

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

FACULTAD DE INGENIERÍA CIVIL Y AMBIENTAL

**ESTUDIO DE LA ACTIVIDAD COAGULANTE/FLOCULANTE DE
POLÍMEROS NATURALES EXTRAÍDOS DE MATERIALES DE
DESECHO EN EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES
DOMÉSTICAS E INDUSTRIALES**

**ESTUDIO DEL COMPORTAMIENTO DE POLÍMEROS ORGÁNICOS
NATURALES, EXTRAÍDOS DE MATERIALES DE DESECHO, COMO
COAGULANTES Y/O FLOCULANTES DENTRO DEL PROCESO DE
DEPURACIÓN DE AGUA RESIDUAL DE LA INDUSTRIA LÁCTEA**

**TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR PRESENTADO COMO
REQUISITO PARA LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERA AMBIENTAL**

ALLISON LIZBETH TIPÁN GUZMÁN

allison.tipan@epn.edu.ec

DIRECTOR: MARÍA BELÉN ALDÁS SANDOVAL

maria.aldas@epn.edu.ec

DMQ, febrero 2024

CERTIFICACIONES

Yo, ALLISON LIZBETH TIPÁN GUZMÁN declaro que el trabajo de integración curricular aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

ALLISON LIZBETH TIPÁN GUZMÁN

Certifico que el presente trabajo de integración curricular fue desarrollado por ALLISON LIZBETH TIPÁN GUZMÁN, bajo mi supervisión.

MARÍA BELÉN ALDÁS SANDOVAL
DIRECTOR

DECLARACIÓN DE AUTORÍA

A través de la presente declaración, afirmamos que el trabajo de integración curricular aquí descrito, así como el (los) producto(s) resultante(s) del mismo, son públicos y estarán a disposición de la comunidad a través del repositorio institucional de la Escuela Politécnica Nacional; sin embargo, la titularidad de los derechos patrimoniales nos corresponde a los autores que hemos contribuido en el desarrollo del presente trabajo; observando para el efecto las disposiciones establecidas por el órgano competente en propiedad intelectual, la normativa interna y demás normas.

ALLISON LIZBETH TIPÁN GUZMÁN

MARÍA BELÉN ALDÁS SANDOVAL

DEDICATORIA

Dedicado a nuestro creador quien me brindó la oportunidad de vivir y conocer a personas increíbles durante mis años de aprendizaje en la Escuela Politécnica Nacional; mi segundo hogar.

Con mucho amor dedicado a la persona que me ha visto crecer y ha crecido conmigo, gracias a ti es lo que soy ahora. Toda la exigencia, paciencia y disciplina que me enseñaste se ha reflejado en este trabajo; mami este logro también es tuyo.

A mis pulguitas Eleonor y Elías, su amor incondicional fue la fuerza que necesité para sacar adelante este proyecto. A mi hermanito Michael quien ha sido mi compañero de vida desde hace 18 años.

A mi ratita de dos patitas Edi, por permitirme ser parte de su vida y compartir juntos esta etapa universitaria; tu comprensión, paciencia, apoyo, chistes y cariño han sido el impulso para culminar la carrera y este proyecto.

AGRADECIMIENTO

Este proyecto de titulación se materializó gracias a la colaboración de varias personas, cuya contribución, generosidad, orientación y apoyo fueron fundamentales a lo largo de este proceso académico; a todos ustedes mis más sinceros agradecimientos.

A mi tutora Ing. María Belén Aldás por brindarme su ayuda, conocimientos, paciencia y tiempo durante mi estadía en la universidad y en la realización de este proyecto.

Al equipo técnico del Laboratorio Docente de Ingeniería Ambiental de la Escuela Politécnica Nacional, especialmente al Ing. Jairo Jimpikit y al Ing. Richard Puente por su paciencia y buena predisposición para solventar las circunstancias que se presentaron a lo largo del proyecto.

A los profesionales del equipo de trabajo del Departamento de Ciencias de Alimentos y Biotecnología de la Escuela Politécnica.

ÍNDICE DE CONTENIDO

CERTIFICACIONES.....	I
DECLARACIÓN DE AUTORÍA.....	II
DEDICATORIA.....	III
AGRADECIMIENTO.....	IV
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	V
ÍNDICE DE TABLAS	VI
ÍNDICE DE FIGURAS	VII
SIGLAS	VIII
RESUMEN	IX
ABSTRACT	X
1 INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivo general	3
1.2 Objetivos específicos	3
1.3 Alcance	3
1.4 Marco teórico	4
1.4.1 Agua residual	4
1.4.2 Impactos ambientales del vertido de agua residual	4
1.4.3 Industria láctea y su agua residual.....	5
1.4.4 Características físicas, químicas y biológicas del agua residual láctea ...	6
1.4.5 Industria láctea en el Ecuador.....	7
1.4.6 Depuración del agua	9
1.4.7 Depuración del agua en Ecuador.....	9
1.4.8 Coagulación y floculación	10
1.4.9 La gestión de residuos sólidos como problemática.....	11
1.4.10 Residuos orgánicos en el Ecuador.....	11
1.4.11 Biopolímeros	12
1.4.12 Polvo de las semillas de tamarindo.....	12
1.4.13 Pectina	13
1.4.14 Almidón	13
2 METODOLOGÍA	15
2.1 Extracción de biopolímeros.....	15

2.1.1	Extracción de almidón a partir de la cáscara de plátano verde	16
2.1.2	Extracción de polvo a partir de semillas de tamarindo	19
2.1.3	Extracción de pectina a partir de cáscaras de naranja.....	21
2.2	Caracterización de biopolímeros.....	23
2.3	Muestreo del agua residual de la industria láctea	23
2.3.1	Plan de muestreo	24
2.3.2	Procedimiento del muestreo	26
2.4	Caracterización del agua residual láctea	28
2.4.1	Ensayos realizados en la caracterización del agua residual láctea	30
2.5	Ensayo para la evaluación de la actividad coagulante y floculante de los polímeros naturales.....	37
2.5.1	Preparación de las soluciones para la coagulación y floculación a partir de los polímeros naturales	37
2.5.2	Ensayo preliminar de coagulación/floculación	38
2.5.3	Ensayo de coagulación/floculación	39
3	RESULTADOS, CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	41
3.1	Resultados	41
3.2	Conclusiones	61
3.3	Recomendaciones	62
4	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	63
5	ANEXOS	70
	ANEXO I. Plan de muestreo.....	70
	ANEXO II. Documentos del Plan de muestreo y Cadena de Custodia.....	72

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Cantidad de efluente según el producto.....	6
Tabla 2.	Composición de los efluentes del procesamiento de la leche	7
Tabla 3.	Producción de leche por región en el Ecuador.....	9
Tabla 4.	Parámetros químicos analizados en los biopolímeros	23
Tabla 5.	Plan de muestreo agua residual láctea	25
Tabla 6.	Parámetros considerados para la caracterización del agua residual.....	29

Tabla 7. Resultados de la extracción de biopolímeros.....	41
Tabla 8. Características químicas de los biopolímeros	43
Tabla 9. Parámetros analizados en la caracterización del agua residual láctea.....	46
Tabla 10. Caracterización de agua residual y límites de descarga de efluentes a cuerpos de agua.....	47
Tabla 11. Caracterización de agua residual y límites de descarga de efluentes al alcantarillado	48
Tabla 12. Condiciones iniciales del agua residual láctea para el ensayo de coagulación y floculación.....	49
Tabla 13. Dosis de soluciones coagulantes y sulfato de aluminio.....	49
Tabla 14. Porcentajes de remoción de DQO	58
Tabla 15. Porcentajes de remoción de color aparente.....	58
Tabla 16. Porcentajes de remoción de color real.....	59
Tabla 17. Porcentaje de eficiencia de remoción de turbidez	59

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Metodología del procedimiento experimento del proyecto.....	15
Figura 2. Procedimiento general de extracción de biopolímeros	16
Figura 3. Procedimiento de extracción de almidón de cáscara de plátano verde	18
Figura 4. Procedimiento de extracción del polvo de semillas de tamarindo.....	20
Figura 5. Procedimiento de extracción de pectina de cáscara de naranja	22
Figura 6. Equipo de protección personal usado en el muestreo	23
Figura 7. Procedimiento general de la caracterización del agua residual láctea.....	24
Figura 8. Muestras colocadas en el cooler	28
Figura 9. Realización de ensayos para la caracterización del agua residual láctea.....	30
Figura 10. Ensayo preliminar a la prueba de jarras	39
Figura 11. Ensayo de prueba de jarras	40
Figura 12. Biopolímeros obtenidos.....	42
Figura 13. Agua residual láctea utilizada en el proyecto.....	45
Figura 14. Remoción de turbidez usando almidón de cáscara de plátano verde	50
Figura 15. Remoción de color usando almidón de cáscara de plátano verde.....	50
Figura 16. Remoción de color usando almidón de cáscara de plátano verde.....	51

Figura 17. Remoción de DQO usando almidón de cáscara de plátano verde	51
Figura 18. Remoción de turbidez usando polvo de semillas de tamarindo	52
Figura 19. Remoción de color usando polvo de semillas de tamarindo	52
Figura 20. Remoción de color usando polvo de semillas de tamarindo	53
Figura 21. Remoción de DQO usando polvo de semillas de tamarindo.....	53
Figura 22. Remoción de turbidez usando pectina de cáscara de naranja.....	54
Figura 23. Remoción de color usando pectina de cáscara de naranja	54
Figura 24. Remoción de color usando pectina de cáscara de naranja	55
Figura 25. Remoción de DQO usando pectina de cáscara de naranja	55
Figura 26. Remoción de turbidez usando sulfato de aluminio	56
Figura 27. Remoción de color usando sulfato de aluminio	56
Figura 28. Remoción de color usando sulfato de aluminio	57
Figura 29. Remoción de DQO usando sulfato de aluminio	57

SIGLAS

DBO₅: Demanda Bioquímica de Oxígeno

DECAB-EPN: Departamento de Ciencias de Alimentos y Biotecnología de la Escuela Politécnica Nacional

DQO: Demanda Química de Oxígeno

INEC: Instituto Nacional de Estadística y Censos

LDIA-EPN: Laboratorio Docente de Ingeniería Ambiental de la Escuela Politécnica Nacional

RESUMEN

Esta investigación analizó el potencial coagulante y floculante de tres biopolímeros extraídos de fuentes naturales: almidón obtenido de la cáscara de plátano verde, pectina derivada de la cáscara de naranja y polvo de semillas de tamarindo, en el proceso de depuración de agua residual láctea. Estos polímeros naturales se obtuvieron a partir de residuos orgánicos favoreciendo a la reducción de su impacto ambiental.

El procedimiento experimental estuvo formado por tres fases: extracción y caracterización de los polímeros naturales, caracterización del agua residual láctea y realización de los ensayos de coagulación/floculación. Se siguieron distintas metodologías de extracción de biopolímeros según el residuo orgánico utilizado. Respecto a la caracterización del agua residual se realizó un plan de muestreo y seguidamente se ejecutaron análisis de laboratorio. Finalmente, se preparó una solución de concentración 5% con cada uno de los polímeros naturales y se evaluó la capacidad de coagulación y floculación.

Los resultados en cuanto a eficiencia de remoción de turbidez obtuvieron rangos de: 18% - 31% en almidón de cáscara de plátano verde, 12% - 25% usando polvo de semillas de tamarindo y 15% - 27% utilizando pectina de la cáscara de naranja.

Respecto a eficiencia de remoción de DQO se obtuvo rangos de: 9% - 40% en almidón de cáscara de plátano verde, 5% - 33% con polvo de semillas de tamarindo y 14% - 35% usando pectina de cáscara de naranja.

Respecto a la eficiencia de remoción de color con el almidón de cáscara de plátano verde se tienen rangos entre el 9% - 17% para color real y 15% - 33% para color aparente. Mientras que la eficiencia de remoción de color con el polvo de las semillas de tamarindo se tienen rangos entre el 12% - 19% para color real y 13% - 28% para color aparente. Finalmente, la eficiencia de remoción de color con la pectina de cáscara de naranja se tienen rangos entre el 16% - 28% para color real y 27% - 38% para color aparente.

PALABRAS CLAVE: agua residual, almidón, pectina, remoción, turbidez, DQO, color.

ABSTRACT

This research analyzed the coagulant and flocculant potential of three biopolymers extracted from natural sources: starch obtained from green banana peel, pectin derived from orange peel and tamarind seed powder, in the process of dairy wastewater treatment. These natural polymers were obtained from organic waste, favoring the reduction of their environmental impact.

The experimental procedure consisted of three phases: extraction and characterization of the natural polymers, characterization of the dairy wastewater and coagulation/flocculation tests. Different biopolymer extraction methodologies were followed according to the organic waste used. Regarding the characterization of the wastewater, a sampling plan was carried out and then laboratory analyses were performed. Finally, a 5% concentration solution was prepared with each of the natural polymers and the coagulation and flocculation capacity was evaluated.

The results for turbidity removal efficiency ranged from: 18% - 31% for green banana peel starch, 12% - 25% using tamarind seed powder and 15% - 27% using orange peel pectin.

Regarding COD removal efficiency, ranges of 9% - 40% were obtained with green banana peel starch, 5% - 33% with tamarind seed powder and 14% - 35% using orange peel pectin.

Regarding the color removal efficiency with green banana peel starch, there are ranges between 9% - 17% for real color and 15% - 33% for apparent color. While the color removal efficiency with tamarind seed powder ranges between 12% - 19% for true color and 13% - 28% for apparent color. Finally, the color removal efficiency with orange peel pectin ranges between 16% - 28% for true color and 27% - 38% for apparent color.

KEYWORDS: wastewater, starch, pectin, removal, turbidity, COD, color.

1 INTRODUCCIÓN

Uno de los sectores de producción que ejerce una influencia significativa en el ambiente es la industria alimentaria. Según la actividad, cada sector genera una proporción de desechos en relación con el producto elaborado; por ejemplo, se estima que el procesamiento de 1 litro de leche puede resultar en la producción de entre 0,2 a 10 litros de agua residual (Bazrafshan et al., 2013; Martín-Rilo et al., 2015; Tchamango et al., 2010). El proceso productivo de la industria láctea inicia en las haciendas ganaderas, donde se recolecta la leche de las vacas productoras, para luego ser transportada a centros de industrialización para la elaboración de distintos productos lácteos. Esta transformación implica una serie de procesos en los que se genera un gran volumen de residuos sólidos y líquidos (González, 2012).

Para la economía ecuatoriana uno de los sectores más importantes es la industria láctea, misma que en 2018 representó aproximadamente el 1,3% del Producto Interno Bruto Nacional, cifrado en alrededor a 1,3 billones de dólares (Banco Central del Ecuador, 2019); además en el año 2017, la producción diaria de leche en el país alcanzó la cantidad de 5.135.405 litros. Esta producción está distribuida mayoritariamente en la región Sierra, abarcando el 76,25 %, seguida por la Costa con el 19,66 % y el Oriente con el 4,05 % (INEC, 2017).

Debido a la diversidad de procesos y productos en la industria láctea, según el proceso y el producto que se esté elaborando, el efluente del procesamiento de un litro de leche contiene sustancias orgánicas solubles, sólidos suspendidos, trazas orgánicas que liberan gases, y así mismo producen olor, sabor, color y turbidez al cuerpo de agua receptor (Tikariha y Sahu, 2014), siendo así el suero de quesería el principal subproducto de la industria láctea, sustancia que se presenta como un líquido amarillento-verdoso caracterizado por una alta demanda biológica de oxígeno (DBO), demanda química de oxígeno (DQO) y nutrientes (Tchamango et al., 2010; Martín-Rilo et al., 2015; Ahmad et al., 2019); se producen aproximadamente 3,5 kilogramos de DBO y 6,8 kilogramos de DQO por cada 100 kilogramos de lacto suero producido (González, 2012). En la industria láctea el agua residual producida muchas veces es vertida a cuerpos de agua receptores sin algún tipo de tratamiento depurador de tal manera que desencadena un desbalance en el ecosistema por la generación de eutrofización debido a la presencia de nitratos y fosfatos (Tchamango et al., 2010; Martín-Rilo et al., 2015; Ahmad et al., 2019).

Por consiguiente, la industria láctea necesita tratar sus efluentes con el fin de eliminar los contaminantes antes de ser descargados al cuerpo receptor lo que resulta en una

reducción significativa del impacto ambiental. Por ende, es esencial llevar a cabo operaciones de depuración como: coagulación/floculación, electrocoagulación, biofiltración, biotratamiento, o tratamientos de digestión anaerobia para eliminar los compuestos orgánicos e inorgánicos presentes en el agua residual generada por la industria láctea (Armijo et al., 2021).

En este sentido para el proceso de depuración del agua residual, los coagulantes más comúnmente utilizados a nivel nacional y mundial son los de naturaleza química, como el sulfato de aluminio, sin embargo, este compuesto presenta varios aspectos negativos que afectan a la salud humana, incluyendo riesgos de desarrollar Alzheimer, irritación en la piel, nariz, pulmones y garganta al entrar en contacto o inhalarse. Ante esto, al avance tecnológico ha impulsado la búsqueda de alternativas más seguras y sostenibles, como el uso de coagulantes naturales o polímeros de origen natural. Estos materiales proveen varios beneficios ya que son económicamente viables, respetuosos con el ambiente y no producen efectos tóxicos para los humanos (Romero, 2019). De esta manera coagulantes naturales como: *Moringa Oleífera*, *Cactus Lefaria*, almidón de yuca o algas marinas, han sido evaluados en procesos de clarificación de aguas demostrando así la gran capacidad que tienen en la remoción de turbiedad, color, materia orgánica, partículas coloidales (Fuentes et al., 2016).

A la par, la generación de residuos es una problemática que requiere de estrategias urgentes para alcanzar una eficiente gestión, dentro de este escenario se estima que en 2017 a nivel nacional el Ecuador generó 5,4 millones de toneladas anuales de residuos sólidos de los cuales aproximadamente el 60% de los residuos producidos diariamente son orgánicos, el 20% son residuos sólidos inorgánicos potencialmente reciclables, y el porcentaje restante no es reciclable (Ministerio del Ambiente Agua y Transición Ecológica 2020), por lo que se evidencia la necesidad de aprovechar los potenciales usos que se pueden dar a los residuos orgánicos con el fin de disminuir la cantidad de materia orgánica que sea entregada al relleno sanitario.

Por todo lo anteriormente expuesto, es evidente la necesidad de implementar un estudio acerca de la eficiencia como coagulante y floculante que poseen algunos de los componentes de los residuos orgánicos en el tratamiento de agua residual proveniente de la industria láctea, de tal manera que se logre encontrar otra alternativa que enfrente el desafío que resulta ser la gestión integral de residuos sólidos y la depuración de aguas residuales. Los materiales de desecho a ser utilizados para la obtención de los polímeros naturales que permitan la coagulación y floculación del agua residual son: cáscaras de plátano verde, cáscaras de naranja y semillas de tamarindo.

1.1 Objetivo general

Realizar el estudio de la eficiencia y las propiedades coagulantes y floculantes de biopolímeros extraídos a partir de residuos orgánicos en el tratamiento de agua residual proveniente de la industria láctea.

1.2 Objetivos específicos

1. Extraer polímeros naturales con potencialidad coagulante y floculante a través de residuos orgánicos como: cáscara de plátano verde, cáscaras de naranja y semillas de tamarindo.
2. Establecer la dosis óptima de los polímeros naturales utilizados para la coagulación y floculación, en la depuración de agua residual proveniente de la industria láctea.
3. Realizar la caracterización del agua depurada mediante parámetros físicos y químicos: turbidez, pH, color y DQO.
4. Comparar la eficiencia de remoción de los biopolímeros para contaminantes comúnmente encontrados en el agua residual de la industria láctea.
5. Verificar el cumplimiento de la norma ambiental vigente en el Ecuador para descarga de efluentes.

1.3 Alcance

El propósito de este estudio es analizar la eficiencia coagulante y floculante de biopolímeros extraídos a partir de desechos orgánicos para el tratamiento de agua residual generado por la industria láctea.

Inicialmente a través del aprovechamiento de los residuos orgánicos como: cáscara de plátano verde, cáscaras de naranja y semillas de tamarindo, se plantea la obtención de los polímeros naturales con características coagulantes y floculantes mediante la utilización de bibliografía que especifique detalladamente la metodología a aplicarse en cada uno de los materiales de desecho para de esta manera lograr la extracción de biopolímero. En este contexto se espera contribuir con una estrategia que logre aprovechar el material orgánico desechado, de tal manera que la problemática de la generación de residuos orgánicos logre encontrar un enfoque integral y sustentable.

Para la presente investigación se utilizará agua residual proveniente de la industria láctea, de modo que al evaluar la eficiencia coagulante y floculante de los biopolímeros en este

tipo de agua residual se encuentre una opción viable económicamente y responsable con el ambiente para las plantas depuradoras en este sector industrial del país.

Finalmente, por medio de ensayos realizados en laboratorio se evaluarán parámetros físicos y químicos del agua depurada con los biopolímeros utilizados, posteriormente se determinará la eficiencia de remoción de los contaminantes comúnmente presentes en el agua residual de una industria láctea de la ciudad de Quito, además se verificará el cumplimiento de la norma ambiental vigente en el Ecuador para descarga de efluentes.

1.4 Marco teórico

1.4.1 Agua residual

Se define el agua residual como aquella que proviene de un proceso productivo o del consumo humano, cuyo uso ha deteriorado su calidad, por lo que contiene elementos contaminantes constituyendo un foco de contaminación al cuerpo de agua al que son descargados (Metcalf & Eddy, 1995).

El agua residual varía en función de su origen, sin embargo, los tipos de agua residual más conocidos son: agua residual doméstica, agua residual industrial, agua residual agrícola (Metcalf & Eddy, 2004).

1.4.2 Impactos ambientales del vertido de agua residual

La degradación y contaminación ambiental asociada a la descarga de aguas residuales desencadena graves impactos en los ecosistemas, en la salud y la calidad de vida humana. Los arroyos y ríos urbanos han sido utilizados como desagües de aguas residuales, lo que ha generado el incremento de la concentración de contaminantes en aquellos cuerpos de agua receptores de agua residual, constituyendo así un foco de contaminación (Walsh, 2000). Dependiendo del tipo de descarga de agua residual se puede desencadenar contaminación bacteriana, generar toxicidad por metales pesados y amoníaco. Varios estudios han demostrado que peces y organismos acuáticos presentan cambios en el desarrollo, reproducción y comportamiento debido a la exposición a contaminantes. Como ejemplos de la degradación ambiental de cuerpos receptores de agua residual se encuentra: el río Támesis en Inglaterra a inicios del siglo XIX y el río Ganges cuya contaminación desencadenó la propagación de patógenos como la fiebre tifoidea, disentería, cólera, y la hepatitis (Holeton et al., 2011).

1.4.3 Industria láctea y su agua residual

La industria láctea constituye la transformación de leche cruda en productos como: leche pasteurizada, queso duro, yogurt, queso blando, requesón, suero en polvo, productos de nata, leche condensada y mantequilla (Carvalho et al., 2013).

El procesamiento de productos lácteos es considerado como una importante fuente de aguas residuales, cuyos contaminantes principalmente son de origen orgánico. Según el producto que se procesa, tipo de producción, métodos operativos se generan efluentes que varían en volumen, concentración y composición en una planta lechera. Se estima que el agua residual láctea es aproximadamente 2,5 veces mayor que el volumen de leche procesada (Karadag et al., 2015).

