

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR  
FACULTAD DE QUÍMICA Y FARMACIA



EVALUAR EL PODER COAGULANTE DEL NOPAL NATIVO (*Opuntia dejecta*) EN  
EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DEL PROCESO DE FABRICACIÓN DE  
CERVEZA EN INDUSTRIA NACIONAL.

TRABAJO DE GRADO MODALIDAD TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

PRESENTADO POR

SILVIA ANABEL ELIZONDO BENÍTEZ  
LUCÍA BEATRIZ SANTOS CONTRERAS

PARA OPTAR AL GRADO DE

LICENCIADA EN QUÍMICA Y FARMACIA

SEPTIEMBRE 2024

SAN SALVADOR, EL SALVADOR, CENTROAMÉRICA.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR:

RECTOR

MAESTRO JUAN ROSA QUINTANILLA

SECRETARIO GENERAL

LICENCIADO PEDRO ROSALÍO ESCOBAR CASTANEDA

FACULTAD DE QUÍMICA Y FARMACIA:

DECANA

MAESTRA NANCY ZULEYMA GONZÁLEZ SOSA

SECRETARIA

LICENCIADA EUGENIA SORTO LEMUS

DIRECCIÓN GENERAL DE PROCESOS DE GRADO:

DIRECTORA GENERAL (AD-HONOREM)

MAESTRA KATIA LISSETTE MARTÍNEZ DE PALACIOS

TRIBUNAL EVALUADOR:

ASESOR DE ÁREA DE INDUSTRIA FARMACEÚTICA, COSMÉTICOS, VETERINARIA Y PRODUCTOS AFINES

MAESTRO ELISEO ERNESTO AYALA MEJÍA

ASESORA DE ÁREA DE APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES.

MAESTRA MORENA LIZETTE MARTÍNEZ DE DÍAZ

DOCENTE ASESOR

INGENIERO SERGIO ARMANDO MARAVILLA MIRANDA

## AGRADECIMIENTOS

Dedicamos ésta tesis a Dios, quien supo guiarnos por el buen camino, dándonos fuerzas a lo largo del trayecto, sin dejarnos desmayar ante los problemas, enseñándonos a encarar las adversidades sin perder nunca la dignidad ni desfallecer en el intento.

Queremos expresar nuestro más profundo agradecimiento a las siguientes personas e instituciones:

A Ing. Sergio Armando Maravilla, por su perseverancia y paciencia durante todo el proceso. Gracias por invertir su tiempo y conocimiento en nuestro trabajo de graduación, por ser un excelente asesor de tesis y un buen amigo. Que el Señor le bendiga y acompañe siempre.

A Dr. Marvin Núñez y Lic. Ulises Castillo, quienes nos apoyaron durante nuestra investigación con su vasto conocimiento, además de permitirnos realizar nuestra parte experimental en el Laboratorio de Productos Naturales de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador. Agradecemos su apoyo con el uso de equipos y su constante asistencia. Les estaremos siempre agradecidas.

Al Lic. Guillermo Castillo, por su apoyo incondicional tanto en conocimiento experimental como teórico. Que descanse en paz y que la luz eterna brille siempre para Él.

Al tribunal evaluador, que hizo posible la culminación de este proyecto. Sin sus correcciones y orientación, no se hubiese llevado a cabo.

Lucía Beatriz Santos Contreras

Silvia Anabel Elizondo Benítez

## **DEDICATORIA**

A Dios por su infinito amor y misericordia, que no me dejó desfallecer en el camino. Tu bastón y tu vara siempre me acompañan siempre, a ti Señor te debo todo.

A mi amadísima madre Yanira Contreras, por su amor y apoyo ilimitado, por creer en mi e inculcarme principios y valores, que me sirven en este caminar. Gracias infinitas por tu amor, entrega y dedicación.

Al cielo a mi querido padre, German Santos, sus enseñanzas, palabras de aliento y recuerdos siguen presente cada día. Mi gratitud hacia ti trasciende las palabras. Te extraño y te honro.

A mis hermanos Marcela Santos y German Santos, por su amor y apoyo incondicional, sus palabras y abrazos siempre oportunos.

