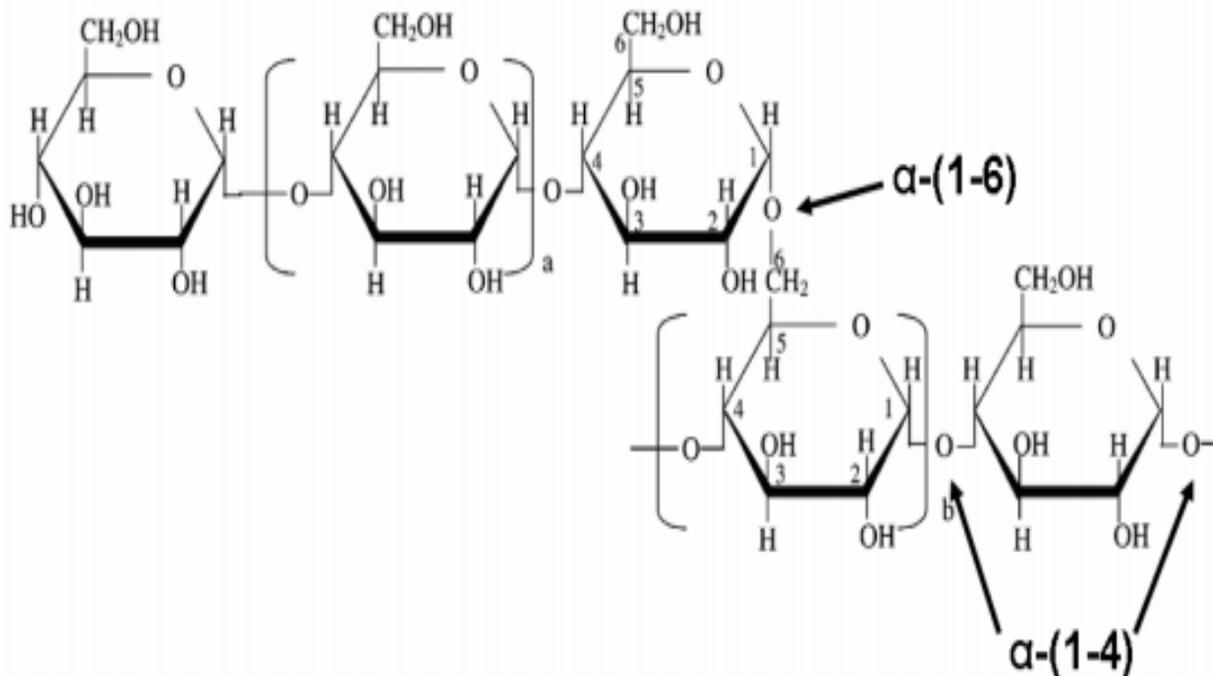


Figura 2.9. Estructura química de la Amilopectina (Tester, 2002).

Amilosa y amilopectina en el granulo de almidón:

El almidón está organizado en partículas discretas conocidas como gránulos, cuya morfología, composición química y estructura molecular son distintas de una especie a otra (Hoseney, 2002). Debido a que la amilopectina es el componente más abundante en el almidón, este polímero es responsable de que el granulo presente:

- 1) Una estructura organizada en forma de anillos, las moléculas de amilopectina se alinean a lo largo de un eje imaginario que se extiende desde el punto de origen hasta el exterior del mismo.
- 2) Cierta propiedad semicristalina formando así dos regiones, una cristalina y otra amorfa, que dan al granulo su característica de birrefringencia que es la Característica óptica que consiste en la separación de un rayo luminoso en dos, dependiendo del ángulo de incidencia, compartida por estructuras cristalinas anisótropas no cúbicas y estructuras biológicas semejantes. Ambos rayos separados se propagan con velocidad y longitudes de onda diferentes.

2.6. Poli (Ácido Láctico) (PLA)

El PLA, es un polímero biodegradable cuyo monómero (ácido láctico) puede obtenerse de recursos renovables, productos agrícolas simples, como el maíz (Zhang, et, al 2011). El ácido láctico, es un compuesto muy versátil utilizado en la industria química, farmacéutica, de alimentos y del plástico.

El PLA es uno de los plásticos biodegradables que mayor crecimiento ha tenido en los últimos años. Se encuentra disponible en el mercado en aplicaciones plásticas prácticas como cubiertos, platos, tazas, tapas, pajitas de bebidas, bolsas, films envases de fruta fresca o vegetales, botellas y helados Después de su uso, los productos de PLA pueden ser degradados en sistemas de compostaje o reciclados ya sea química o mecánicamente, por hidrólisis en ácido láctico, reprocessando el material (triturado y transformación térmica), respectivamente (Burgos N., et al, 2013).

Los envases de materiales biodegradables, tras su uso, en lugar de ser desechados con el resto de materiales plásticos, pueden ser tratados junto con los residuos orgánicos, incorporándose a la corriente de biomasa (Abdelwahab M, et, al 2012).

2.6.1. Estructura química del PLA.

El PLA es un poliéster obtenido de la polimerización del ácido láctico, donde los monómeros de partida son producidos por fermentación o síntesis química. El ácido láctico es una de las moléculas ópticamente activas más simples y existe como dos estereoisómeros: L (+) y D (-) como puede verse en la Figura 2.10.

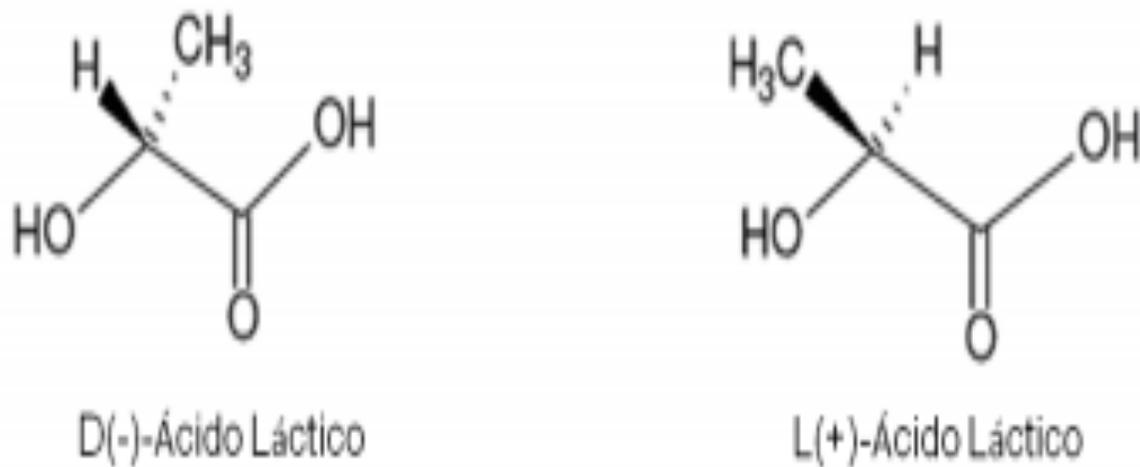


Figura 2.10. Estructura química de la Amilopeptina (Tester, 2002).

2.6.2. Síntesis de PLA.

La producción de PLA comienza a partir de plantas ricas en carbohidratos, como es el caso del maíz donde el almidón se separa de los otros componentes del grano de maíz (proteínas, grasas, fibras, cenizas y agua) y se convierte en dextrosa a través de una hidrólisis enzimática como puede verse en la Figura 2.11. El ácido láctico se puede obtener mediante síntesis química, que permite producir cantidades a gran escala de ácido láctico racémico pero es económicamente inviable. Es por ello que la mayor parte del ácido láctico se hace por la fermentación bacteriana de hidratos de carbono a pH casi neutro (Hwang SW, *et al* 2012).

A través de acidulación y una serie de pasos de purificación del caldo de fermentación se purifica sal de lactato para producir, a continuación, ácido láctico.

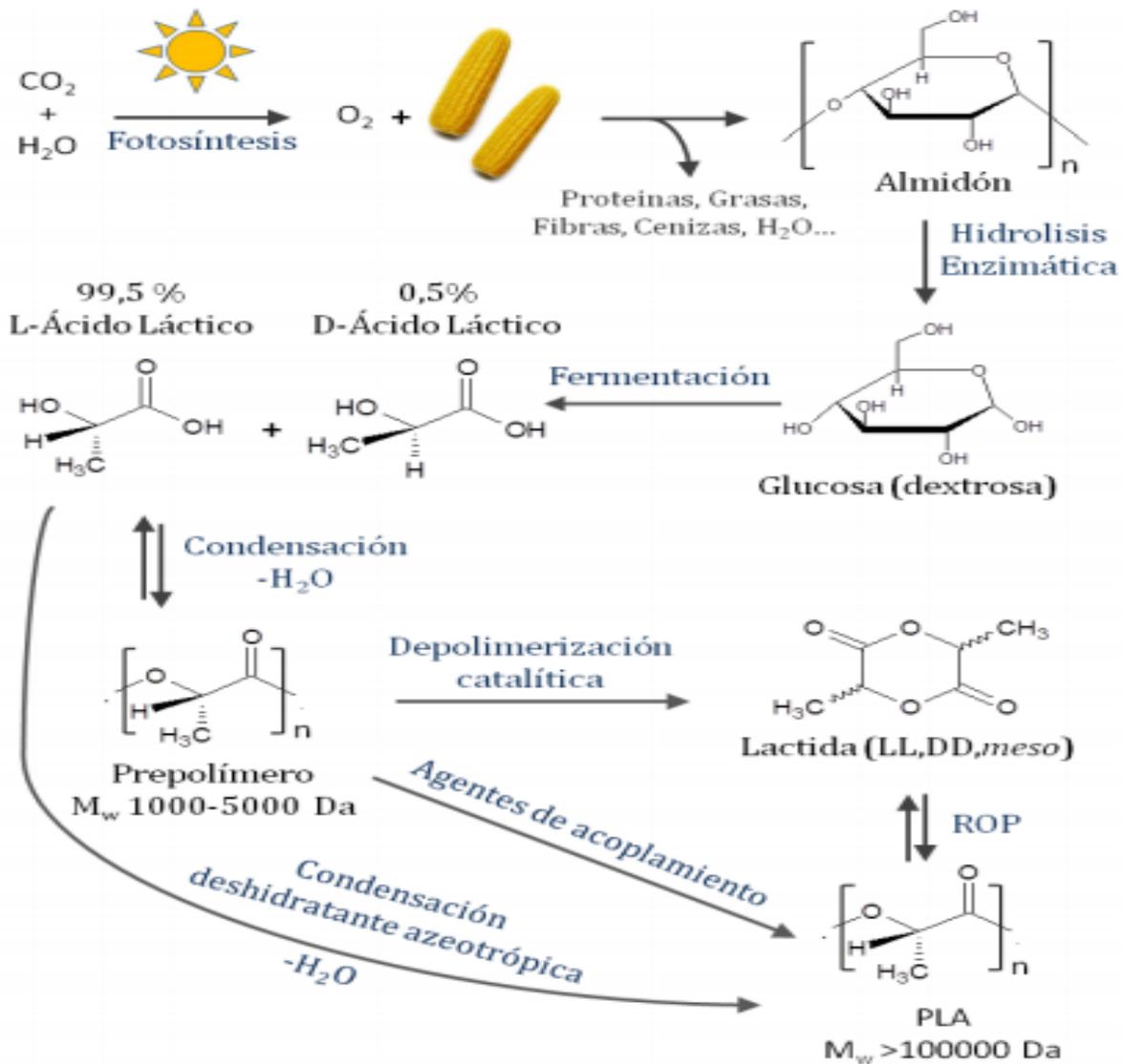


Figura 2.11. Estructura química de los estereoisómeros del ácido láctico
(Hwang SW, et al, 2012).

Los procesos de fermentación para la obtención de ácido láctico pueden ser heterofermentativos u homofermentativos. Los métodos heterofermentativos producen menor cantidad de ácido láctico y además generan niveles significativos de otros metabolitos tales como ácido acético, etanol, glicerol, manitol y dióxido de carbono. Por su parte, los métodos homofermentativos son los más utilizados por la industria debido a que producen mayores rendimientos de ácido láctico (1,8 moles de ácido láctico por mol de hexosa) y menores niveles de subproductos (Hwang SW, et al, 2012).

El PLA no puede ser sintetizado por polimerización directa del ácido láctico, porque cada reacción de polimerización genera una molécula de agua, que degrada la cadena de polímero formada a cadenas de baja masa molar del PLA se puede sintetizar a través de tres rutas principales:

- Por polimerización directa por condensación del ácido láctico (2-hidroxi ácido propanoico)
- Por condensación azeotrópica deshidratante.
- Por polimerización de apertura del anillo de lactida (Averous L, et al 2001).

2.6.3. Procesado del PLA

El PLA puede ser procesado en los equipos convencionales de transformación industrial utilizados para los termoplásticos de uso común como moldeo por inyección, moldeo por soplado, termoconformado y formación de films (Gámez. J, et al, 2011).

El PLA es susceptible de degradación térmica e hidrolítica, la presencia de humedad durante el procesado puede provocar la hidrólisis de las cadenas poliméricas, reduciendo la masa molar del polímero, Para evitar esta degradación el PLA debe ser secado antes de ser procesado a temperaturas inferiores a la temperatura de transición vítrea (T_g), la cual se encuentra entre $43\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $55\text{ }^{\circ}\text{C}$ (Arrieta. M, et al 2013) Por lo tanto, algunos parámetros del proceso como son la ausencia de humedad, la temperatura de trabajo y el tiempo de residencia deben ser optimizados y rigurosamente controlados durante el procesado y conformado del material.

La temperatura de procesado es función del tipo de polímero. Así, para el PLA amorfo la temperatura mínima de procesado la marca el valor de su T_g , aproximadamente $58\text{ }^{\circ}\text{C}$ permitiendo un amplio rango de temperatura de trabajo. En cambio, para el PLA semicristalino la temperatura de proceso se encuentra en las proximidades de su temperatura de fusión (T_m) la cual se puede encontrar en el rango de temperatura entre $130\text{ }^{\circ}\text{C}$ a $180\text{ }^{\circ}\text{C}$ (Arrieta. M, et al 2013).

2.6.4. Propiedades del PLA

Las propiedades del PLA se encuentran altamente influenciadas por la relación entre las dos formas isoméricas D y L que contienen y la masa molar. La mayor parte del ácido láctico sintetizado por vía biotecnológica, a partir de recursos renovables, se

encuentra como L-ácido láctico. Por lo tanto, generalmente el PLA contiene mayor proporción del enantiómero L (Phuong, T, et al 2013).

La polimerización por condensación directa es la ruta menos costosa.

El ácido láctico se polimeriza directamente en presencia de un disolvente y un catalizador. La reacción se realiza mediante la aplicación de alto vacío y elevada temperatura para eliminar el agua que se genera durante la reacción de condensación.

El PLA obtenido puede estar compuesto o bien sólo por un estereoisómero o una combinación de D- y L ácido láctico en varias proporciones o incluso ácido láctico en combinación con otros hidroxiacidos, Sin embargo, es muy difícil obtener PLA de alta masa molar libre de disolvente por polimerización por condensación directa y se debe adicionar agentes de acoplamiento o adyuvantes que incrementan el costo del proceso además de hacerlo más complejo. (Auras, 2004).

La síntesis por condensación deshidratante azeotrópica se realiza mediante una destilación a baja presión a 130 °C durante 2-3 horas y se elimina la mayor parte del agua que se genera durante la reacción de condensación. Posteriormente, se añade un catalizador y se recircula el disolvente a través de un tubo unido al recipiente de la reacción que contiene tamices moleculares a 130 °C durante 30-40 horas adicionales. Finalmente, se aísla el polímero o se disuelve y se precipita para una purificación adicional (Auras, 2004).

La síntesis de PLA mediante polimerización de apertura de anillo (Ring Opening Polymerization, ROP) es actualmente el método más usado para obtener PLA de alta masa molar éste se produce a partir de los monómeros enantioméricos (D y L) por policondensación. En este primer paso el agua se elimina del proceso bajo condiciones suaves (y sin el uso de un disolvente) para producir un prepolímero de baja masa molar Posteriormente este prepolímero es catalíticamente depolimerizado en un dímero cíclico intermedio (lactida) que es posteriormente purificado mediante destilación (Vink. E, et, al, 2003) el cual puede ser polimerizado mediante ROP en PLA de alta masa molar, este mecanismo no genera agua adicional y, por lo tanto, mediante el control de la pureza de lactida, permite la producción de una amplia gama de pesos moleculares.

De esta manera, se elimina el uso costoso y contaminante de disolventes. Cuando el dímero es sintetizado a partir de una mezcla racémica de ácido láctico rac-lactida, se

pueden obtener los tres estereoisómeros D-lactida, L-lactida (ambos con una temperatura de fusión de 97 °C) y meso-lactida (D, L-lactida) (con una temperatura de fusión de 52 °C) Como se puede ver en la Figura 2.12 (Arrieta 2014).

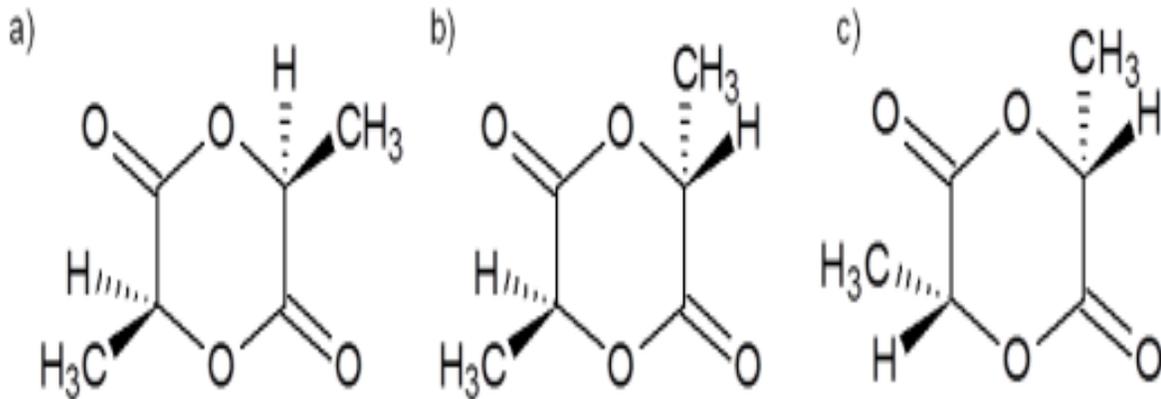


Figura 2.12. Estructura química de los estereoisómeros de lactida: a) L,L-lactida, b) D,L-lactida (meso-lactida) y c) D,D-lactida.(Arrieta 2014)

La polimerización por apertura de anillo, patentada por Cargill Inc. en 1992 es el método más frecuentemente utilizado para producir PLA.

La presencia de humedad durante el procesado puede provocar la hidrólisis de las cadenas poliméricas, reduciendo la masa molar del polímero. Para evitar esta degradación el PLA debe ser secado antes de ser procesado a temperaturas inferiores a la temperatura de transición vítrea (T_g), la cual se encuentra entre 43 °C y 55 °C. Por lo tanto, algunos parámetros del proceso como son la ausencia de humedad, la temperatura de trabajo y el tiempo de residencia deben ser optimizados y rigurosamente controlados durante el procesado y conformado del materia (Martucci, J, et al, 2009).

La temperatura de procesado es función del tipo de polímero. Así, para el PLA amorfo la temperatura mínima de procesado la marca el valor de su T_g, aproximadamente 58°C (Jamshidian M, 2010)

El ácido láctico tiene un carbono asimétrico lo cual da lugar a actividad óptica. Existen dos isómeros ópticos el D (+) láctico y el L (+) láctico y una forma racemica constituida por fracciones equimolares de las formas L (+) y D(-) (Serna 2005), ver Figura 2.13.

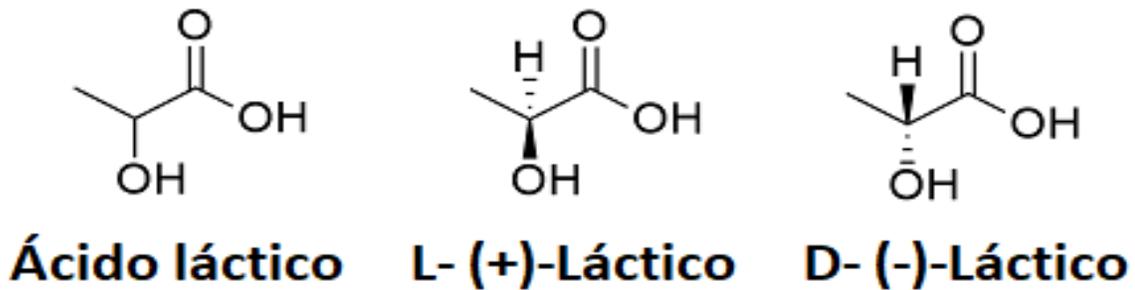


Figura 2.13. Estructura química de los estereoisómeros de lactida: a) L, L-lactida, b) D, L-lactida (meso-lactida) y c) D, D-lactida (Auras, 2004).