Debido a los distintos procesos generados en las industrias lácteas se puede clasificar al efluente lácteo en 3 categorías:

- Agua de lavado de infraestructura y equipos: constituye el agua utilizada para el aseo de los equipos que están en contacto directo la leche; o sus derivados, también se incluyen áreas y conducciones. Puede contener agentes esterilizantes como detergentes ácidos y alcalinos. El procedimiento de limpieza se lleva a cabo en tres pasos:
 1. Enjuague preliminar
 2. Lavado cáustico
 3. Enjuague frío.

Este efluente puede contener suero de leche, derrames, cultivos iniciadores de yogurt, pedazos de queso, compuestos estabilizadores y pérdidas de lote. Este volumen constituye normalmente el 30% del vertido total de agua y aporta el 10% de la concentración total de DBO (Britz & Hung, 2006).

- Agua sanitaria: proviene de los servicios higiénicos utilizados por los operadores de la industria, es enviada directamente al sistema de alcantarillado. Contiene una alta carga de patógenos (Llanos, 2013).
- Agua de proceso: se refiere al agua usada en los procesos de manufactura que pueden ser refrigeración y calefacción (Britz & Hung, 2006). A partir de los procesos de fabricación procede la mayor parte de las aguas residuales (Keegan, 1999).

1.4.4 Características físicas, químicas y biológicas del agua residual láctea

El caudal y volumen de agua residual láctea se encuentra asociado a la capacidad de producción y a los turnos de trabajo de la planta, es por ello que existen grandes fluctuaciones que están relacionados a los ciclos de producción de los productos (Slavov, 2017).

Las distintas operaciones que realiza la industria láctea generan residuos variantes en calidad y cantidad, que contienen altas cantidades de materia orgánica como: carbohidratos, proteínas y lípidos, además contienen altas concentraciones de: sólidos en suspensión, demanda bioquímica de oxígeno, demanda química de oxígeno, nitrógeno, aceites y grasas, así como también grandes variaciones de pH (Britz & Hung, 2006).

Es posible caracterizar la carga contaminante del agua residual láctea cuando se conoce la constitución de la leche y los productos derivados que produce la planta, pues cada proceso genera un vertido único en volumen y composición (Slavov, 2017).

Las aguas residuales provenientes de la industria láctea debido a su composición tienen una tendencia a acidificarse rápidamente debido a la fermentación del azúcar que se encuentra en la leche, lo cual produce ácido láctico. En Ecuador se generan entre 80.000 y 15.000 m³/día de efluentes líquidos por empresa (Luque, 2018). En la Tabla 1 se encuentran los efluentes generados por la industria láctea según el producto.

Tabla 1. Cantidad de efluente según el producto

Producto	Volumen de agua residual (litros de agua residual/litro de leche)
Leche de consumo (pasteurizada y esterilizada)	1 - 3
Mantequilla	2 - 4
Queso	2,5 - 9

Fuente: Luque, 2018

Elaborado por: Tipán Allison

Usualmente las aguas residuales lácteas son de color blanco, tienen un olor desagradable y permiten evidenciar turbidez. La temperatura media de los efluentes lácteos oscila entre 17-25 °C por lo que es mayor que la temperatura de los efluentes domésticos. La Tabla 2 presenta las características generales que tiene del agua residual láctea en función del producto generado (Janczukowicz et al., 2008).

Tabla 2. Composición de los efluentes del procesamiento de la leche

Efluente del procesamiento de leche	pH	Concentración (g/L)							
		DBO ₅	DQO	Aceites y grasas	Sólidos totales	Sólidos suspendidos totales	Nitrógeno total	Fósforo total	Alcalinidad CaCO ₃
Lácteos mixtos	4	0,24	0,5	0,02	0,71	0,06	0,01	0	0,32–1,2
	- 11	- 5,9	- 10,4	- 1,92	- 7	- 5,80	- 0,66	- 0,6	
Yogur	4,53	-	6,5	-	-	-	-	-	-
Mantequilla	12,1	0,22	8,93	2,88	-	0,7	-	-	-
		- 2,65				5,07			
Helado	5,1	2,45	5,2	-	3,9	3,1	-	0,014	0,22
	- 6,96								
Queso	3,38	0,59	1	0,33	1,	0,19	0,018	0,005	-
	- 9,5	- 5	- 63,3	- 2,6	- 53,2	- 2,5	- 0,83	- 0,28	
Requesón	7,83	2,6	17,65	0,95	-	3,38	-	-	-
Suero de queso	3,92	27	50	0,9	55	1,27	0,2	0,12	-
	- 6,5	- 60	- 102,1	- 14	- 70,9	- 22.15	- 1,76	- 0,53	
Permeado de leche	5,55	-	52,94	-	11,61	1,94	0,3	0,35	2,5
	- 6,52		- 57,46		- 15,39	- 3,4	- 0,4	- 0,45	

Fuente: Janczukowicz et al., 2008

Elaborado por: Tipán Allison

1.4.5 Industria láctea en el Ecuador

En Ecuador la industria láctea ha tenido su desarrollo desde 1900, y debido a la preocupación por el sistema de provisión y distribución de leche que en ese entonces era precario en el país, la pasteurización de la leche comenzó en 1948 específicamente en la ciudad de Quito. Es así como la primera empresa de pasteurización e higienización de leche en Quito se llamó "INEDEL" estuvo ubicada en la Av. Isabel la Católica y Galicia; esta empresa producía helados y leche pasteurizada, de esta manera en 1961 se consolida la industria láctea que a su vez se convirtió en una parte importante y trascendental en la cadena de la leche (Centro de la Industria Láctea del Ecuador, 2015).

El 10 de abril de 1961 salió al mercado la primera botella de leche pasteurizada en una botella color ámbar con tapa de lámina de aluminio, simultáneamente se inicia la venta de quesos frescos y mantequilla pasteurizada. En ese mismo tiempo ya existían tres empresas

en el mercado que se dedicaban al procesamiento de lácteos: INEDEL, Pasteurizadora Quito S.A. y la empresa ILESA que fue construida en Lasso cerca de Latacunga (Centro de la Industria Láctea del Ecuador, 2015).

Hasta 2019 en Ecuador las principales empresas productoras de derivados de la leche fueron:

- Industrias Lácteas Toni S.A.
- Lácteos San Antonio C.A.
- Empresa Pasteurizadora Quito S.A.
- Alpina
- Corporación ecuatoriana de alimentos y bebidas Corpabe S.A. (Corporación Financiera Nacional, 2019)

Aproximadamente 3,5 millones de hectáreas se dedican a la producción de leche de las cuales corresponde el 75% en la Sierra, 11% en la Amazonía y 14% en Costa y Galápagos. Además, en las zonas altas de la Sierra donde no hay mucha opción de siembra, la venta de leche se convierte en el único medio de sustento de varios campesinos. El 65% de la leche que es consumida a nivel nacional proviene en gran mayoría de medianos y pequeños productores que poseen propiedades menores a 100 hectáreas (Real, 2013).

Según datos del INEC en 2017 la producción de leche en la región Sierra es la que aporta mayormente con un 64,31%, seguido de la región Costa que aporta el 29,99%, mientras que la región Amazónica aporta con el 5,67%. Así mismo, respecto al promedio de litros de leche por vaca producidos se tiene:

- Región Sierra: 7,11 litros/vaca
- Región Amazónica: 4,29 litros/vaca
- Región Costa: 3,93 litros/vaca

La Tabla 3 presenta la producción de leche durante el periodo comprendido entre 2015-2017 según el informe realizado por el Instituto Nacional de Estadísticas y Censos. Además, según la Superintendencia de Control del Poder de Mercado, en la región interandina se tiene la producción más alta de leche cruda, esto se debe a las condiciones favorables climáticas y geográficas propias de la zona, por esta razón, se argumenta que un gran número de industrias lácteas operan en la región montañosa del Ecuador (Vizcarra et al., 2015). Según el Informe del Sector Lácteo en 2015 la provincia de Pichincha destacó al tener una producción total de leche del 19% el cual el aporte corresponde al 55% pequeños productores, 27% productores medianos y 18% productores grandes (Superintendencia de Control del Poder de Mercado, 2015).

Tabla 3. Producción de leche por región en el Ecuador

Región	Producción de leche (litros)		
	2015	2016	2017
Sierra	3677687	4106855	3915787
Costa	1024009	955272	1009644
Oriente	273188	256421	207898
Zonas no delimitadas	7487	740	2075
Total Nacional	4984386	5319288	5135404

Fuente: INEC, 2017.

Elaborado por: Tipán Allison

1.4.6 Depuración del agua

Debido al desarrollo de la teoría del germen de Koch y Pasteur el campo del saneamiento marcó su inicio en la segunda mitad del siglo XIX, es así como, el tratamiento de aguas residuales data de finales del siglo pasado y principios del presente siglo (Metcalf & Eddy, 1995).

Las características físicas, químicas, biológicas microbiológicas y radiológicas del agua residual que no posee un tratamiento previo a su vertido, alteran el equilibrio ecosistémico del cuerpo de agua receptor de aguas residuales, esto a su vez genera consecuencias como afectación al ciclo del agua, deterioro de la calidad del agua, enfermedades al ser humano (Torre et al., 2009).

El tratamiento de aguas residuales constituye una serie de procesos de tratamiento, equipos y operaciones unitarias que, según el tipo de agua residual requieren de tratamientos de ingeniería sencillos o complejos (Ramalho, 2003).

1.4.7 Depuración del agua en Ecuador

En Ecuador tan sólo el 10% del agua residual tiene algún tipo de tratamiento según la Ex Secretaría Nacional del Agua (Secretaría del Agua, 2016), esto se debe al desordenado y acelerado crecimiento poblacional en la zona urbana. Además, se estima que en más del 70% de las cuencas hidrográficas que se encuentran por debajo de la cota 2800 m.s.n.m. el agua no es apta para el consumo humano directo por la contaminación que existe con sustancias tóxicas, presencia de patógenos o desechos sólidos. Aproximadamente más del 80% de empresas industriales, de servicios y comercio que generan aguas residuales vierten directamente el agua residual al alcantarillado o a los cauces fluviales sin un proceso de depuración de esta (Cabrera et al., 2012).

1.4.8 Coagulación y floculación

Una de las operaciones en el tratamiento de aguas residuales es la coagulación-floculación, que consiste en agregar ciertos aditivos químicos al agua a ser tratada para aumentar la velocidad de sedimentación de la materia coloidal no sedimentable debido a la formación de flóculos (Bueno, 1997).

Según la teoría de la doble capa eléctrica y la regla de Schultze-Hardy los agentes coagulantes poseen una carga eléctrica positiva que, al ser contraria al ion determinante del potencial en la partícula en el agua residual logra desestabilizar la partícula coloidal de manera que se separa. Los agentes coagulantes más utilizados son la alúmina ($\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot 18\text{H}_2\text{O}$) y el cloruro férrico. La alúmina presenta ventajas respecto a costo y disponibilidad además que se obtiene resultados buenos en aguas residuales de pH entre 4,5 - 8. Dentro de este contexto, una propiedad importante es el potencial zeta, que básicamente corresponde a una medida de la estabilidad que posee una partícula y además indica el potencial que se necesita para penetrar la capa de iones circundante en la partícula para lograr su desestabilización (Sandoval et al., 2000).

Para evaluar el proceso de coagulación-floculación en los distintos tipos de agua residual se debe realizar a nivel de laboratorio con la metodología de las pruebas de jarras (Cabrera et al., 2009).

Existen factores que interfieren en la optimización del proceso de coagulación, los cuales son:

- pH: se caracteriza por ser la variable de mayor influencia, pues, si el proceso de coagulación se realiza fuera del rango de pH disminuye la solubilidad del coagulante en el agua a tratarse, por lo que se requerirá concentraciones mayores del mismo y a su vez mayor tiempo para la formación de flocs (Dominguez, 2010).
- Dosis del coagulante: a través de la prueba de jarras se determina la dosis óptima de coagulante necesaria para lograr la coagulación. Se debe tomar en cuenta que dosis pequeñas de coagulante no permiten la neutralización total de la carga del coloide por tal razón la cantidad de flocs formados es mínima (Tafur & Quevedo, 2014) .
- Mezcla: asegurar una mezcla uniforme entre el coagulante y el agua, tomando en consideración el tiempo de mezcla y su intensidad determinan la eficiencia de la coagulación (Tafur & Quevedo, 2014).
- Tamaño de partículas: cuando las partículas coloidales tienen tamaños muy pequeños se necesita adicionar una cantidad mayor de coagulante, mientras que

al tener partículas de tamaños muy grandes la formación de flóculos se dificulta (Restrepo, 2009).

- Turbiedad: según la turbidez se tiene una dosis óptima de coagulante, cuando se tiene una alta turbidez disminuye la dosis de coagulante, por el contrario, una turbidez baja requiere de una dosis mayor de coagulante (Dominguez, 2010).
- Temperatura: la temperatura influye en la densidad del agua, el incremento de temperatura altera la energía cinética de los coloides, así mismo el decremento de temperatura genera aumenta la viscosidad del agua lo cual a su vez entorpece el proceso de sedimentación de los flóculos (Gómez, 2005).

1.4.9 La gestión de residuos sólidos como problemática

El incremento de la población humana, la transformación industrial y los hábitos de consumo traen consigo la generación de residuos sólidos que a su vez es considerado un problema con gran impacto ambiental (Bustos, 2009). En Latinoamérica los residuos sólidos constituyen una problemática de salud pública que fue generada por el patrón de desarrollo económico y el comportamiento poblacional (Lauro & Farreras, 2015).

La mala gestión de residuos sólidos constituye un foco de contaminación de recursos como el aire, agua y suelo, así como la proliferación de transmisores de enfermedades y plagas. Dentro de este contexto, un sistema de gestión integral de residuos sólidos permite incrementar la tasa de recuperación y reutilización de materiales residuales (Tchobanoglous et al., 1994).

1.4.10 Residuos orgánicos en el Ecuador

En 2007 en el Distrito Metropolitano de Quito se generó aproximadamente 1 800 toneladas diarias de basura, de las cuales se conoce que el 61% corresponde a residuos sólidos orgánicos y el 39% a residuos sólidos inorgánicos (EMASEO, 2007).

Según el Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica en el Ecuador se generan 14 000 toneladas diarias de desechos, lo que a su vez significa más de 5 millones de toneladas anuales de las cuales el 56,2% le corresponde a residuos orgánicos mientras que el 43,8% corresponde a residuos inorgánicos, por lo que es fundamental impulsar un modelo de gestión sustentable e integral de residuos sólidos en donde los 221 municipios del país logren estar integrados de manera que se alcance el reciclaje potencial a nivel

nacional mediante la separación en la fuente, recolección, transporte, aprovechamiento de los residuos, tratamiento y disposición final (Ministerio del Ambiente Agua y Transición Ecológica, 2020).

1.4.11 Biopolímeros

Se define a un polímero como una sustancia química que posee moléculas grandes y consta de varias unidades pequeñas repetidas de forma covalente. Los biopolímeros son sustancias orgánicas que se encuentran presentes en fuentes naturales (Baranwal et al., 2022). Como ejemplo de biopolímeros se encuentran las proteínas que realizan funciones como reguladores y catalizadores, también se encuentran los polisacáridos que funcionan como reserva de energía y los ácidos nucleicos cuya función es transportar información genética de generación en generación (MacGregor, 2003).

Algunos biopolímeros han sido evaluados como adsorbentes de contaminantes del agua, dando resultados positivos. Muchos de los biopolímeros provienen de residuos de la industria, actividades municipales o agrícolas, los materiales más usados son: huesos de animales, celulosa, restos de peces, hulla (Burillo et al., 2019).

Polímeros naturales derivados del almidón, la celulosa y alginatos son polielectrolitos naturales importantes, que, al introducirlos en agua su carga puede ser negativa, positiva o neutra, por lo que se clasifican en polielectrolitos aniónicos, catiónicos y no iónicos respectivamente (Laines et al., 2008)

1.4.12 Polvo de las semillas de tamarindo

Las semillas de tamarindo tienen capacidad coagulante debido a sus proteínas y aminoácidos que tienen comportamiento ácido y soluble en agua de manera que permiten el tratamiento de aguas residuales logrando disminuir la turbiedad hasta en un 78% siempre y cuando exista un pH y dosis óptima (PhaniMadhavi & RajKumar, 2013).

Las semillas generalmente están compuestas por:

- Proteínas: 13 – 20 %
- Fibra: 20%
- Taninos: 20% (El-Siddig et al., 2006)

1.4.13 Pectina

La pectina pertenece a los polisacáridos de peso molecular alto, están en tejidos vegetales especialmente en los tejidos blandos de las frutas (Stintzing & Carle, 2005) está constituido de largas cadenas de 1,4 a-D-ácido galacturónico (GalpA) (Nizama, 2015) principalmente es una cadena de ácido galacturónico interrumpido por ramnosa en unidades, además los grupos carboxilos que se encuentran distribuidos por la cadena son esterificados con alcohol metílico y a su vez el grado de esterificación permite dividir a la pectina en metoxilo; altas y bajas pectinas (Lupi et al., 2018).

Entre las propiedades que posee la pectina están:

- Capacidad de absorber agua en altas cantidades
- Facilidad de formar coloides
- Solubilidad y viscosidad “no newtoniana, pseudoplástica”
- Capacidad de coagulación (Nizama, 2015)

1.4.14 Almidón

El principal carbohidrato sintetizado por las plantas es el almidón, este es almacenado en gránulos insolubles semicristalinos en tejidos de almacenamiento. Se encuentra en cereales, tubérculos, raíces, legumbres, frutas y en menor cantidad en otro tipo de tejidos vegetales. Este hidrato de carbono se encuentra en fracciones importantes tales como:

- Maíz, trigo, arroz entre 30 - 80 %
- Fréjol, haba: entre 25 – 50 %
- Yuca, papa: entre 60 – 90 %
- Plátano – mango en estado inmaduro (verde): hasta 70% (Flores et al., 2004).

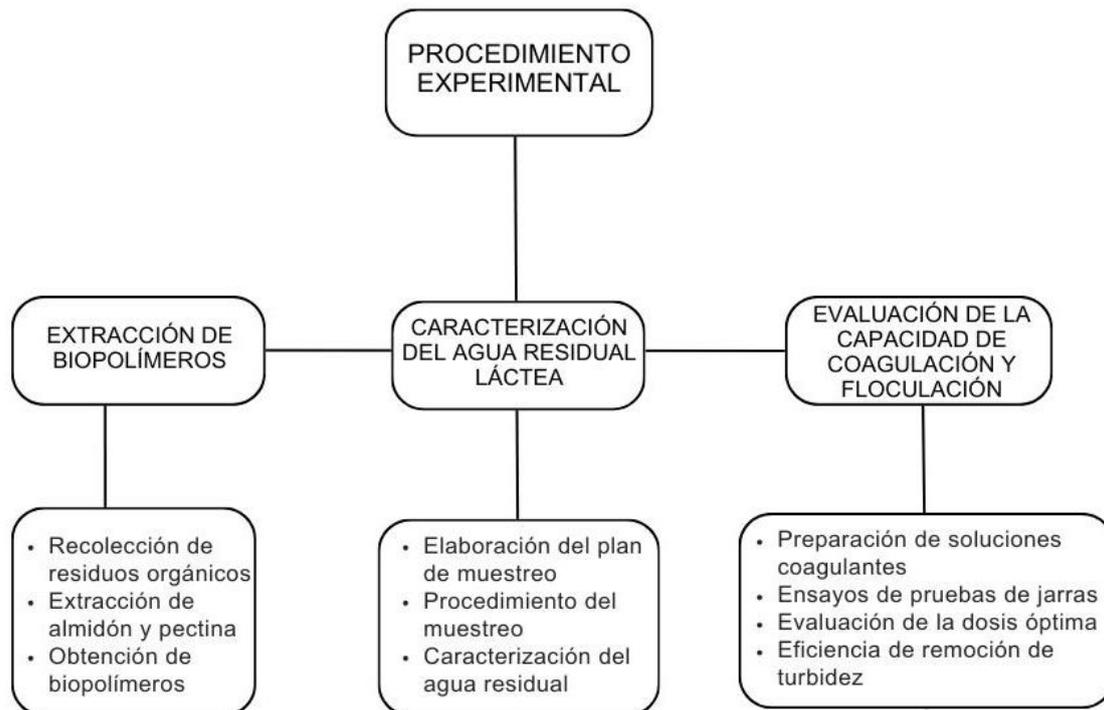
El almidón está conformado por amilosa, la cual es una cadena lineal de glucosa unida por α -1,4 glucosidasa, también de amilopectina la cual es una cadena ramificada de glucosa cuyas ramificaciones están en posición α 1,6 (Ogunsona et al., 2018). Según el peso del almidón, la amilosa varía entre 20 – 25 % y la amilopectina entre 75 – 80 % (Badrus, 2018). Aproximadamente la composición química del almidón de plátano es:

- Almidón: 98 ± 2 %
- Proteína: $0,22 \pm 0,01$
- Cenizas: $0,47 \pm 0,02$
- Grasa: $0,26 \pm 0,01$ (Flores et al., 2004).

2 METODOLOGÍA

El procedimiento experimental del proyecto contempla tres partes: la extracción de los polímeros naturales, la caracterización del agua residual láctea y la evaluación de la capacidad de coagulación y floculación de estos. La Figura 1 indica la secuencia general de la ejecución de cada etapa.