A mi novio y mejor amigo, Oscar Rivas, por su amor, dulzura y paciencia. Gracias por acompañarme en los momentos difíciles y de felicidad, tu ayuda y apoyo son invaluable.

A mi demás familia, sin sus oraciones, amor y apoyo, no sería esto posible.

A mis amigas Wanda Galán y Emilia Torres, por su valiosa ayuda en el procesamiento del nopal, sus palabras de aliento y por siempre estar presentes.

A mis amigos y compañeros de universidad Alex Parada, Josué Echeverría, Gerardo Soto, Ing. Jaime Planas, por su apoyo incondicional, su cariño me acompaña siempre.

A mi amiga y compañera de tesis Silvia Elizondo, su paciencia, buen corazón y paciencia.

A todos los que colaboraron y pusieron su granito de arena, inmensamente gracias.

Lucía Beatriz Santos Contreras

## **DEDICATORIA**

Para mi familia:

“A mi familia, por su amor incondicional y apoyo constante.”

“A mis padres, y hermanas, quienes han sido mi mayor motivación. Su amor y esfuerzo me han llevado hasta aquí.”

Para mis profesores:

“A mis profesores, quienes no solo me enseñaron conocimientos, sino también valores y pasión por aprender. Gracias por su dedicación y paciencia.”

Para mis amigas y compañeros de la universidad:

“A mis amigas y compañeros de aventuras, risas y noches de estudio. Juntos enfrentamos desafíos y celebramos logros. ¡Gracias por ser parte de mi historia universitaria!”

A Lucía y Oscar, por ser mis amigos y ayudarme a cumplir esta meta.

Silvia Anabel Elizondo Benítez

## INDICE GENERAL

	Pág. N°
<b>ABREVIATURAS</b>	
<b>GLOSARIO</b>	
<b>CAPÍTULO I</b>	
<b>1.0 INTRODUCCIÓN</b>	<b>24</b>
<b>CAPÍTULO II</b>	<b>26</b>
<b>2.0 OBJETIVOS</b>	<b>27</b>
2.1    Objetivo general	27
2.2    Objetivo específico	27
<b>CAPÍTULO III</b>	<b>28</b>
<b>3.0 MARCO TEÓRICO</b>	<b>29</b>
3.1    Descripción botánica del nopal nativo ( <i>Opuntia dejecta</i> )	29
3.2    Composición química del nopal nativo ( <i>Opuntia dejecta</i> )	30
3.3    Composición fitoquímica ( <i>Opuntia dejecta</i> )	31
3.4    Tamizaje fitoquímico	31
3.5    Cromatografía	32
3.6    Contaminación de fuentes hídricas de El Salvador	34
3.7    Generalidades de las aguas residuales	37
3.8    Parámetros fitoquímicos	42
3.9    Clarificación del agua	44
3.10   Agentes coagulantes	47
3.10.1 Coagulantes químicos	47
3.10.2 Coagulantes naturales	47
3.11   Mecanismo de coagulación	48
3.12   Prueba de jarras	48
3.13   Análisis estadístico ANOVA con diseño factorial 2 <sup>3</sup> con puntos centrales	50
3.14   Norma Salvadoreña Obligatoria (NSO) 13.49.01:09, “Aguas, Aguas residuales descargadas a un cuerpo receptor”.	51

<b>CAPÍTULO IV</b>	<b>53</b>
<b>4.0 DISEÑO METODOLÓGICO</b>	<b>54</b>
4.1 Tipo de estudio.	54
4.2 Investigación bibliográfica.	54
4.3 Investigación de campo.	55
4.3.1 Ubicación del punto de recolección de muestra de cladodios de nopal nativo (Opuntia dejecta).	55
4.3.2 Ubicación del punto de recolección de muestra de agua residual proveniente del proceso de fabricación de cerveza de Industria nacional.	56
4.4 Parte experimental	56
4.4.1 Pretratamiento de muestra	56
4.4.2 Secado de muestra	57
4.4.3 Disminución de partícula de la muestra	57
4.4.4 Caracterización del coagulante	58
4.4.5 Identificación de metabolitos secundarios	59
4.4.6 Determinación de dosis, pH y velocidad de agitación (pruebas preliminares)	69
4.4.7 Evaluación del poder coagulantes	75
<b>CAPÍTULO V</b>	<b>80</b>
<b>5.0 RESULTADOS</b>	<b>81</b>
5.1 Resumen de resultados de metabolitos secundarios	81
5.2 Diseño estadístico	82
5.3 Hipótesis	83
5.4 Análisis de varianza a través de gráficos	86
5.5 Análisis de los resultados obtenidos en el método de jarras y verificación del cumplimiento con la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09 “Aguas, aguas residuales descartadas a un cuerpo receptor”	90
<b>CAPÍTULO VI</b>	<b>95</b>
<b>6.0 CONCLUSIONES</b>	<b>96</b>