El ácido láctico puede ser obtenido por vía química o biotecnológica. La producción química, está basada en la reacción de acetaldehído con ácido cianhídrico (HCN) para dar lactonitrilo, el cual puede ser hidrolizado a ácido láctico; otro tipo de reacción se basa en la reacción a alta presión de acetaldehído con monóxido de carbono y agua en presencia de ácido sulfúrico como catalizador. Es utilizado por la industria alimentaria como conservante. (Auras R, et al 2005).

La molécula está clasificada como ácido alfa-hidroxi debido a que tiene un grupo hidroxilo (-OH) y un grupo carboxílico (-COOH) unidos al mismo átomo de carbono. Este carbono central es quiral y los otros 2 grupos sustitutos son un átomo de hidrógeno y un grupo metilo (-CH₃), por lo que hay dos posibles estructuras: el ácido L- (+)-Láctico y el ácido D- (-)-Láctico, podemos observar la estructura química del ácido láctico en la Figura 2.14.

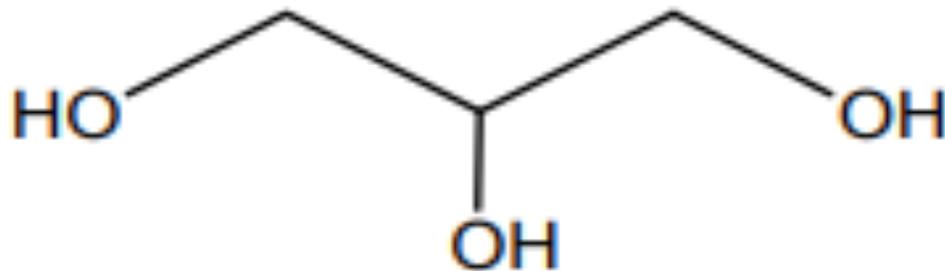


Figura 2.14. Estructura química del ácido láctico (Tester, 2004).

2.7. Glicerol

El glicerol ($C_3H_8O_3$), denominado también, 1,2,3-trihidroxipropano o 1,2,3-propanotriol, es un polialcohol, un alcohol que posee tres grupos hidroxilos (-OH) y que es conocido comercialmente como glicerina. Se trata de un compuesto líquido a temperatura ambiente, viscoso (1,5 Pa), incoloro, inodoro y ligeramente dulce.

La presencia de los tres grupos hidroxilo le hace ser higroscópico, fácilmente soluble en agua y alcoholes, ligeramente soluble en disolventes orgánicos como éteres y dioxanos, e insoluble en hidrocarburos. El primer uso conocido del glicerol como reactivo data de 1866, en la síntesis del nitroglicerol, componente básico de la nitroglicerina, conociéndose en la actualidad más de 1500 aplicaciones, bien como materia prima o como aditivo. El glicerol se utiliza en preparados médicos y farmacéuticos y en cosmética, principalmente como un medio para mejorar su suavidad, proporcionando lubricación. Debido a que es una sustancia higroscópica, se emplea como humectante, lo que permite elaborar preparaciones que tengan que mantenerse húmedas, así como plastificante en la obtención de biopolímeros, en la elaboración de jabones (Lafuente, A, 2017).

El glicerol se encuentra formando parte de los aceites y grasas vegetales y animales como, mono, di o triacilglicéridos (glicerol y una, dos o tres moléculas de ácidos grasos saturados o insaturados, respectivamente) y también de los fosfolípidos, concretamente de los fosfoglicéridos o fosfoacilgliceroles (glicerol, ácidos grasos y grupo fosfato) integrantes de la membrana celular de animales y vegetales.

El glicerol es una molécula altamente flexible, capaz de formar enlaces de hidrógeno intra e intermoleculares. El glicerol no tiene ningún carbono asimétrico, no presenta estereoisomería, pero es una molécula proquiral, ya que si se esterifican los grupos -OH de los C-1 y C-3 con sustituyentes diferentes, el C-2 pasa a ser un carbono asimétrico. Esto ocurre por ejemplo en los acilgliceroles o acilglicéridos, obtenidos por condensación de ácidos grasos y glicerol.

2.8. Espectrometría infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

La espectroscopia infrarroja de transformada de Fourier (FT-IR corto) es una de las técnicas que se utilizan hoy en día para medir la intensidad de la radiación infrarroja en función de la frecuencia o la longitud de onda. Se fundamenta en la absorción de

la radiación IR por las moléculas en vibración. Una molécula absorberá la energía de un haz de luz infrarroja cuando dicha energía incidente sea igual a la necesaria para que se dé una transición vibracional de la molécula. Es decir, la molécula comienza a vibrar de una determinada manera gracias a la energía que se le suministra mediante luz infrarroja (Piqué, 2012).

El descubrimiento de la radiación IR fue hecho por Sir William Hershel en 1800 cuando midió el calentamiento. Efecto de la luz solar mediante el uso de termómetros de mercurio con bombillas ennegrecidas. Hershel quería saber cuánto, el calor pasaba a través de los diferentes filtros de colores que usaba para observar la luz del sol. Descubrió que la temperatura aumentó de violeta a rojo y es por eso que decidió medir la temperatura en la región justo más allá del filtro rojo, donde no se veía la luz solar. Más tarde, ante su sorpresa, descubrió que esta región tuvo la temperatura más alta de todos los colores. Este hecho lleva a la conclusión de que las moléculas dentro este termómetro absorben la luz IR más que cualquier otro color del espectro que midió (Portelo, 2008).

La mayoría de los instrumentos de IR utilizados durante la década de 1970 se basaron en prismas o monocromadores de rejilla. Un avance importante en la espectroscopia IR fue la introducción de espectrómetros FT-IR que utilizaron un instrumento llamado interferómetro. El cual podría convertirse a un espectro mediante una operación matemática desarrollada por el Matemático francés Fourier en la década de 1820. La combinación de estos descubrimientos llevó al desarrollo de toda una nueva tecnología para medir y calcular el espectro IR que se utilizó en los espectrómetros FT-IR (Ávila,2014).

A pesar de las ventajas de FT-IR sobre los instrumentos dispersivos, tales como: recopilación de datos a alta velocidad, mayor resolución, límites de detección más bajos y mayor rendimiento de energía, la aceptación de la espectroscopia FT-IR fue frenado por la complejidad del cálculo requerido para transformar los datos medidos en un espectro. Con el descubrimiento del algoritmo de la Transformada Rápida de Fourier por James Cooley y John Tukey (1964), el momento para el cálculo del espectro se redujo de horas a unos pocos segundos.

Hoy en día hay una gran cantidad de espectrómetros FT-IR comerciales en el mercado que se utilizan para diferentes aplicaciones de espectroscopia FT-IR, como: análisis

cuantitativo de mezclas complejas en estado líquido, sólido o gaseoso; determinando la calidad de una muestra; espectroscopia biológica y biomédica, entre otras.

La espectroscopia de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR) muestra las propiedades vibracionales de los aminoácidos y cofactores, que son sensibles a los cambios estructurales diminutos nos permite probar directamente las propiedades vibratorias de casi todos los cofactores, cadenas laterales de aminoácidos y moléculas de agua (Mondragón, 2017).

Por otro lado, podemos usar la espectroscopia de diferencia FTIR inducida por la reacción para seleccionar las vibraciones correspondientes a los grupos químicos individuales involucrados en una reacción específica. Se utilizan varias estrategias para identificar las características estructurales específicas del grupo químico o moléculas de interés en los espectros de diferencia de FTIR inducidos por la reacción. Resultantes nos permiten interpretar las frecuencias de IR en términos de características estructurales específicas del grupo químico o molécula de interés.

Una vez que se ha registrado un espectro infrarrojo, la siguiente etapa de esta técnica experimental es la interpretación. Afortunadamente, la interpretación del espectro se simplifica por el hecho de que las bandas que aparecen generalmente pueden asignarse a de forma particular a una molécula, lo que produce lo que se conoce como frecuencias grupales (Berthomieu, 2009).

2.8.1. Frecuencias de grupo

Región de infrarrojo medio: El espectro del infrarrojo medio ($4000 - 400 \text{ cm}^{-1}$) se puede dividir aproximadamente en cuatro regiones y la naturaleza de una frecuencia de grupo generalmente puede determinarse por la región en la que se encuentra. Las regiones se generalizan como sigue: la región de estiramiento X – H ($4000 - 2500 \text{ cm}^{-1}$), la región de triple enlace ($2500 - 2000 \text{ cm}^{-1}$), la región de doble enlace ($2000 - 1500 \text{ cm}^{-1}$) y la región de la huella digital ($1500 - 600 \text{ cm}^{-1}$) (Serrano, 2012).

Las vibraciones fundamentales en la región $4000 - 2500 \text{ cm}^{-1}$ son generalmente de estiramiento O – H, C – H y N – H. El estiramiento O – H produce una banda ancha que se encuentra en el rango de $3700 - 3600 \text{ cm}^{-1}$. En comparación, el estiramiento N

– H generalmente se observa entre 3400 y 3300 cm^{-1} . Esta absorción es generalmente mucho mayor que el estiramiento O – H y, por lo tanto, puede diferenciarse.

Las bandas de estiramiento C – H de los compuestos alifáticos se encuentran en el rango de $3000 - 2850\text{ cm}^{-1}$. Si el enlace C – H es adyacente a un doble enlace o anillo aromático, el número de alabes C – H aumenta y absorbe entre 3100 y 3000 cm^{-1} . Las absorciones de estiramiento de enlace caen en la región de $2500 - 2000\text{ cm}^{-1}$ debido a las constantes de fuerza alta de los enlaces. Los enlaces $\text{C}\equiv\text{C}$ absorben entre 2300 y 2050 cm^{-1} , mientras que el grupo nitrilo ($\text{C}\equiv\text{N}$) ocurre entre 2300 y 2200 cm^{-1} . Estos grupos pueden distinguirse debido a que el estiramiento $\text{C}\equiv\text{C}$ normalmente es muy débil, mientras que el estiramiento $\text{C}\equiv\text{N}$ Es de intensidad media.

Estas son las absorciones más comunes en esta región, pero puede encontrarse con algunas absorciones de estiramiento X-H, donde X es un átomo más masivo como el fósforo o el silicio. Estas absorciones ocurren generalmente cerca de 2400 y 2200 cm^{-1} , respectivamente. Las bandas principales en la región $2000 - 1500\text{ cm}^{-1}$ se deben a la extensión de $\text{C} = \text{C}$ y $\text{C} = \text{O}$

El estiramiento de carbonilo es una de las absorciones más fáciles de reconocer en un espectro infrarrojo. Por lo general, es la banda más intensa en el espectro, y dependiendo del tipo de enlace $\text{C} = \text{O}$, se produce en la región de $1830 - 1650\text{ cm}^{-1}$. También se debe tener en cuenta que los carbonilos metálicos pueden absorber más de 2000 cm^{-1} . y ocurre alrededor de 1650 cm^{-1} , pero esta banda a menudo está ausente por razones de simetría o momento dipolar. El estiramiento $\text{C} = \text{N}$ también se produce en esta región y generalmente es más fuerte. Hasta ahora se ha asumido que cada banda en un espectro infrarrojo puede ser asignada a una deformación particular de la molécula, el movimiento de un grupo de átomos o la flexión o estiramiento de un vínculo particular. Esto es posible para muchas bandas, particularmente las vibraciones de estiramiento de enlaces múltiples que se "comportan bien".

Sin embargo, muchas vibraciones no se comportan tan bien y pueden variar en cientos de números, incluso para moléculas similares. Esta aplicación se aplica a la mayoría de las vibraciones de flexión y esqueléticas, que se absorben en la región de $1500 - 650\text{ cm}^{-1}$, por lo que los pequeños efectos estéricos o electrónicos en la molécula producen grandes desplazamientos.

Un espectro de una molécula puede tener cien o más bandas de absorción presentes, pero no es necesario asignar la gran mayoría. El espectro puede ser considerado como una "huella digital" de la molécula, por lo que esta región se conoce como la región de la huella digital.

Región del infrarrojo cercano.

Las absorciones observadas en la región del infrarrojo cercano ($13\ 000 - 4000\text{ cm}^{-1}$) son una mezcla de las bandas de estiramiento fundamentales que ocurren en la región de $3000 - 1700\text{ cm}^{-1}$. Las bandas involucradas generalmente se deben a estiramientos C – H, N – H, O – H. Las bandas resultantes en el infrarrojo cercano son generalmente débiles en intensidad y la intensidad generalmente disminuye en un factor de 10 de un matiz a otro. Las bandas en el infrarrojo cercano a menudo se superponen, lo que las hace menos útiles que la región del infrarrojo medio para el análisis cualitativo. Sin embargo, existen diferencias importantes entre las posiciones del infrarrojo cercano de los diferentes grupos funcionales y estas diferencias a menudo se pueden explotar para el análisis cuantitativo.

La región de infrarrojo lejano se define como la región entre 400 y 100 cm^{-1} . Esta región es más limitada que el infrarrojo medio para correlaciones de espectros y estructuras, pero proporciona información sobre las vibraciones de las moléculas. Contiene átomos pesados, vibraciones de esqueleto molecular, torsiones moleculares y vibraciones de cristales. Los modos de estiramiento intramolecular que involucran átomos pesados pueden ser útiles para caracterizar compuestos que contienen átomos de halógeno, compuestos organometálicos y compuestos inorgánicos.

Los modos de flexión esquelética que involucran una molécula interna se producen en el infrarrojo lejano para las moléculas que contienen átomos más pesados, ya que los modos de flexión generalmente no son más de la mitad del número de onda del modo de estiramiento correspondiente. Los modos de torsión surgen porque la rotación sobre los enlaces simples no es "libre". Como resultado, cuando ciertos grupos pequeños están vinculados a un grupo grande, se someten a una moción con respecto al grupo de "ancla" más pesado. Las vibraciones de la red cristalina están asociadas con el movimiento de todas las cadenas moleculares entre sí en sólidos cristalinos.

Identificación.

Existen algunas reglas generales que se pueden usar cuando se utiliza un espectro de infrarrojo medio para la determinación de una estructura molecular. La siguiente es una estrategia sugerida para la interpretación del espectro:

1. Observe primero el extremo de alto número de onda del espectro ($> 1500 \text{ cm}^{-1}$) y concéntrese inicialmente en las bandas principales.
2. Para cada banda, haga una "lista corta" de las posibilidades utilizando un gráfico de correlación.
3. Utilice el extremo inferior del espectro para la confirmación o la elaboración de posibles elementos estructurales.
4. No espere poder asignar cada banda en el espectro.
5. Mantenga la "verificación cruzada" siempre que sea posible. Por ejemplo, un aldehído debe absorberse cerca de 1730 cm^{-1} y en la región $2900 - 2700 \text{ cm}^{-1}$.
6. Aproveche la evidencia negativa y la evidencia positiva. Por ejemplo, si no hay una banda en la región de $1850 - 1600 \text{ cm}^{-1}$, es muy poco probable que haya un grupo carbonilo.
7. Las intensidades de la banda se deben tratar con cierta precaución. Bajo ciertas circunstancias, pueden variar considerablemente para el mismo grupo.
8. Tenga cuidado cuando use pequeños cambios de número de onda. Estos pueden ser influenciados por si el espectro se ejecutó como un sólido o líquido, o en solución, si se trata de una solución, algunas bandas son muy "sensibles a los solventes".
9. Si es posible, no olvide restar las bandas de solvente, ya que podrían confundirse con las bandas de la muestra.

2.8.2. Enlace de hidrógeno

La presencia de enlaces de hidrógeno es de gran importancia en un rango de moléculas. Por ejemplo, la actividad biológica del ácido desoxirribonucleico (ADN) se basa en este tipo de enlace. El enlace de hidrógeno se define como la atracción que

Se produce entre un átomo altamente electronegativo que lleva un par de electrones no enlazados (como flúor, oxígeno o nitrógeno) y un átomo de hidrógeno, unido a un átomo poco electronegativo. Un ejemplo de este tipo de enlace se ilustra mediante las interacciones entre las moléculas de agua como se puede ver en la Figura 2.15.

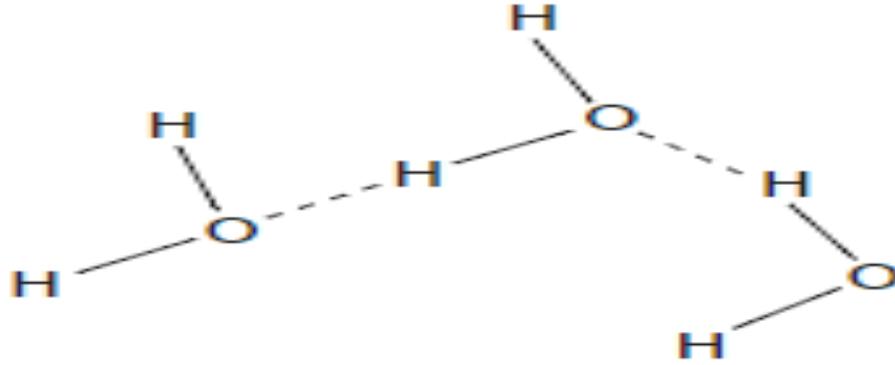


Figura 2.15. Enlace de hidrógeno de las moléculas de agua (Stuart, 2004).

Este es un ejemplo de enlace de hidrógeno molecular. También es posible que se forme un enlace de hidrógeno entre grupos apropiados dentro de una molécula. Esto se conoce como enlace hidrogenado molecular y se ilustra mediante las estructuras de proteínas como se muestra en la Figura 2.16.

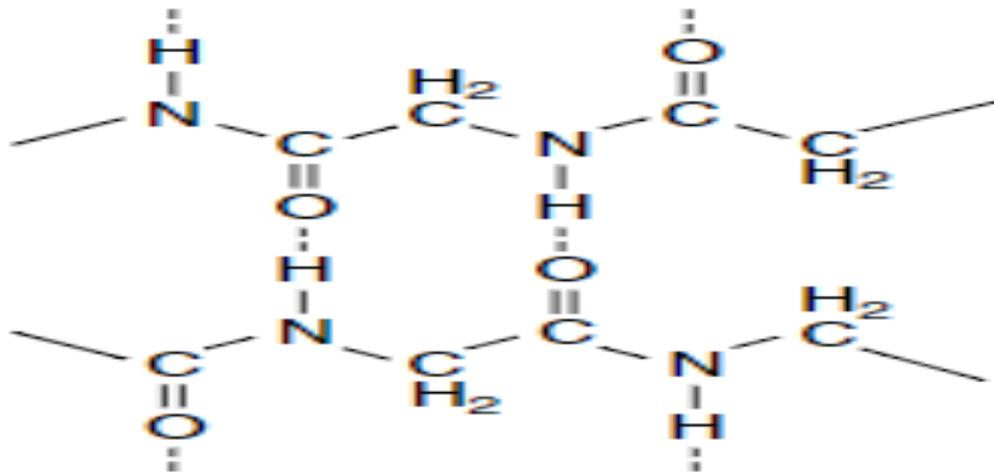


Figura 2.16. Enlace intramolecular de hidrógeno en una proteína (Stuart, 2004).

La unión de hidrógeno es un efecto muy importante en la espectroscopia infrarroja. Este vínculo influye en la rigidez del enlace y, por lo tanto, altera la frecuencia de vibración. Por ejemplo, para un enlace de hidrógeno en un alcohol, la vibración de estiramiento O – H en un dímero con enlace de hidrógeno se observa en el rango de 3500 a 2500 cm^{-1} , en lugar del habitual 3700 - 3600 cm^{-1} como se puede ver en la Figura 2.17.

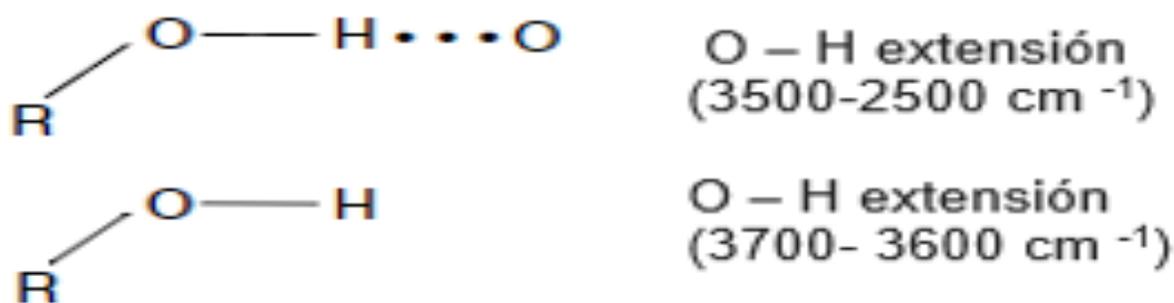


Figura 2.17. Efecto de los enlaces de hidrógeno en una vibración de estiramiento O – H
(Stuart, 2004)

Manipulación del espectro.

Hay una serie de técnicas disponibles para los usuarios de espectrómetros infrarrojos que ayudan tanto con la interpretación cualitativa como cuantitativa de los espectros.

Corrección de línea de base: Es usual en la espectroscopia infrarroja cuantitativa usar una línea de base que une los puntos de absorbancia más baja en un pico, preferiblemente en partes reproduciblemente planas de la línea de absorción. Luego se usa la diferencia de absorbancia entre la línea de base y la parte superior de la banda. Un ejemplo de una construcción de línea de base se muestra en la Figura 2.18.