Figura 1. Metodología del procedimiento experimento del proyecto

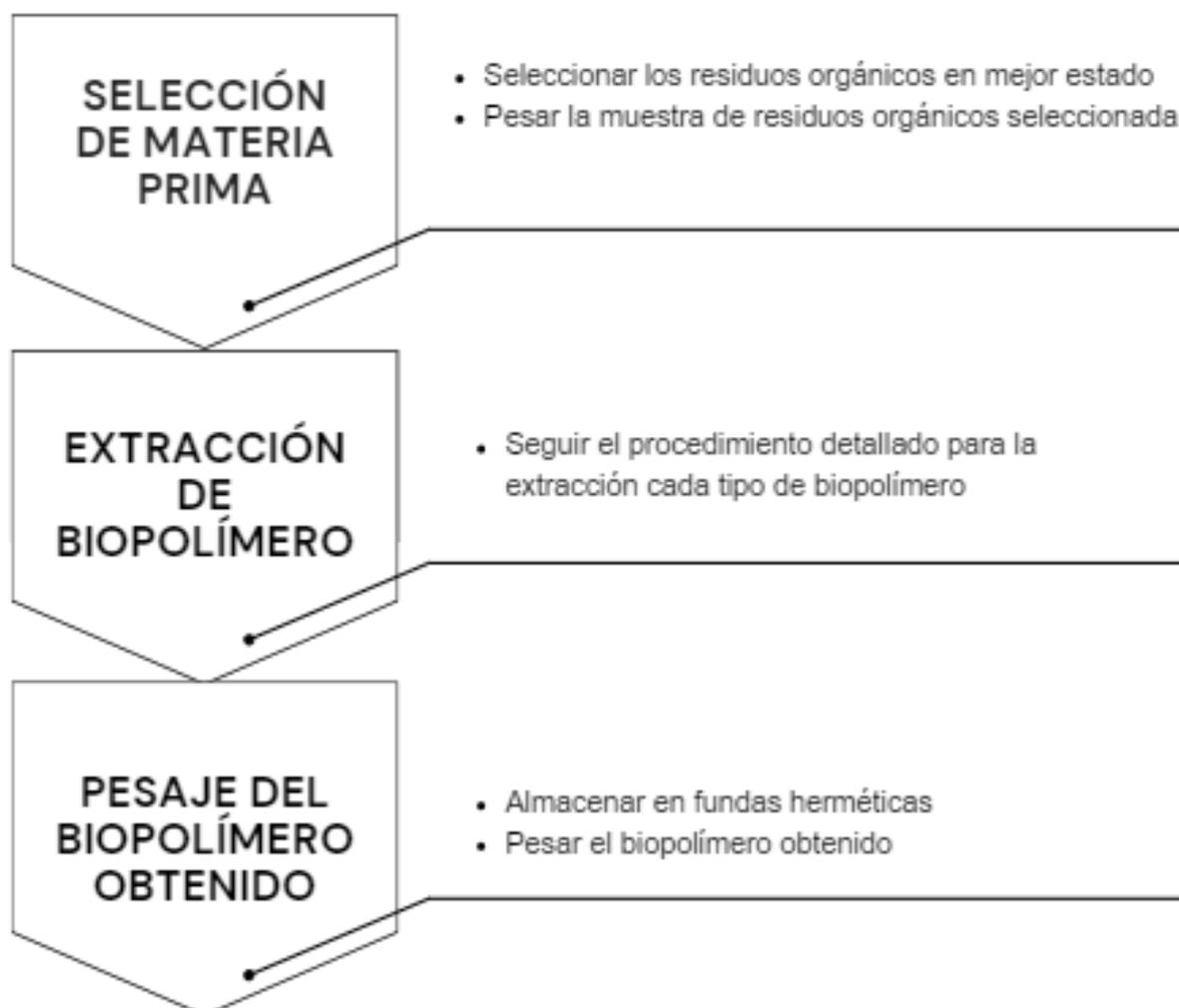


Elaborado por: Tipán Allison

2.1 Extracción de biopolímeros

De manera general el procedimiento llevado a cabo para la extracción de los tres biopolímeros: almidón de cáscara de plátano verde, almidón de semillas de tamarindo y pectina de la cáscara de naranja se encuentra en la Figura 2.

Figura 2. Procedimiento general de extracción de biopolímeros



Elaborado por: Tipán Allison

2.1.1 Extracción de almidón a partir de la cáscara de plátano verde

De un restaurante ubicado en la ciudad Machachi se recolectó las cáscaras de plátano verde. La muestra seleccionada se trasladó al Laboratorio Planta Piloto del DECAB-EPN, para la realización de la extracción del almidón.

Se utilizó la metodología de extracción en seco descrito por Hernández, Morales, Lambis y Pasqualino en el estudio “Starch extraction potential from plantain peel wastes” realizado en 2017.

En la Figura 3 se encuentra el procedimiento realizado, mismo que se detalla a continuación:

1. Se seleccionó las cáscaras en mejor estado, preferiblemente las cáscaras de color verde fresco y se retiró de las cáscaras grasas o residuos.
2. Se realizó el pesaje de la muestra de residuos orgánicos seleccionados, para este proyecto se utilizó 1 kg de cáscaras de plátano verde.
3. Posteriormente, con un cepillo de ropa se procedió al lavado con agua potable y jabón de las cáscaras de plátano verde previamente seleccionadas.
4. Una vez limpias las cáscaras, se desinfectaron con hipoclorito de sodio a concentración 1%, durante 15 minutos.
5. Se desechó la solución de hipoclorito de sodio y se sumergió las cáscaras en ácido cítrico a concentración 3% durante 1 hora.
6. Una vez transcurrido ese tiempo, se desechó la solución de ácido cítrico, y se colocó las cáscaras de plátano verde en secado durante 24 horas a 55°C. Se verificó constantemente que las cáscaras estén secas totalmente, en caso de no estarlo se prolongó el tiempo de secado.
7. Después, se continuó con el molido de las cáscaras hasta obtener un polvo muy fino que no contenga gránulos, ni partículas gruesas.
8. Finalmente, se almacenó en fundas herméticas el polvo obtenido.
9. Se realizó el pesaje del almidón obtenido.

Figura 3. Procedimiento de extracción de almidón de cáscara de plátano verde



Elaborado por: Tipán Allison

2.1.2 Extracción de polvo a partir de semillas de tamarindo

De una fábrica de pulpas ubicada en la ciudad de Quito, se obtuvo las semillas de tamarindo. La muestra, se transportó al LDIA-EPN, donde se siguió la metodología establecida por Buenaño, Vera y Aldás en la investigación "Study of coagulating/flocculating characteristics of organic polymers extracted from biowaste for water treatment" realizada en 2019 (Buenaño et al., 2019).

En la Figura 4 se encuentra el procedimiento que se llevó a cabo, mismo que es detallado a continuación:

1. Inicialmente, se realizó el pesaje de la materia prima utilizada que para este proyecto fue 1,698 kg de semillas de tamarindo.
2. Se limpió las semillas de tamarindo, de manera que se logró remover las fibras.
3. Se eligió las semillas en buen estado, evitando semillas en estado de descomposición y se golpearon ligeramente con un martillo evitando quebrarlas.
4. Luego, se colocó las semillas de tamarindo previamente seleccionadas en un recipiente plástico profundo y se las sumergió en 3 litros de agua destilada durante 5 días, esto con el propósito de lograr su hidratación.
5. Después de la hidratación de 5 días, se descartó el agua y se escurrió las semillas. Se colocó las mismas en una bandeja amplia que permita que queden bien esparcidas y seguidamente fueron llevadas al secado durante 2 días a una temperatura entre 25°C y 30°C.
6. Una vez transcurrido el secado, se sacaron las semillas y se pelaron removiendo la capa marrón que las rodea, dejando únicamente la almendra.
7. Se llevaron las semillas al molino, hasta obtener un polvo y luego se pasó el polvo obtenido por el tamiz Nro. 40 con el objetivo de lograr un polvo aún más fino.
8. Finalmente, se realizó una suspensión de concentración 5% p/v entre el polvo obtenido y etanol. Se agitó por media hora y se dejó sedimentar por 1 hora. Después, se descartó el clarificado y únicamente se conservó el concentrado de

sólido. Finalmente, el concentrado sólido fue llevado al secado por 18 horas a 35°C.

9. Se realizó el pesaje del polvo obtenido.

10. Se colocó en una funda hermética el polvo obtenido.

Figura 4. Procedimiento de extracción del polvo de semillas de tamarindo



Elaborado por: Tipán Allison

2.1.3 Extracción de pectina a partir de cáscaras de naranja

Se recolectó las cáscaras de naranja de un puesto informal de jugos de naranja en el mercado El Arenal en Tumbaco, Pichincha. Para la extracción de la pectina se empleó la metodología propuesta por Pineda (2003). Con la muestra seleccionada en el LDIA-EPN y del DECAB-EPN se procedió a realizar la extracción de la pectina.

La extracción se encuentra en la Figura 5 y se realizó mediante el procedimiento:

1. Se seleccionaron las cáscaras de naranja en buen estado de preferencia de color verde, seguidamente se retiró los restos de pulpa, semillas y fibras, con el objetivo de separar el albedo (parte blanca de la cáscara) del flavedo.
2. Se realizó el pesaje de la materia prima utilizada en la extracción (albedo), para este estudio se utilizó 4 kg de albedo.
3. El albedo se calentó con agua hasta su ebullición en una relación 3:10 (p/v), con el fin de desactivar las enzimas pécticas.
4. Se desechó el agua y el albedo fue cortado en trozos de tamaño 0.5 cm x 0.5 cm.
5. Se preparó una solución utilizando la relación 3:10 (p/v) y con ácido sulfúrico se ajustó el pH a 1.3, y se procedió a ebullición de la mezcla de la solución con el albedo durante 30 minutos, con el fin de realizar la hidrólisis ácida.
6. La mezcla obtenida se filtró, se desechó el líquido y únicamente se conservó la torta de pectina.
7. En una relación 1:08 (v/v) se mezcló la torta de pectina con alcohol etílico al 96%, se agitó durante 30 minutos, y se dejó en reposo durante 10 minutos o hasta que precipite la pectina.
8. Luego se procedió a separar la torta de pectina del etanol, se conservó la pectina y se desechó el etanol.
9. Seguidamente, la pectina pasó por un proceso de secado al aire libre durante 4 horas aproximadamente y luego a 50°C por 18 horas.
10. Una vez seca la pectina, se procedió con la molienda y se pasó la muestra por un tamiz Nro. 40
11. Finalmente, se almacenó el polvo obtenido en una bolsa hermética.

12. Se realizó el pesaje de la pectina obtenida.

Figura 5. Procedimiento de extracción de pectina de cáscara de naranja



Elaborado por: Tipán Allison

Después de llevar a cabo los procedimientos mencionados para obtener los polímeros naturales, se procedió al cálculo del porcentaje de rendimiento mediante la ecuación 1.

$$\text{Rendimiento (\%)} = \frac{\text{Masa biopolímero obtenido}}{\text{Masa materia prima usada}} \times 100 \quad (1)$$

Ecuación 1. Rendimiento de extracción

2.2 Caracterización de biopolímeros

La caracterización química de los biopolímeros obtenidos: almidón de la cáscara de plátano verde, almidón de semillas de tamarindo y pectina de la cáscara de la naranja, se realizó a través de ensayos estandarizados en el Laboratorio de Bromatología del DECAB-EPN. En la Tabla 4 se encuentran los parámetros analizados con el respectivo método de medición.

Tabla 4. Parámetros químicos analizados en los biopolímeros

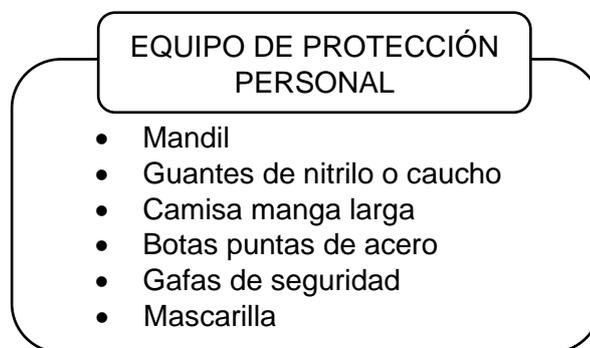
Analito	Unidad	Método de análisis
Humedad	g/100 g muestra	PE-7.2-01/AOAC 925.10
Proteína	g/100 g muestra	PE-7.2-04/AOAC 2001.11
Extracto etéreo	g/100 g muestra	PE-7.2-03/AOAC 920.85
Cenizas	g/100 g muestra	PE-7.2-02/AOAC 923.03
Fibra cruda	g/100 g muestra	ICC113
Carbohidratos totales	g/100 g muestra	FAO
Valor calórico	kcal	FAO

Elaborado por: Tipán Allison

2.3 Muestreo del agua residual de la industria láctea

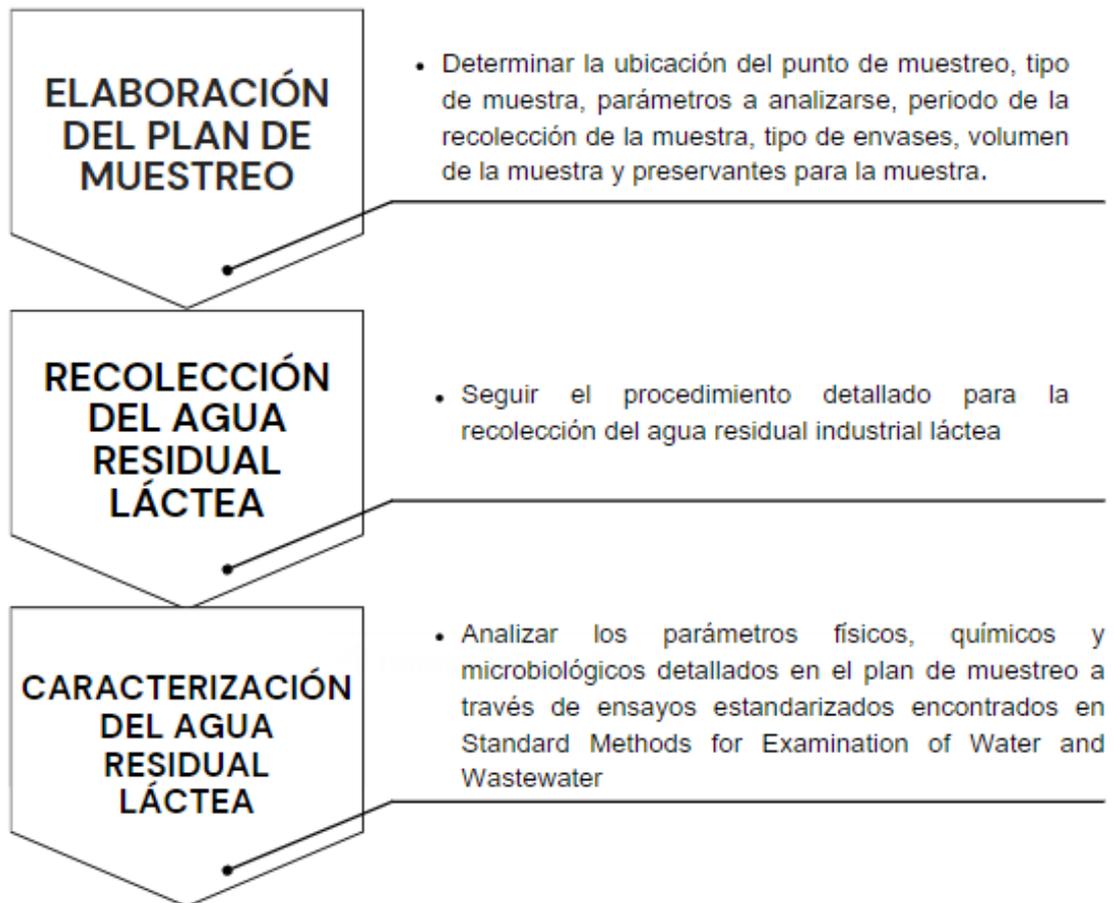
En la presente investigación se utilizó muestras de agua residual industrial láctea proporcionadas por una empresa localizada en la ciudad de Quito, Ecuador. Es importante tomar en cuenta, que, al tratarse del muestreo de agua residual se debe evitar el mayor contacto directo entre el analista y el agua, por lo que en la Figura 6 se detalla el equipo de protección personal utilizado en la presente investigación, así mismo, en la Figura 6 se encuentra de manera generalizada el procedimiento realizado en el muestreo de agua residual láctea.

Figura 6. Equipo de protección personal usado en el muestreo



Elaborado por: Tipán Allison

Figura 7. Procedimiento general de la caracterización del agua residual láctea



Elaborado por: Tipán Allison

2.3.1 Plan de muestreo

Previamente a la obtención de la muestra del agua residual y con la ayuda del equipo técnico del LDIA-EPN se elaboró un plan de muestreo siguiendo procedimientos y métodos estandarizados con el objetivo de que la muestra a tomar sea representativa.

Los métodos de referencia fueron:

- NTE INEN-ISO 5667-1 Calidad del agua. Muestreo. Parte 1: guía para el diseño de los programas de muestreo y técnicas de muestreo.
- NTE INEN-ISO 19458 Calidad del agua. Muestreo para el análisis microbiológico

- Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation, 22nd edition, 2012

La Tabla 5 indica de manera detallada las consideraciones realizadas en el plan de muestreo.

Tabla 5. Plan de muestreo agua residual láctea

Distribución de los puntos de muestreo						
Número de muestras	1 compuesta (4 submuestras)					
Ubicación del punto de la	A la salida de la trampa de grasas de la planta de tratamiento de agua residual de la industria					
Frecuencia	1 día (Intervalos 1.5h entre cada submuestra)					
Muestras a tomar						
Nº	Código	Tipo de muestra	Parámetro	Envase	Volumen	Preservante
1	M-001-A	Compuesta	Tensoactivos, cloruros, sulfatos, turbiedad, color real, color aparente, conductividad, sólidos totales, suspendidos y disueltos, alcalinidad, DBO5, nitritos, nitratos	Vidrio o plástico	3800ml	Refrigeración <6°C
2	M-001-B	Simple	Grasas y aceites	Vidrio ámbar, boca ancha	1000ml	Refrigeración <6°C H ₂ SO ₄ pH<2
3	M-001-C	Compuesta	Fenoles, DQO, Dureza	Vidrio o plástico	1000ml	Refrigeración <6°C H ₂ SO ₄ pH<2
15	M-015	Simple	Coliformes totales y fecales	Plástico estéril	100ml	Refrigeración <6°C
Consideraciones in situ	<ul style="list-style-type: none"> • pH, se analizará <i>in situ</i> de cada submuestra • Se determinará el caudal del afluente en cada submuestra 					
Equipos	<ul style="list-style-type: none"> • Multiparámetro • Recipientes • Cooler • Termohidrómetro • Cronómetro 					
Condiciones de transporte	Refrigeración					

Elaborado por: Tipán Allison

Dentro del plan de muestreo se consideraron varios aspectos como: tipo de muestra, punto del muestreo, tipo de envase según el parámetro a analizar, volumen de la muestra, tipo de preservante para cada muestra, equipos necesarios para medir parámetros *in situ* y condiciones de transporte.

Debido a las actividades productivas llevadas a cabo por la industria láctea y siguiendo la Norma Técnica para el Control de Descargas Líquidas (NT002) dentro del territorio del Distrito Metropolitano de Quito se decidió por realizar un muestreo de agua residual de forma compuesta, de igual manera se tomó como referencia a la misma normativa para determinar los parámetros de descarga a analizarse, pero también se realizó el análisis de otros parámetros. Así mismo, se eligió el punto de muestreo la salida de la trampa de grasas de la planta de tratamiento de agua residual que posee la industria.

2.3.2 Procedimiento del muestreo

Siguiendo el plan de muestreo previamente elaborado, este procedimiento se llevó a cabo en un periodo comprendido entre las 9:35 AM hasta las 14:05 PM en intervalos de 1.5 horas entre cada submuestra. De esta manera, se obtuvo una muestra compuesta que estuvo constituida a partir de cuatro submuestras simples.

Según información proporcionada por el personal responsable de la planta de tratamiento de agua residual de la industria láctea del estudio, se conoce que el día de la toma de la muestra entre el 70% y 80 % de la producción correspondía a leche entera, además es importante mencionar que en las primeras horas del día se realiza el proceso de lavado de equipos y maquinaria destinados para la producción.

Cabe recalcar que en el momento del muestreo se decidió realizar una modificación en lo que se refiere al volumen de la muestra compuesta establecida en el plan de muestreo con el código M-001-A, de esta manera en lugar de 3800 ml se optó por recolectar 6000 ml de agua residual para dicha muestra compuesta, esto con el objetivo de realizar los análisis de la caracterización del agua residual por duplicado.

Se tomó registro de las condiciones observables en las que se encontró el agua residual láctea como olor y color.

De esta manera el muestreo se realizó mediante el siguiente procedimiento:

1. La persona encargada del muestreo previamente a la toma de la muestra se colocó el equipo de protección personal, pues al tratarse de agua residual es fundamental evitar el contacto directo con el agua.
2. Se colocó un termohigrómetro en el punto de muestreo con el fin de obtener las condiciones ambientales en lo que se refiere a temperatura y porcentaje de humedad relativa. Es importante mencionar que en la recolección de cada una de las cuatro submuestras se realizó el registro de las condiciones ambientales mencionadas anteriormente.
3. Como se detalla en el plan de muestreo la primera submuestra fue tomada a las 9:35 AM, a esta hora se realizó la medición de los parámetros de campo: pH y caudal; se registraron estos datos. Seguidamente, con un envase estéril se procedió a tomar la muestra de código M-015, se etiquetó, selló y se colocó en el cooler para mantener la muestra en refrigeración. Inmediatamente se realizó la recolección de la primera submuestra, de manera que en un recipiente se colocó aproximadamente 8 litros del agua residual obtenida en ese momento. Se colocó dicho recipiente en una zona estable de manera que no haya ninguna interferencia que altere las condiciones físicas ni químicas del agua residual que acaba de ser muestreada.
4. Siguiendo el plan de muestreo, en donde establece el intervalo de 1.5 horas entre cada submuestra, la segunda submuestra se recolectó a las 11:05 AM. Se procedió a la medición de los parámetros in situ: pH y caudal, se registraron esos datos. Inmediatamente se realizó la recolección de la segunda submuestra, de manera que en un recipiente se colocó aproximadamente 8 litros del agua residual obtenida en ese momento.
5. Según el plan de muestreo, la tercera submuestra se efectuó a las 12:35 AM. Así mismo, se realizó la medición de los parámetros de campo: pH y caudal, se registraron esos datos. Inmediatamente se continuó con la recolección de la tercera submuestra, colocando en un recipiente aproximadamente 8 litros del agua residual obtenida en ese momento.
6. Finalmente, la cuarta submuestra se realizó a las 14:05PM, siguiendo el procedimiento anterior se midió los parámetros in situ: pH y caudal, se registró esos datos. Seguidamente se realizó la recolección de la cuarta submuestra, colocando en un recipiente aproximadamente 8 litros del agua residual obtenida en ese momento.

7. A las 14:05PM simultáneamente se realizó la recolección de la muestra de agua residual que tiene por código M-001-B, utilizando un recipiente de vidrio ámbar boca ancha y colocando 4 gotas de ácido sulfúrico como preservante. Se etiquetó, selló y se colocó en el cooler.
8. Se realizó el cálculo de las alícuotas para la formación de las muestras compuestas M-001-A y M-001-C, detalle del cálculo se presenta en el Anexo I. De esta manera de cada submuestra se procedió a recolectar el volumen individual correspondiente a cada una de las alícuotas, se colocó en el recipiente de 6000 ml con el fin de obtener la muestra compuesta cuyo código es M-001-A y así mismo se colocó las alícuotas correspondientes en el recipiente de 1000 ml para obtener la muestra que tiene por código M-001-C. Las muestras compuestas se etiquetaron, sellaron y se colocaron en el cooler, como lo indica la Figura 8.
9. Las muestras recolectadas inmediatamente fueron transportadas al Laboratorio Docente de Ingeniería Ambiental de la Escuela Politécnica Nacional. Una vez en el laboratorio, y hasta utilizar la muestra para realizar los distintos análisis, se procedió a conservar las muestras recolectadas a temperatura fría entre 8 a 15°C.

Figura 8. Muestras colocadas en el cooler



Elaborado por: Tipán Allison

2.4 Caracterización del agua residual láctea

La caracterización física, química y microbiológica del agua residual láctea, como se observa en la Figura 9 se realizó a través de ensayos efectuados en el LDIA-EPN, en base al Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater (Baird et al., 2017).

Es importante mencionar que para la interpretación del análisis de coliformes fecales y totales, se utilizó como referencia al artículo de elaborado por Scott Sutton en 2010 denominado “The Most Probable Number Method and Its Uses in Enumeration, Qualification, and Validation”. Los parámetros y métodos de medición realizados se detallan en la Tabla 6.