<b>CAPÍTULO VII</b>	<b>97</b>
<b>7.0 RECOMENDACIONES</b>	<b>98</b>
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	
<b>ANEXOS</b>	

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura N°</b>		<b>Pág. N°</b>
1	Fotografía de nopal nativo ( <i>Opuntia dejecta</i> )	29
2	Cromatografía de capa fina	34
3	Representación de la prueba de jarras	50
4	Diseño factorial $2^3$ y su representación geográfica	51
5	Fotografías de muestra de Nopal Nativo ( <i>Opuntia dejecta</i> ) llevadas al MUHNES para su identificación botánica	55
6	Prueba para taninos con tricloruro de hierro	60
7	Prueba de Fehling para azúcares reductores	61
8	Cromatografía capa fina – antraquinonas	61
9	Cromatografía capa fina – cumarinas	62
10	Cromatografía capa fina – Sesquiterpenlactonas	63
11	Cromatografía capa fina – glicósidos cardiotónicos	64
12	Cromatografía capa fina – terpenoides	65
13	Cromatografía capa fina – compuestos fenólicos	66
14	Cromatografía capa fina – glicósidos flavonoides	67
15	Cromatografía capa fina – alcaloides	68
16	Variación de pH vs % remoción	71
17	Concentración de nopal vs % remoción	73
18	Velocidad de agitación vs % remoción	75
19	Análisis de varianzas (ANOVA)	85
20	Gráfico de Pareto	86

21	Gráfico de efectos principales	87
22	Gráfica de cubos	88
23	Gráfica de supuesto 2 (Residuos vs Concentración)	89
24	Gráfica de supuesto 2 (Residuos vs pH)	89
25	Gráfico de supuesto 2 (Residuos vs Velocidad de Agitación)	90
26	Gráfico de Sólidos Totales vs Muestra de Agua	92
27	Gráfico de Sólidos Sedimentables vs Muestra de Agua	93
28	Mapa de sitio de recolección de muestra	106
29	Primera recolección de muestra de nopal nativo ( <i>Opuntia dejecta</i> )	107
30	Segunda recolección de muestra de nopal nativo ( <i>Opuntia dejecta</i> )	108
31	Constancia de Identificación de ( <i>Opuntia dejecta</i> )	110
32	Recolección de muestras de aguas residuales	112
33	Pretratamiento de la muestra vegetal	114
34	Secado de muestra vegetal	116
35	Disminución de partícula de la muestra vegetal	117
36	Esquema de porcentaje de pérdida de peso	119
37	Prueba de jarras	146
38	Proceso de obtención de datos estadísticos	149

## INDICE DE TABLAS

<b>Tabla N°</b>		<b>Pág. N°</b>
1	Taxonomía del nopal nativo ( <i>Opuntia dejecta</i> )	30
2	Pruebas de identificación de metabolitos secundarios	32
3	Características y procedencia de las aguas residuales	38
4	Factores que influyen en la coagulación	45
5	Coagulantes metálicos	47
6	Valores máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al cuerpo receptor por tipo de actividad.	52
7	Resultados de ensayo de solubilidad.	58
8	Resultados de prueba de espuma.	59
9	Resultados de cromatografía capa fina – cumarinas.	62
10	Resultados de cromatografía capa fina – terpenoides.	65
11	Resultados de cromatografía capa fina – glicósidos flavonoides.	67
12	Resultados obtenidos para la determinación de pH a utilizar.	71
13	Resultados obtenidos para la determinación de concentración óptima.	73
14	Resultados obtenidos para la determinación de velocidad de agitación optima.	75
15	Variabes a utilizar.	76
16	Valores iniciales de pH y Turbidez de agua cruda (AC).	76
17	Matriz de resultados y captura de datos de experimento.	79
18	Matriz de resultados y captura de datos de réplica.	79
19	Resumen de resultados de cromatografías de capa fina.	81
20	Resumen de resultados de pruebas de colorimetría y método físico.	82