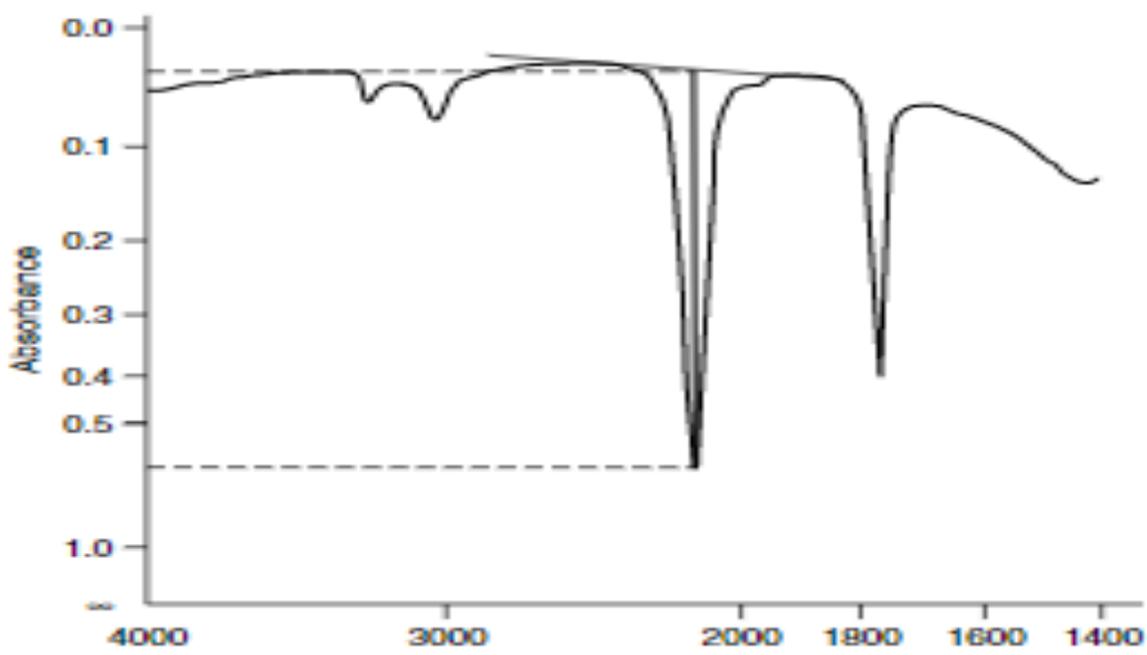


Figura 2.18. Ejemplo de una corrección de línea de base (Stuart, 1996).

2.8.3. Estudio general de las vibraciones moleculares

Grados moleculares de libertad.

Los átomos dentro de una molécula están restringidos por los enlaces moleculares para moverse juntos de una cierta manera específica, llamada Grados de libertad que pueden ser: electrónicos, traslacionales, rotacionales y vibracionales. En movimiento electrónico, Los electrones cambian los niveles de energía o las direcciones de los espines. El movimiento de traslación se caracteriza por un cambio de una Molécula entera a una nueva posición. (Stuart, 1996).

El movimiento de rotación se describe como una rotación de la molécula alrededor de su centro de masa. Cuando los átomos individuales dentro de una molécula cambian su posición relativa, entonces decimos que la molécula vibra. Si tenemos una molécula no lineal que consta de N átomos, debemos especificar las coordenadas $3N$ que correspondan a sus ubicaciones. Tres de ellos se pueden usar para especificar el centro de masa de la molécula, dejando $3N-3$ Coordenadas para la ubicación de los átomos en relación con el centro de masa. (Stuart, 1996).

Para determinar la orientación de la molécula necesitamos especificar tres ángulos (si la molécula es lineal, solo dos ángulos son suficientes), por lo que se deja $3N-6$ Coordenadas que, cuando varían, no cambian la ubicación del centro de la masa ni la orientación de la molécula. Estas coordenadas $3N-6$ corresponden a diferentes grados de libertad de vibración de la molécula que puede ir desde el simple movimiento acoplado de los dos átomos de una molécula diatómica hasta el mucho más complejo movimiento de cada átomo en una gran molécula poli funcional.

Cuando una molécula está expuesta a una radiación de amplio espectro, algunas partes distintas de ella son absorbidas por la molécula. Las longitudes de onda absorbidas son las que coinciden con las transiciones entre los diferentes niveles de energía correspondientes a grados de libertad de esa molécula. (Stuart, 2004)

Las transiciones vibracionales son las transiciones más importantes para la espectroscopia IR porque la radiación IR es demasiado bajo para afectar a los electrones dentro de los átomos individuales y demasiado poderoso para la rotación y la traslación transiciones. (Stuart, 2004)

2.8.4. Espectro de absorción de infrarrojos

Debe haber un cambio en el momento dipolar de la molécula vibrante para que se produzca la absorción de IR. Para una molécula diatómica, esto significa que la molécula debe tener un momento dipolar. El momento dipolar de La molécula diatómica no cargada deriva de las cargas parciales de los átomos que pueden ser aproximadas por comparación de electronegatividades de los átomos.

Las moléculas diatómicas homonucleares, es decir, las moléculas se construyen a partir de un par de átomos idénticos, como: O₂, H₂, N₂, etc. no tienen momento dipolar y, por lo tanto, no pueden absorber la radiación IR. Las moléculas diatómicas heteronucleares, tales como: CO, HCl, NO, etc. tienen un momento dipolar permanente. El cambio de la distancia interatómica causada por la vibración resulta en un cambio del momento dipolar de la molécula que Permite la absorción de un fotón IR. Si la frecuencia del fotón IR coincide con la frecuencia de vibración del Molécula, entonces el fotón será absorbido, lo que resultará en un cambio en la frecuencia vibratoria de la molécula. (Stuart, 2004)

En general, las moléculas consisten en múltiples grupos de átomos en lugar de solo un par de dos átomos. Cada uno de estos grupos e los átomos tiene sus propias transiciones vibracionales y tiene influencia sobre la energía de las transiciones vibratorias de otros grupos atómicos que forman parte de la molécula.

El espectro infrarrojo de una muestra se registra con un espectrómetro que examina la luz transmitida de un haz infrarrojo que se utiliza para iluminar la muestra. Cada molécula en la muestra absorbe fotones de ciertas energías, características de esa molécula que luego se revelan en el espectro IR como un bien definido y bandas de absorción reproducibles. (Stuart, 2004)

2.8.5. Interpretación de los espectros: frecuencias de grupo

Una vez que se registra el espectro, sigue la etapa crucial de interpretación del mismo. Por suerte ésta se simplifica, debido a que las bandas se pueden asignar a partes concretas de la molécula que producen lo que se llama *frecuencias de grupo*: independientemente de a qué esté unido, un grupo funcional absorbe radiación (genera una banda de IR) en un intervalo concreto de frecuencias.

Así, las frecuencias de grupo permiten establecer si está presente o ausente en la muestra un grupo funcional dado. Se ha ido acumulando información sobre la gama de frecuencias a la que pueden esperarse que absorban los distintos grupos funcionales, y se presenta en gráficas de correlación. Se han creado también bases de datos espectrales que facilitan la búsqueda y comparación, en ocasiones incluidas en el software de algunos aparatos. (Stuart, 2004)

2.8.6. Regiones espectrales importantes en el IR

El IR medio suele estudiarse en cuatro zonas:

1. Región de vibración de extensión X-H ($4000-2500\text{ cm}^{-1}$)

Esta absorción corresponde a la extensión de enlaces con hidrógeno (alcoholes, aminas y enlaces C-H), y no se ve muy afectada por el resto de la molécula por lo que las bandas son bastante constantes en esa zona.

Las vibraciones de *stretching* C-H de los grupos metilo y metileno son las más características a la hora de identificar un compuesto como orgánico conteniendo al menos un centro alifático, y aparecen entre $3000-2850\text{ cm}^{-1}$.

El O-H *stretching* produce una banda ancha en el rango $3700-3600\text{ cm}^{-1}$, que probablemente es una de las más dominantes y características entre las absorciones de grupos funcionales. Si hay enlace por puente de hidrógeno (muy frecuente, aunque en distinta extensión) se produce un ensanchamiento de las bandas y una ligera disminución en la frecuencia de absorción. La distinción entre alcoholes primarios, secundarios y terciarios se hace con la ayuda de las bandas C-O-*stretching* y O-H *bending*. (Stuart, 2004)

El N-H *stretching* se suele observar entre 3400 y 3300 cm^{-1} y generalmente es una absorción más aguda que la O-H. Los compuestos con el grupo NH_2 presentan una estructura doblete mientras que las aminas secundarias tienen una única banda aguda. (Stuart, 2004)

2. Región del triple enlace ($2500-2000\text{ cm}^{-1}$)

En esta región absorbe un número muy limitado de compuestos, de modo que su presencia se hace fácilmente evidente ($-\text{C}\equiv\text{N}$, $\text{C}\equiv\text{O}$, $-\text{C}\equiv\text{C}-$, $-\text{N}^+\equiv\text{C}^-$). Mientras que el

$\text{-C}\equiv\text{C-}$ *stretching* se presenta como una banda muy débil, las demás son de intensidad media. (Stuart, 2004)

3. Región del doble enlace ($2000\text{-}1550\text{ cm}^{-1}$)

Las bandas principales se deben al grupo carbonilo $\text{C}=\text{O}$ ($1830\text{-}1650\text{ cm}^{-1}$) y al doble enlace $\text{C}=\text{C}$, siendo la primera mucho más intensa que la segunda y una de las más fáciles de reconocer en el espectro. Otras bandas en esta zona son la $\text{C}=\text{N}$ y la flexión de aminas y alcoholes. Una serie de bandas débiles de combinación entre 2000 y 1650 cm^{-1} suelen utilizarse para asignar el grado de sustitución en anillos bencénicos como se puede ver en la Figura 2.19.

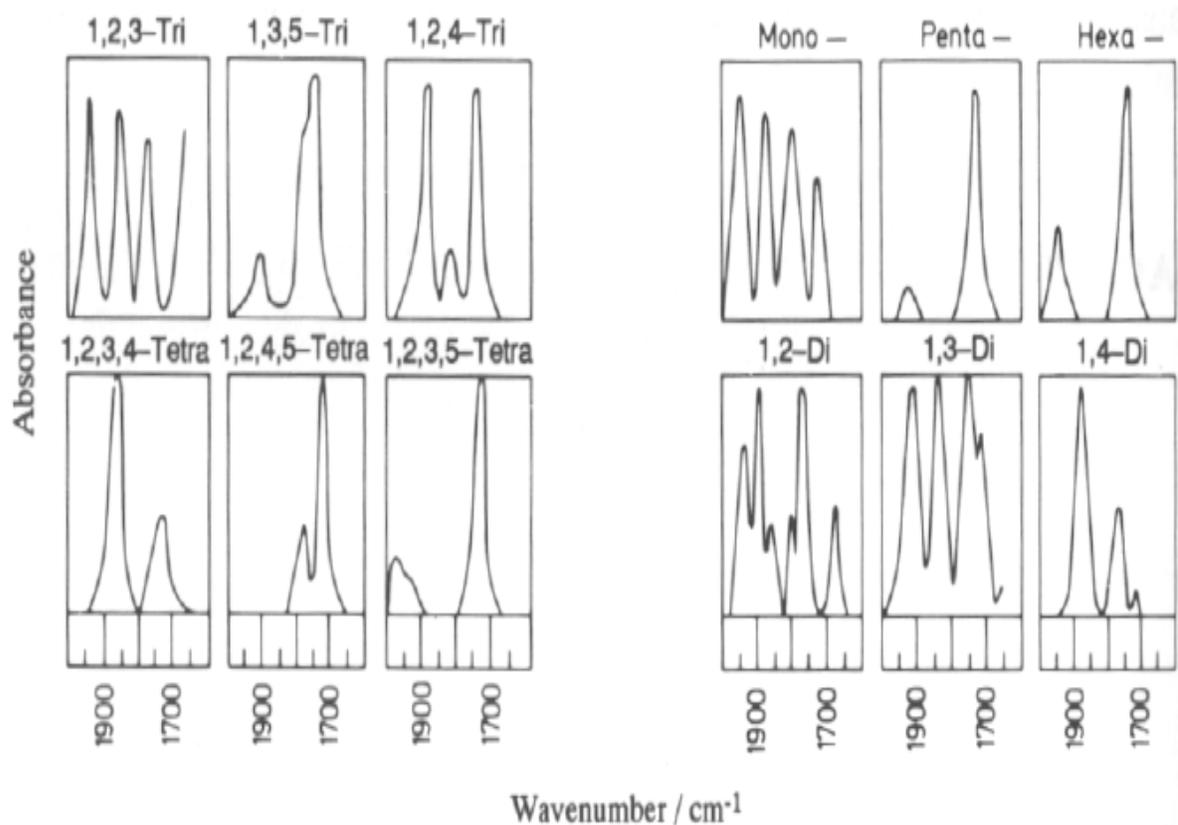


Figura 2.19. Serie de bandas débiles de combinación anillos bencénicos,(Stuart, 1996).

4. Región de huella dactilar ($1500\text{-}600\text{ cm}^{-1}$)

En esta región del espectro pequeñas diferencias en la estructura y la constitución de una molécula dan por resultado cambios importantes en la distribución de los picos de absorción. Como consecuencia, la correspondencia de dos espectros en esta región constituye una prueba de su identidad. Muchos enlaces sencillos absorben en esta región y se produce fuerte interacción entre enlaces vecinos. Debido a su

complejidad, es muy difícil interpretar de forma exacta el espectro en esta región (a diferencia de las anteriores), pero es esta complejidad y singularidad la que permite la utilidad de identificación como “huella dactilar”. (Stuart, 2004)

2.8.7. Aplicaciones del IR en análisis cualitativo

La identificación de grupos funcionales específicos, especialmente en moléculas orgánicas, es la aplicación principal de la espectroscopia IR, en tanto que permite la caracterización de sustancias desconocidas y el seguimiento de especies concretas. A continuación, se presentan las principales familias de compuestos en los que esta técnica ha encontrado aplicación cualitativa. (Stuart, 2004)

Compuestos orgánicos Una de las principales aplicaciones de la Espectroscopia IR es la identificación de compuestos orgánicos. Ya se han comentado las principales zonas del espectro que denotan la aparición de grupos funcionales. En las tablas de correlación se encuentra información exhaustiva para un gran número de grupos orgánicos. (Stuart, 2004)

Compuestos inorgánicos Los compuestos inorgánicos son estudiados habitualmente por IR. Reciben especial atención los compuestos de boro, silicio y fósforo.

Polímeros Esta técnica es un método habitual para la caracterización de polímeros, ofreciendo información sobre la estructura y composición del material. Así, se obtienen datos de isomería conformacional y configuracional, enlaces por puente de hidrógeno, orden en la cadena y cristalinidad.

Sistemas biológicos La comprensión de las relaciones entre la estructura y la función de los materiales biológicos es uno de los retos en la biología actual. La espectroscopia IR ha demostrado ser una herramienta poderosa en el estudio de moléculas biológicas, especialmente las proteínas y los lípidos. (Stuart, 2004)

2.8.8. Películas termoplásticas de plumas de pollo cianoetiladas.

Se desarrollaron películas termoplásticas a partir de plumas de pollo demostrando que las modificaciones químicas, como el injerto, pueden hacer que las plumas sean termoplásticas.

La eterificación proporciona una mejor termoplaticidad a los biopolímeros en comparación con modificaciones químicas como la acetilación el cual demostraron con un análisis de FTIR.

Análisis de espectro de infrarrojo de transformada de Fourier (FTIR).

Las muestras para espectroscopia FTIR de plumas de pollo sin modificar y cianoetiladas.

Las películas se colocaron en la celda FTIR a temperatura ambiente. Los espectros FTIR se registraron en un espectrómetro FTIR Nicolet NEXUS 670 (Thermo-Nicolet, Waltham, MA). Cada muestra se midió de 400 a 4000 cm^{-1} con una resolución de 4 cm^{-1} y se recolectaron 32 escaneos. Los espectros FTIR obtenidos se analizaron utilizando el software OMNIC (Thermo Electron Corp).

Mediciones FTIR.

La Figura 2.20 muestra los espectros FTIR de las plumas de pollo no modificadas y cianoetiladas. El pico de absorción atribuido al estiramiento de los grupos nitrilo en acrilonitrilo se observó a 2260 cm^{-1} para la pluma modificada, pero no se vio en la pluma no modificada, lo que confirma la cianoetilación. (Rahhali (2015).

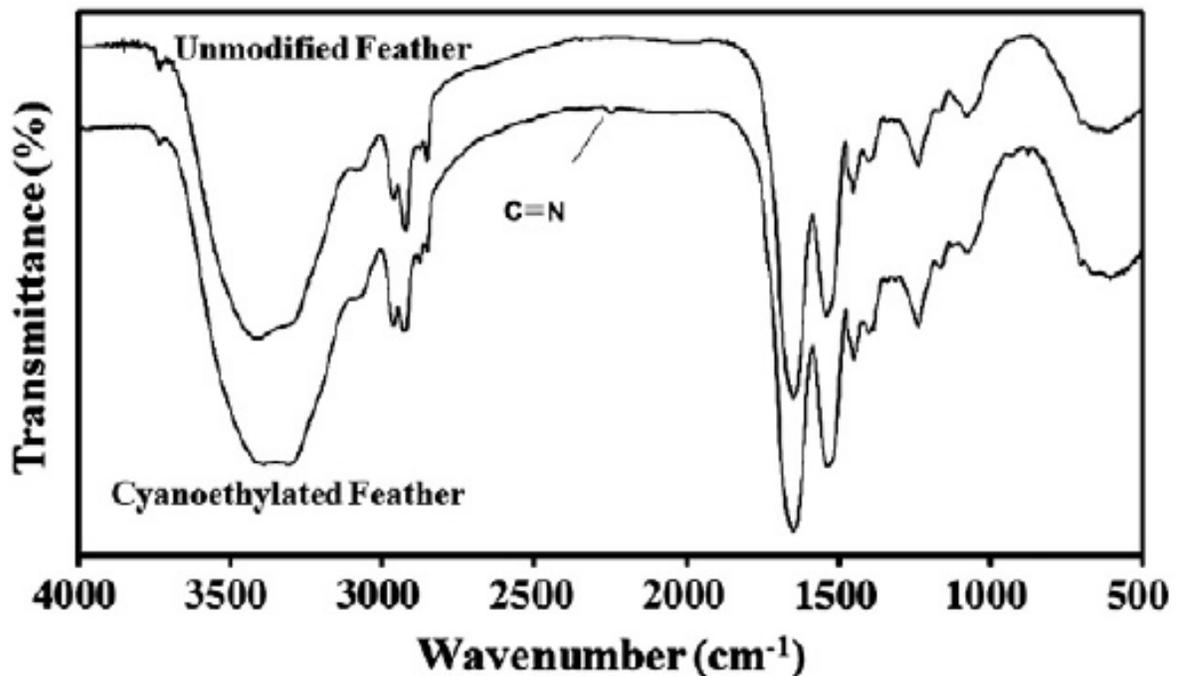


Figura 2.20. Espectros infrarrojos de plumas de pollo sin modificar y cianoetiladas.
(Rahhali 2015).

Espectro de RMN 1H de plumas de pollo sin modificar y cianoetiladas.

Los espectros 1H NMR de la pluma de pollo no modificada y cianoetilada se muestran en la Figura 2.21. En los espectros 1H NMR, las señales debidas a los protones de metileno cianoetilados ($-\text{CH}_2\text{CH}_2\text{CNN}$) 2.6–2.8 ppm están presentes en la Figura 20 en la pluma de pollo modificada. pero no se ven en la pluma de pollo sin modificar. La aparición del pico debido a los protones de metileno en el espectro de 1H RMN indicado cianoetilación (Rahhali 2015).