Tabla 6. Parámetros considerados para la caracterización del agua residual

	Parámetros	Unidad	Ensayo estandarizado
Físicos	Turbidez	NTU	SM Ed. 23, 2130 B/ Nefelometría
	Color real	UPtCo	SM Ed.23, 2017, 2120 C/ Espectrofotometría VIS
	Color aparente	UPtCo	SM Ed.23, 2017, 2120 C/ Espectrofotometría VIS
	Sólidos totales	mg/L	SM Ed.23, 2017, 2540 B/ Sólidos totales secados a 103-105°C
	Sólidos suspendidos	mg/L	SM Ed.23, 2017, 2540 D/ Sólidos suspendidos totales secado a 103-105°C
	Sólidos disueltos	mg/L	SM Ed.23, 2017, 2540 C/ Sólidos disueltos totales secados a 180°C
Químicos	Conductividad	mS/cm	SM Ed.23, 2017, 2510 B/ Método de laboratorio
	Alcalinidad (CaCO ₃)	mg/L	SM Ed.23, 2017, 2320 B/ Método de valoración
	Dureza (CaCO ₃)	mg/L	SM Ed.23, 2017, 2340 C/ Método titrimétrico con EDTA
	Grasas y aceites	mg/L	SM Ed.23, 2017, 5520 B/ Método gravimétrico de partición, líquido-líquido
	Tensoactivos	mg/L	SM Ed.23, 2017, 5540 C/ Tensoactivos aniónicos como MBAS
	Fenoles	mg/L	SM Ed.23, 2017, 5530 C/ Método de extracción con cloroformo
	Nitritos	mg/L	SM Ed.23, 2017, 4500 - NO ₂ ⁻ B/ Espectrofotometría VIS
	Nitratos	mg/L	SM Ed.23, 2017, 4500-NO ₃ ⁻ B; Espectrofotometría UV
	Cloruros	mg/L	SM Ed.23, 2017, 4500 - Cl B/ Método Yodométrico I
	Sulfatos	mg/L	SM Ed.23, 2017, 4500 - SO ₄ ⁻² E/ Espectrofotometría VIS
	DQO	mg/L	SM Ed. 23, 2017, 5220 D/ Espectrofotometría VIS
	DBO ₅	mg/L	SM Ed. 23, 2017, 5210 D/ Respirimetría
	Microbiológicos	Coliformes totales	NMP/100ml
Coliformes fecales		NMP/100ml	SM Ed. 23, 2017, 9221B/ Fermentación en Tubos Múltiples

Elaborado por: Tipán Allison

Figura 9. Realización de ensayos para la caracterización del agua residual láctea



Elaborado por: Tipán Allison

2.4.1 Ensayos realizados en la caracterización del agua residual láctea

Los siguientes ensayos fueron realizados siguiendo la metodología descrita en el Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater (Baird et al., 2017).

- *Ensayo de alcalinidad*

Se colocó 100 ml de agua residual en un matraz Erlenmeyer y se realizó la medición del pH. Dado que el pH era de 10, este indicaba la presencia de alcalinidad fenolftaleína, entonces se añadió 3 gotas de este indicador. La muestra de agua residual se tornó de color rosa, posteriormente se tituló con H₂SO₄ de concentración 0.02 N hasta el viraje (muestra incolora), se registró la cantidad de ácido utilizada. Después se agregó 2 gotas de indicador naranja de metilo y se procedió a titular nuevamente desde un color amarillo hasta obtener un color naranja ligero, finalmente se registró el volumen utilizado de H₂SO₄.

La alcalinidad se calculó mediante la ecuación 2.

$$\text{Alcalinidad (mg/L)} = \frac{A \times N \times 50\,000}{\text{ml de muestra}} \quad (2)$$

Donde:

A = ml del ácido utilizado

N = normalidad del ácido utilizado

Ecuación 2. Alcalinidad total

- *Ensayo de color aparente y real*

Inicialmente se colocó el espectrofotómetro una longitud de onda de 455 nm, utilizando agua destilada se enceró, se realizó una dilución 2,5:100 del agua residual, se colocó 10 ml de la dilución en una celda de medición de color y se realizó la medición del color aparente del agua residual.

Seguidamente se filtra la dilución muestra de agua residual, se colocó 10 ml de la dilución filtrada y se realizó la medición del color real del agua residual.

- *Ensayo de sólidos totales, suspendidos y disueltos*
 - Sólidos totales

Inicialmente, se lavó y se mandó al tarado un crisol. Luego se registró el peso de este crisol anticipadamente tarado (P_0) y se colocó 50 ml de muestra de agua residual (V_m) en el mismo, se colocó el crisol en la estufa a 105°C durante 24 horas. Luego de este tiempo transcurrido, se llevó el crisol al desecador hasta que estuvo totalmente frío y se registró el nuevo peso del crisol (P_1). Los sólidos totales se calcularon mediante la ecuación 3.

$$\text{Sólidos totales} = \frac{P_1 - P_0}{V_m} \quad (3)$$

Ecuación 3. Concentración de sólidos totales

- Sólidos suspendidos

Se utilizó una cápsula previamente tarada, luego se armó el equipo de filtración al vacío, se registró el peso del papel filtro + la cápsula (P_0'), debido a la composición del agua residual de estudio únicamente se filtró una muestra de 18 ml de agua (V_m) y se colocó la cápsula + filtro en la estufa a 105 °C durante 24 horas, posteriormente se llevó la cápsula + filtro al desecador hasta que estuvo totalmente frío y se registró el nuevo peso de la cápsula + filtro (P_1'). Los sólidos suspendidos se calcularon mediante la ecuación 4.

$$\text{Sólidos suspendidos} = \frac{P_1' - P_0'}{V_m} \quad (4)$$

Ecuación 4. Concentración de sólidos suspendidos

Mientras que los sólidos disueltos se calcularon utilizando la ecuación 5.

$$\text{Sólidos totales} = \text{Sólidos suspendidos} + \text{sólidos disueltos} \quad (5)$$

Ecuación 5. Concentración de sólidos totales

- *Ensayo de dureza*

Inicialmente se realizó la titulación con agua destilada (blanco), por lo que se agregó 5 gotas de NH_4Cl y 5 gotas de colorante negro de eriocromo, se homogeneizó la mezcla y se tituló con EDTA hasta el viraje de rojo a azul, se registró el volumen utilizado, posteriormente se realizó una dilución 10:100 del agua residual, la dilución se colocó en un matraz Erlenmeyer y se realizó el mismo procedimiento mencionado anteriormente. La dureza se calculó con la ecuación 6.

$$\text{Dureza mg CaCO}_3/\text{L} = \frac{A \times B \times 1000}{\text{ml muestra}} \quad (6)$$

Donde:

A = ml de EDTA gastados en la titulación

B = mg de CaCO_3 , equivalente a 1ml de valorante con EDTA

Ecuación 6. Dureza total

- *Ensayo de turbidez*

Se verificó que el turbidímetro esté calibrado, se colocó 10 ml de agua residual en una celda y se midió la turbidez.

- *Ensayo de grasas y aceites*

La muestra tomada específicamente para realizar el análisis de grasas y aceites fue marcada en el menisco del agua, posteriormente se pesó la muestra para determinar el volumen de agua recolectada para este análisis. Inicialmente se procedió al tarado de un matraz de fondo plano. Se acidificó la muestra con HCl hasta llegar a un pH de 2. Luego se colocó la muestra en un embudo de decantación y se realizó cuidadosamente un enjuague con 30 ml de hexano, se extrajo el disolvente y se añadió los lavados del disolvente al embudo, se realizó 3 enjuagues cada uno con 30 ml de hexano. Se recuperó el hexano y la muestra de agua sobrante se colocó en el matraz de fondo plano y se estableció el equipo de destilación a 85°C , durante 15 minutos hasta que se evapore todo el hexano que se quedó en la muestra. Posteriormente, debido a la presencia de agua se colocó el matraz de fondo plano con la muestra en la estufa a 105°C hasta que se evapore

el agua, se realizó el pesaje del matraz de fondo plano y se determinó la cantidad de grasas y aceites por gravimetría según la ecuación 7.

$$\text{Grasas y aceites mg/L} = \frac{W_r}{V_m} \quad (7)$$

Donde:

W_r = Peso total del matraz de fondo plano con el residuo menos el peso del matraz de fondo plano tarado

V_m = volumen inicial

Ecuación 7. Concentración de grasas y aceites

- *Ensayo de tensoactivos*

Se tomó la muestra de agua residual, se colocó fenolftaleína debido a que la muestra se tornó de color rosa se bajó el pH hasta 8 con ácido sulfúrico, seguidamente la muestra se colocó en un embudo de decantación y se colocaron 25 ml de azul de metileno y se realizó un lavado con 10 ml de cloroformo para separar la fase orgánica con tensoactivo del agua, tomar en consideración que en este ensayo se debe permitir la salida del gas generado en cada lavado, luego del lavado la fase separada se coloca en otro embudo, este proceso se repitió hasta realizar 5 lavados; al tercer lavado se colocó 50 ml de solución de lavado, se agitó la muestra con la solución de lavado, se permitió la salida del gas formado y se colocó un algodón a la salida del embudo de decantación y por goteo se separó nuevamente las fases, se colocan 10 ml de cloroformo se agita y se vuelve a separar las fases, finalmente se colocan 10 ml de cloroformo y se realiza el último lavado. Debido a la volatilización del cloroformo no se logró obtener los 50 ml de este, por lo que se aforó con más cloroformo hasta 50 ml, seguidamente se colocó en un vial y se midió la cantidad de tensoactivos.

- *Ensayo de fenoles*

Inicialmente, se realizó la destilación del agua residual utilizando 400 ml de esta, el procedimiento de destilado se realizó de la siguiente manera: se colocó 400 ml en el balón de destilación se añadió 3 gotas del indicador de anaranjado de metilo y se acidificó la muestra con ácido fosfórico al 10% hasta que el indicador cambie de color amarillo a naranja. Posteriormente se armó el equipo de destilación y se ubicó un matraz Erlenmeyer de 500 ml para recolectar el destilado, una vez listo el equipo de destilación se procedió a

utilizar, se eliminó los primeros 30 ml destilados y se recolectó los siguientes 325 ml destilados, se apagó el equipo y se siguió con el análisis.

El procedimiento de análisis se detalla a continuación: se colocó 300 ml de la muestra en un embudo de separación y se añadió 5 ml de buffer de dureza (pH = 10) y se homogeneizó la muestra, luego se añadió el contenido del reactivo Phenol Reagent Powder Pillow, se tapó el embudo y se agitó hasta disolver el reactivo, después se añadió el contenido del reactivo Phenol 2 Reagent Powder Pillow, se tapó el embudo y se agitó hasta disolver el reactivo. Se añadió 30 ml de cloroformo y se agitó el embudo vigorosamente por 30 segundos, se abrió la boquilla permitiendo la salida del exceso de presión formado. Se dejó reposar para separar las fases (el cloroformo se ubicó en la parte inferior), se colocó un tapón de algodón en la parte inferior del embudo y se extrajo el cloroformo, se colocó en un vial, seguidamente a una longitud de onda de 460 nm primero se realizó la lectura del blanco utilizando cloroformo y luego se realizó la lectura del vial con la muestra de agua residual.

- *Ensayo de cloruros*

Se colocó en un matraz 5 ml de la muestra de agua residual con 200 ml de agua destilada, se adicionó 5 gotas de una solución cromato de potasio con nitrato de plata como indicador, se agitó hasta obtener una mezcla homogénea, se empezó a titular con nitrato de plata hasta obtener el viraje de amarillo a rojo ladrillo, se registró el volumen de nitrato de plata utilizados en la titulación. Se determinó los cloruros según la ecuación 8. Se realizó el mismo procedimiento tomando como muestra agua destilada para que sea el blanco y se registró los ml de nitrato de plata gastados en la titulación.

$$Cl^{-} \text{ mg/L} = \frac{[(A - B) \times N \times 35,45 \times 1000]}{\text{ml de muestra}} \quad (8)$$

Donde:

A = ml de nitrato de plata gastados en la muestra

B = ml de nitrato de plata gastados en el blanco

N = normalidad del nitrato de plata

Ecuación 8. Concentración de cloruros

- *Ensayo de nitratos*

Inicialmente se seleccionó el procedimiento para medir nitratos en el equipo a utilizarse. Se realizó una dilución 2,5:10 y se colocó 10 ml de la dilución en una celda, se agregó el

contenido de un sobre de NitraVer5 se tapó la celda y se agitó enérgicamente por 1 minuto permitiendo el mezclado completo, se dejó reaccionar por 5 minutos, mientras tanto en otra celda se colocó 10 ml de agua destilada, se encendió el equipo con el agua destilada, se colocó la celda con la muestra de agua residual en el equipo y se realizó la medición de nitratos.

- *Ensayo de nitritos*

Inicialmente se seleccionó el procedimiento para medir nitritos en el equipo a utilizarse. Se realizó una dilución 2,5:10 y se llenó una celda con 10 ml de la dilución de la muestra de agua residual, se agregó el contenido de una bolsa de reactivo NitriVer, se tapó la celda y se agitó hasta disolver el polvo, se dejó reaccionar 20 minutos, adicional a esto se colocó el blanco y se encendió el equipo, una vez transcurridos los 20 minutos se realiza la lectura de nitritos del agua residual en el equipo.

- *Ensayo de DQO*

Se realizó una dilución 10:100 y se colocaron 2 ml de la dilución de la muestra de agua residual en un vial de DQO, se realiza la digestión a 150°C durante 2 horas. Una vez transcurrido ese tiempo se dejó enfriar el vial durante 40 minutos, y finalmente, se realizó la medición de la DQO.

- *Ensayo de DBO₅*

Conociendo el valor de DQO, se revisó en la tabla del medidor de DBO Oxitop WTW en qué rango de medida se encontraba la muestra, de esta manera se determinó que era necesario colocar 22.7 ml de muestra de agua residual en una botella ámbar para DQO junto con una pastilla de agitación y 3 gotas de inhibidor de nitrificación, se colocó el receptáculo de caucho en el cuello de la botella y en este se colocaron dos pellets de NaOH, se colocó la cabeza del OxiTop y se atornilló cuidadosamente. Se programó la medición en mg/l para 5 días.

- *Ensayo de sulfatos*

Inicialmente se seleccionó el procedimiento para medir sulfatos en el equipo a utilizarse. Se realizó una dilución 5:50, se colocó 10 ml de la dilución de la muestra de agua residual en una celda posteriormente se colocó el contenido de una bolsa de reactivo Sulfaver 4, se giró la celda hasta disolver el polvo, se dejó reaccionar la muestra por 5 minutos, mientras tanto en otra celda se colocó agua destilada como blanco, se encendió el equipo y

una vez transcurridos los 5 minutos de reacción de la celda con la muestra preparada se realizó la medición de sulfatos.

- *Ensayo de coliformes totales y fecales*

Inicialmente se realizó la fase presuntiva para conocer si existe la posible presencia de coliformes y posteriormente se realizó la fase confirmativa.

Fase presuntiva

Para la prueba presuntiva se preparó el medio de cultivo; caldo lactosado con púrpura de bromocresol como indicador, se colocó 10 ml del medio de cultivo en 30 tubos de ensayo y se llevó a la autoclave para su esterilización. Luego de estar esterilizados los tubos de ensayo, se colocaron en refrigeración hasta ser utilizadas, mientras tanto se limpió la zona de trabajo con alcohol al 70%, y se encendió un mechero de alcohol. Utilizando la muestra de agua residual para ensayos microbiológicos se preparó 10 diluciones seriadas en agua de peptona, las cuales fueron: 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6} , 10^{-7} , 10^{-8} , 10^{-9} , 10^{-10} , de cada dilución con una micropipeta se tomó 1 ml y se colocó en un tubo de ensayo, este procedimiento se realizó en una serie de 3 tubos de ensayo con la misma dilución. Luego se colocó los tubos de ensayo en la incubadora durante 24 horas a 37°C. Después del tiempo transcurrido, se realizó la medición de tubos positivos, es decir aquellos tubos en donde se evidenció una reacción ácida (color amarillo), la ausencia de reacción ácida implica una prueba negativa.

Fase confirmativa – coliformes totales

Para la fase confirmativa de coliformes totales el medio de cultivo empleado fue caldo verde bilis brillante. Se colocó un tubo Durham invertido dentro de un tubo de ensayo, luego se llenó el tubo de ensayo con 10 ml de caldo verde bilis brillante y se llevó estos nuevos tubos a la autoclave para su esterilización. Una vez fuera de la autoclave, se colocó estos tubos en una gradilla para ser utilizados. Se realizó la resiembra de los tubos positivos obtenidos en la prueba presuntiva y una dilución posterior; el procedimiento realizado en la resiembra fue el siguiente:

Se limpió el área de trabajo con alcohol al 70% y encendió un mechero de alcohol en la zona, sujetando el asa de la siembra se introdujo la parte metálica del asa en la llama del mechero hasta llegar al rojo vivo, se retiró el asa y se esperó entre 10-12 segundos a que se enfríe, se abrió el tubo de ensayo positivo de la prueba presuntiva y se introdujo el asa, se verificó la existencia de una biopelícula en la superficie del asa, luego se introdujo el asa en el tubo de ensayo con el medio de cultivo verde bilis brillante y se movió el asa en forma

de zigzag por la superficie del cultivo de manera que la biopelícula cubra un área uniforme en el tubo de ensayo, este procedimiento se realizó 3 veces en el mismo tubo de ensayo con medio verde bilis brillante para cada tubo positivo de la prueba presuntiva. Luego se colocó los tubos de ensayo en la incubadora por 24 horas a 37°C. Después del tiempo transcurrido, se realizó la medición de los tubos positivos, es decir aquellos tubos en donde se evidenció la formación de una burbuja en el tubo Durham o por el cambio de coloración del tubo de ensayo.

Fase confirmativa – coliformes fecales

Para la fase confirmativa de coliformes totales el medio de cultivo empleado fue medio EC. Se colocó un tubo Durham invertido dentro de un tubo de ensayo, luego se llenó el tubo de ensayo con 10 ml del medio EC y se llevó estos nuevos tubos a la autoclave para su esterilización. Una vez fuera de la autoclave, se colocó estos tubos en una gradilla para ser utilizados. Se realizó la resiembra únicamente de los tubos positivos obtenidos en la prueba confirmativa de coliformes totales, que fue realizada anteriormente; se siguió el mismo procedimiento empleado en la resiembra de coliformes totales, con la diferencia de que esta vez los tubos de ensayo fueron a la incubadora por 44.5°C durante 24 horas, después del tiempo transcurrido, se realizó la medición de los tubos positivos, es decir aquellos tubos en donde se evidenció la formación de una burbuja en el tubo Durham o por el cambio de coloración del tubo de ensayo.

2.5 Ensayo para la evaluación de la actividad coagulante y floculante de los polímeros naturales

Se realizó dos ensayos preliminares utilizando los tres biopolímeros a diferente concentración, con el fin de conocer la concentración más adecuada que garantice la coagulación y floculación en el agua residual láctea.

2.5.1 Preparación de las soluciones para la coagulación y floculación a partir de los polímeros naturales

Las soluciones para utilizar en el proceso de coagulación/floculación se prepararon a partir de los tres biopolímeros, mediante el siguiente procedimiento:

Solución de coagulante concentración 1%

1. En una balanza analítica se pesó 10 g de almidón de la cáscara del plátano verde y se disolvió en 30 ml de agua destilada.
2. Se aforó la mezcla en 100ml de agua destilada.
3. La mezcla obtenida se calentó y simultáneamente estuvo en constante agitación, esto hasta la ebullición.
4. Al evidenciar una consistencia viscosa o gelatinizada se procedió a dejar la mezcla al aire libre para el enfriado.
5. Este proceso se repitió para el almidón obtenido de las semillas de tamarindo y la pectina obtenida de la cáscara de la naranja.

Solución de coagulante a concentración 5%

1. En una balanza analítica se pesó 12.5 g de almidón de la cáscara de plátano verde y se disolvió en 30 ml de agua destilada
2. Se aforó la mezcla en 250 ml de agua destilada.
3. La mezcla obtenida se calentó y simultáneamente estuvo en constante agitación, esto hasta la ebullición.
4. Al evidenciar una consistencia viscosa o gelatinizada se procedió a dejar la mezcla al aire libre para el enfriado.
5. Este proceso se repitió para el almidón obtenido de las semillas de tamarindo y la pectina obtenida de la cáscara de la naranja.

2.5.2 Ensayo preliminar de coagulación/floculación

El ensayo preliminar se realizó mediante el siguiente proceso:

1. Se homogeneizó la muestra de agua residual láctea y se midió el pH.
2. Se colocó en un vaso de precipitación 250 ml de agua residual y una pastilla de agitación.
3. A continuación, se coloca el vaso de precipitación en una plancha de agitación a 150 rpm, seguidamente se añadió 1 ml de la solución de coagulante al 1% y se agitó durante 5 minutos a esa velocidad, luego se disminuyó la velocidad a 80 rpm

y se observó si había la presencia de formación de partículas suspendidas en el agua. Este procedimiento se repitió utilizando 3 ml y 7 ml de la solución de coagulante al 1%, así mismo, para la solución de concentración al 5% utilizando 1 ml, 3 ml y 5 ml de solución de coagulante.

4. Se observó qué concentración es más eficiente respecto a la formación de flocs, debido a la naturaleza de la muestra se utilizó una linterna para visualizar de mejor manera la formación de flóculos.
5. Se realizó un registro fotográfico de la formación de flocs en el agua residual.

Figura 10. Ensayo preliminar a la prueba de jarras



Elaborado por: Tipán Allison

2.5.3 Ensayo de coagulación/floculación

En este ensayo se utilizó como referencia la norma D2035-19: Standard Practice for Coagulation-Flocculation Jar Test of Water. Designation del American Society for Testing and Materials de 2019, sin embargo, se tomó ciertas consideraciones según el objetivo del proyecto.

1. Inicialmente, se verificó el correcto funcionamiento del equipo de jarras.
2. Se registró el pH, turbidez, color real y aparente del agua residual láctea a utilizarse.
3. Luego se colocó 1000 ml de agua residual en cada jarra.

4. En varias jeringas se colocó diferentes dosis de la solución de coagulante y se situó cada jeringa frente a cada jarra en una dosis distinta. Las dosis colocadas varían según el tipo de biopolímero utilizado, se encuentra mayor detalle en la sección de resultados.
5. A continuación, se encendió el equipo de prueba de jarras a una velocidad de 200 rpm, se añadió la solución de coagulante al 5% en cada una de las jarras, esta agitación se realizó durante 1 minuto, luego durante 20 minutos se realizó la mezcla a 30 rpm.
6. Una vez transcurridos los 20 minutos, se levantó las paletas y se extrajo una muestra de agua del punto medio de la jarra, se midió el pH y la turbidez.
7. Después de 30 minutos se midió la DQO, color real y color aparente.
8. Este ensayo se repitió para la misma muestra de agua residual láctea, utilizando sulfato de aluminio como coagulante.

Figura 11. Ensayo de prueba de jarras



Elaborado por: Tipán Allison

3 RESULTADOS, CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

3.1 Resultados

3.1.1 Extracción de biopolímeros

En la Tabla 7 se encuentra el porcentaje de rendimiento, los recursos utilizados y residuos generados en la extracción de cada biopolímero.