21	Resumen de diseño estadístico.	82
22	Resumen de resultados de experimento y réplica.	83
23	Niveles de factor de las variables.	83
24	Valores máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al cuerpo receptor por tipo de actividad.	91
25	Resultado de análisis de sólidos totales y sólidos sedimentables.	91
26	Valor de Sólidos totales en las muestras de agua.	92
27	Valor de Sólidos sedimentables vs Muestras de agua.	92

## INDICE ANEXOS

### Anexo N°

- 1 Fotografías de recolección de muestra
- 2 Constancia de identificación de (*Opuntia dejecta*)
- 3 Fotografías de la recolección de muestra de aguas residuales
- 4 Pretratamiento, secado y disminución de partícula de la muestra vegetal
- 5 Esquema de porcentaje de la pérdida de peso
- 6 Preparación de reactivos
- 7 Cromatografía de Capa Fina
- 8 Calibración de pH metro
- 9 ASTM D 2035-08 Standard Practice for Coagulation-Flocculation Jar Test of Water.
- 10 Calibración de fotómetro
- 11 Cálculo y diagrama de preparación de soluciones etanólicas de nopal
- 12 Fotografías de la prueba de jarras.
- 13 Proceso de obtención de datos estadísticos utilizando el programa MiniTab19
- 14 Norma Salvadoreña Obligatoria: NSO.13.49.01:09 “Aguas. aguas residuales descargadas a un cuerpo receptor”.
- 15 Resultados del análisis bromatológico, sólidos totales y sólidos sedimentables

## **ABREVIATURAS Y SIMBOLOGÍA.**

<b>cm</b>	Centímetros
<b>g</b>	Gramos
<b>Kg</b>	Kilogramos
<b>L</b>	Litros
<b>m</b>	Metros
<b>mg</b>	Miligramos
<b>mL</b>	Mililitros
<b>mm</b>	Milímetros
<b>pH</b>	Potencial de hidrógeno
<b>ppm</b>	Partes por millón
<b>Rf</b>	Factor de retención
<b>RPM</b>	Revoluciones por minuto
<b>UNF</b>	Unidades Nefelométricas de Turbidez
<b>°C</b>	Grados Celsius
<b>NSO</b>	Norma Salvadoreña Obligatoria
<b>ASTM</b>	American Society for Testing and Materials
<b>ANOVA</b>	Análisis de Varianzas

## GLOSARIO

**Aguas residuales:** También llamadas aguas servidas, son cualquier tipo de agua cuya calidad se ha visto afectada negativamente por la influencia antropogénica. Esto incluye aguas domésticas, industriales, agrícolas y pluviales que se han mezclado con aguas residuales domésticas o industriales. <sup>1</sup>

**Bidones:** Son recipientes herméticos que se utilizan para contener, transportar y almacenar líquidos. Se fabrican a partir de una variedad de materiales, como plástico, metal y acero inoxidable. <sup>2</sup>

**Blanco:** En un experimento, un blanco es una muestra que no contiene el analito de interés y se utiliza como control para calibrar instrumentos y establecer una línea base para comparaciones. <sup>3</sup>

**Cladodios:** Es un tallo modificado que toma la apariencia y la función de una hoja. Los cladodios se encuentran en varias especies de plantas, incluyendo cactus, helechos de espárragos y rusco. <sup>4</sup>

**Clarificación:** La clarificación de aguas residuales es un proceso físico y químico esencial en el tratamiento de aguas residuales para eliminar sólidos suspendidos, materia orgánica y otros contaminantes, este proceso es fundamental para preparar el agua para tratamientos posteriores o para su descarga segura en el medio ambiente. <sup>5</sup>

**Coagulante:** Un coagulante es una sustancia química que se agrega al agua para desestabilizar y agrupar las partículas en suspensión, principalmente coloidales, presentes en ella. Estas partículas, debido a su pequeño tamaño y carga eléctrica, permanecen dispersas en el agua sin sedimentar. <sup>6</sup>