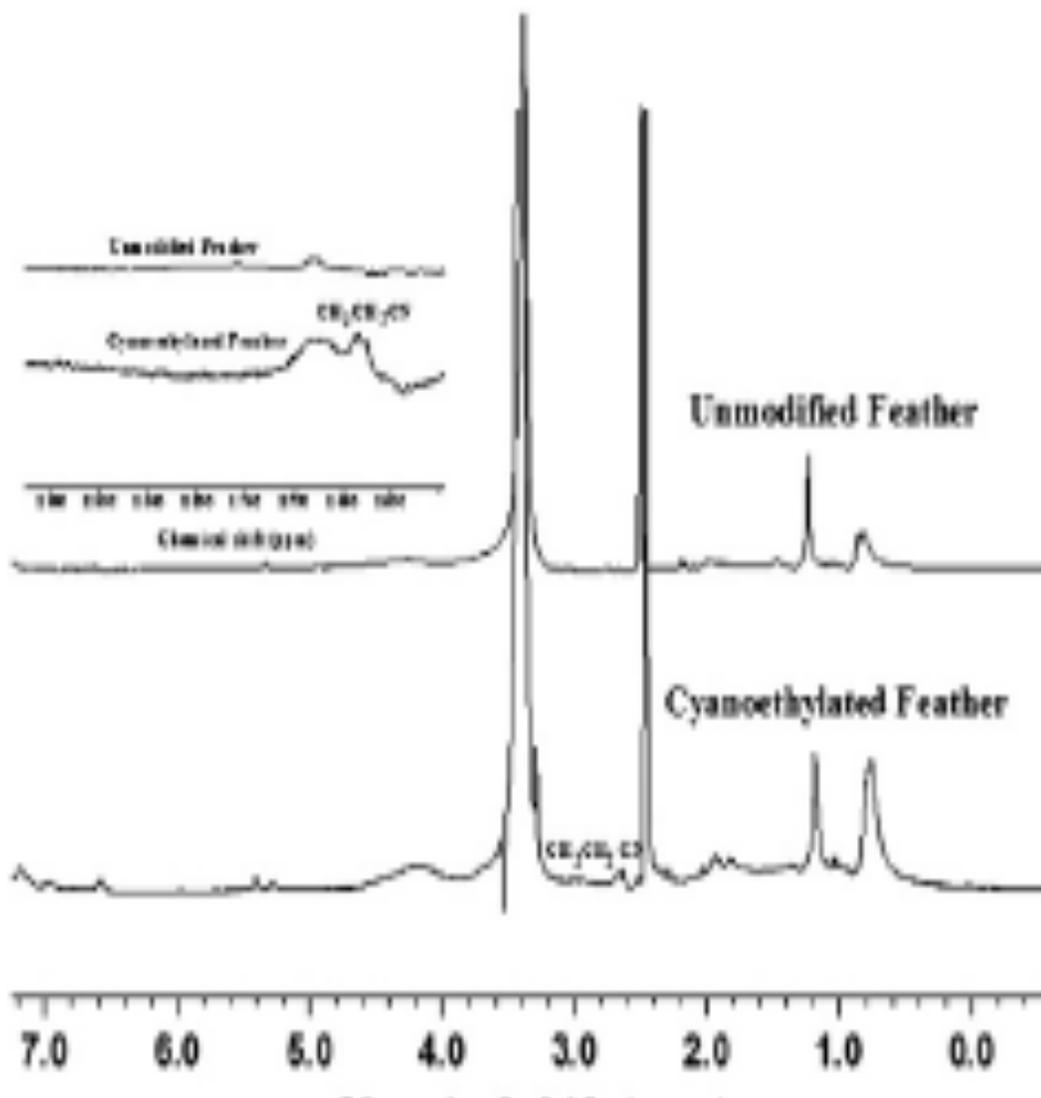


Figura 2.21. Espectro de 1H NMR de la pluma de pollo no modificada y cianoetilada. (Rahhali 2015).

2.8.9. Caracterización de materiales de apósito no tejidos recubiertos con polímero de queratina / polisacáridos mezclados con plumas de pollo.

Se desarrollaron tres tipos de apósitos para heridas no tejidos a partir de queratina de plumas de pollo (CFK-NW), alginato de queratina-sodio (CFK-SA-NW) y queratinchitosan (CFK-CS-NW) y se caracteriza utilizando FTIR y SEM. Las características físicas tales como la permeabilidad al aire, el espesor y los resultados de las pruebas de densidad de área revelaron la idoneidad de materiales fabricados para aplicaciones de vendajes. (Shanmugasundaram.2018).

Se utilizó la espectroscopia de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR) para confirmar la interacción del recubrimiento de polímero con fibras no tejidas. Los estudios fueron realizados para CFK-NW, CFK-SANW. y CFK-CS-NW. Se registró un espectro infrarrojo de 400 a 4000 cm^{-1} utilizando un espectrofotómetro NICOLET-6700. Los espectros FTIR de CFK-NW, CFK-SA-NW y CFK-CS-NW se muestran en la Figura 2.22. El material de recubrimiento CFK-NW muestra picos en 1643, 1528, 992 y 581 cm^{-1} y bandas de absorción en las longitudes de onda 3423, 3327, 1674, 1589, 1454 y 1137 cm^{-1} están relacionadas con el material CFK-SA-NW. Además, los picos en 3444, 2949, 1624, 1528, 1171 y 634 cm^{-1} fueron pertinentes al material CFK-CS-NW. Los picos característicos de la queratina de pluma encontrados en la región amida I 1700-1600 cm^{-1} a 1643 (CFK-NW), 1674 (CFK-SA-NW) y 1624 (CFK-CS-NW) se debieron a las vibraciones de estiramiento C = O de enlaces peptídicos. Los picos que se encuentran entre 1540 y 1520 cm^{-1} en la región amida II se deben a la vibración de estiramiento C-H y la flexión de N-H. Los picos de amida III, que caen en el rango de 1220-1300 cm^{-1} , se atribuyen al estiramiento C-N y a las vibraciones de flexión C = O. El pico que cae en el rango de 1635-1615 cm^{-1} y 1535-1520 cm^{-1} se atribuye a la estructura de la lámina β . El espectro de 992 cm^{-1} y 580 cm^{-1} indicó la característica de los enlaces CS y SS y las bandas entre 950 y 1200 cm^{-1} indicaron la característica del polímero de polisacárido (quitosano y alginato), que se deben a C- O y C - O - C, propiedades de estiramientos. Los picos en el rango de 1420-1500 cm^{-1} denotan la amida II de quitosano y en 1454 cm^{-1} se indica -COO- estiramiento simétrico de alginato (Shanmugasundaram.2018).

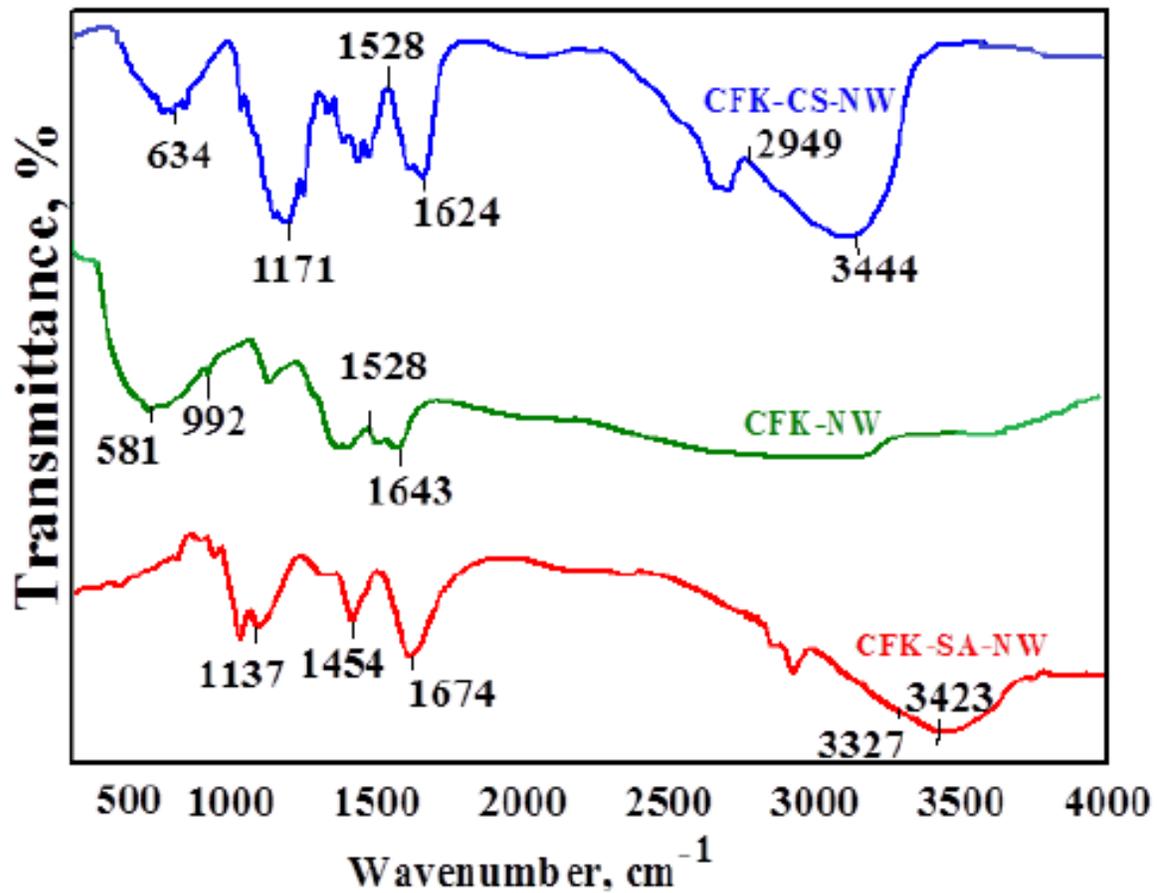


Figura 2.22.. Espectros FTIR de CFK-NW, CFK-CS-NW y CFK-SA-NW. (Shanmugasundaram. 2018)

2.8.10. Propiedades mecánicas. Resistencia de los polímeros.

Cuando se trata de polímeros la resistencia es una propiedad mecánica.

Un polímero tiene resistencia a la tracción si soporta cargas axiales que tienden a alargarlo. La resistencia a la tracción es importante para un material que va a ser estirado o a estar bajo tensión. Las fibras necesitan tener buena resistencia a la tracción (Wiley, 1991).

Luego está la resistencia a la compresión. Un polímero tendrá resistencia a la compresión si soporta cargas axiales que tienden a compactarlo.

La elongación es un tipo de deformación, que simplemente expresa el cambio en la forma que experimenta cualquier material bajo tensión. Cuando se habla de tensión, la muestra se deforma por alargamiento. Esto precisamente es la elongación.

Por lo general, se habla de porcentaje de elongación, que es el largo de la muestra después del alargamiento (L), dividido por el largo original (L_o), y multiplicado por 100.

$$L / L_0 \times 100 \% = \text{Elongación}$$

La elongación final es crucial para todo tipo de material, representa cuánto puede ser alargada una muestra antes de que se rompa. La elongación elástica es el porcentaje de elongación al que se puede llegar, sin una deformación permanente de la muestra; es decir, cuánto puede estirarse, logrando que ésta vuelva a su longitud original luego de suspender la tensión. Esto es importante si el material es un elastómero (Wiley, 1991).

Los elastómeros tienen que ser capaces de estirarse bastante y luego recuperar su longitud original.

Si se quiere conocer cuánto un material resiste la deformación, se mide algo llamado módulo. Para medir el módulo de tracción, se hace lo mismo que para medir la resistencia y la elongación final; esta vez se mide la resistencia ejercida sobre el material, tal como se procede con la resistencia a la tracción, incrementándose lentamente la tensión y midiendo la elongación que experimenta la muestra en cada nivel de tensión, hasta que finalmente se rompe. Luego, se grafica la tensión versus elongación, de este modo:

En el gráfico, la altura de la curva cuando la muestra se rompe, representa la resistencia a la tracción y la pendiente representa el módulo de tracción. Si la pendiente es pronunciada, la muestra tiene un alto módulo de tracción, lo cual significa que es resistente a la deformación, si es suave, la muestra posee bajo módulo de tracción y por tanto puede ser deformada con facilidad (Wiley 1991).

En la Figura 2.23, la altura de la curva cuando la muestra se rompe, representa la resistencia a la tracción y la pendiente representa el módulo de tracción. Si la pendiente es pronunciada, la muestra tiene un alto módulo de tracción, lo cual significa que es resistente a la deformación, si es suave, la muestra posee bajo módulo de tracción y por tanto puede ser deformada con facilidad (Wiley 1991).

Hódulo de tracción

Curva tensión - deformación



Figura 2.23. Tensión contra elongación. (Wiley,2002)

El gráfico de tensión versus alargamiento puede darnos otra valiosa información ver Figura 2.24. Si se mide el área bajo la curva tensión-alargamiento, coloreada de rojo en la figura de abajo, el número que se obtiene es algo llamado tenacidad.



Figura 2.24. Gráfico de tenacidad. (Wiley, 2002)

La tenacidad es en realidad, una medida de la energía que una muestra puede absorber antes de que se rompa. Si la altura del triángulo del gráfico es la resistencia y la base de ese triángulo es el alargamiento, entonces el área es proporcional a resistencia por alargamiento (Wiley, 1991).

Lo importante es saber que justamente, dado que un material es resistente, no necesariamente tiene que ser tenaz. Esta situación se ilustra mejor gráficamente.

La curva en azul (1) representa la relación tensión-elongación de una muestra que es resistente, pero no tenaz. Como puede verse, debe emplearse mucha fuerza para romperla, pero no mucha energía, debido a que el área bajo la curva es pequeña. Asimismo, esta muestra no se estirará demasiado antes de romperse. Los materiales de este tipo, que son resistentes, pero no se deforman demasiado antes de la ruptura, se denominan frágiles.

Por otra parte, la curva en rojo (2) representa la relación tensión-elongación para una muestra que es tenaz y resistente. Este material no es tan resistente como el de la curva en azul (1), pero su área bajo la curva es mucho mayor, por lo tanto puede absorber mucha más energía. La deformación permite que la muestra pueda disipar energía. Si una muestra no puede deformarse, la energía no será disipada y por lo tanto se romperá (Wiley, 1991), todo lo anterior se puede apreciar en la Figura 2.25.



Figura 2.25. Comportamiento mecánico de varios tipos de polímeros. (Wiley, 2002)

Ensayos de tracción.

Los ensayos de tracción son una medida de la respuesta de un material ante una fuerza que tiende a estirarlo. De estos ensayos se suele obtener información sobre la resistencia a la tracción, elongación y módulo (Crawford, 1998).

CAPITULO 3

METODOLOGÍA

3.1. Equipo

Considerando los criterios normativos que aseguren la obtención de resultados confiables y aplicando los principios básicos de bioseguridad SENASICA 2014, ya que el peligro al que está expuesto el personal que se vea involucrado durante todo el proceso de manipulación de muestras biológicas es alto por desconocimiento o descuido por lo que se debe considerar vigilancia, hacen necesario que se actualicen normas y procedimientos estandarizados para que el manejo de las muestras y procesamiento establezcan coherencia, validez y continuidad a los procesos y resultados. Una buena muestra es la base para un buen análisis o procedimiento que se quiera realizar para obtener un resultado confiable, de ahí la importancia de los cuidados que se deben tener para la toma y manipulación de las muestras. Se entiende que una buena muestra debe ser representativa, adecuada al procedimiento a ejecutar, contar con el número y tamaño de muestras que permita alcanzar resultados confiables, condiciones apropiadas y material de recogida, condiciones de conservación y de envío, así como la correcta identificación de las mismas, deberán portar los siguientes implementos dentro de los establecimientos: Botas, Ropa limpia, bata, Guantes, Cuchillos, Guantes Cubre bocas por el (MANUAL DE TOMA Y ENVIO DE MUESTRAS EN BUSCA DE RESIDUOS TOXICOS EN MATERIA PRIMA PARA ESTABLECIMIENTOS TIF).

3.2. Materiales necesarios para la toma y envío de muestras.

Bolsas herméticas introducir la muestra, para Cinta adhesiva o engomada Para sellar el paquete una vez tomada la muestra Formato de identificación, Lápiz y bolígrafo Para el llenado de formatos y la descripción de la muestra.

Desinfección El objetivo de la desinfección es impedir la difusión mecánica de agentes patógenos de un lugar a otro por parte de personas, equipos o suministros. se recomienda eliminar los materiales no reutilizables Se deberá poner cuidado en descontaminar todos los objetos que hayan entrado en contacto con materiales infecciosos como por ejemplo charolas batas, etc.

En plumas avícolas es más fácil de destruir virus por ejemplo la influenza y muchos otros, ya que son muy sensibles a los detergentes que destruyen su capa grasa externa. Esta capa es necesaria para penetrar en las células de los animales y, por tanto, su eliminación destruye la infectividad. Sin embargo, dado que el virus sobrevive bien en el agua y el aclarado simple puede ayudar al virus a entrar en zonas donde otras aves pueden absorberlo, todos los lavados destinados a eliminar la contaminación deberán realizarse siempre con detergentes (agua jabonosa) o desinfectantes específicos. Entre los procedimientos adecuados de descontaminación pueden mencionarse la limpieza con lejía al 10% (hipoclorito al 0,5%), Lysol ® o compuestos cuaternarios de amonio similares, Virkon ®, Virocid ® o etanol al 70 % (véase el recuadro que figura a continuación para una lista detallada de productos y métodos). Lávense las botas y el exterior de las bolsas de plástico que contengan los especímenes recolectados con una solución al 5% de lejía doméstica (SENASICA 2014).

Se entiende por desinfección al conjunto de medidas destinadas a eliminar o destruir a agentes infecciosos causantes de enfermedades, es sabido que los microorganismos son capaces de sobrevivir fuera del huésped, en el medio exterior por un determinado tiempo.

3.3. Descripción del método.

Básicamente, el método consistió en cinco operaciones:

1. Obtención de la muestra
2. Lavado para la limpieza, desinfección.
3. Secado de la muestra
4. Determinación de densidad
5. Triturado mecánico para uniformizar tamaños.

3.3.1. Obtención de la muestra.

En la pollería la Lupita de la colonia José María Pino Suarez de la ciudad de Villahermosa Tabasco México se recolectaron las plumas avícolas de manera individual de 10 pollos como se muestra en la Figura 3.1 residuo equivalente al 10% de los pollos faenados de un día normal. Las plumas se pesaron obteniéndose un

promedio de 242 g de plumas por pollo aproximadamente, al momento de obtener la muestra.



Figura 3.1. Residuos del matadero.

3.3.2. Lavado para la limpieza, desinfección.

De acuerdo al manual de procedimientos y desinfección 2004

En forma manual Se procedió a la limpieza de las plumas para separar restos de sangre, piel o cualquier otro residuo diferente a las plumas, una vez separada la basura de la muestra, se realizó el lavado con agua para eliminar la mayor cantidad de suciedad, se sometieron a ebullición por 15 min. se lavó con una solución de agua y jabón de uso doméstico a temperatura ambiente, los jabones tienen propiedades tensoactivas que lo hace capaz de eliminar la suciedad y la grasa de una superficie (piel, tejido etc.), poder emulgente o capacidad para producir dispersiones coloidales de grasa en medio acuoso y actividad mojante que hace que el agua impregne una superficie de forma homogénea.

La utilización de jabón permitió desprender la suciedad de la superficie de las plumas, y dispersar la suciedad en el líquido de lavado, de tal modo garantizar la limpieza de la muestra. En una solución acuosa de cloro al 1% se dejó en reposo por 20 min. para su desinfección, por último, se dejó reposar en una solución de bicarbonato de sodio al 1% por 20 min. para eliminar malos olores y residuos de cloro que pudiera tener después del lavado, las plumas se aclararon con agua destilada y se procedió al secado.

3.3.3. Secado de la muestra.

El secado se realizó en el sol directamente a una temperatura aproximada de 40 ± 2 °C por 72 horas como se puede ver en la Figura 3.2 la muestra es visiblemente de buen aspecto.



Figura 3.2. Muestra de plumas avícolas secadas en el sol.

3.3.4. Determinación de la densidad de las plumas avícolas.

1. Se determinó el peso de las probetas vacías.
2. Se introdujo la muestra de las plumas hasta llenar la probeta, de una capacidad de 100 ml.
3. Sobre una franela se dio de 20 a 25 golpes a la probeta compactando la muestra con el fin de aforarla en seco hasta 100 ml.
4. Se pesó la muestra en una balanza analítica, se anotaron los resultados obtenidos.
5. La prueba se realizó 30 veces como se muestra en la Figura 3.3 y los resultados en la Tabla 3.1.

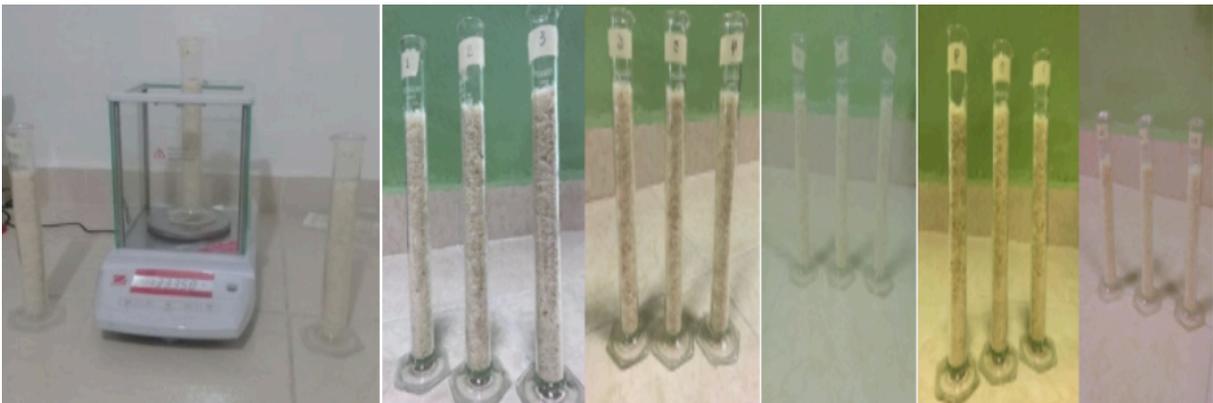


Figura 3.3. Determinación de la densidad de las plumas.