Tabla 7. Resultados de la extracción de biopolímeros

Recurso utilizado en la extracción de biopolímeros	Cáscaras de plátano verde	Cáscaras de naranja	Semillas de tamarindo
Kilogramos de materia prima utilizados en la extracción	1	4	1,698
Gramos de biopolímero obtenido	233,33	300,925	473,84
Rendimiento (%)	23	8	28
Litros de agua potable utilizada para lavado en la extracción	9	20	3
Litros de agua destilada utilizada en la extracción	6	26	5
Litros de etanol al 96% utilizados en la extracción	0	6	12
Residuos generados	Raquis	Flavedo	Cáscaras y fibra

Elaborado por: Tipán Allison

Respecto a la extracción de biopolímeros se obtuvo rendimientos de: 23%, 8% y 28% para el almidón de cáscara de plátano verde, pectina de cáscara de naranja y almidón de semillas de tamarindo respectivamente.

En cuanto a la extracción de polímeros naturales, se evidencia que las semillas de tamarindo resulta ser el residuo orgánico con mayor rendimiento, mientras que las cáscaras de naranja presentan el menor rendimiento en el estudio.

El proceso de extracción de almidón a partir de cáscaras de plátano verde en el estudio realizado por Montoya et al. (2014) en lo que se refiere al porcentaje de rendimiento aplicando el método de extracción seco es de 25,7%, mientras que Pozo (2019) señala

que el rendimiento en porcentaje a través del método seco es de 22,9%. Se evidencia que el porcentaje de rendimiento obtenido de 23% en cuanto al almidón de cáscara de plátano verde, se asemeja a los estudios mencionados, la variación existente puede explicarse por la metodología y técnicas utilizadas por cada autor y a la especie de plátano verde empleado.

En lo que se refiere al rendimiento de la pectina obtenida a través de las cáscaras de la naranja, en la investigación realizada por Zegada (2015) siguiendo la misma metodología empleada en el presente estudio se obtuvo rendimiento de 8,4%, mientras que Rodríguez y Román (2004) registraron un rendimiento de 12,52% en la obtención de pectina utilizando variedades de naranja. Se evidencia de manera general que en cuanto a la obtención de pectina a partir de cáscaras de naranja se tienen rendimientos bajos, así mismo es importante destacar que esto puede deberse a la metodología empleada y a la especie de naranja utilizada, sin embargo, el rendimiento obtenido se asemeja a los estudios mencionados.

El rendimiento de extracción de polvo de las semillas de tamarindo fue de 28%, mientras que Buenaño et al. (2019) obtuvo un rendimiento de 43%, esto puede deberse a que el polvo obtenido en el presente estudio no lleva ningún procesamiento adicional que favorezca al aumento del rendimiento.

En cuanto al color de los biopolímeros, se obtuvo un color blanco para el polvo de las semillas de tamarindo, marrón claro para la pectina de las cáscaras de naranja y marrón oscuro para el almidón de las cáscaras del plátano verde, véase la Figura 12.

Figura 12. Biopolímeros obtenidos



Elaborado por: Tipán Allison

El color del almidón obtenido de la cáscara de plátano verde se asemeja a lo reportado por Alarcón y Caicedo (2021). En cuanto al color de la pectina derivada de la cáscara de naranja su tonalidad es similar al descrita por Twinomuhwezi et al. (2020). Así mismo, el

color del polvo de las semillas de tamarindo es análogo al obtenido por Buenaño et al. (2019).

Es importante resaltar que el proceso de extracción de pectina requiere mayor volumen de agua; en esta investigación se necesitó 46 litros, seguido por el almidón que utilizó 15 litros de agua y finalmente la obtención de polvo de semillas de tamarindo requirió 8 litros de agua. Así mismo el etanol al 96% fue un reactivo esencial en el proceso de la extracción de los biopolímeros, en este contexto, el polvo de tamarindo requirió 12 litros de este reactivo mientras que la pectina necesitó 6 litros.

3.1.2 Caracterización de biopolímeros

Los resultados de las propiedades químicas analizadas de los tres biopolímeros utilizados como coagulantes y floculantes se encuentran en la Tabla 8, estos valores son valores únicos de los análisis efectuados.

Tabla 8. Características químicas de los biopolímeros

Analito	Unidad	Almidón de cáscara de plátano verde	Pectina de cáscara de naranja	Polvo de semillas de tamarindo
Humedad	g/100 g muestra	8,1	13,67	9,26
Ceniza	g/100 g muestra	5,99	3,03	1,42
Extracto etéreo	g/100 g muestra	2,89	3,98	3,64
Proteína	g/100 g muestra	0,3	3,95	16,94
Carbohidratos totales por diferencia	g/100 g muestra	82,71	75,38	68,75
Valor calórico	kcal	358	353	375
Fibra cruda	g/100 g muestra	6,49	26,46	5,94

Elaborado por: Tipán Allison

El almidón de cáscara de plátano verde presentó un porcentaje de humedad y ceniza del 8,1% y 5,99% respectivamente, porcentajes que resultan ser mayores respecto a los registrados por Montoya et al. (2014) que obtuvo en humedad 7,43% y cenizas 1,07%. El alto porcentaje de humedad en el extracto de almidón de cáscara de plátano verde puede

deberse a un secado insuficiente en el proceso de extracción, mientras que el alto porcentaje de cenizas indica la alta presencia de minerales presentes en la cáscara (Sosa, 2011). En cuanto a proteínas se encontró un contenido de 0,3%, cuyo valor es menor a lo reportado por Bello et al. (1998) quienes registraron 2,03%, respecto a extracto etéreo o grasas se obtuvo un valor de 2,89%, el cual es mayor al reportado por García et al. (2011) que registró 0,35%, por otro lado, se evidenció que el contenido de fibra es de 6,49% porcentaje mayor a lo reportado por Montoya et al. (2014) quienes registraron 1,67%. El alto contenido en fibra se debe a que la cáscara de plátano verde es rica en fibra (Gómez et al., 2014). También se puede apreciar que el resultado obtenido en cuanto a valor calórico es de 358 kcal y en su mayoría proviene de los carbohidratos, sin embargo, resulta ser menor al obtenido por Falla y Ramón (2019) que registraron 448,6 kcal. Además, se nota que el almidón está mayormente constituido por carbohidratos con un 82,71% y en menor cantidad por proteína 0,3%.

La pectina de la cáscara de naranja obtuvo un porcentaje de humedad de 13,67% y un porcentaje de cenizas de 3,03%, Cerón y Cardona (2011) reportaron un porcentaje de humedad y ceniza de 5,60% y 3,80% respectivamente; las cenizas concuerdan con la bibliografía, por otro lado, el alto porcentaje de humedad obtenido en la pectina puede deberse a un secado insuficiente. Además, los valores obtenidos de extracto etéreo de 3,98%, proteína 3,95% y fibra 26,46% son mayores a los registrados por López et al. (2000) quienes reportaron datos de 0,1% en extracto etéreo, 1,78% proteínas y 15,47% en fibras, mientras que el contenido de carbohidratos obtenido de 75,38% es menor al registrado por López et al. (2000) de 78,23%. También se puede apreciar que el resultado obtenido en cuanto a valor calórico es de 353 kcal y en su mayoría proviene de los carbohidratos. Igualmente, la pectina está constituida en su mayoría por carbohidratos con un 75,38% y fibra con un 26,46%. La diferencia de resultados logrados respecto a los bibliográficos puede deberse a la especie de naranja empleada y al método de extracción de pectina.

El polvo de semillas de tamarindo obtuvo una humedad de 9,26%, cenizas 1,42%, extracto etéreo 3,64% y fibra 5,94% valores menores a los reportados por Vázquez et al. (2009) quien obtuvo un porcentaje de humedad de 11,3%, cenizas 4,1%, extracto etéreo 5,4% y fibra 8,8%. En cuanto a carbohidratos 68,75% y proteínas 16,94% se lograron valores superiores a los registrados por Vázquez et al. (2009) de 57,1% y 8,8% para carbohidratos y proteínas respectivamente. También se puede apreciar que el resultado obtenido en cuanto a valor calórico es de 375 kcal y en su mayoría proviene de los carbohidratos.

3.1.3 Caracterización del agua residual láctea

La Tabla 9 indica los resultados promedio de parámetros físicos, químicos y microbiológicos analizados en el agua residual láctea, así como también en la Figura 13 se presenta el agua residual láctea utilizada en la experimentación del presente proyecto.

Entre las características observadas del agua residual láctea utilizada durante la realización de este proyecto se tiene, un color blanquecino y un ligero olor a leche.

Figura 13. Agua residual láctea utilizada en el proyecto



Elaborado por: Tipán Allison

Según los datos de la Tabla 9, ciertos parámetros presentan un único valor, esto se debe a que se efectuó una medición para cada uno de ellos, ya que requieren el uso de reactivos que están limitados en cantidad y no están fácilmente disponibles en grandes cantidades, el resto de los resultados registrados corresponden a un valor promedio obtenido a través de los análisis realizados en el laboratorio.

De acuerdo con la naturaleza de la muestra del agua residual, se evidencia una alta cantidad de materia orgánica biodegradable debido al valor obtenido en la DBO_5 , así mismo los resultados de la caracterización se encuentran dentro del rango de valores de la caracterización de efluentes lácteos según lo describe Kushwaha et al. (2011).

Tabla 9. Parámetros analizados en la caracterización del agua residual láctea

	Parámetros	Unidad	Resultado
Físicos	pH	-	9,43
	Temperatura	°C	31,05
	Turbidez	NTU	1090
	Color real	UPtCo	8600
	Color aparente	UPtCo	9960
	Sólidos totales	mg/L	2889
	Sólidos suspendidos	mg/L	629
	Sólidos disueltos	mg/L	2260
Químicos	Conductividad	mS/cm	2,86
	Alcalinidad (CaCO ₃)	mg/L	410*
	Dureza (CaCO ₃)	mg/L	190*
	Grasas y aceites	mg/L	832,17*
	Tensoactivos	mg/L	6,85*
	Fenoles	mg/L	<0,02*
	Nitritos	mg/L	3,48
	Nitratos	mg/L	55,36
	Cloruros	mg/L	607,6
	Sulfatos	mg/L	2,5
	DQO	mg/L	5550
	DBO ₅	mg/L	1589,4
Microbiológicos	Coliformes totales	NMP/100ml	4,6x10 ⁸
	Coliformes fecales	NMP/100ml	<3,0

*único valor

Elaborado por: Tipán Allison

Al realizar una comparación entre la caracterización del agua residual y la Normativa Ambiental Ecuatoriana de Descarga de Efluentes a un cauce de agua se obtuvo los resultados de la Tabla 10.

Tabla 10. Caracterización de agua residual y límites de descarga de efluentes a cuerpos de agua

Parámetros	Unidad	Resultado	Límite Máximo Permissible cauce de agua	Cumple/No cumple con el LMP cauce de agua
pH	-	9,43	6 - 9	No cumple
Temperatura	°C	31,05	Condición natural + / - 3	No cumple
Color real	UPtCo	8680	Inapreciable en dilución 1:20	No cumple
Sólidos totales	mg/L	2884	1200	No cumple
Sólidos suspendidos	mg/L	647	80	No cumple
Grasas y aceites	mg/L	832,17	0,3	No cumple
Tensoactivos	mg/L	6,85	0,5	No cumple
Fenoles	mg/L	<0,02	0,2	Cumple
Cloruros	mg/L	607,6	1000	No cumple
Sulfatos	mg/L	2,5	1000	Cumple
DQO	mg/L	5550	160	No cumple
DBO ₅	mg/L	1589,4	100	No cumple
Coliformes fecales	NMP/100ml	<3,0	Remoción mayor al 99,9%	Cumple

Elaborado por: Tipán Allison

Se evidencia que los parámetros que cumplen con el límite máximo permisible son: fenoles, sulfatos y coliformes fecales, sin embargo, el resto de los parámetros exceden los valores respecto de la normativa ambiental. En lo que se refiere al análisis de la temperatura, según Barriga (2012) en los ríos de la región Sierra se tienen temperaturas que oscilan entre 8°C y 17°C, por tal razón el efluente estudiado supera el límite máximo permisible. El parámetro de color real tal como lo describe la metodología se midió utilizando una dilución 2,5:100 por lo que el color también excede en esta característica. En el resto de los parámetros es evidente que los valores del efluente se encuentran por encima del límite máximo permisible.

Se puede notar que el agua residual láctea proveniente de la salida de la trampa de grasas no cumple con la normativa ambiental de descarga de efluentes a cuerpos receptores de agua, por lo que es necesario un tratamiento posterior que permita disminuir notablemente la carga de contaminación, verter este efluente directamente a un cuerpo de agua dulce representa un gran peligro para los ecosistemas acuáticos, inclusive podría desencadenar en un problema de salud pública en caso de presentarse contaminación de fuentes de agua para consumo humano, usos recreativos o riego, pues el agua residual constituye una fuente con concentraciones significativas de virus y patógenos (Bofill et al., 2005).

Así mismo al realizar una comparación entre la caracterización del agua residual y la Normativa Ambiental Ecuatoriana de Descarga de Efluentes al alcantarillado se obtuvo los resultados de la Tabla 11.

Tabla 11. Caracterización de agua residual y límites de descarga de efluentes al alcantarillado

Parámetros	Unidad	Resultado	Límite Máximo Permisible alcantarillado	Cumple/No cumple con el LMP alcantarillado
pH	-	9,43	6 - 9	No cumple
Temperatura	°C	31,05	< 40	Cumple
Sólidos totales	mg/L	2884	1200	No cumple
Sólidos suspendidos	mg/L	647	100	No cumple
Grasas y aceites	mg/L	832,2	70	No cumple
Tensoactivos	mg/L	6,85	1	No cumple
Fenoles	mg/L	<0,02	0,2	Cumple
Sulfatos	mg/L	2,5	400	Cumple
DQO	mg/L	5550	350	No cumple
DBO ₅	mg/L	1589,4	170	No cumple

Elaborado por: Tipán Allison

Se resalta que los parámetros que cumplen con el límite máximo permisible en cuanto a descarga al alcantarillado son: temperatura, fenoles y sulfatos, mientras que el resto de los parámetros analizados exceden los valores establecidos por la normativa ambiental ecuatoriana.

3.1.4 Coagulación/floculación utilizando biopolímeros

Previamente a utilizar el agua residual láctea se realizó la medición de los parámetros encontrados en la Tabla 11. Estos parámetros fueron considerados para ser evaluados después del ensayo de coagulación/floculación respecto a la eficiencia de remoción. Se debe mencionar que las características del agua residual láctea utilizada en la prueba de jarras difieren de la caracterización del agua residual por las condiciones de la recolección de la muestra de agua, ya que ambas muestras fueron recolectadas en dos días distintos por lo que debido a la variación en la producción de la industria el agua residual también presenta diferencias significativas.

Tabla 12. Condiciones iniciales del agua residual láctea para el ensayo de coagulación y floculación

Parámetro	Unidades	Resultado
DQO	mg/L	6090
Turbidez	NTU	849
Color aparente	UPtCo	9830
Color real	UPtCo	8450
pH	-	10,1

Elaborado por: Tipán Allison

Al realizar el análisis preliminar de la prueba de jarras utilizando la solución de coagulantes naturales al 1% y 5% se observó mayor formación de partículas suspendidas utilizando la solución coagulante al 5%, por lo que se decidió trabajar con la misma en el ensayo de prueba de jarras. Las distintas dosis de coagulantes naturales de concentración 5% y el sulfato de aluminio de concentración 0,8% que se utilizó en cada una de las jarras del ensayo para el agua residual láctea se encuentran en la Tabla 12.

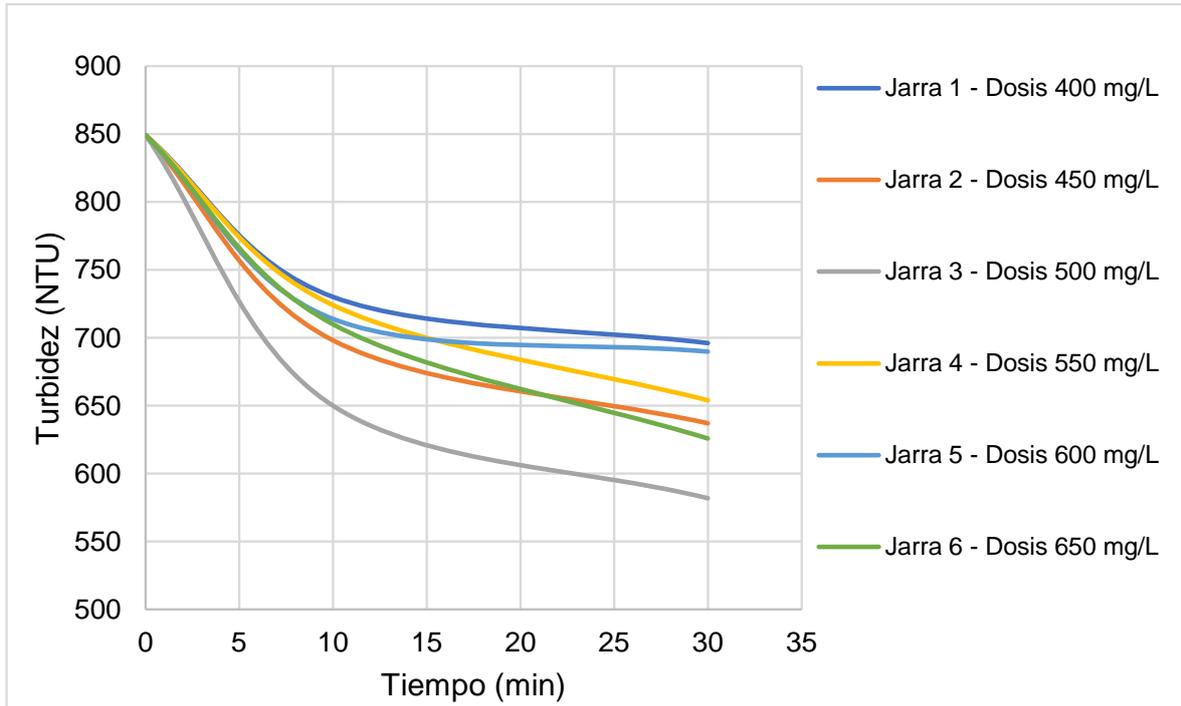
Tabla 13. Dosis de soluciones coagulantes y sulfato de aluminio

N°	Pectina de cáscara de naranja	Almidón de semillas de tamarindo	Almidón de cáscara de plátano verde	Sulfato de aluminio
	mg/L	mg/L	mg/L	ml/L
1	500	300	400	4
2	550	350	450	5
3	600	400	500	6
4	650	450	550	7
5	700	500	600	8
6	750	550	650	9

Elaborado por: Tipán Allison

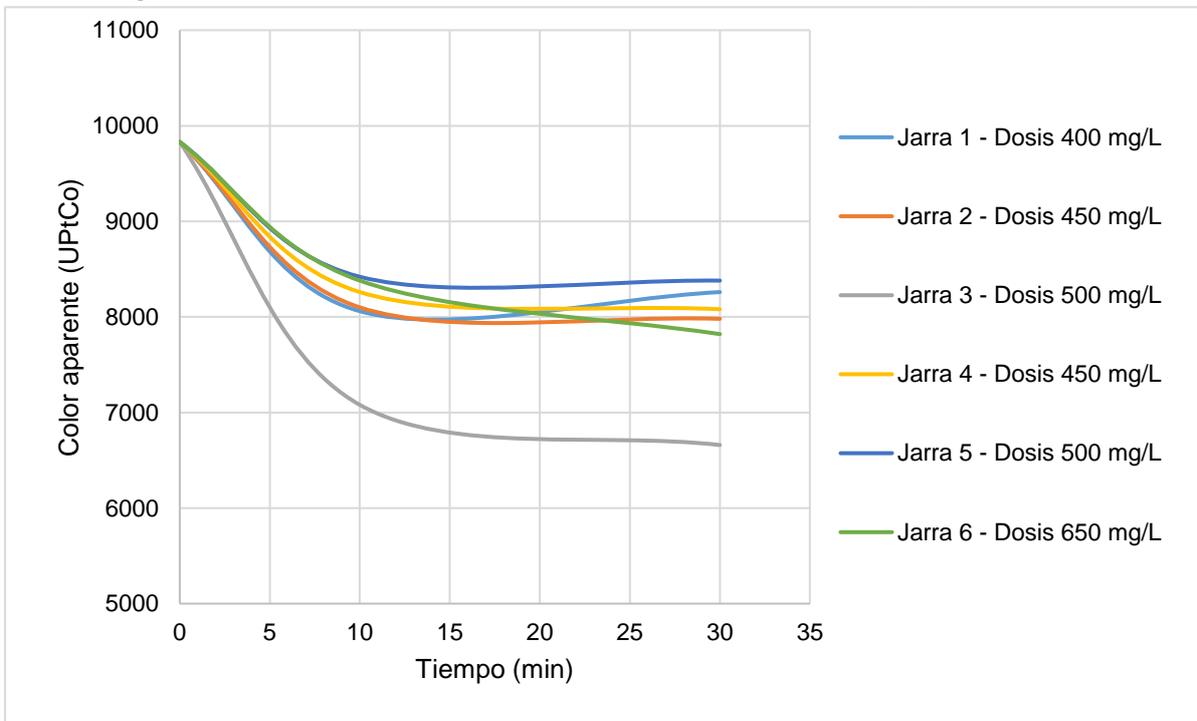
Respecto a la remoción de parámetros como: turbidez, color aparente, color real y DQO según la dosis de coagulante utilizada se encuentra en la Figura 14, Figura 15, Figura 16 y Figura 17 para el almidón obtenido de cáscara de plátano verde

Figura 14. Remoción de turbidez usando almidón de cáscara de plátano verde



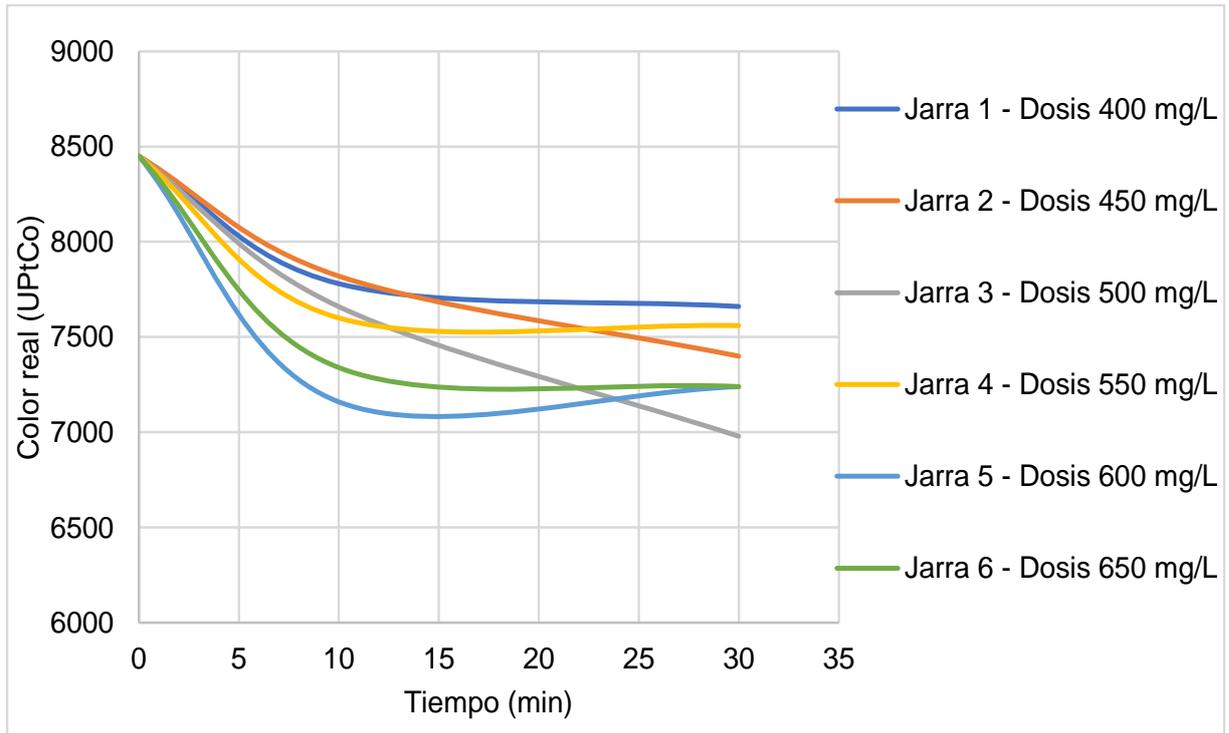
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 15. Remoción de color usando almidón de cáscara de plátano verde