**Cuerpo receptor:** Se refiere a cualquier depósito natural o artificial de agua que puede recibir directamente o indirectamente el agua residual proveniente de actividades humanas, domésticas, industriales o agrícolas. <sup>7</sup>

**Ebullición:** La ebullición es el proceso mediante el cual un líquido se convierte en vapor cuando se calienta a su punto de ebullición. Es un cambio de fase de líquido a gas que ocurre cuando la presión de vapor del líquido iguala la presión externa. <sup>8</sup>

**Extracción:** La extracción es un proceso mediante el cual se separa una sustancia de una mezcla

mediante el uso de un solvente. Se utiliza ampliamente en química, biología y farmacia para aislar componentes específicos de una mezcla.<sup>9</sup>

**Fase estacionaria:** La fase estacionaria es la fase inmóvil en una técnica de separación como la cromatografía, que interactúa con los componentes de la muestra para separarlos en función de sus diferentes afinidades.<sup>3</sup>

**Fase móvil:** La fase móvil es la fase en movimiento en cromatografía que transporta los componentes de la muestra a través de la fase estacionaria. La interacción entre la fase móvil y la fase estacionaria determina la separación de los componentes.<sup>3</sup>

**Fotómetro:** Un fotómetro es un instrumento utilizado para medir la intensidad de la luz. Se utiliza en diversas aplicaciones científicas para determinar la concentración de sustancias en solución a través de la absorción o emisión de luz.<sup>9</sup>

**Guantes de asbesto:** Son guantes de trabajo que contienen fibras de asbesto en su composición. El asbesto es una sustancia que se utilizó ampliamente en el pasado en una variedad de productos debido a su resistencia al calor, su durabilidad y su capacidad para aislar el sonido y la electricidad.<sup>10</sup>

**Maceración:** La maceración es un método de extracción en el que un sólido (generalmente material vegetal) se remoja en un líquido para extraer sus componentes solubles. Este proceso se realiza a temperatura ambiente durante un tiempo prolongado.<sup>11</sup>

**Método de jarras:** Es una prueba de laboratorio sencilla y económica que se utiliza para determinar la dosis óptima de coagulante y floculante necesaria para el tratamiento del agua.<sup>12</sup>

*Opuntia dejecta:* La *Opuntia dejecta* es una especie de planta suculenta perteneciente a la familia de las cactáceas (Cactaceae). Es originaria de Centroamérica, particularmente en Cuba y las islas del Caribe.<sup>13</sup>

**Precipitado:** Un precipitado es un sólido que se forma en una solución durante una reacción química y que se separa de la fase líquida. La formación de un precipitado indica que una reacción ha ocurrido.<sup>3</sup>

**Propiedades organolépticas:** Las propiedades organolépticas son las características de una sustancia que se perciben a través de los sentidos, como el sabor, olor, color y textura. Son importantes en la evaluación de alimentos, medicamentos y otros productos. <sup>14</sup>

**Reactivo revelador:** Un reactivo revelador es un compuesto químico utilizado en cromatografía para visualizar componentes que no son visibles a simple vista. Estos reactivos reaccionan con los componentes de la muestra para producir un cambio de color o fluorescencia. <sup>15</sup>

**Réplica:** Una réplica es una repetición de un experimento o ensayo para verificar la reproducibilidad y precisión de los resultados. Es fundamental para asegurar la validez científica de un estudio. <sup>3</sup>

**Sílica gel 60 GF254:** Sílica gel 60 GF254 es un tipo de sílica gel utilizado como fase estacionaria en cromatografía de capa delgada (TLC). Contiene un indicador fluorescente que permite la visualización de compuestos bajo luz UV a 254 nm. <sup>16</sup>

**Sólidos sedimentables:** Son aquellos materiales en suspensión presentes en el agua que, debido a su tamaño y densidad, se depositan en el fondo de un recipiente cuando este se encuentra en reposo durante un tiempo determinado. <sup>12</sup>

**Sólidos suspendidos:** Son pequeñas partículas sólidas que permanecen en suspensión en el agua debido a su pequeño tamaño y a la acción del movimiento del agua. Estas partículas, también conocidas como suspensiones o material en suspensión, tienen un tamaño de entre 2 y 100 micras. <sup>12</sup>