Tabla 3.1. Pesos de las muestras de plumas avícolas para determinar su densidad.

No. Prueba	Peso probeta 100 ml	Peso muestra + peso probeta 100 ml	Peso muestra en gramos	Volumen cm ³	Densidad gr/cm ³	Densidad kg/m ³
1	128,023	134,422	6,399	100	0,06399	63,99
2	128,019	134,5340	6,515	100	0,06515	65,15
3	130,028	135,7020	5,674	100	0,05674	56,74
4	128,023	134,6960	6,673	100	0,06673	66,73
5	128,019	134,9120	6,893	100	0,06893	68,93
6	130,028	134,7450	4,717	100	0,04717	47,17
7	128,023	134,0510	6,028	100	0,06028	60,28
8	128,019	134,3240	6,305	100	0,06305	63,05
9	130,028	136,1060	6,078	100	0,06078	60,78
10	128,023	134,0350	6,012	100	0,06012	60,12
11	128,019	133,6790	5,660	100	0,05660	56,6
12	130,028	135,9030	5,875	100	0,05875	58,75
13	128,023	133,4140	5,391	100	0,05391	53,91
14	128,019	133,3580	5,339	100	0,05339	53,39
15	130,028	134,4410	4,413	100	0,04413	44,13
16	128,023	133,2610	5,238	100	0,05238	52,38
17	128,019	133,6650	5,646	100	0,05646	56,46
18	130,028	134,8920	4,864	100	0,04864	48,64
19	128,023	134,8970	6,874	100	0,06874	68,74
20	128,019	134,4780	6,459	100	0,06459	64,59
21	130,028	136,4550	6,427	100	0,06427	64,27
22	128,023	133,8500	5,827	100	0,05827	58,27
23	128,019	133,2640	5,245	100	0,05245	52,45
24	130,028	136,6390	6,611	100	0,06611	66,11
25	128,023	134,3900	6,367	100	0,06367	63,67
26	128,019	134,2060	6,187	100	0,06187	61,87
27	130,028	137,3830	7,355	100	0,07355	73,55
28	128,023	134,7540	6,731	100	0,06731	67,31
29	128,019	134,3130	6,294	100	0,06294	62,94
30	130,028	136,3010	6,273	100	0,06273	62,73
				PROMEDIO:	0,06	60,12

Se realizaron los cálculos correspondientes para determinar la densidad de las plumas aplicando la siguiente fórmula:

$$\rho = \frac{\text{masa}}{\text{volumen}} \quad \text{g/ cm}^3 \text{ o kg / m}^3$$

3.3.5. Triturado mecánico para uniformizar tamaños.

Se utilizó un prototipo de una trituradora mecánica del laboratorio de Fisicoquímica del Instituto Tecnológico de Villahermosa como se puede ver en la Figura 3.4.

En la trituración se utilizaron plumas completas sin eliminar ninguna de sus partes de las fibras de cálamo o raquis (estructura de lámina β).

El triturado mecánico es de suma importancia ya que permite homogeneizar las plumas que se habrán de utilizar para fabricar materiales de interés mejorando la dispersión y cohesión entre las plumas y la matriz.

Ya que esta operación podría limitar las propiedades finales de estos, las plumas pretratadas se trituraron utilizando un prototipo de una trituradora mecánica.



Figura 3.4 Plumas trituradas con la trituradora mecánica.

Las plumas trituradas con una trituradora mecánica, el largo del raquí fue de 1 cm en promedio aproximadamente y el tiempo de triturado por 15 minutos. Por lo que se optó por utilizar una picadora moulinex como se puede ver en la Figura 3.5 hasta un largo máximo de 0.3 cm del raquí, aproximadamente por un tiempo de 1 a 2 minutos aproximadamente.



Figura 3.5. Plumas trituradas con la picadora Moulinex.

Por ultimo las plumas molidas se envasaron en recipientes herméticos hasta el momento que se requiera para la obtención de la mezcla a partir de plumas avícolas Como se puede observar en la siguiente Figura 3.6.



Figura 3.6. Plumav desinfectadas y trituradas.

3.4. Obtención de las mezclas de plumas avícolas.

La mezcla de plumas avícolas se elaboró tomando como base el método utilizado por Jirka 2011.

Mezcla 1. Se calentó previamente un baño maría a 60 °C, en un vaso de precipitado de 250 ml se prepararon 8 % de pectina con 13 ml de agua destilada, 50/50 (V/V) de solución de solución de glicerol / agua y 1.6 ml de HCl 0.1 M agitando magnéticamente durante 13 minutos como se muestra en la Figura 3.7 el proceso de la mezcla, se añadieron 8% de plumas molidas pre tratadas, bajo agitación durante 5 minutos a 70°C para completar la reacción. El vaso se retiró del calentamiento Y se añadieron 1.6 ml de NaOH 0.1 M, bajo agitación magnética durante 5 minutos. Finalmente, la mezcla se colocó en placas, se metió al horno durante 2 horas a 90°C.



Figura 3.7. Parte del proceso de la obtención de la mezcla 1.

Mezcla 2.

Se calentó previamente un baño maría a 60 °C, en un vaso de precipitado de 250 ml se prepararon 125 ml de agua destilada, 10% de plumas avícolas pre tratadas, 13% de ácido láctico se mezcló por 3 minutos a 60°C °C, se retiró del calor y se cubrió el vaso con papel fild, se metió al horno durante 2 horas a 60°C para propiciar la acción de las bacterias lácticas en la mezcla. Posteriormente, se adiciono 33% de fécula de maíz, se adicionó 2.5 ml de glicerol y 2.5 ml de ácido acético, se llevó a ebullición con agitación magnética por 5 minutos. Se retiró del calor y se vació en placas, se metió al horno a 60 °C durante 4 horas. El proceso se muestra en la Figura 3.8.



Figura 3.8. Proceso de la mezcla 2.

Mezcla 3

Se calentó previamente un baño maría a 60 °C, en un vaso de precipitado de 250 ml se prepararon 100 ml de agua destilada, 8% de plumas avícolas y 15% de ácido láctico con agitación magnética y temperatura de 60 °C por 15 minutos, como se puede ver en la Figura 3.9 se retiró del calentamiento y se tapó con papel film y se metió al horno por 2 horas a 60 °C, posteriormente se adicionó 8% g de pectina con agitación y calentamiento durante 5 minutos, se agregó 2.5 ml de glicerol y 2,5 de ácido acético, bajo agitación durante 3 minutos para completar la reacción. El vaso se retiró del calentamiento Y se añadieron 1.6 ml de NaOH 0.1 M, bajo agitación magnética durante 3 minutos. Finalmente, la mezcla se colocó en placas, se metió al horno durante 20 horas a 70 °C obteniéndose la mezcla polimérica como se puede ver en la Figura 3.10.

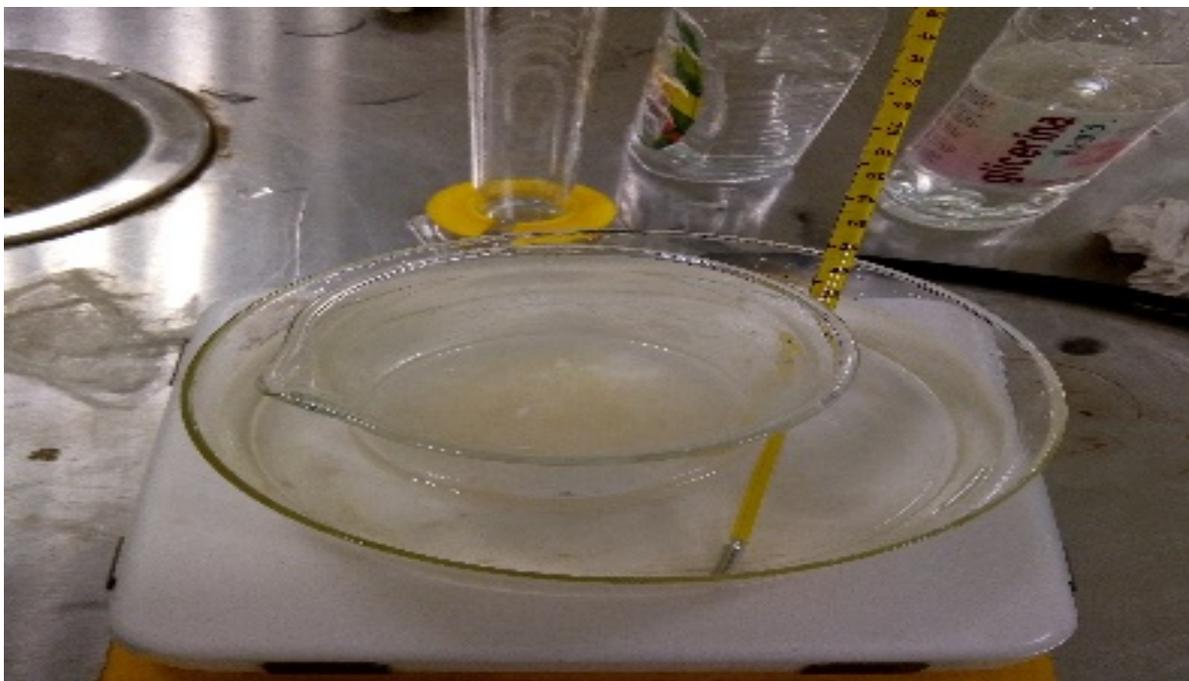


Figura 3.9. Parte del proceso de la obtención de la mezcla 3



Figura 3.10. Mezcla polimérica de la muestra 3 y 4 respectivamente .

Mezcla 4.

Se realizó una 4ª muestra con el procedimiento de la Muestra 3 a diferencia del 13 % de ácido láctico. En colaboración con el Instituto Tecnológico de Zacatepec Morelos se realizaron los estudios FTIR para determinar los componentes de las mezclas obtenidas

y determinación de la densidad estas fueron realizadas en el laboratorio de Investigación del Instituto Tecnológico de Villahermosa

3.5 Pruebas esfuerzo de tensión.

Se realizaron pruebas de esfuerzo de tensión para determinar la resistencia de las 4 mezclas obtenidas, utilizando un equipo de ensayo universal extensible de marca shimadzu modelo autograph AGS-X en el laboratorio de investigación del Instituto Tecnológico de Villahermosa como se puede ver en la Figura 3.11 y el ensaye de las muestras logradas como se puede observar en la Figura 3.12.

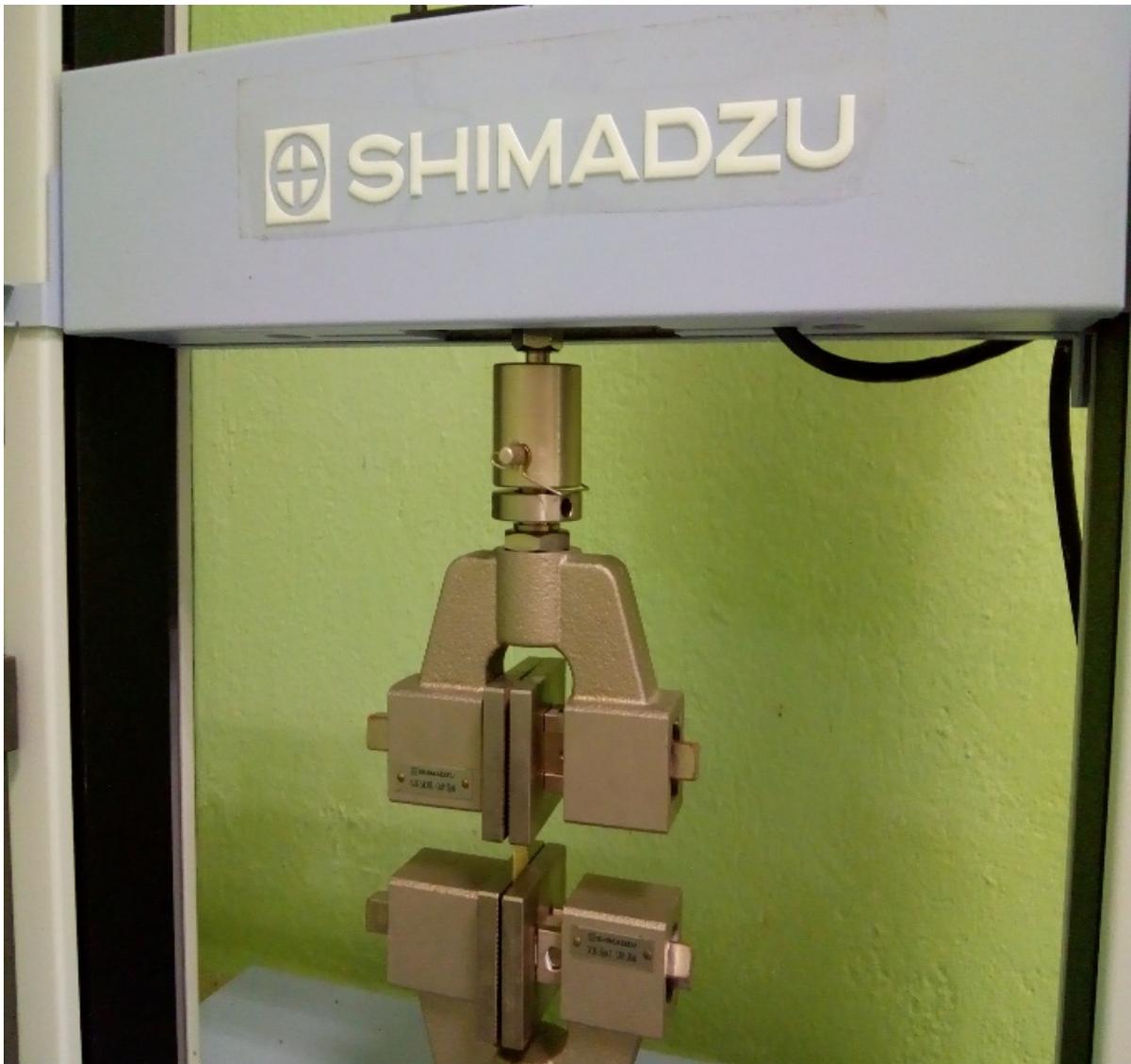


Figura 3.11. Equipo de ensayo universal se utilizó para determinar el esfuerzo de tensión de las mezclas obtenidas.



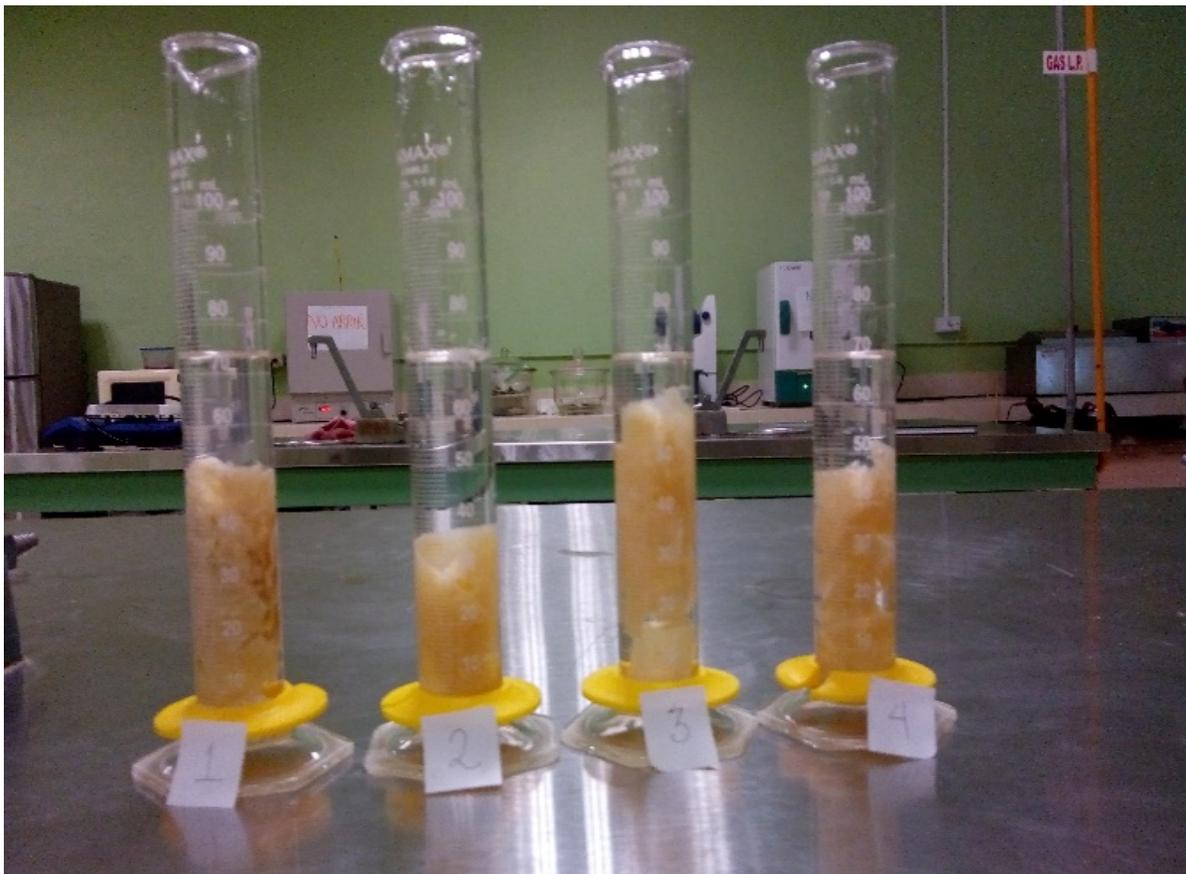
Figura 3.12. Pruebas de esfuerzo de tensión para determinar la resistencia de las mezclas.

3.6 Determinación de la densidad de las mezclas obtenidas

En una balanza analítica se pesaron las muestras de las películas obtenidas para obtener su masa y su volumen, se midió por aumento del agua de la probeta graduada al introducir la muestra en ella, como puede observarse en las Figuras 3.13 y 3.14.



Figura 3.13. Pesado de las muestras



3.14. Medición del volumen de las muestras y determinación de la densidad

CAPITULO 4

RESULTADOS

4.1 Interpretación de los FTIR de las mezclas.

Las mezclas de plumas obtenidas fueron analizadas por medio de espectroscopia en colaboración del Instituto Tecnológico de Zacatepec Morelos utilizando el equipo para espectroscopia Perkin Elmer.

La espectroscopia *IR* (FTIR) es una herramienta eficaz para identificar los grupos polares debido a su sensibilidad con los cambios en los momentos dipolares de un grupo químico.

Mezcla 1.

En la Figura 4.1 se muestra el espectro de FTIR correspondiente a una mezcla del 8% de plumas (queratina) con 8% de pectina, HCl, y 8% de glicerol como plastificante. En lo que corresponde a la estructura de la queratina se observa una longitud de onda a 3271 cm^{-1} debido al estiramiento simétrico del enlace N-H y O-H asociados con las regiones de la proteína ordenada en forma α -hélice, también se presenta una banda entre $2937\text{-}2883\text{ cm}^{-1}$ que corresponden a vibraciones de tensión C-H que incluye los grupos $-\text{CH}$, $-\text{CH}_2$, $-\text{CH}_3$, respecto en la región de 1630 cm^{-1} se presenta la vibración del enlace C=O, mostrando una conformación α -hélice de la pectina, a 1542 cm^{-1} se muestra una flexión del enlace N-H y tensión del enlace C-N, a 1410 cm^{-1} se presenta una banda del $-\text{COOH}$ y reducción del enlace C-H, en la región de 1235 cm^{-1} se presenta un alargamiento del enlace C-N y a 922 cm^{-1} se muestra una deformación fuera del plano en el rango de $1000\text{-}650\text{ cm}^{-1}$. La presencia de estas bandas permite confirmar que el polímero obtenido es una mezcla física compuesta de queratina y pectina, utilizando glicerol como un aditivo plastificante. Cabe mencionar que estas longitudes de ondas observadas en la mezcla concuerdan con la investigación realizada Fabricación recubrimientos y caracterización de queratina de plumas de avícolas del autor de O.L. Shanmugasundaram, 2018 donde presentaron los picos característicos de la queratina de plumas encontrado en la región amida I ($1700\text{-}1600\text{ cm}^{-1}$) a 1630 . con alginato de sodio y poliéster.

El pico que cae en el rango de $1635-1615\text{ cm}^{-1}$ y $1535-1520\text{ cm}^{-1}$ se atribuye a la estructura de la lámina β por lo que se puede observar que hay similitudes en las longitudes de onda en la mezcla obtenida de plumas avícolas con pectina, los espectros de estos compuestos presentan similitudes en las bandas características de sus respectivos componentes.