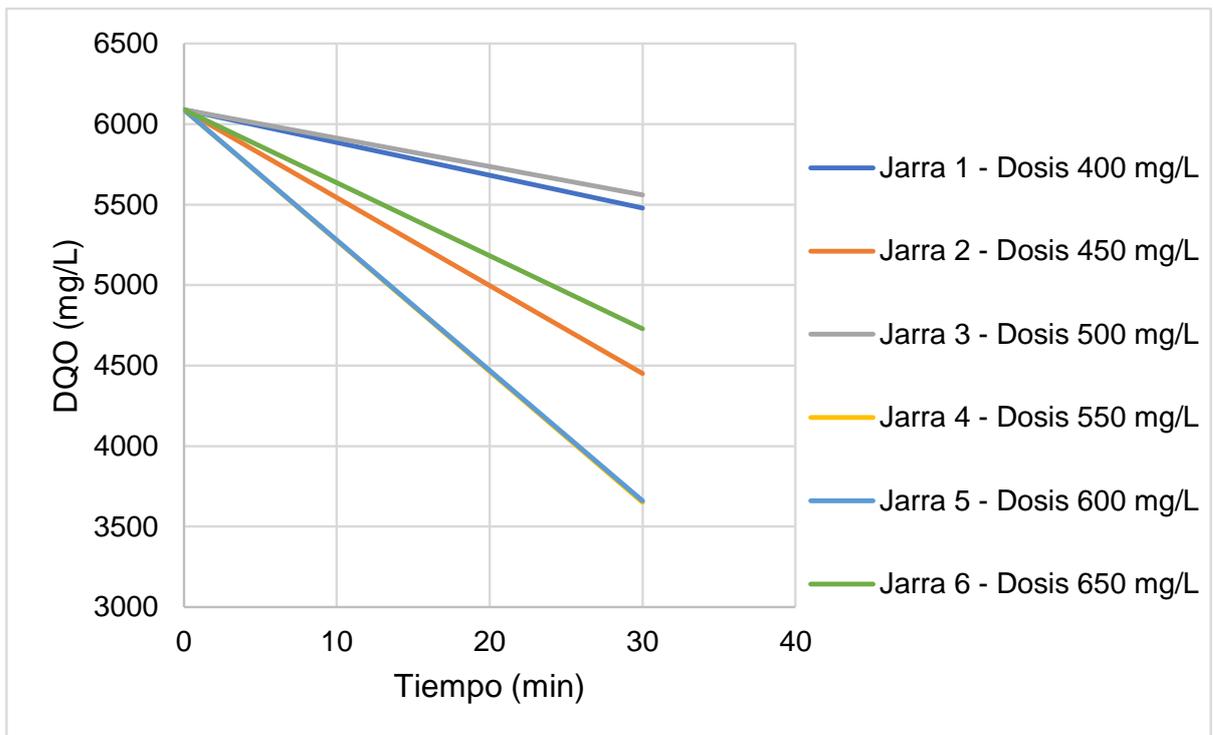
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 16. Remoción de color usando almidón de cáscara de plátano verde



Elaborado por: Tipán Allison

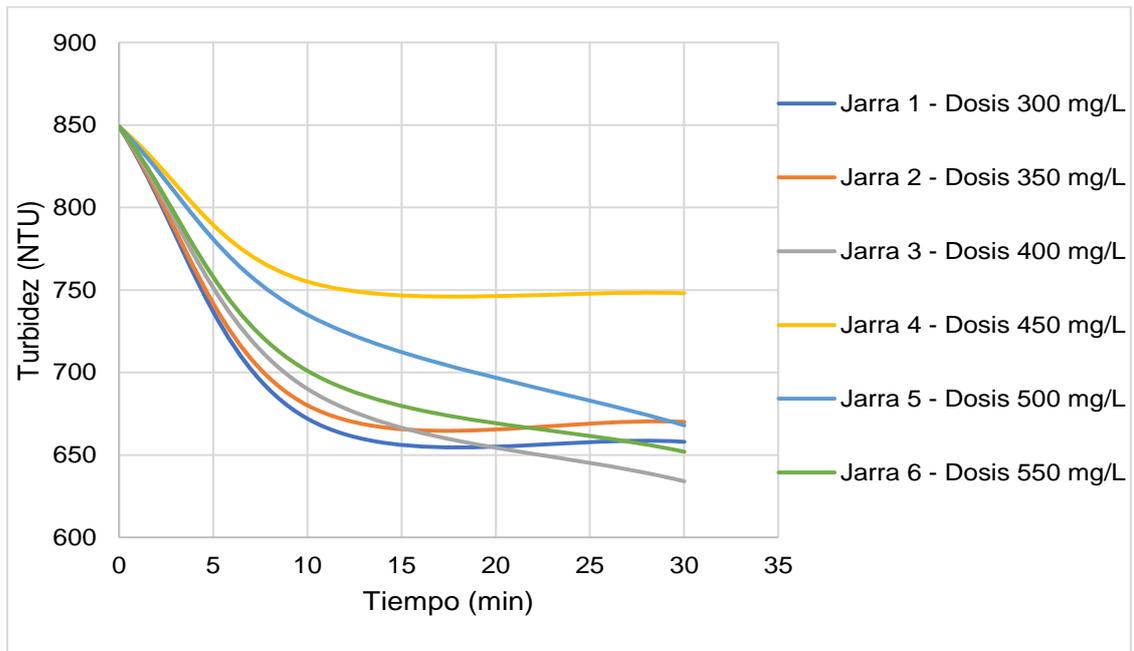
Figura 17. Remoción de DQO usando almidón de cáscara de plátano verde



Elaborado por: Tipán Allison

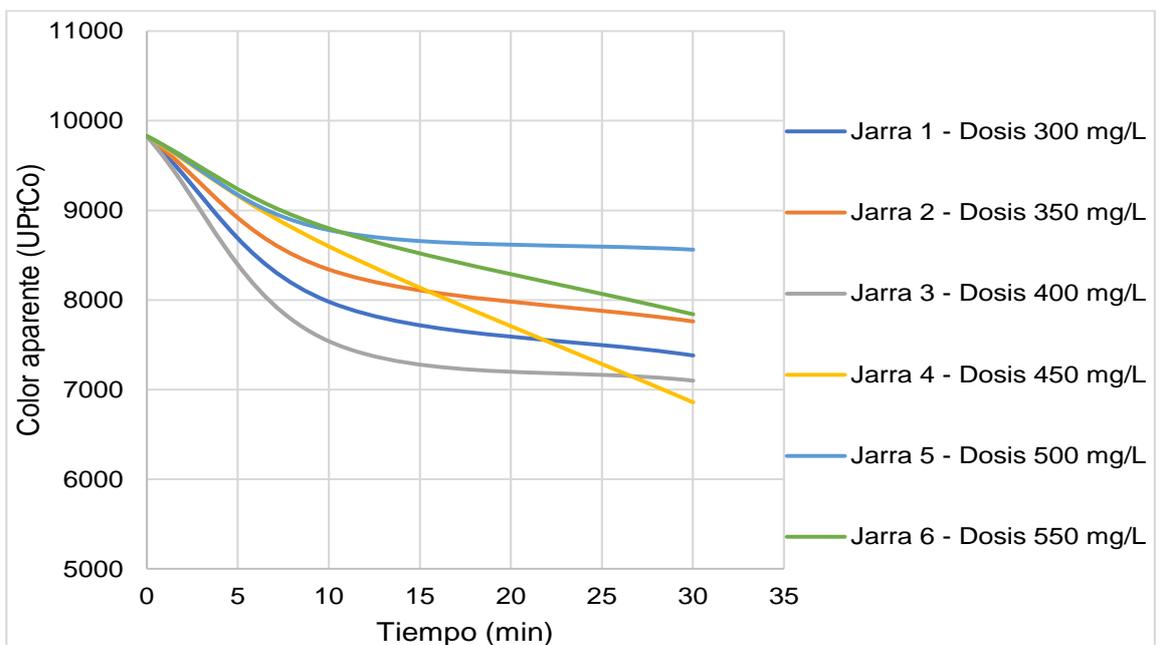
Respecto a la remoción parámetros como: turbidez, color aparente, color real y DQO según la dosis de coagulante utilizada se encuentra en la Figura 18, Figura 19, Figura 20 y Figura 21 para el polvo de semillas de tamarindo.

Figura 18. Remoción de turbidez usando polvo de semillas de tamarindo



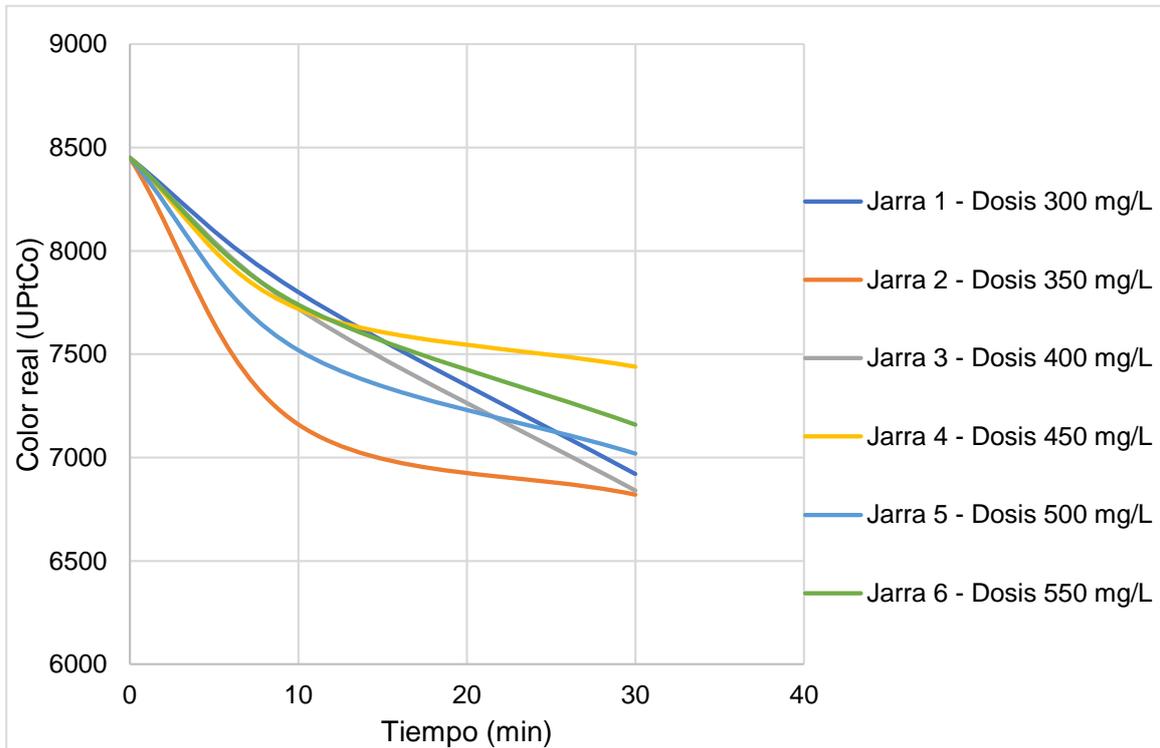
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 19. Remoción de color usando polvo de semillas de tamarindo



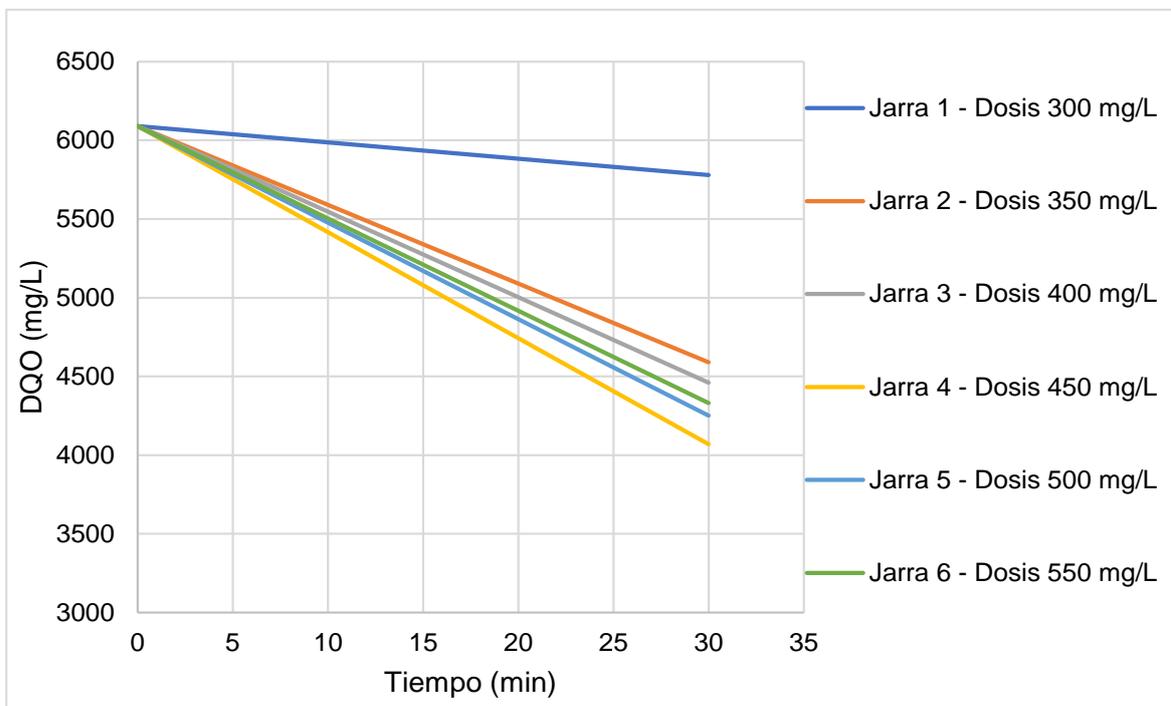
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 20. Remoción de color usando polvo de semillas de tamarindo



Elaborado por: Tipán Allison

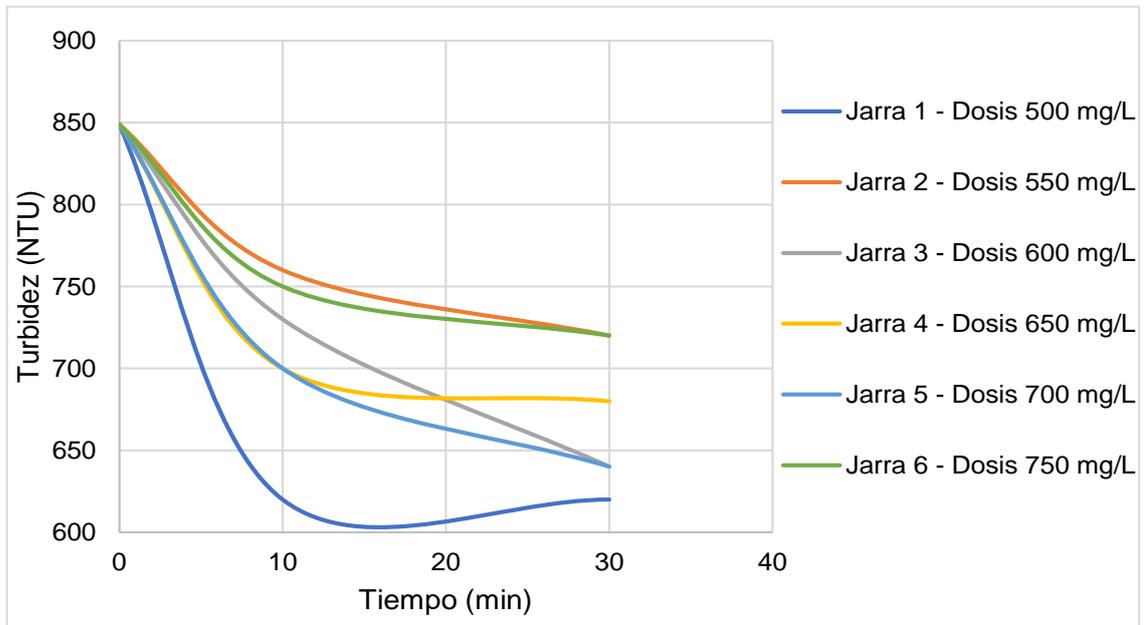
Figura 21. Remoción de DQO usando polvo de semillas de tamarindo



Elaborado por: Tipán Allison

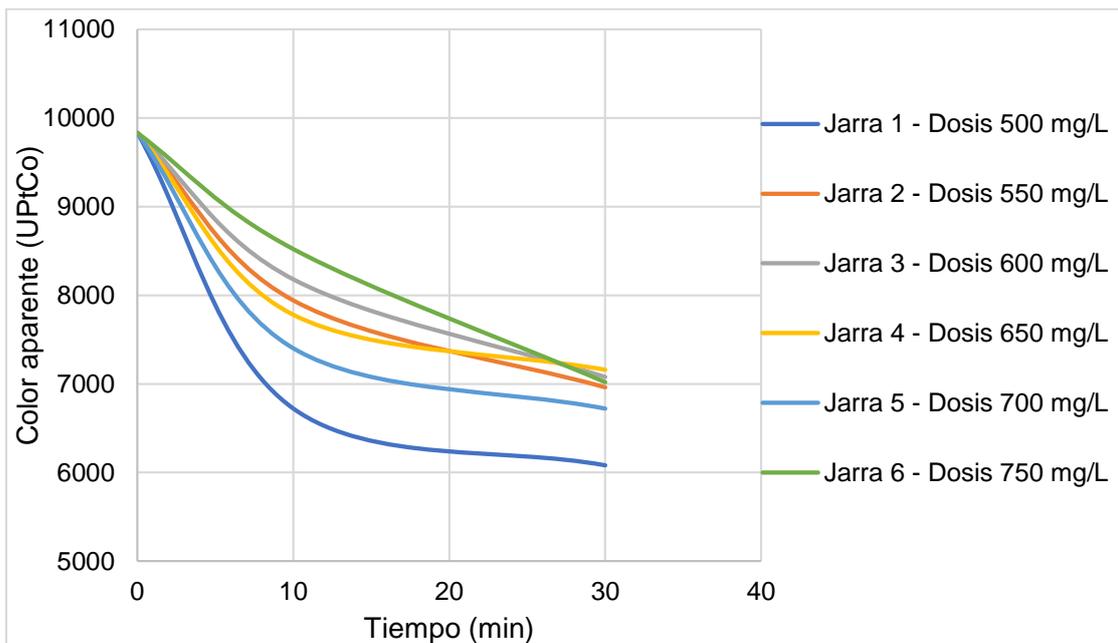
Respecto a la remoción parámetros como: turbidez, color aparente, color real y DQO según la dosis de coagulante utilizada se encuentra en la Figura 22, Figura 23, Figura 24 y Figura 25 para la pectina derivada de la cáscara de naranja.