**Solubilidad:** La solubilidad es la capacidad de una sustancia para disolverse en un solvente y formar una solución homogénea a una temperatura y presión determinadas. La solubilidad depende de la naturaleza química del soluto y del solvente, así como de las condiciones ambientales. <sup>17</sup>

**Tamizaje fitoquímico:** El tamizaje fitoquímico es un conjunto de técnicas analíticas utilizadas para identificar y cuantificar los metabolitos secundarios presentes en las plantas. Estos metabolitos secundarios, también conocidos como compuestos fitoquímicos, son compuestos orgánicos que no participan directamente en el crecimiento o metabolismo de la planta, pero que pueden tener importantes propiedades biológicas y farmacológicas. <sup>18</sup>

**Turbidez:** La turbidez es una medida de la claridad de un líquido y se refiere a la presencia de partículas suspendidas que dispersan la luz. Se utiliza como indicador de calidad del agua y en diversas industrias. <sup>19</sup>

**Efecto principal y efecto de interacción:** El efecto de un factor se define como el cambio observado en la variable de respuesta debido a un cambio de nivel de tal factor. En particular, los efectos principales son los cambios en la media de la variable de respuesta que se deben a la acción individual de cada factor. <sup>20</sup>

**Representación de los efectos principales y la interacción:** El efecto principal de un factor se representa de manera gráfica, en cuyo eje horizontal se ubican los niveles del factor y en el eje vertical se encuentra la media de la respuesta observada en los correspondientes niveles. <sup>20</sup>

**Interacción:** Para hacer comparaciones múltiples de medias de un factor, tomando en cuenta el efecto de interacción, éstas se realizan de manera separada en cada nivel del otro factor. <sup>20</sup>

**Gráficas de supuestos:** Se utilizan para verificar la ausencia de observaciones atípicas o aberrantes. <sup>20</sup>

**Residuos:** Se define como la diferencia entre el valor observado en cierto tratamiento y la respuesta predicha por el modelo para tal tratamiento. Se supone que los residuos se distribuyen normales, independientes y con varianza constante. <sup>20</sup>

**Matriz de diseño o arreglo factorial:** Es el conjunto de puntos experimentales o tratamientos que pueden formarse considerando todas las posibles combinaciones de los niveles de los factores. <sup>20</sup>

**Efecto de un factor:** Es el cambio observado en la variable de respuesta debido a un cambio de nivel en el factor. <sup>20</sup>

**Efecto principal:** Es igual a la respuesta promedio observada en el nivel alto de un factor, menos la respuesta promedio en el nivel bajo. <sup>20</sup>

**Efecto de interacción:** Dos factores interactúan de manera significativa sobre la variable de respuesta cuando el efecto de uno depende del nivel en que está el otro. <sup>20</sup>

**Diagrama de Pareto de efectos:** Gráfico de barras que representa los efectos ordenados en forma descendente de acuerdo con su magnitud absoluta.<sup>20</sup>

**Línea acumulativa:** La frecuencia de cada categoría o elemento, que va aumentando de forma progresiva.<sup>20</sup>

## RESUMEN

El presente estudio evalúa la eficacia del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) como coagulante natural en el tratamiento de aguas residuales industriales, específicamente las provenientes del desecho de fabricación de cervezas de industria nacional.

Las muestras de cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) fueron recolectadas en dos visitas: la primera en febrero de 2018, ambas en la rotonda Francisco Morazán, Distrito de Quezaltepeque, La Libertad Norte, con el objetivo de identificar la especie y llevar las muestras al Museo de Historia Natural de El Salvador. La segunda visita se realizó en julio de 2019, para someter las muestras a un riguroso proceso de pretratamiento que incluyó corte, secado y reducción de partículas, con el fin de obtener el polvo.

La investigación se desarrolló en el Laboratorio de Investigación en Productos Naturales de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador, durante los meses de julio y agosto de 2019. Se realizó el tamizaje fitoquímico y se detectaron los siguientes metabolitos secundarios: cumarinas, terpenoides, flavonoides, taninos y azúcares reductores. Posteriormente, se llevaron a cabo pruebas preliminares para determinar el rango óptimo de coagulación, evaluando el valor de pH (4 - 8), la velocidad de agitación (100 rpm – 500 rpm) y la concentración (30 ppm – 50 ppm), utilizando una adaptación del método de jarras. En total, se realizaron diez experimentos y réplicas en conformidad con los requisitos del método estadístico empleado, todo lo anterior realizado en los meses de julio y agosto 2019.