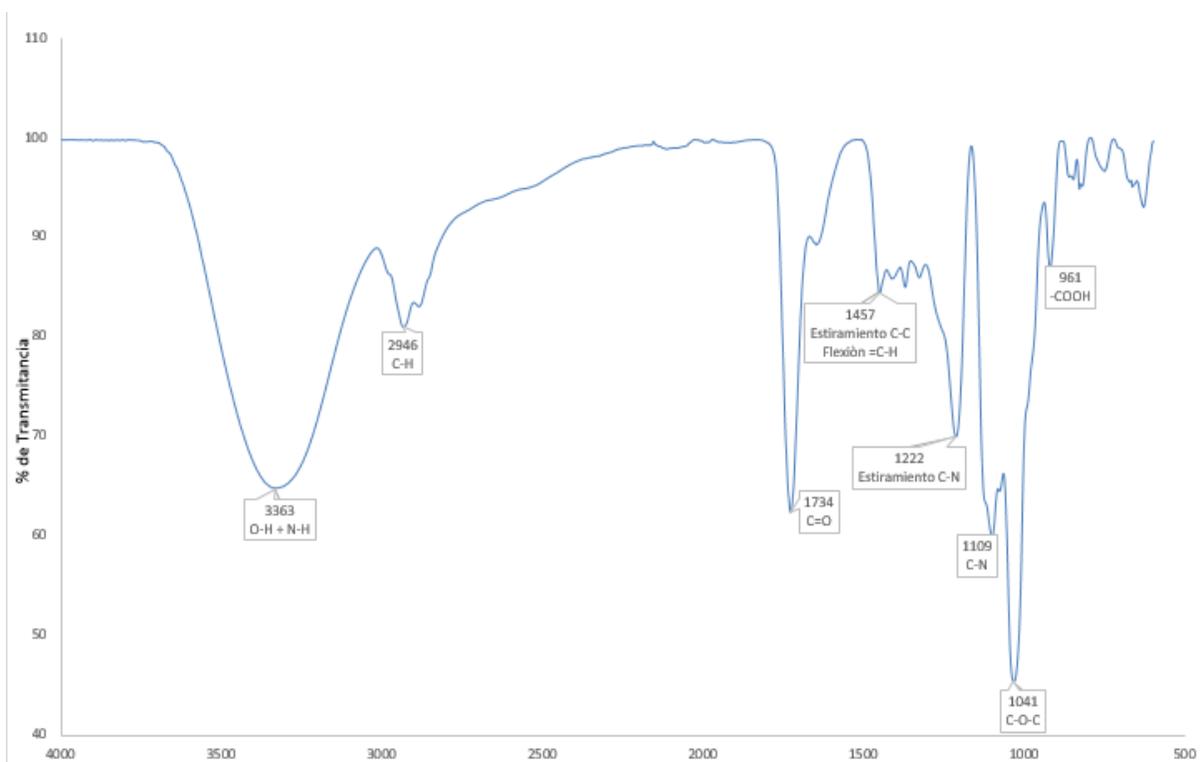


Figura 4.1. Espectro de FTIR correspondiente a la mezcla del 8% de plumas (queratina) con 8 % de pectina y HCl,

Mezcla 2.

En la Figura 4.2 se muestra el espectro de FTIR de la mezcla del 10% de plumas (queratina) con 13 % de ácido láctico y 33% de almidón (fécula de maíz), 8 % de glicerol como plastificante donde se observan varias longitudes de onda, a 3278 cm^{-1} corresponde a un estiramiento simétrico del enlace N-H y O-H, seguido por un pico con longitud de onda a 2939 cm^{-1} que corresponden a vibraciones de tensión C-H que incluye los grupos $-\text{CH}$, $-\text{CH}_2$, $-\text{CH}_3$, en la región de $1730 - 1631\text{ cm}^{-1}$ se presenta la vibración del enlace C=O, mostrando conformación α -hélice, en la longitud de $1533 - 1455\text{ cm}^{-1}$ se presenta una flexión del grupo N-H correspondiente a la conformación β de la queratina, en la región de $1204, 1122$ y 1014 cm^{-1} se observan alargamientos de

los enlaces C-N y C-O y, en la región de 915 cm^{-1} se presenta deformación fuera del plano, debido a que se encuentra en un rango de $1000\text{-}650\text{ cm}^{-1}$ debido al almidón presente. La presencia de estos grupos funcionales permite confirmar que el polímero obtenido es una mezcla física de queratina, ácido láctico y fécula de maíz. Por lo tanto, estas longitudes de ondas observadas en la mezcla concuerdan con el autor J.S. Church, 2010, donde presentaron las mismas longitudes de onda, en el estudio de la proteína de queratina solubilizada con la que se hicieron las películas revelaron las bandas de 1555 y 759 cm^{-1} similares a las observadas en la mezcla.

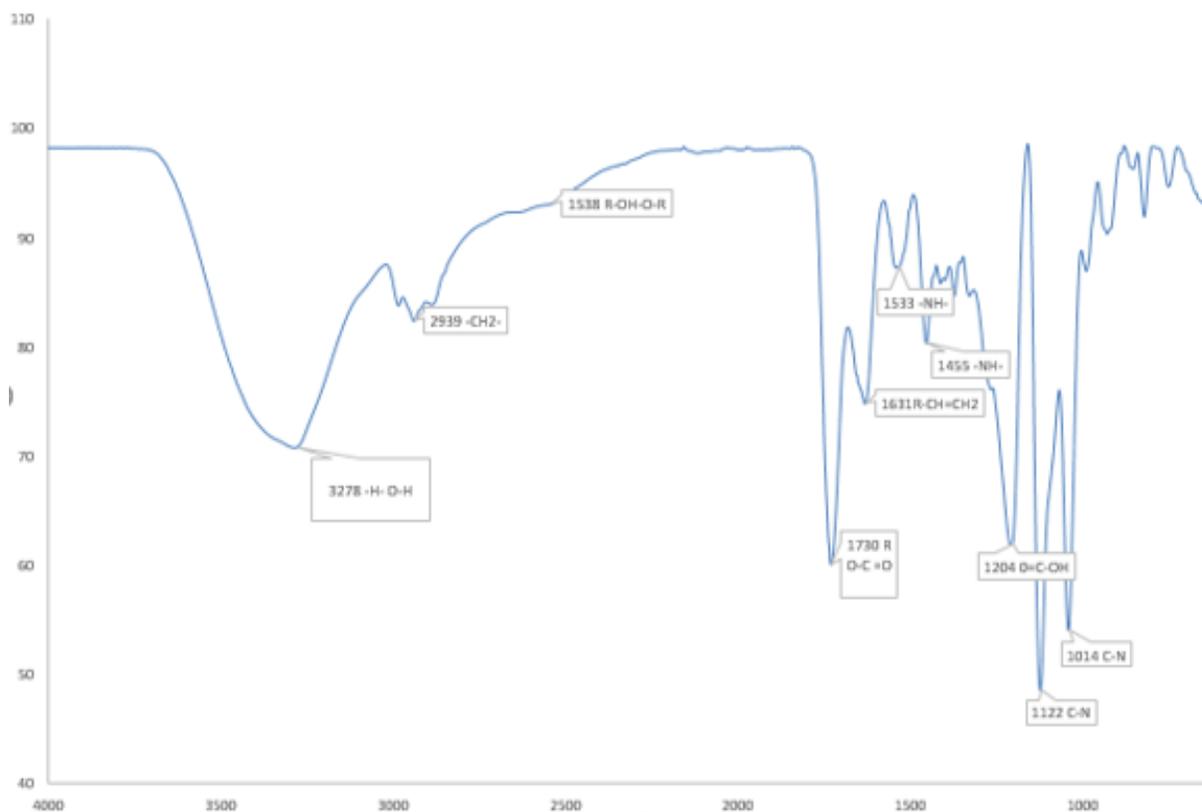


Figura 4.2. Espectro de FTIR de la mezcla del 10% de plumas (queratina) con 13 % de ácido láctico y 33% de almidón

Mezcla 3.

En la Figura 4.3 se muestra espectro de FTIR de la mezcla del 8 % de plumas avícolas (queratina) con 15 % de ácido láctico y 8 % de pectina y 8 % de glicerol como plastificante se puede observar diferentes picos entre los cuales están con longitud de onda de 3363 cm^{-1} que corresponde a un estiramiento simétrico del enlace N-H y O-H, seguido por un pico con longitud de onda de 2946 cm^{-1} que corresponden a

vibraciones de tensión C-H que incluye los grupos $-\text{CH}$, $-\text{CH}_2$, $-\text{CH}_3$, en la región de 1734 cm^{-1} se presenta la vibración del enlace $\text{C}=\text{O}$, mostrando conformación α -hélice de la pectina, en la región de 1457 cm^{-1} se presenta estiramiento del enlace C-C y flexión del enlace C-H, en la región de (1222 , 1109 y 1041 cm^{-1}) se presenta el estiramiento del enlace C-N y C-O, y en la región de 961 cm^{-1} se presenta deformación fuera del plano ya que está en el rango de (1000 - 650 cm^{-1}). La presencia de estas bandas permite confirmar que el polímero obtenido es una mezcla de queratina, pectina, ácido láctico y glicerol. Por lo tanto, estas longitudes de ondas observadas en la mezcla concuerdan con el autor Shanmugasundaram, 2018, donde presentaron longitudes de onda, pero con un material compuesto con picos característicos de Amida A (3292 ; 3284 cm^{-1}) correspondientes al estiramiento simétrico del enlace NH asociados con las regiones de la proteína ordenadas en forma α -hélice.

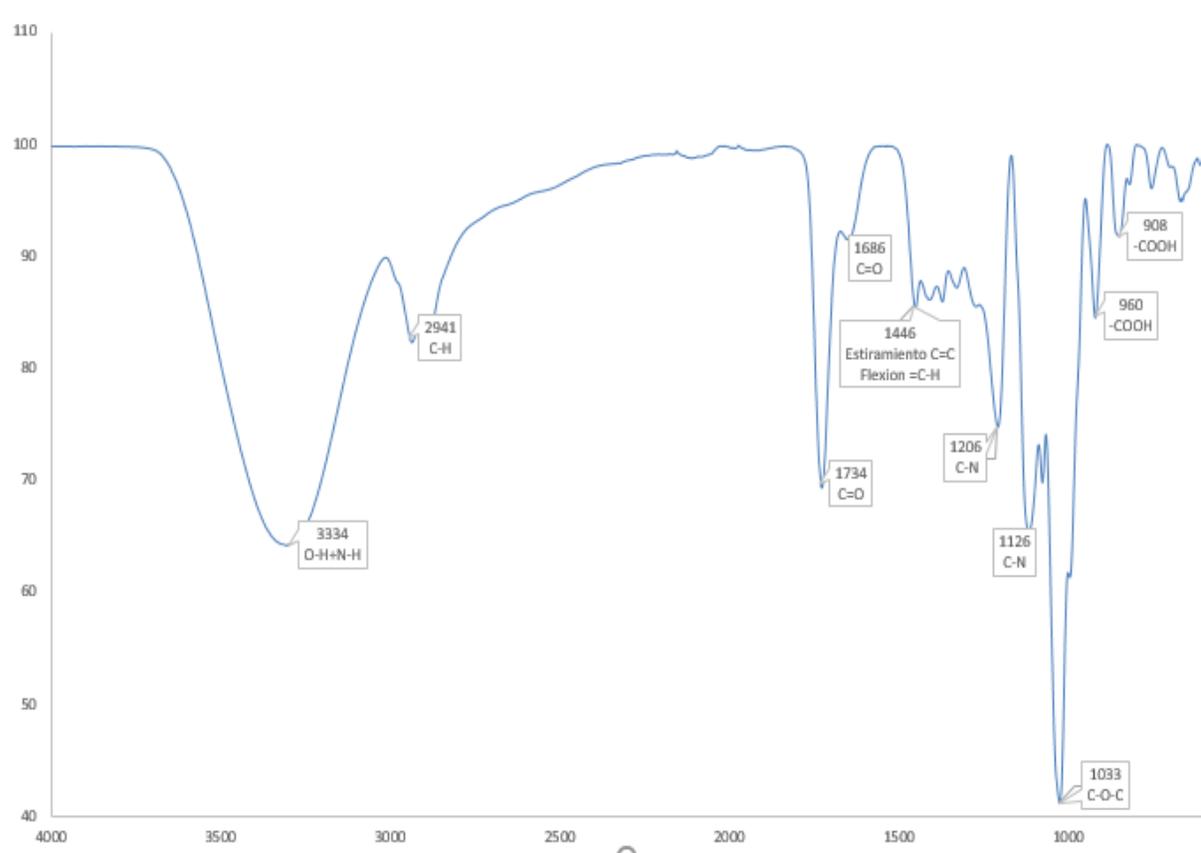


Figura 4.3. Espectro de FTIR de la mezcla del 8 % de plumas avícolas (queratina) con 15% de ácido láctico y 8 % de pectina.

Mezcla 4.

En la Figura 4.4 se muestra espectro de FTIR de la mezcla del 8 % de plumas avícolas (queratina) con 13 % de ácido láctico y 8 % de pectina y 8% glicerol como plastificante, se puede observar diferentes picos entre los cuales están con longitud de onda de 3334 cm^{-1} que corresponde a un estiramiento simétrico del enlace N-H y O-H correspondiente a la queratina, seguido por un pico con longitud de onda de 2941 cm^{-1} que corresponden a vibraciones de tensión C-H que incluye los grupos $-\text{CH}$, $-\text{CH}_2$, $-\text{CH}_3$, en la región de (1734 a 1686 cm^{-1}) se presenta la vibración del enlace C=O, mostrando conformación α -hélice de la pectina, en la región de 1446 cm^{-1} se presenta estiramiento del enlace C-C y flexión del enlace C-H, en la región de (1206 , 1126 y 1033 cm^{-1}) se presenta el estiramiento del enlace C-N y C-O, y en la región de 960 y 908 cm^{-1} se presenta deformación fuera del plano ya que está en el rango de (1000 - 650 cm^{-1}). La presencia de estas bandas permite confirmar que el polímero obtenido es una mezcla de queratina, pectina, ácido láctico y glicerol formulada con una pequeña diferencia en el porcentaje de ácido láctico. Por lo tanto, estas longitudes de ondas observadas son iguales a la mezcla 3 como se puede observar en la Figura 4.4.

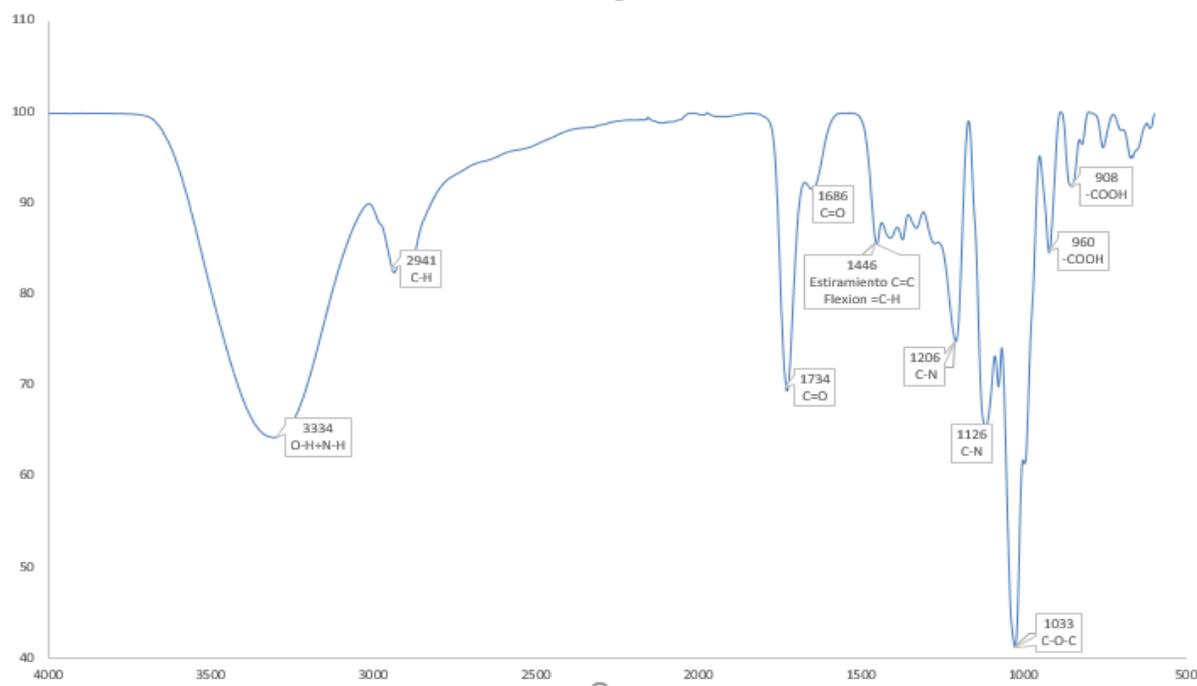


Figura 4.4. FTIR de la mezcla del 8 % de plumas avícolas (queratina) con 13% de ácido láctico y 8 % de pectina.

Se realizaron comparaciones de los gráficos de las diferentes mezclas:

Las mezclas se pueden observar la comparación en la figura 4.5 de la mezcla 3 su composición es 8% plumas avícolas 15 % ácido láctico y pectina, la mezcla 4 su composición 8% plumas, 13 % ácido láctico y pectina se puede observar que son iguales que el porcentaje de ácido láctico no influye en la composición de la mezcla.

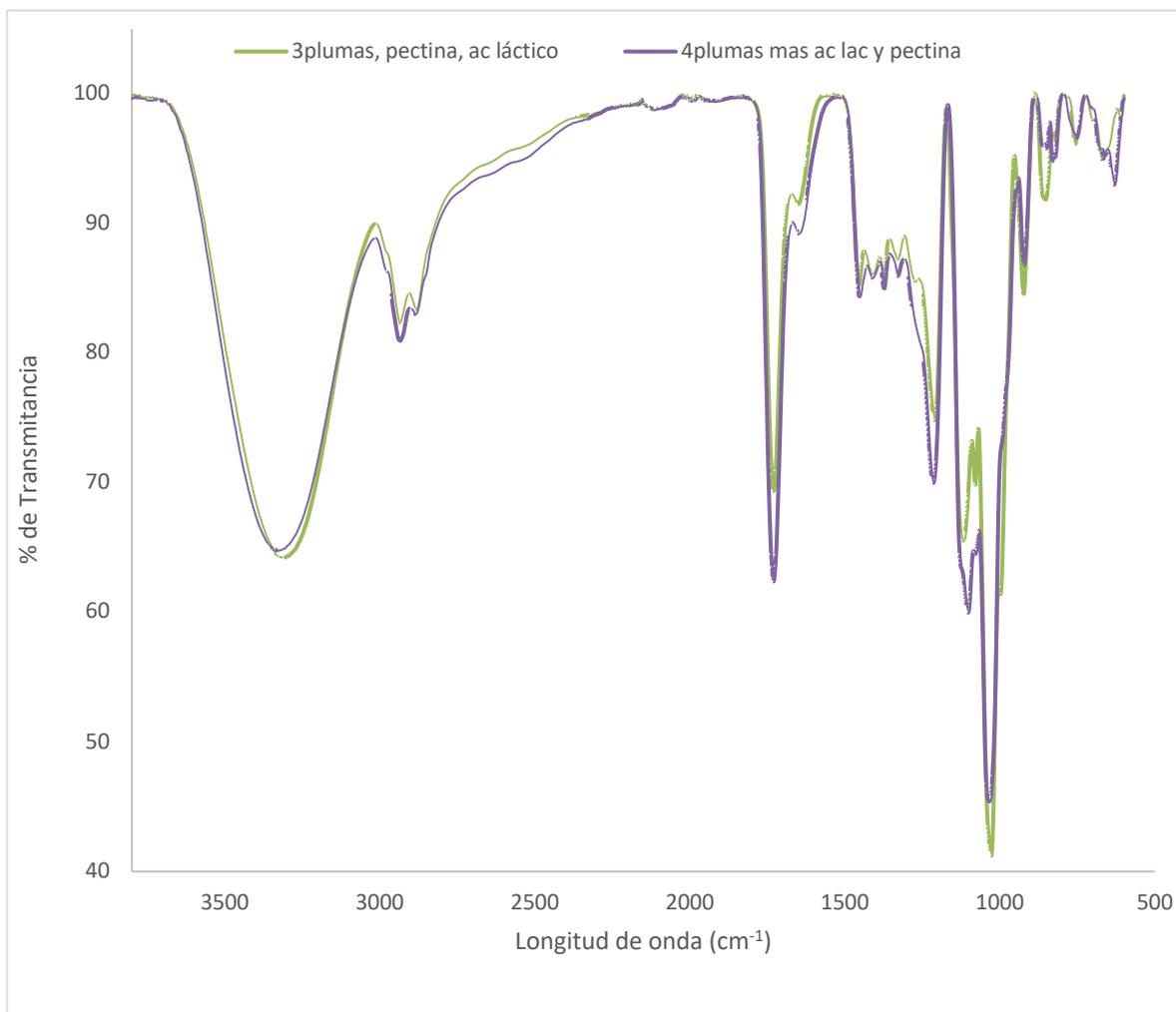


Figura 4.5. Comparación de las mezclas 3 y 4.