Figura 22. Remoción de turbidez usando pectina de cáscara de naranja



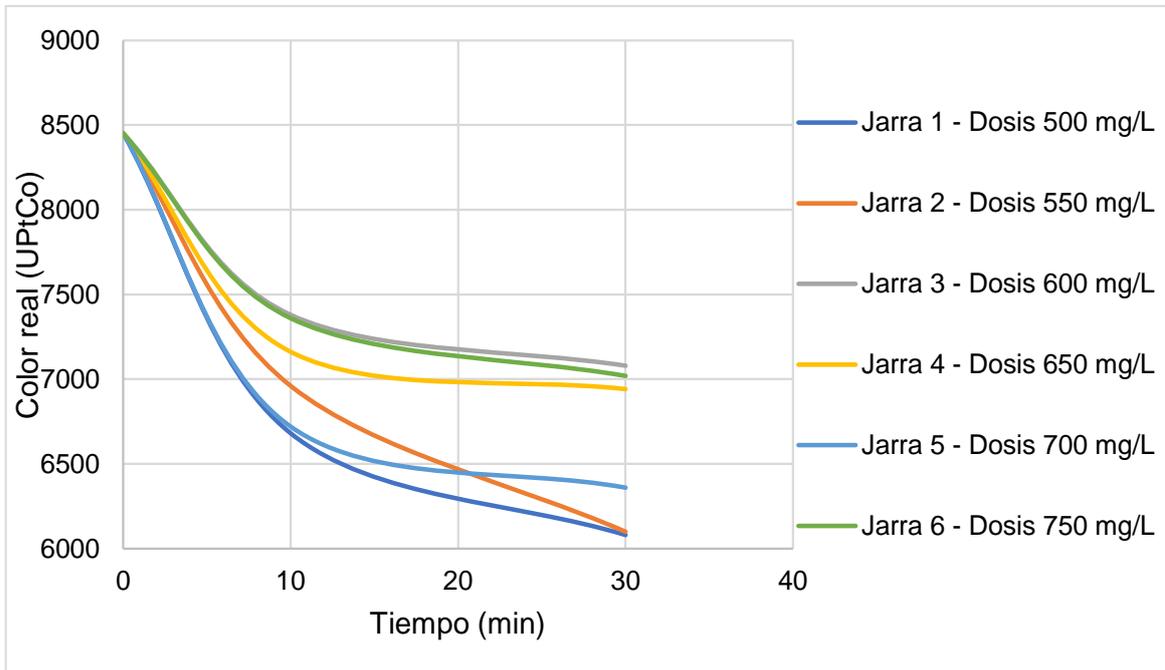
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 23. Remoción de color usando pectina de cáscara de naranja



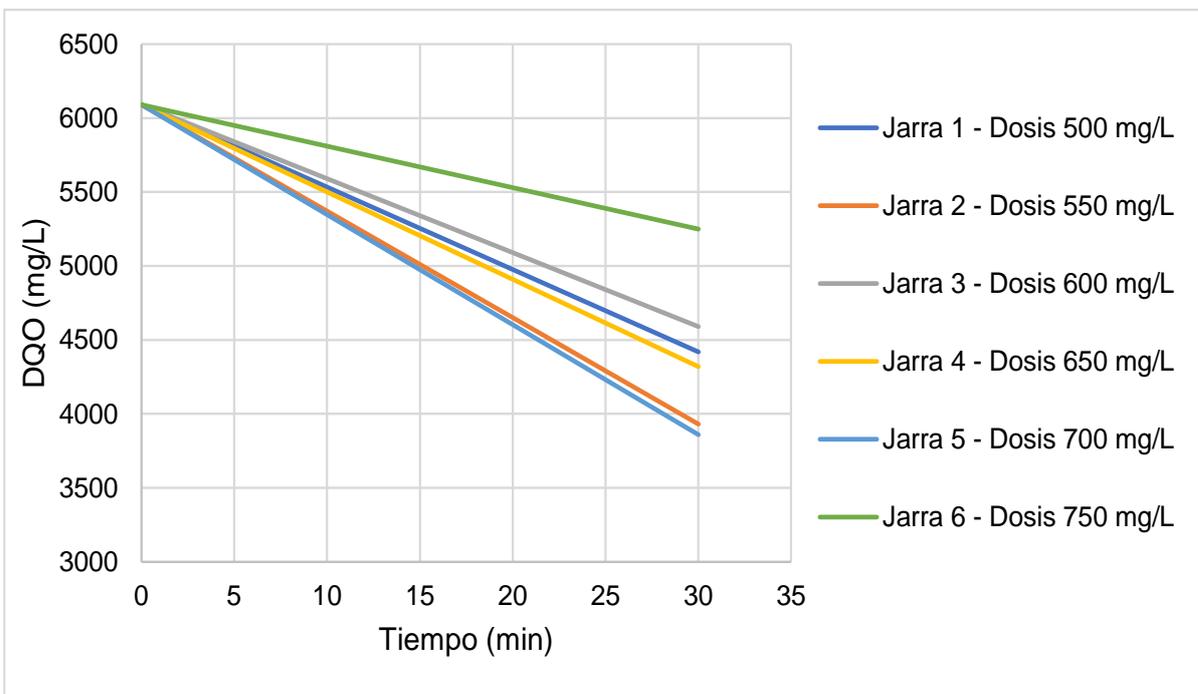
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 24. Remoción de color usando pectina de cáscara de naranja



Elaborado por: Tipán Allison

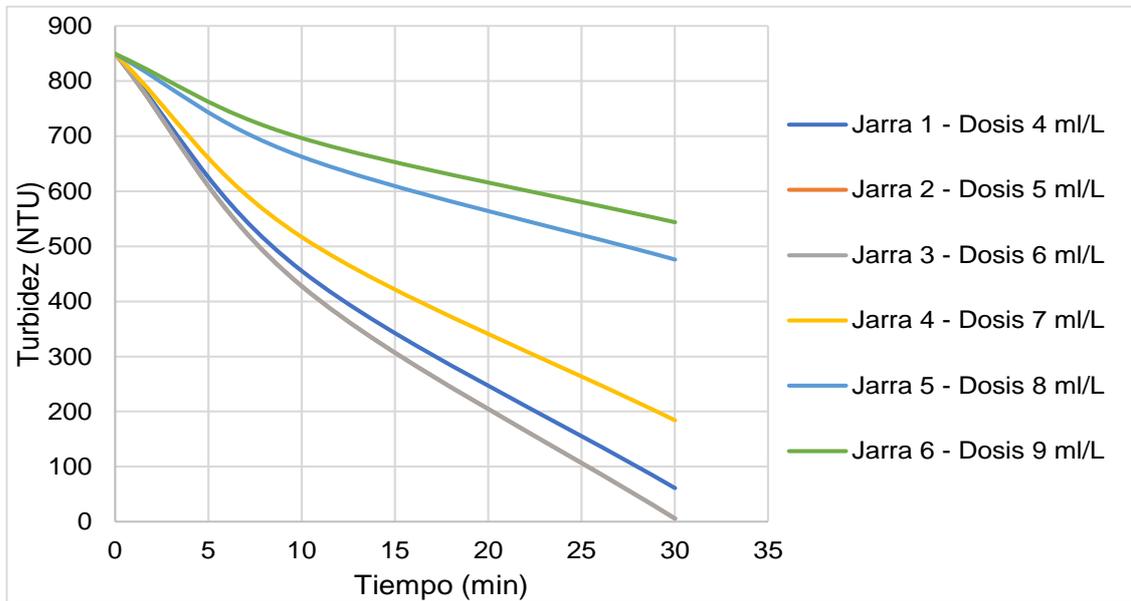
Figura 25. Remoción de DQO usando pectina de cáscara de naranja



Elaborado por: Tipán Allison

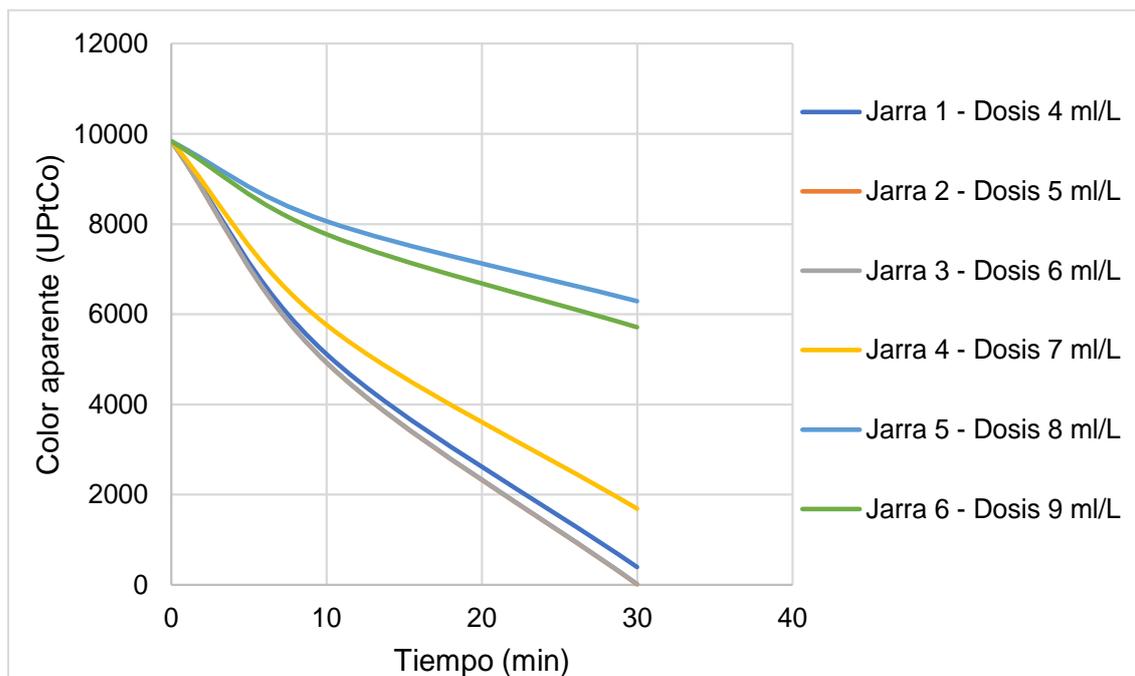
Respecto a la remoción parámetros como: turbidez, color aparente, color real y DQO según la dosis de coagulante utilizada se encuentra en la Figura 26, Figura 27, Figura 28 y Figura 29 para el sulfato de aluminio.

Figura 26. Remoción de turbidez usando sulfato de aluminio



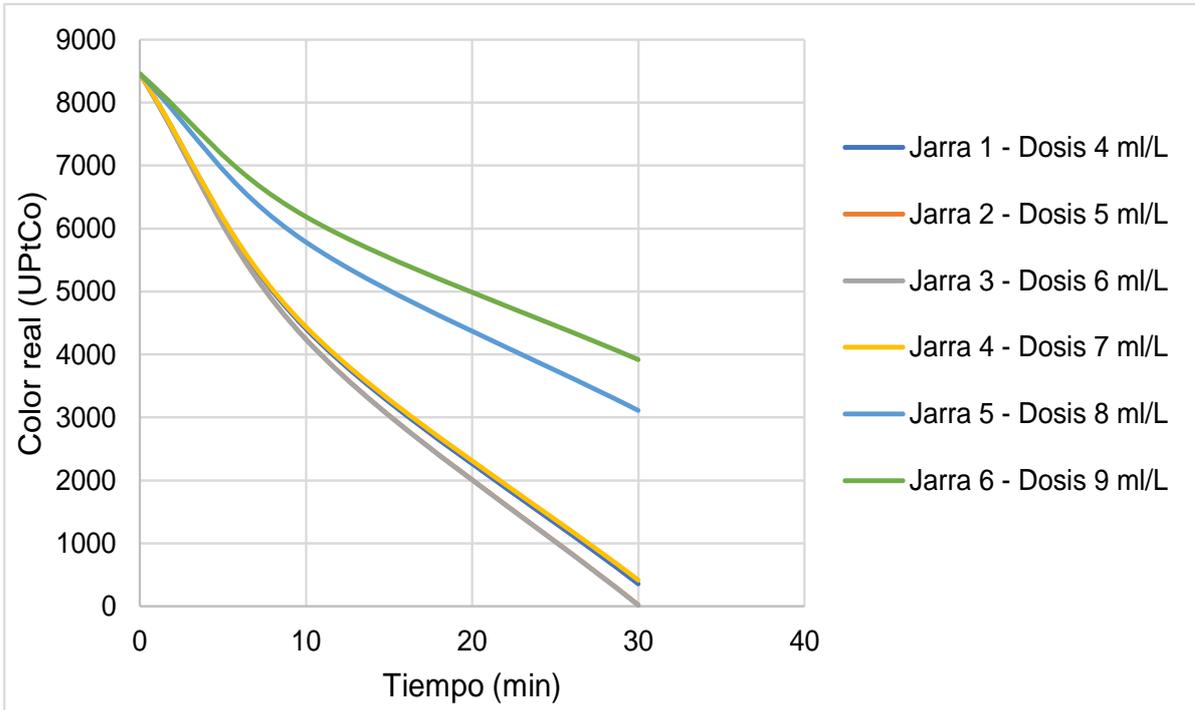
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 27. Remoción de color usando sulfato de aluminio



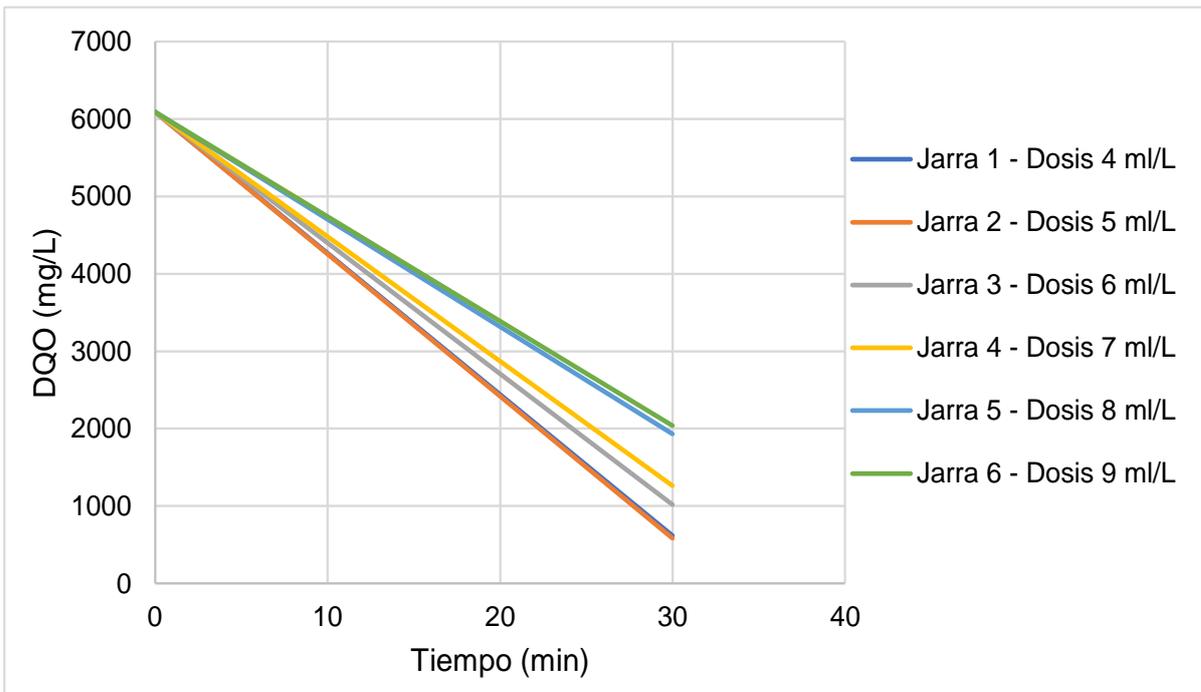
Elaborado por: Tipán Allison

Figura 28. Remoción de color usando sulfato de aluminio



Elaborado por: Tipán Allison

Figura 29. Remoción de DQO usando sulfato de aluminio



Elaborado por: Tipán Allison

Se determinó la eficiencia de remoción de la DQO para los tres biopolímeros y el sulfato de aluminio, información detallada en la Tabla 13. así mismo se determinó la eficiencia de remoción de color como se evidencia en la Tabla 14 y 15 y eficiencia de remoción de turbidez como lo indica la Tabla 16.

Tabla 14. Porcentajes de remoción de DQO

N°	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de DQO usando cáscara de plátano verde (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de DQO usando semillas de tamarindo (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de DQO usando cáscara de naranja (%)	Dosis (ml/L)	Eficiencia de remoción de DQO usando sulfato de aluminio (%)
1	400	10	300	5	500	27	4	89
2	450	27	350	25	550	35	5	90
3	500	9	400	27	600	25	6	82
4	550	40	450	33	650	29	7	78
5	600	40	500	30	700	37	8	67
6	650	22	550	29	750	14	9	65

Elaborado por: Tipán Allison

Tabla 15. Porcentajes de remoción de color aparente

N°	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de color aparente usando cáscara de plátano verde (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de color aparente usando semillas de tamarindo (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de color aparente usando cáscara de naranja (%)	Dosis (ml/L)	Eficiencia de remoción de color aparente usando sulfato de aluminio (%)
1	400	17	300	25	500	38	4	96
2	450	19	350	21	550	29	5	100
3	500	33	400	28	600	28	6	100
4	550	18	450	30	650	27	7	54
5	600	15	500	13	700	32	8	36
6	650	21	550	20	750	29	9	42

Elaborado por: Tipán Allison

Tabla 16. Porcentajes de remoción de color real

N°	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de color real usando cáscara de plátano verde (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de color real usando semillas de tamarindo (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de color real usando cáscara de naranja (%)	Dosis (ml/L)	Eficiencia de remoción de color real usando sulfato de aluminio (%)
1	400	9	300	18	500	28	4	96
2	450	12	350	19	550	28	5	100
3	500	17	400	19	600	16	6	100
4	550	11	450	12	650	18	7	95
5	600	14	500	17	700	25	8	63
6	650	14	550	15	750	17	9	54

Elaborado por: Tipán Allison

Tabla 17. Porcentaje de eficiencia de remoción de turbidez

N°	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de turbidez usando cáscara de plátano verde (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de turbidez usando semillas de tamarindo (%)	Dosis (mg/L)	Eficiencia de remoción de turbidez usando cáscara de naranja (%)	Dosis (ml/L)	Eficiencia de remoción de turbidez usando sulfato de aluminio (%)
1	400	18	300	22	500	27	4	93
2	450	25	350	21	550	15	5	100
3	500	31	400	25	600	25	6	100
4	550	23	450	12	650	20	7	79
5	600	19	500	21	700	25	8	45
6	650	26	550	23	750	15	9	37

Elaborado por: Tipán Allison

Esta variación de eficiencias entre cada biopolímero se debe a la dosis utilizada en cada ensayo, en la que se evidencia claramente que hay dosis más eficientes que otras.

En eficiencia de remoción de turbidez utilizando almidón de cáscara de plátano verde se obtuvieron valores entre 18% - 31%, mientras que Méndez et al. (2022) muestra una remoción de hasta un 86.8% para una turbidez inicial de 250 NTU. En cuanto a eficiencia de remoción de DQO el rango va desde 9% hasta 40%, (Bravo, 2017) presenta un porcentaje de reducción de DQO de 54%, esto probablemente se deba a que en la bibliografía se utiliza la pulpa del plátano verde para la obtención del almidón, lo cual incrementa su pureza y con ello su eficiencia de remoción.

En eficiencia de remoción de turbidez utilizando el polvo de las semillas de tamarindo de se obtuvieron valores entre 12% - 25%, Feria et al. (2020) indica haber obtenido eficiencias de remoción de turbidez entre 18% y 27%. En lo que se refiere a remoción de DQO se obtuvo un rango de 5% y 33%, en el estudio realizado por Gurdíán y Coto (2011) se obtuvo porcentajes de remoción de DQO de hasta el 36,7% en agua residual doméstica, por lo que debido a las características propias del agua residual láctea se espera menor eficiencia de remoción.

En eficiencia de remoción de turbidez con la pectina de la cáscara de la naranja se logró porcentajes de remoción en el rango de 15% al 27%. Campo et al. (2018) menciona eficiencias de hasta el 45% al combinar quitosano con pectina de la cáscara de naranja, por lo que se evidencia que para obtener porcentajes mayores de remoción es necesario realizar un procesamiento adicional a la pectina obtenida. Por otro lado, la eficiencia de remoción de DQO está en el rango de 14% al 37%.

Se puede notar que el almidón de la cáscara de plátano verde presentó un mayor porcentaje de remoción de turbidez y DQO respecto a los otros dos biopolímeros utilizados; esto puede explicarse utilizando el concepto de potencial Z, según el estudio realizado por Buenaño et al. (2019), el almidón obtenido de cáscara de plátano verde tiene un potencial Z de -46,91mV, la pectina derivada de la cáscara de naranja -9,80 mV, mientras que el polvo de las semillas de tamarindo -14,57 mV; es así como el almidón al tener el potencial zeta más bajo tiende a coagular logrando la formación de flóculos (Brian et al., 2004). Sin embargo, al comparar la eficiencia de remoción de turbidez entre los tres biopolímeros utilizados, con sulfato de aluminio, es evidente que los biopolímeros tienen eficiencias muy pobres, siendo la máxima remoción de 31% y utilizando sulfato de aluminio se alcanzó remociones de hasta el 100%, dato que se asemeja a los resultados obtenidos por

Azabache et al. (2021) que, al evaluar la capacidad de remoción de turbidez utilizando almidón de yuca registraron valores de hasta el 50%.

Respecto a la eficiencia de remoción de color con el almidón de cáscara de plátano verde se tienen rangos entre el 9% - 17% para color real y 15% - 33% para color aparente. Mientras que la eficiencia de remoción de color con el polvo de las semillas de tamarindo se tienen rangos entre el 12% - 19% para color real y 13% - 28% para color aparente. Finalmente, la eficiencia de remoción de color con la pectina de cáscara de naranja se tienen rangos entre el 16% - 28% para color real y 27% - 38% para color aparente. Se evidencia que el porcentaje de remoción de color usando los biopolímeros extraídos oscila entre en 9% y 38%, utilizando polvo de moringa según el estudio realizado por Vera y Zambrano (2019) se logra una remoción de color de hasta el 13%, mientras que Vivas et al. (2022) lograron porcentajes de remoción de color entre 6% - 28%.

3.2 Conclusiones

- El rendimiento de extracción del almidón de la cáscara de plátano verde, el polvo de las semillas de tamarindo y la pectina de las cáscaras de naranjas fue de 23%, 28% y 8% respectivamente.
- El almidón de la cáscara de plátano verde está constituido principalmente de carbohidratos 82,71% y de fibra 6,49%. La pectina de la cáscara de naranja en su constitución tiene especialmente carbohidratos 75,38% y fibra 26,46%. El polvo de las semillas de tamarindo está formado por carbohidratos 68,75% y proteína 16,94%.
- El agua residual láctea utilizada en el estudio presenta variaciones en sus características según la producción, sin embargo, en cuanto a los parámetros analizados se encuentran dentro del rango de un efluente lácteo.
- Realizando una comparación entre la caracterización realizada al agua residual láctea y la Normativa Ambiental para Descarga de Efluentes a Cuerpos de Agua Dulce se evidencia que el efluente lácteo no cumple con los límites máximos permitidos, por lo que es necesario realizar un tratamiento posterior para que el agua residual pueda ser vertida a un cuerpo receptor.
- Utilizando los biopolímeros a una concentración de 5% para el ensayo de coagulación/floculación se obtuvo eficiencia de remoción de turbidez de entre 12%

y 25% usando el polvo de las semillas de tamarindo, valores entre 18% - 31% utilizando almidón de cáscara de plátano verde y con la pectina de la cáscara de la naranja logró porcentajes de remoción en el rango de 15% al 27%.

- En lo que se refiere al porcentaje de remoción de DQO los porcentajes se encuentran entre 5% y 33% para el polvo de semillas de tamarindo, desde 9% hasta 40% en el almidón de cáscara de plátano verde y 14% a 37% para la pectina de la cáscara de la naranja.
- El almidón de la cáscara de plátano verde resulta ser el polímero natural con mayor eficiencia de remoción de turbidez y DQO respecto a la pectina de la cáscara de naranja y el polvo de las semillas de tamarindo.
- Se evidencian eficiencias de remoción de turbidez y DQO muy bajas al comparar los polímeros naturales con sulfato de aluminio.

3.3 Recomendaciones

- Evaluar la posibilidad de la reutilización tanto de agua como de etanol al 96% en la extracción de biopolímeros, con el objetivo de fomentar la economía circular y disminuir la generación de desechos.
- Realizar ensayos de la dosificación de coagulantes naturales en otra concentración y con tiempos mayores de sedimentación.
- Expandir la investigación del uso de biopolímeros utilizando otro tipo de residuos orgánicos, favoreciendo a la contribución de alternativas para la gestión de residuos.

4 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahmad, T., Aadil, R.M., Ahmed, H., Rahman, U., Soares, B.C., Souza, S.L., Pimentel, T.C., Scudino, H., Guimaraes, J.T., Esmerino, E.A., Freitas, M.Q., 2019. Treatment and utilization of dairy industrial waste: a review. *Trends Food Science & Technology*, 88, 361e372. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.04.003>
- Alarcón, A., & Caicedo, M. (2021). OBTENCIÓN DE ÁCIDO LÁCTICO A PARTIR DEL ALMIDÓN PRESENTE EN LA CÁSCARA DE PLÁTANO (*Musa paradisiaca*). [Tesis de pregrado]. Universidad de Guayaquil, Guayaquil.
- Armijo, J., Azogue, H., Barragán, S., Freire, A. (2021). Biotratamientos de aguas residuales en la industria láctea. *Journal of Agro-Industry Sciences*, 3(1): 21–26. <https://www.redunia.org/revista/index.php/redunia/article/view/33/29>
- Azabache, L., Maldonado, A., Azabache, R., & Dávila, J. (2022). Aplicación de clarificante de origen natural (almidón de yuca) para la remoción de la turbidez y color en aguas de consumo humano. *Revista Amazónica de Ciencias Ambientales y Ecológicas*, 1(1), 294-301.
- Badrus, Z. (2018). Potential of natural flocculant in coagulation-flocculation wastewater treatment Process. *The 3rd International Conference on Energy, Environmental, and Information System*, 73.
- Baird, R., Eaton, A., & Rice, E. (2017). *Standard methods for the examination of water and wastewater. 23rd edition*. Washington D.C.: American Public Health Association.
- Banco Central del Ecuador. (2019). Información Estadística Mensual BCE. Obtenido de <https://contenido.bce.fin.ec/home1/estadisticas/bolmensual/IEMensual.jsp>
- Bazrafshan, E. Moein, H. Kord Mostafapour, F. Nakhaie, 5. 2013. Application of electrocoagulation process for dairy wastewater treatment. *Journal of Chemistry*. 7-10, 2013.
- Barriga, R. (2012). Lista de peces de agua dulce e intermareales del Ecuador. *Revista Politécnica*, 30(3), 83-119.
- Bello, L., Panó, Y., Agama, E., & Paredes, O. (1998). Isolation and partial characterization of amaranth and banana starches. *Starch/Stärke*, 50, 409-413.