En la Figura 4.6 se puede ver las comparaciones de las mezclas 1 y 2 su composición es de 8% plumas avícolas con pectina y HCl y la mezcla 2 mezcla del 10% de plumas (queratina) con 13 % de ácido láctico y 33% de almidón (fécula de maíz), 8 % de glicerol como plastificante donde se observan varias longitudes de onda, a 3278 cm⁻¹

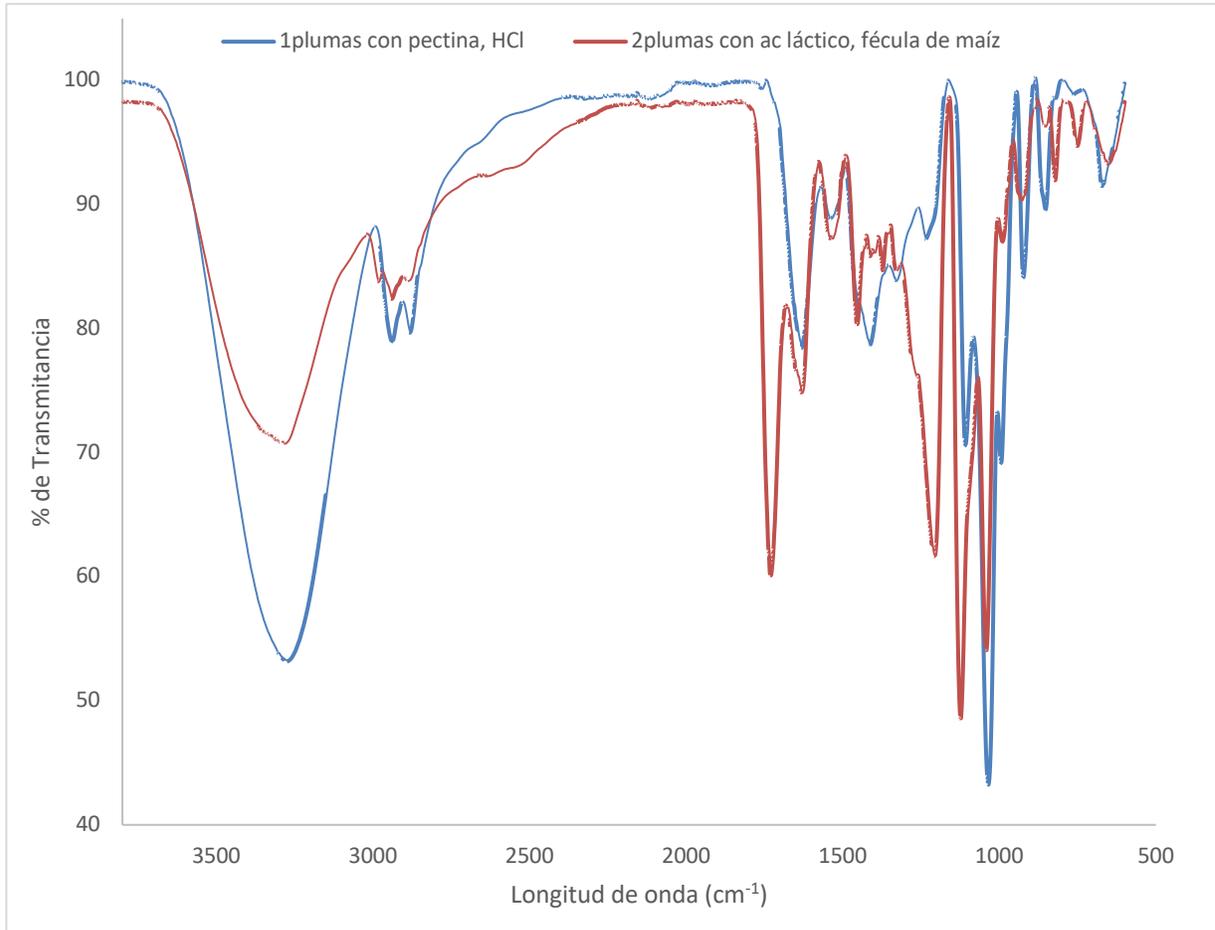


Figura 4.6. Comparación de las mezclas 1 y 2.

En la Figura 4.7 se puede observar la comparación de la mezcla 2 y 3.

En la Mezcla 2 el 10% de plumas (queratina) con 13% de ácido láctico y 33% de almidón, la mezcla 3 su composición 10% plumas, 15% ácido láctico y 8%pectina se puede observar que son iguales que el porcentaje de ácido láctico no influye en la composición de la mezcla.

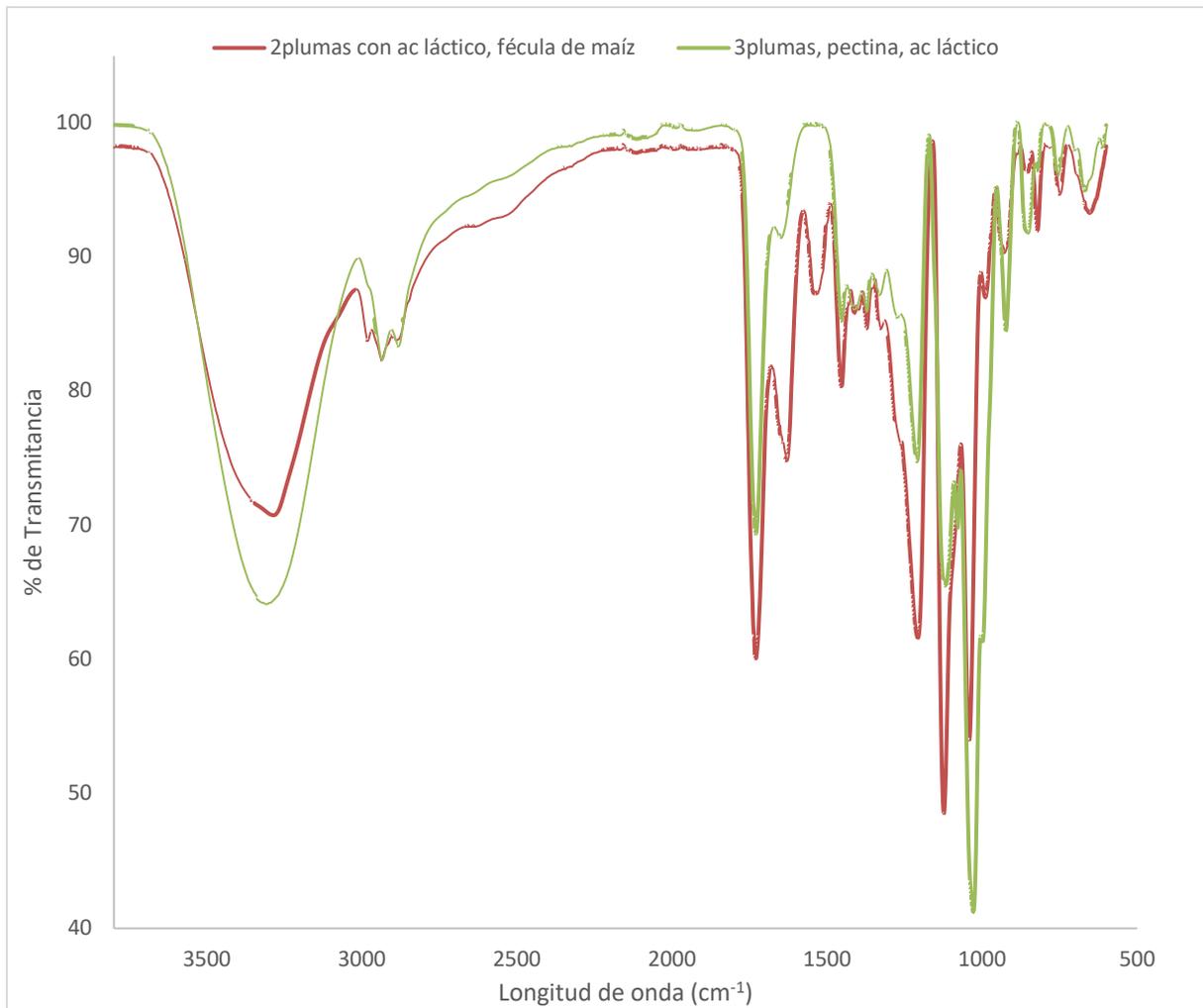


Figura 4.7. Comparación de mezclas 2 y 3.

En la Figura 4.8 se puede observar la comparación de la mezcla 1 su composición es 8% plumas avícolas 8% pectina y HCl, la mezcla 3 su composición 8% plumas, 15% ácido láctico y pectina se puede observar que la queratina hay una pequeña diferencia

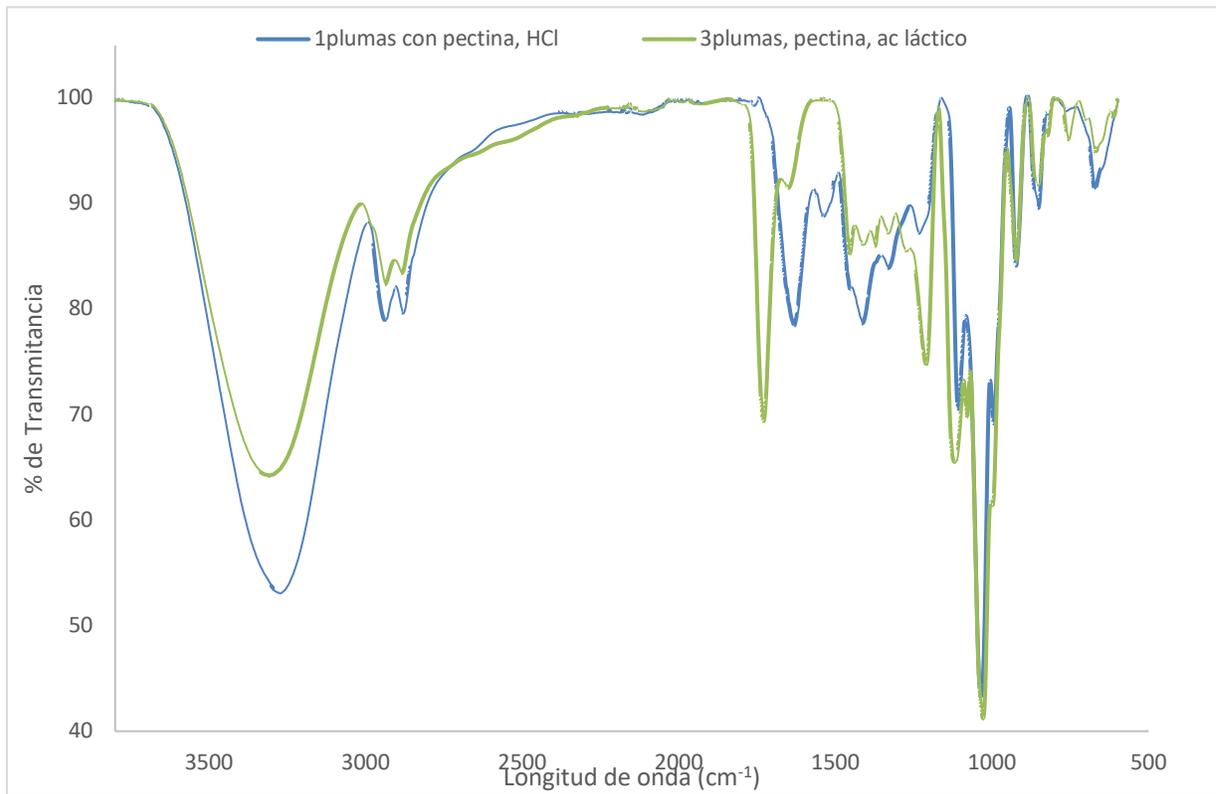


Figura 4.8. Comparación de mezclas 1 y 3.

4.2. Resultados de la prueba de esfuerzo de Tensión.

La Figura 4.9 muestra la prueba esfuerzo de tensión para determinar la resistencia de la mezcla 1 obtenida con plumas tratadas con HCl y pectina.

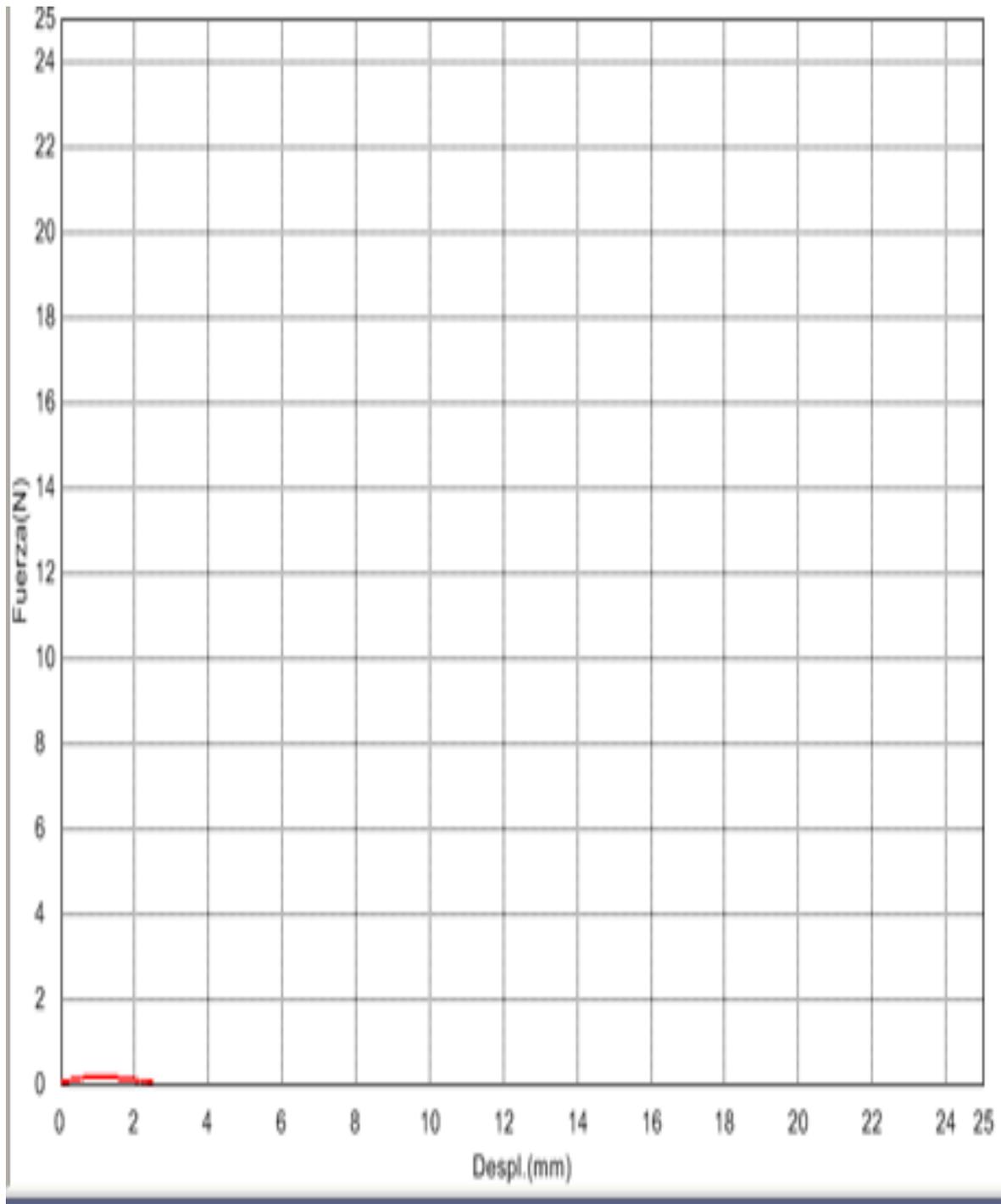


Figura 4.9 Gráfica de la mezcla 1.

En la Figura 4.10 se muestra la prueba de tensión para la resistencia de la mezcla 2 de plumas tratadas con ácido láctico y fécula de maíz

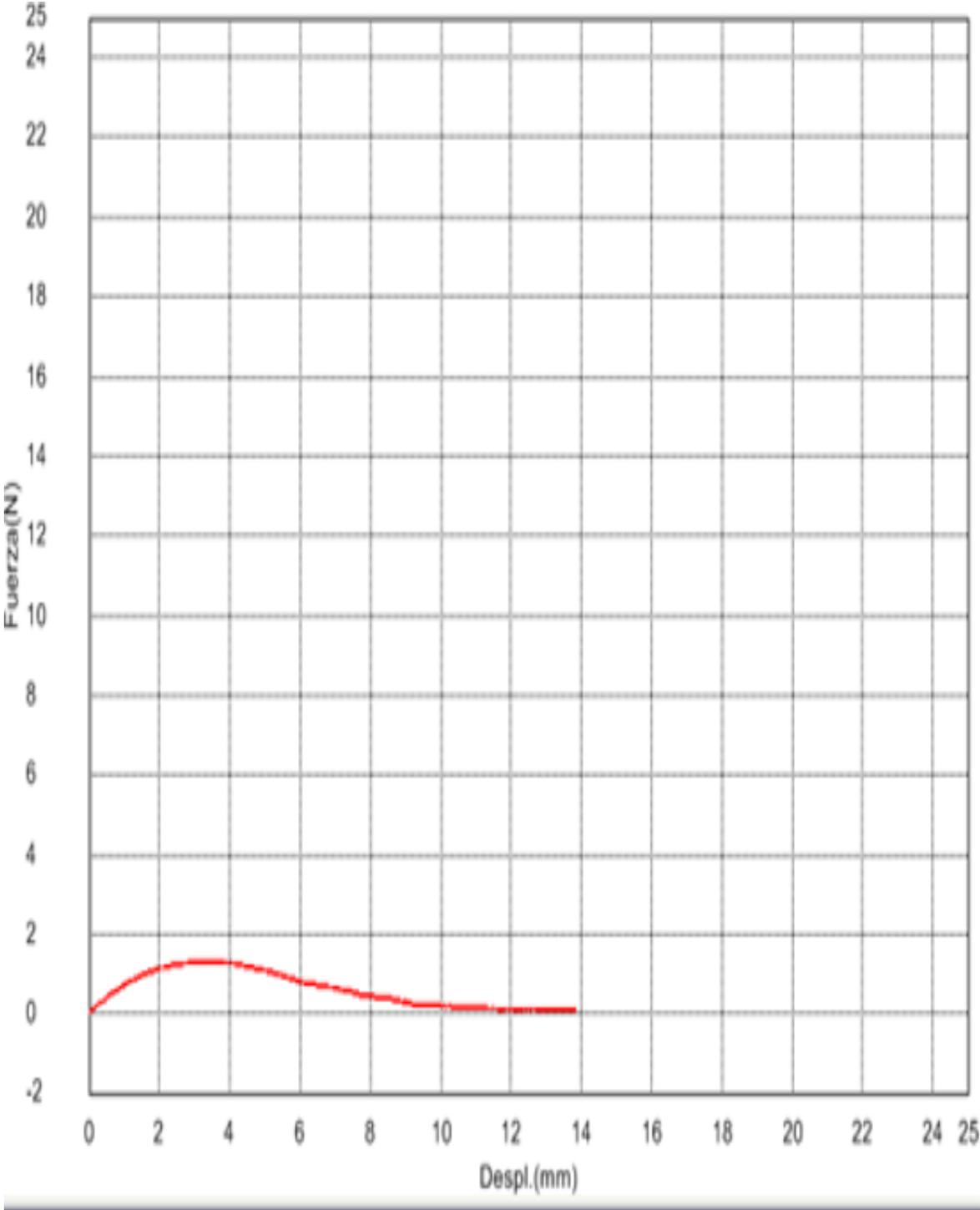


Figura 4.10 Gráfica de la mezcla 2

La Figura 4.11 a partir de plumas tratadas con ácido láctico y pectina.