- Bofill, S., Clemente, P., Albiñana, N., Maluquer, C., Hundesa, A., & Girones, R. (2005). Efectos sobre la salud de la contaminación de agua y alimentos por virus emergentes humanos. *Revista Española de Salud Pública*, 79(2), 253-269.
- Bravo, M. (2017). Coagulantes y floculantes naturales usados en la reducción de turbidez, sólidos suspendidos, colorantes y metales pesados en aguas residuales. [Tesis de pregrado]. Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Bogotá.
- Brian, J., Kirby, F., & Hasselbrink, J. (2004). Zeta potential of microfluidic substrates: 1. Theory, experimental techniques, and effects on separations. *Electrophoresis*, 187-202.
- Britz, T., & Hung, Y.-T. (2006). Treatment of Dairy Processing Wastewaters. *Taylor & Francis Group, LLC*, 28.
- Buenaño, B., Vera, E., & Aldás, M. (2019). Study of coagulating/flocculating characteristics of organic polymers extracted from biowaste for water treatment. *Ingeniería e Investigación*, 39(1), 24-35.
- Bueno, J. (1997). Contaminación e Ingeniería Ambiental. *Sastre*, 432-450.
- Bustos, C. (2009). La problemática de los desechos sólidos. *Economía*, 121-144.
- Cabrera, H., Garcés, M., & Paredes, P. (2012). *Proyecto de Desarrollo de Capacidades para el Uso Seguro de Aguas Servidas en Agricultura*. Quito.
- Campo, Y., Delgado, M., Mora, G., Roa, Y., & Carreño, J. (2018). EVALUACIÓN PRELIMINAR DEL EFECTO DEL QUITOSANO Y CÁSCARA DE NARANJA EN LA COAGULACIÓN-FLOCULACIÓN DE AGUAS RESIDUALES. *U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica*, 327-334.
- Carvajal, L. (2006). *Metodología de la Investigación Científica. Curso general y aplicado* (28 ed.). Santiago de Cali: U.S.C.
- Centro de la Industria Láctea del Ecuador. (2015). *La leche del Ecuador - Historia de la lechería ecuatoriana*. Quito.
- Cerón, I., & Cardona, C. (2011). Evaluación del proceso integral para la obtención de aceite esencial y pectina a partir de cáscara de naranja. *Ingeniería y Ciencia*, 7(13), 65-86.
- Corporación Financiera Nacional. (2019). *Ficha sectorial: leche y sus derivados*.

- Dominguez, M. (2010). Optimización de la coagulación- floculación en la planta de tratamiento de agua potable de la sede recreacional campo alegre- Cajasan. (*Tesis de pregrado*). Universidad Pontificia Bolivariana, Bucaramanga.
- El-Siddig, K., Gunasena, H., Prasa, B., Pushpakumara, D., Ramana, K., Vijayanand, P., & Williams, J. (2006). Tamarindus indica L. Fruits for the future 1. *Southampton Centre for Underutilized Crops*.
- EMASEO. (2007). Consultoría para la realización de un estudio de caracterización de residuos sólidos urbanos domésticos y asimilables a domésticos para el DMQ.
- Falla, F., & Ramón, M. (2018). Obtención y evaluación sensorial de galletas a diferentes concentraciones de harina de cáscara de plátano (*Musa paradisiaca*). [*Tesis de pregrado*]. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque.
- Feria, J., Altamiranda, J., & Soto, C. (2020). Uso de semillas de Tamarindus indica como coagulante natural en el tratamiento de agua cruda. *Revista espacios*, 41, 182-192.
- Flores, E., García, F., Flores, E., Núñez, M., González, R., & Bello-Pérez, L. (2004). Rendimiento del proceso de extracción de almidón a partir de frutos de plátano (*Musa paradisiaca*). *Acta Cient.*, 86-90.
- Fuentes Molina, N., Molina Rodríguez, E. J., & Ariza, C. P. (2016). Coagulantes naturales en sistemas de flujo continuo, como sustituto del Al₂(SO₄)₃ para clarificación de aguas. *Producción Limpia*, 11(2), 41-54. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1909-04552016000200005
- García, Y., Zamudio, P., Bello, L., Romero, C., & Solorza, J. (2011). Oxidación Del Almidón Nativo De Plátano Para Su Uso Potencial En La Fabricación De Materiales De Empaque Biodegradables: Caracterización Física, Química, Térmica Y Morfológica. *Revista Iberoamericana de Polímeros*, 12(3), 135.
- Gómez, J., Correa, G., & Barahona, R. (2014). Evaluación del residuo del cultivo de *Agaricus bisporus* como alimento de vacas lecheras en lactancia media. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 67(2), 7321-7333.
- Gómez, N. (2005). Remoción de materia orgánica por coagulación- floculación. (*Tesis de pregrado*). Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

- González, M. (2012). Aspectos Medio Ambientales Asociados a los Procesos de la Industria Láctea. Recuperado de https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_bovina_de_leche/leche_subproductos/37-industria.pdf
- Gurdián, R., & Coto, J. (2011). Estudio preliminar del uso de la semilla de tamarindo (*Tamarindus indica*) en la coagulación-floculación de aguas residuales. *Tecnología en Marcha*, 24(2), 18-26.
- Holeton, C., Chambers, P., & Grace, L. (2011). Wastewater release and its impacts on Canadian waters. *NRC Research Press*, 1836-1859.
- INEC. (2017). Instituto Nacional de Estadística y Censo INEC Ecuador. Obtenido de [ecuadorencifras.gob.ec](http://www.ecuadorencifras.gob.ec):
http://www.ecuadorencifras.gob.ec/documentos/webinec/Estadisticas_agropecuarias/espac/espac_2017/Informe_Ejecutivo_ESPAC_2017.pdf
- Keegan, K. (1999). *Biotechnology, Environmental Processes I*. Hoboken: Wiley-Blackwell.
- Kushwaha, J., Srivastava, V., & Mall, I. (2011). An Overview of Various Technologies for the Treatment of Dairy Wastewaters. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 51, 442-452.
- Laines, J., Goñi, J., Adams, R., & Camacho, W. (2008). Mezclas con potencial coagulante para tratamiento de lixiviados de un relleno sanitario. *Interciencia*, 33, 22-28.
- Lauro, C., & Farreras, V. (2015). Valoración económica de los efectos de la contaminación por vertido de residuos sólidos urbanos. El caso del aglomerado urbano del Gran Mendoza, Argentina. *Gestión y Ambiente*, 211-227.
- Llanos, D. (2013). Diseño de la planta de tratamiento de aguas residuales de la industria de productos lácteos "Píllaro" ubicada en el cantón Píllaro-Tungurahua. (*Tesis de pregrado*). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba.
- López, S., Arias, G., & Lozano, N. (2000). Determinación de metabolitos y extracción de pectina del albedo de *Citrus medica* L. (cidra). *Ciencia e Investigación*, 3(2), 63-68.
- Lupi, F., Gabriele, D., Seta, L., Baldino, N., De Cindio, B., & Marino, R. (2018). Investigación reológica de geles de emulsiones basados en pectina para usos cosméticos y farmacéuticos. *Springer-Verlag Berlin Heidelberg*.
- Luque, A. (2018). *La gestión de residuos de las industrias lácteas: el caso de Ecuador*.

- MacGregor, A. (2003). *Encyclopedia of Physical Science and Technology (Third Edition)*. Academic Press.
- Martin-Rilo, S., Coimbra, R.N., Martin-Villacorta, J., Otero, M., 2015: Treatment of dairy industry wastewater by oxygen injection: performance and outlay parameters from the full scale implementation. *Journal of Cleaner Production*, 86, 15-23. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2014.08.026>
- Méndez, N., Rodríguez, Y., & Rodríguez, D. (2022). Análisis del plátano y banano (*Musa paradisiaca* L.) como coagulante para el tratamiento de afluentes. *Información Tecnológica*, 33(6), 125-134.
- Metcalf & Eddy. (1995). *Ingeniería de aguas residuales. Volumen 1. Tratamiento, vertido y reutilización. Tercera edición*. Madrid-España: McGRAW-HILL.
- Metcalf & Eddy. (2004). *Ingeniería de aguas residuales. Volumen 1 Tratamiento, vertido y reutilización. Cuarta edición*. Madrid-España: McGRAW-HILL.
- Ministerio del Ambiente Agua y Transición Ecológica. (30 de julio de 2020). Ecuador impulsa la gestión adecuada de residuos orgánicos en las ciudades. Quito, Pichincha, Ecuador.
- Montoya, J., Quintero, V., & Lucas, J. (2014). Evaluación fisicotérmica y reológica de harina y almidón de plátano dominico hartón (*musa paradisiaca* ABB). *Temas Agrarios*, 214-233.
- Moscozo, L. (2016). Uso de almidón de yuca como sustituto del sulfato de aluminio en el proceso de coagulación-floculación. *Agua, Saneamiento & Ambiente*, 11(1), 17-21.
- Nizama, K. (2015). Obtención y caracterización de pectina a partir de Cáscara de cacao (*theobroma cacao* L.). (*Tesis de pregrado*). Universidad Nacional de Piura, Piura.
- Ogunsona, E., Ojogbo, E., & Mekonnen, T. (2018). Advanced material applications of starch and its derivatives. *European Polymer Journal*, 108, 570-581.
- PhaniMadhavi, T., & RajKumar, R. (2013). Utilisation of natural coagulant for reduction of turbidity from wastewater. *International Journal of ChemTech Research*, 1119-1123.
- Pozo, L. (2019). Extracción y caracterización del almidón de plátano verde (*Musa paradisiaca*) producido en el sector Untal, parroquia El Chical, y su potencial uso

- como aditivo en la elaboración de pan blanco. *[Tesis de pregrado]*. Universidad Politécnica Estatal del Carchi, Tulcán.
- Ramalho, R. (2003). *Tratamiento de aguas residuales*. Quebec: Reverté.
- Real, L. (2013). industria láctea con mejores condiciones de producción. *Empresarial*, 36-39.
- Restrepo, H. (2009). Evaluación del proceso de Coagulación- Floculación de una planta de tratamiento de agua potable. *(Tesis de pregrado)*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- Rodríguez, K., & Román, A. (2004). "EXTRACCIÓN Y EVALUACIÓN DE PECTINA A PARTIR DE LA CÁSCARA DE NARANJA DE LAS VARIEDADES *Citrus sinensis* y *Citrus paradisi* Y PROPUESTA DE DISEÑO DE PLANTA PILOTO PARA SU PRODUCCIÓN. *[Tesis de pregrado]*. Universidad de El Salvador, San Salvador.
- Sandoval, L., Montellano, L., Piña, M., & Sánchez, L. (2000). Potencial zeta como una herramienta para determinar la aglomeración de las partículas en la reducción del volumen del lodo a disponer. *Environmental Science*.
- Secretaría del Agua. (2016). *Estrategia Nacional de Calidad del Agua*. Quito.
- Slavov, A. (2017). General Characteristics and Treatment Possibilities of Dairy Wastewater - A Review. *Food Technol Biotechnol*, 14–28.
- Sosa, G. (2011). Formulación de una base de sopa deshidratada de harina de plátano. *[Tesis de pregrado]*. Universidad Central de Venezuela, Caracas.
- Stintzing, F., & Carle, R. (2005). Cactus stems (*Opuntia* spp): A review on their chemistry y technology and uses. *Molecular Nutrition Food Research*, 49, 175-194.
- Superintendencia de Control del Poder de Mercado. (2015). *Informe del sector lácteo en Ecuador*.
- Sutton, S. (2010). The Most Probable Number Method and Its Uses in Enumeration, Qualification, and Validation. *Journal of Validation Technology*, 35-38.
- Tafur, L., & Quevedo, R. (2014). Alternativa para el tratamiento de aguas residuales cromadas con quitosano extraído del exoesqueleto del camarón. *(Tesis de pregrado)*. Universidad Del Tolima, Ibagué.
- Tchamango, S., Nanseu-njiki, C.P., Ngameni, E., Hadjiev, D., Darchen, A., 2010. Treatment of dairy effluents by electrocoagulation using aluminium electrodes Serge. *Science*

- Twinomuhwezi, H., Godswill, A., & Kahunde, D. (2020). Extracción y Caracterización de Pectina de Naranja (*Citrus sinensis*), Limón (*Citrus limon*) y Mandarina (*Citrus tangerina*). *Revista Estadounidense de Ciencias Físicas*, 1(1), 17-30.
- Vázquez, C., Batis, A., Alcocer, M., Gual, M., & Sánchez, C. (2009). Árboles y arbustos nativos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. *PROYECTO J-084 - CONABIO*.
- Vera, K., & Zambrano, M. (2019). EVALUACIÓN DEL POLVO DE MORINGA (*M. oleífera*) PARA REMOCIÓN DE SÓLIDOS SUSPENDIDOS TOTALES EN AGUA RESIDUAL DEL CAMAL MUNICIPAL DE CALCETA. [Tesis de pregrado]. ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA AGROPECUARIA DE MANABÍ MANUEL FÉLIX LÓPEZ, Calceta.
- Vivas, H., Calderón, J., Mendoza, L., & Cedeño, J. (2022). Remoción de contaminantes en aguas residuales mediante el polielectrolito catiónico extraído de las semillas de Moringa oleífera. *Ingeniería Hidráulica y Ambiental*, 43(2), 84-96.
- Vizcarra, R., Lasso, R., & Tapia, D. (2015). *La leche del Ecuador*.
- Walsh, C. (2000). *Urban impacts on the ecology of receiving waters: a framework for assessment, conservation and restoration*. Australia: Kluwer Academic Publishers.
- Zegada, V. (2015). EXTRACCIÓN DE PECTINA DE RESIDUOS DE CÁSCARA DE NARANJA POR HIDRÓLISIS ÁCIDA ASISTIDA POR MICROONDAS (HMO). *Investigación y Desarrollo*, 1(15), 65-76.

5 ANEXOS

ANEXO I. Plan de muestreo

Durante la ejecución del plan de muestreo se recolectó información importante respecto a los parámetros de campo, mismos que se detallan en la Tabla Al.1. Estos datos se encuentran detallados en la cadena de custodia elaborada junto con el plan de muestreo.

Tabla Al. 1. Parámetros in situ

Medición de parámetros de campo		
Hora de toma de muestra	pH	Temperatura (°C)
9:30	7,41	29,7
11:00	8,12	34,0
12:30	10,18	29,8
14:00	12,04	30,7

Elaborado por: Tipán Allison

Como se detalla en la Tabla Al.2 se recolectó dos caudales en cada medición de las submuestras, esto debido a que en la infraestructura del punto de muestreo se tenía la salida de los efluentes a través de dos tuberías. El cálculo del caudal promedio fue necesario para la determinación de las alícuotas a recolectarse para la obtención de la respectiva muestra compuesta. Es importante mencionar que las condiciones presentadas representan al día de la toma de la muestra, pues la diferencia de producción altera las condiciones del agua residual láctea y con ello sus características químicas, físicas y microbiológicas.

Tabla AI. 2. Caudal del agua residual láctea

Muestra compuesta					
Hora de toma de muestra	Caudal 1 (l/s)	Caudal 2 (l/s)	Caudal 3 (l/s)	Caudal medido en el muestreo (l/s)	Caudal promedio en el periodo de muestreo (l/s)
9:30	0,37	0,42	0,43	0,75	0,712
	1,11	1,15	1,00		
11:00	0,40	0,40	0,43	0,70	
	1,02	0,87	1,09		
12:30	0,43	0,50	0,50	0,72	
	0,88	1,03	0,97		
14:00	0,35	0,32	0,38	0,68	
	0,98	1,09	0,95		

Elaborado por: Tipán Allison

La muestra compuesta está formada por alícuotas de un volumen proporcional al caudal, tomando como referencia la Norma Técnica Para Control de Descargas Líquidas, mediante la ecuación AI.1 se determinó las alícuotas tanto para la muestra compuesta de 6L como para la muestra compuesta de 1L.

$$V_i = \frac{V * Q_i}{n * Q_m} \quad (\text{AI.1})$$

Donde:

V_i = volumen individual de cada una de las alícuotas (ml)

V = volumen de la muestra compuesta (ml)

Q_i = caudal medido al momento del muestreo (L/s)

n = número de alícuotas individuales de las que se compone la muestra

Realizando el cálculo de las alícuotas individuales se obtuvo los valores de la Tabla AI.3.

Tabla AI. 3. Alícuotas de la muestra compuesta

Alícuotas para muestra compuesta de 6L		Alícuotas para muestra compuesta de 1L	
V_{i1} (ml)	1576,37	V_{i1} (ml)	262,73
V_{i2} (ml)	1479,95	V_{i2} (ml)	246,66
V_{i3} (ml)	1514,32	V_{i3} (ml)	252,39
V_{i4} (ml)	1429,36	V_{i4} (ml)	238,23
V_{TOTAL}	6000,00	V_{TOTAL}	1000,00

Elaborado por: Tipán Allison

ANEXO II. Documentos del Plan de muestreo y Cadena de Custodia

1. ANTECEDENTES

Laboratorio	
Plan de muestreo N°	1
Método de referencia	NTE INEN-ISO 5667-1 CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO. PARTE 1: GUÍA PARA EL DISEÑO DE LOS PROGRAMAS DE MUESTREO Y TÉCNICAS DE MUESTREO NTE INEN-ISO 19458 CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO PARA EL ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation, 22nd edition, 2012
Responsable	Allison Lizbeth Tipan Guzman
Cliente	
Empresa/Responsable	
Dirección	
Contacto	
Naturaleza de la muestra	Industrial
Descripción del lugar de muestreo	Afluyente Planta de tratamiento

2. DISTRIBUCIÓN DE PUNTOS DE MUESTREO

Número de muestras	1 Compuesta (4 submuestras)
Ubicación de los puntos	
Frecuencia/Cronograma	1 día (Intervalos 1.5h entre cada submuestra)
Diagrama de ubicación	

3. MUESTRAS A TOMAR

N°	Código	Punto	Tipo de muestra	Parámetro	Envase	Volumen	Preservante
1	M-001-A	Entrada de la planta	Compuesta	Tensoactivos, cloruros, sulfatos, turbiedad, color real, color aparente, conductividad, sólidos totales, suspendidos, disueltos y sólidos sedimentables, alcalinidad, DBO5, nitritos, nitratos	Vidrio o plástico	3800ml	Refrigeración <6°C
2	M-001-A		Simple	Grasas y aceites	Vidrio ámbar, boca ancha	1000ml	Refrigeración <6°C H ₂ SO ₄ pH<2
3	M-001-A		Compuesta	Fenoles, DQO, Dureza	Vidrio o plástico	1000ml	Refrigeración <6°C H ₂ SO ₄ pH<2
15	M-015		Simple	Coliformes totales y fecales	Plástico esteril	100ml	Refrigeración <6°C

<ul style="list-style-type: none"> • pH, se analizará <i>in situ</i> de cada submuestra • Se determinará el caudal del afluente 	
Equipos	<ul style="list-style-type: none"> • Multiparámetro • Micromolinetete • Cronómetro • Recipientes • Cooler
Condiciones de transporte	Refrigeración
4. OBSERVACIONES	
<p>se analizó nitrógeno amoniacal debido a la naturaleza de la muestra.</p>	

ACTIVIDAD	ELABORADO	APROBADO	
FUNCIÓN	ANALISTA	JEFE DE LABORATORIO	CLIENTE
NOMBRE	Allison Tipán	Dra. Ana Lucía Balarezo	
FIRMA			
FECHA			



Cadena de custodia y registro de toma de muestra

Laboratorio docente de Ingeniería Ambiental



DOCUMENTO N°: 001
 EMPRESAS/RESPONSABLE: _____
 CONTACTO: _____
 FECHA DEL MUESTREO: 08/10/24
 TIPO DE MUESTRA: SIMPLE: () COMPUESTA: (X)
 DOC. DE SOLICITUD: _____
 LOCALIZACIÓN: _____
 PLAN DE MUESTREO N°: 001
 NÚMERO DE MUESTRAS: 1 (4 submuestras)

Cód. laboratorio	# muestra	L. envase	Tipo envase / Volumen	Parámetros a analizar	Preservante	Identificación	Coordenadas UTM Cód. GPS:	Fuente*	Hora	Cond. Ambientales		Caudal		Medición parámetros campo**		
										T (°C) corr.:	% HR corr.:	Vol. (mL)	tiempo (s)			
M-001	1	A	Plástico/vidrio	Según Rand. Muestra N-1 menos Aug 6	46°C H2SO4	Submuestra 1	S 00° 14,153' / O 57° 30,291'	AR	09:35	25	48	1000	54/15/133/230	PH = 7,71 T° = 29,7		
	2	A-D	Plástico/Vidrio	11 menos células formos	"	Submuestra 2	"	"	11:06	31	>60	1000	54/18/115/192	PH = 8,12 T° = 34,0		
	3	A-D	Plástico/Vidrio	"	"	Submuestra 3	"	"	12:35	26	29	1000	55/29/110	PH = 10,18 T° = 24,8		
	4	A-D	Plástico/Vidrio	Según Ph de muestra para células formos	"	Submuestra 4	"	"	14:06	26	26	1000	58/30/110/105	PH = 12,04 T° = 30,7		
Observaciones: Submuestras: 1 → PH: 7,37 ; 30,70°C (1) / PH 7,06 ; 36,80°C (2) 2 → PH: 11,90 ; 32,2°C (1) / PH 7,14 ; 43,70°C (2) 3 → PH: 2,83 ; 26,5°C / PH 11,55 ; 42,2°C (2)																
Refrigerado 4 °C ± 2 °C: SI <input checked="" type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>							Embalaje: SI <input checked="" type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>		Control de calidad***		Parámetro: <u>Substos</u>		Valor lab.:		Valor campo:	
Responsable de toma de muestra							Responsable cliente									
Nombre: <u>Allison Tapan</u>							Nombre: <u>Richard Buente</u>									
Firma: <u>[Firma]</u>							Firma: <u>[Firma]</u>									
Recibido por:							Firma/Fecha/Hora:				Revisado por:					
							Firma:				Firma:					

*Agua de consumo (AC); Agua natural (AN); Agua residual (AR); Otro (O)
 ** El código y estado de calibración/verificación de los equipos usados para la medición de parámetros en campo se registra en el campo Equipos
 *** Como control de calidad se utiliza un blanco de muestra que se preserva bajo las mismas condiciones que el parámetro elegido

Observaciones: 4 → PH: 12,04 / 28°C (1) / PH 10,18 ; 25,9°C (2)