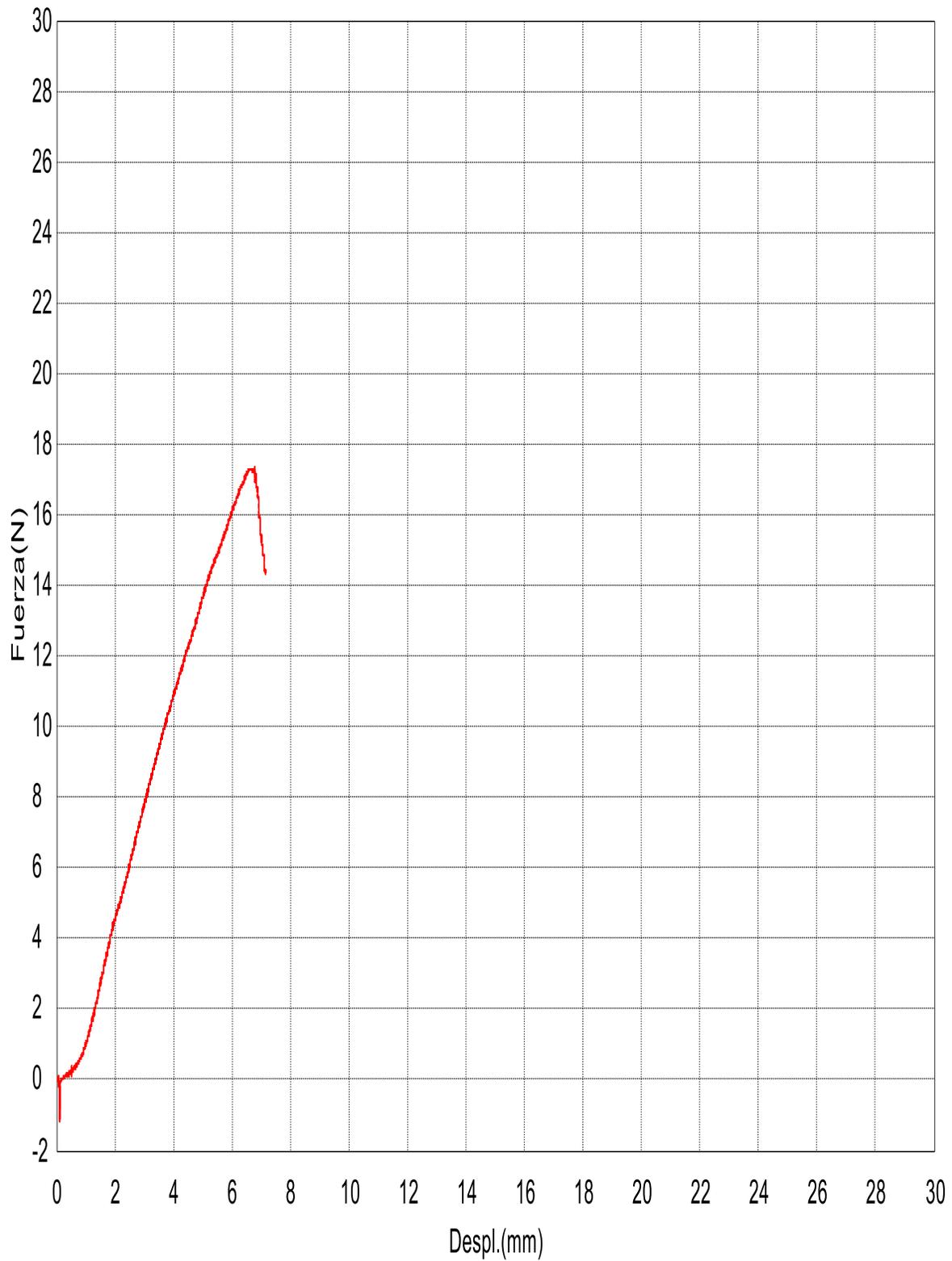


Figura 4.11. Gráfica de la mezcla 3.

La Figura 4.12 muestra la gráfica a partir de plumas avícolas tratadas con ácido láctico y pectina con una diferencia en el contenido de ácido láctico.

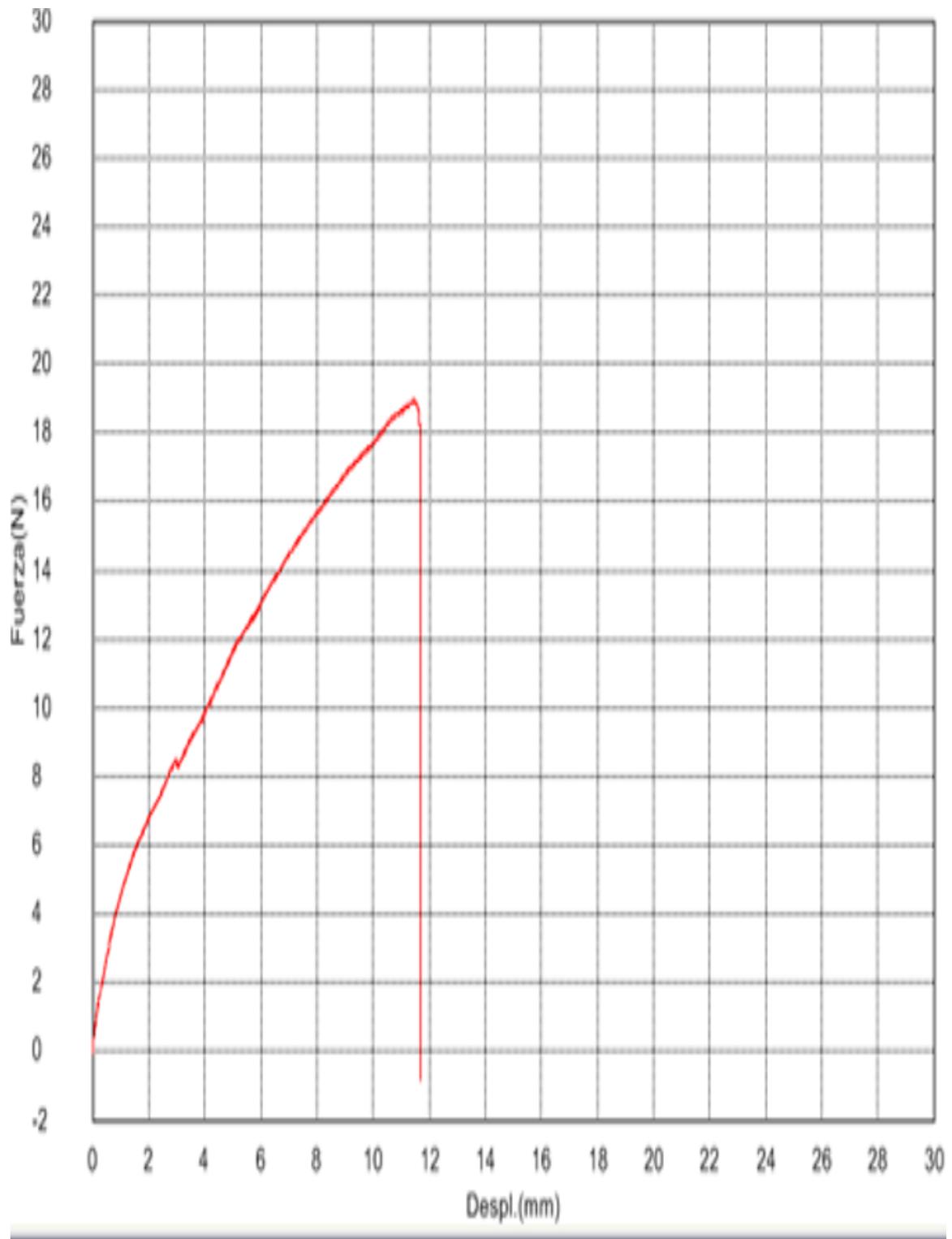


Figura 4.12 Gráfica de la mezcla 4

De acuerdo a las pruebas de resistencia y sus gráficas respectivas se realizaron los cálculos correspondientes de cada una de las mezclas

Los resultados de la mezcla 1 se registran en la tabla 4.1 los cuales debido a su poca resistencia los registros fueron mínimos

Tabla 4.1 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 1.

CALCULO DE LA GRAFICA ESFUERZO DEFORMACION					
F(N)	A cm2	$\sigma = F/A$ (N/cm2)	Elongación Δl (cm)	l0	$\epsilon = \Delta l/l_0$
0	0	0	0	0	
0.2	17.92	0.1132	0.17	9.74	0.0175

Los resultados de la mezcla 2 se registran en la tabla 4.2 de igual manera que la muestra 1 y debido a la baja resistencia se registraron pocos datos.

Tabla 4.2 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 2.

CALCULO DE LA GRAFICA ESFUERZO DEFORMACION					
F(N)	A cm2	$\sigma = F/A$ (N/cm2)	Elongación Δl (mm)	l0 cm	$\epsilon = \Delta l/l_0$
0	0	0	0	0	
0.8	24.56	0.0326	6	11.32	0.0530

Los resultados de la mezcla 3 se registran en la tabla 4.3

Tabla 4.3 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 3.

CALCULO DE LA GRAFICA ESFUERZO DEFORMACION					
F(N)	A cm2	$\sigma = F/A$ (N/cm2)	Elongación Δl (cm)	l0	$\epsilon = \Delta l/l_0$
0	0	0	0	0	
2	17.66	0.113250283	0.17	7.52	0.02260638
4	17.66	0.226500566	0.19	7.52	0.02526596
6	17.66	0.339750849	0.23	7.52	0.03058511
8	17.66	0.453001133	0.3	7.52	0.03989362
10	17.66	0.566251416	0.385	7.52	0.05119681
12	17.66	0.679501699	0.43	7.52	0.05718085
14	17.66	0.792751982	0.5	7.52	0.06648936
16	17.66	0.906002265	0.6	7.52	0.07978723
17.3	17.66	0.979614949	0.68	7.52	0.09042553
16	17.66	0.906002265	0.6	7.52	0.07978723
15	17.66	0.849377123	0.7	7.52	0.09308511

Los resultados de la mezcla 4 se registran en la tabla 4.4

Tabla 4.4 Resultados de esfuerzo de tensión para la resistencia de la mezcla 4.

CALCULO DE LA GRAFICA ESFUERZO DEFORMACION					
F(N)	A cm2	$\sigma = F/A$ (N/cm2)	Δl (cm)	l0	$\epsilon = \Delta l/l_0$
0	0	0	0	0	
2	17.84	0.112107623	0.03	7.52	0.00398936
4	17.84	0.224215247	0.1	7.52	0.01329787
6	17.84	0.33632287	0.18	7.52	0.02393617
8	17.84	0.448430493	0.28	7.52	0.03723404
10	17.84	0.560538117	0.4	7.52	0.05319149
12	17.84	0.67264574	0.52	7.52	0.06914894
14	17.84	0.784753363	0.65	7.52	0.08643617
16	17.84	0.896860987	0.82	7.52	0.10904255
18	17.84	1.00896861	1.05	7.52	0.13962766
19	17.84	1.065022422	1.18	7.52	0.15691489
18	17.84	1.00896861	1.18	7.52	0.15691489
16	17.84	0.896860987	1.18	7.52	0.15691489

Resultados de la prueba de densidad de las mezclas

Tabla 4.5. Resultados prueba de la densidad de las mezclas.

	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Muestra 4
Peso	14.1587 g	13.9239 g	11.7728 g	11.8112 g
Volúmen alcanzado	73 cm ³	72 cm ³	71 cm ³	70 cm ³
Volúmen Agua	60 cm ³	60 cm ³	60 cm ³	60 cm ³
Diferencia volúmen	13 cm ³	12 cm ³	11 cm ³	10 cm ³
Densidad	1.0891 g/cm ³	1.1603 g/cm ³	1.0703 g/cm ³	1.1811 g/cm ³

Tabla 4.6 Resumen de las Propiedades Mecánicas y densidad de las Mezclas.

No de muestra	Resistencia a la tracción σ (N/cm²)	Deformación Unitaria	Densidad g/cm³
1	0.01132	0.0326	1.0891
2	0.0326	0.0530	1.1603
3	0.979614949	0.09042553	1.0703
4	1.065022422	0.15691489	1.1811

CONCLUSIONES

Se logró obtener cuatro mezclas experimentales poliméricas de plumas naturales avícolas, a las cuales se les realizaron análisis de espectroscopia de FTIR, pruebas de resistencia y pruebas de densidad:

Mezcla 1 a partir de plumas, pectina y HCl y glicerol

Se observaron varias longitudes de onda que nos indica la presencia de grupos funcionales y longitudes de onda que permitieron confirmar que el polímero obtenido es una mezcla compuesta de queratina y pectina, con una resistencia a la tracción de 0.011 N/cm^2 y una densidad de 1.0891 g/cm^3 por lo que se considera una mezcla no resistente ni tenaz.

la mezcla 2 a partir de plumas, ácido láctico y almidón (fécula de maíz) y glicerol se pudo observar longitudes de onda que nos indica la presencia de bandas que permitieron confirmar que el polímero obtenido es una mezcla de queratina, ácido láctico y fécula de maíz con una resistencia de 0.0692 N/cm^2 y una densidad de 1.1603 g/cm^3 por lo que se considera una mezcla poco resistente.

Mezcla 3

Mezcla de plumas avícolas con de ácido láctico, pectina y glicerol se pudo observar longitud de onda, que nos indica la presencia de bandas que permitieron confirmar que el polímero obtenido es una mezcla de queratina, pectina, ácido láctico y glicerol con una resistencia de $0.979614949 \text{ N/cm}^2$ una densidad de 1.0703 g/cm^3 .

Mezcla 4

Mezcla de plumas avícolas con ácido láctico, pectina y glicerol se pudo observar longitudes de onda que nos indica la presencia de bandas que permitieron confirmar que el polímero obtenido es una mezcla de queratina, pectina, ácido láctico y glicerol con una resistencia de $1.065022422 \text{ N/cm}^2$, una densidad de 1.1811 g/cm^3 .

De acuerdo a los resultados obtenidos podemos concluir que la mezcla 1 y la mezcla 2 se consideran poco resistente y no poseen tenacidad, mientras que las mezcla 3 y 4 son las más resistente y tenaz con una pequeña diferencia de 0.085 más resistente la mezcla 4 que la mezcla 3, lo cual nos dan una alternativa de obtención de un polímero biodegradable, a partir de plumas avícolas como refuerzo, pectina como matriz y ácido láctico y glicerol como plastificante

RECOMENDACIONES

Las plumas constituyen una materia prima importante como reforzante, se le puede dar diferentes usos, los procesos de limpieza y desinfección, que se utilizaron fueron productos en su mayoría biodegradables, en el secado se aprovechó energía solar, por lo que el costo no es muy elevado, en el triturado es recomendable decidir el tamaño del triturado de acuerdo al uso que se vaya a dar ya sea mayor tiempo de triturado o tamizar al tamaño del fragmento deseado así como el tiempo de secado del polímero este debe ser de acuerdo a las características físicas deseadas. Es conveniente realizar otros estudios para determinar la calidad de los productos que se vayan a elaborar.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

A. Rahhali (2015). Materiales compuestos termoplásticos cargados con residuos biogénicos de base proteínica: influencia del tamaño de partícula. Universidad Politécnica de Catalunya.

Alejandro S. (2016). Obtención de apósitos por electrospinning de las plumas de pollo y sus posibles aplicaciones en la industria textil. UNMSM.

Auras R, Harte B, Selke S. An Overview of Polylactides as Packaging Materials. *Macromolecular Bioscience*. 2004a; 4(9):864.

Belinda M. (2013) Materiales Compuestos Poliméricos Reforzados con Queratina de Ave; Estudios de Propiedades Electricas. *Quimica Hoy*. UANL.

Biothermoplastics from hydrolyzed and citric acid Crosslinked chicken feathers
Chicken feathers as a natural source of sulphur to develop sustainable protein films with enhanced properties. Tania Garrido, Itsaso Leceta, Koro de la Caba, Pedro Guerrero, 2017.

Coello, N. (2003). Las Plumas Como Residuo Agroindustrial: Su Utilización Biotecnológica Para Producir Insumos De Interés Industrial. U.C.V., Vol. 18, N° 3, pp. Crawford RJ - 1998 - *Plastics engineering 3^a ed* Headington Hill Hall Oxford OX30BW,

Debska, B. and Guzowska-Swide, E., 'Infrared Spectral Databases', In *Encyclopedia of Analytical Chemistry*, Vol. 12, Meyers, R. A. (Ed.), Wiley, Chichester, UK, 2000, pp. 10 928 – 10 953.

Ecoconsumo (2014). Envases PET.

Environment 1 Aranberri.I (2017). Fully Biodegradable Biocomposites with High Chicken. Fabrication and characterization of chicken feather keratin/polysaccharides blended polymer coated nonwoven dressing materials for wound healing applications

FAO. Producción de carne de pollo (Toneladas). Federación Nacional de Avicultores

Fernando V. (2011). Biopolímeros: Avances Y Perspectivas. Universidad de La Sabana.

Fourier transform infrared (FTIR) spectroscopy. Catherine Berthomieu Rainer Hienerwade. Received: 18 February 2009 / Accepted: 15 May 2009 / Published online: 10 June 2009 Springer Science+Business Media B.V. 2009

Geanina M.L. (2016). Queratina a partir de hidrólisis enzimática de harina de plumas de pollo, utilizando queratinasas producidas por *Bacillus subtilis*. Revista Ciencia UNEMI.

Gina A. Quintero (2017). Procesamiento de plumas de pollo para la obtención de queratina. Universidad La Gran Colombia.

Griffiths, P. R., 'Far-Infrared Spectroscopy', in Handbook of Vibrational Spectroscopy, Vol.1, Chalmers, J. M. and Griffiths, P. R. (Eds), Wiley, Chichester, UK, 2002, pp. 229 – 239.

Günzler, H., & Gremlich, H. U. (2002). Qualitative spectral interpretation. *IR spectroscopy: An introduction*, 171-278.

Hasegawa, T., 'Principal Component Regression and Partial Least Squares Modeling', in Hand-book of Vibrational Spectroscopy, Vol. 3, Chalmers, J. M. and Griffiths, P. R. (Eds), Wiley, Chichester, UK, 2002, pp. 2293 – 2312.

Huitrón M.J. Ramírez R. Martínez A.L. Martínez K.I. (2005). Síntesis De Polímeros Híbridos Biodegradables A Partir De Fibras De Nylon Y Moléculas De Queratina Y Colágeno. D.F.: U.N.A.M.

Jamshidian M, Tehrany EA, Imran M, Jacquot M, Desobry S. Poly-Lactic Acid: Production, Applications, Nanocomposites, and Release Studies. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*. 2010;9(5):552-571.

Jang, B. Z.; *Advanced Polymer Composites: Principles and Applications*, ASM International, Materials Park, OH, 1994.

Jirka R.M (2011) *Biodegradable Layered-Nanocomposites Based on Pectin and Montmorillonite*

Juliana O. (2013). *Desarrollo De Productos A Base De Queratina A Partir De Residuos De La Industria Avícola*. Universidad Nacional de La Plata.

Kauppinen, J. K., Moffatt, D. J., Mantsch, H. H. and Cameron, D. G., *Appl. Spectrosc.*, 35,271 – 276 (1981).

Mark, H., *Principles and Practice of Spectroscopic Calibration*, Wiley, New York, 1996.

Martucci JF, Ruseckaite RA. Tensile Properties, Barrier Properties, and Biodegradation in Soil of Compression-Molded Gelatin-Dialdehyde Starch Films. *Journal of Applied Polymer Science*. 2009;112(4):2166-2178

Narendra Reddy, Lihong Chen, Yiqi Yang, 2013.

Odian, George; *Principles of Polymerization*, 3rd ed., J. Wiley, New York, 1991.

Rafael T. (2016). *Obtención de biopolímeros como adsorbentes de colorantes de los efluentes textiles a partir de cáscaras de crustáceos y plumas de pollo*. UNMSM.

Rubio, H. & Saucedo, R. (2006). Normas Básicas en la Redacción de Artículos Técnico-Científicos. México.: Tecno-Ciencia UACH. Standard Test Method for Determining Weight Loss From Plastic Materials Exposed

SEMARNAT (2017). Estudio comparativo de bolsas de plástico degradables versus convencionales mediante la herramienta de Análisis de Ciclo de Vida. Dirección de Investigación en Residuos Y Sitios Contaminados.

Seyferth, D. (1978). Infrared and raman spectra of inorganic and coordination compounds: K. Nakamoto, Wiley-Interscience, New York, 1978, xv+ 448 pages,

Shanmugasundaram. K (2018) Simulated Municipal Solid-Waste (MSW) Aerobic Compost. Syed Zameer Ahmed, K. Sujatha, P. Ponnmurugan, Amit Srivastava, R. Ramesh, R. Sukumar, K. Elanithi, 2018.

Smith, B. C., Quantitative Spectroscopy: Theory and Practice, Elsevier, Amsterdam (2002).

Stuart H.B (2010) Infrared spectroscopy: fundamentals and applications. University of Technology, Sydney, Australia. J.S. Church*, A.J. Poole, A.L.

Stuart, B. (2004). Spectral analysis. *Infrared spectroscopy: fundamentals and applications*, 45-70.

Stuart, B., George, B., & McIntyre, P. (1996). Modern infrared spectroscopy applied to soil humic substances chemistry. *Science of the Total Environment*, 117(118), 41-52.

Tablas de Espectroscopía Infrarroja. Francisco Rojo Callejas.

The Raman analysis of films cast from dissolved feather keratin. Thermoplastic films from cyanoethylated chicken feathers Narendra Reddy, Chunyan Hu, Kelu Yan, Yiqi Yang, 2011.

Weyer, L. G. and Lo, S. C., 'Spectra – Structure Correlations in the Near-infrared', in Handbook of Vibrational Spectroscopy, Vol. 3, Chalmers, J. M. and Griffiths, P. R. (Eds), Wiley, Chichester, UK, 2002, pp. 1817 – 1837.

Wiley and John (2007) handbook of plastics testing and failure analysis 3^a ed Wiley Interscience a John Wiley a sons, Inc., publication.

William D (2007) Introducción a la ciencia e Ingeniería de los Materiales 2, 3^a edición ed. Reverte

Yang, 2011. The Raman analysis of films cast from dissolved feather keratin. Thermoplastic films from cyanoethylated chicken feathers Narendra Reddy, Chunyan Hu, Kelu Yan, Yiqi.

Rangasamy (2018) College of Technology India Medical Textiles, Textile Chemical Processing Technical Textiles and Fibre Science & Technology.