Los resultados demostraron eficacia en la eliminación de la turbidez del agua residual, logrando una remoción del 54.53% con las variables de concentración 50 ppm, valor de pH 8 y velocidad de agitación de 300 rpm. Sin embargo, se identificó que el agua tratada no cumplió con los estándares de calidad establecidos por la normativa vigente por poseer exceso de sólidos totales.

El nopal muestra un potencial prometedor como coagulante natural, se resalta la necesidad de optimizar el proceso de extracción y dosificación para maximizar su eficacia y cumplir con los requisitos de calidad de agua tratada.

Se recomienda explorar estrategias adicionales, como la combinación con coagulantes químicos, y realizar estudios complementarios para abordar estas limitaciones y mejorar la viabilidad práctica de esta alternativa.

## **CAPÍTULO I**

## 1.0 INTRODUCCIÓN.

La clarificación es un proceso preliminar en la potabilización del agua que consiste en la aplicación de un coagulante para agrupar las partículas en suspensión, formando flóculos que luego se separan por filtración. En la actualidad, se busca sustituir los coagulantes primarios inorgánicos, como los compuestos de aluminio o hierro, por opciones más limpias y económicas de origen vegetal. Este trabajo tiene como principal objetivo evaluar el poder coagulante del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en el tratamiento de agua residual provenientes del proceso de desecho de fabricación de cerveza de industria nacional.

En 2017, el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN) de El Salvador reportó que solo el 5% de las aguas residuales del país se trataban adecuadamente. Esta situación destaca la gravedad del problema y la urgencia de encontrar soluciones más ecológicas y sostenibles para el tratamiento de aguas residuales. La implementación de coagulantes naturales derivados del nopal nativo (*O. dejecta*) no solo podría mejorar la eficiencia del tratamiento del agua, sino que también podría minimizar el impacto ambiental asociado al uso de coagulantes químicos.

Basándonos en estudios previos de diversas especies de cactáceas utilizadas como coagulantes naturales, esta investigación se inspira en el éxito alcanzado en México con la extracción de agentes activos de varias especies nativas de cactus (*Opuntia imbricata* y *Opuntia lindheimeri*). Los coagulantes naturales obtenidos fueron efectivos en el tratamiento de aguas sintéticas, aguas residuales domésticas y en la remoción de metales pesados, demostrando resultados significativos. Estos antecedentes sugieren que el nopal nativo (*Opuntia dejecta*) podría ser una solución viable y sostenible para problemas similares en El Salvador.

La fase experimental se desarrolló en el Laboratorio de Productos Naturales de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador, en un periodo de 2 meses (julio y agosto 2019). La recolección de muestras de cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) se realizó en la rotonda Francisco Morazán, Distrito de Quezaltepeque, La Libertad Norte, en el mes de julio de 2019. Se recolectaron aproximadamente 20 kg de cladodios jóvenes de nopal para facilitar el retiro de corteza, se cortaron en pequeños trozos, se secaron y se molieron. Una muestra en floración, fue identificada botánicamente como (*Opuntia dejecta*) en el Museo de Historia Natural de El Salvador. Por otro lado, la recolección de muestras de agua residual se realizó en una industria

cervecera nacional. Se utilizaron 4 bidones de polietileno para recolectar el agua residual directamente de los tanques de procesamiento, utilizando un muestreo aleatorio simple.

En el contexto local de El Salvador, existe una disponibilidad significativa de nopal, y esta especie no ha sido previamente estudiada para este propósito específico. La investigación no cuenta con colaboraciones externas, lo que subraya la originalidad y el carácter innovador del estudio.

Esta investigación pretende ofrecer una solución técnica, viable y sostenible para el tratamiento de aguas residuales industriales, reduciendo la dependencia de coagulantes químicos y minimizando el impacto ambiental. Se espera que el uso del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) como coagulante natural no solo sea efectivo en la remoción de turbidez y otros contaminantes, sino que también promueva prácticas industriales más sostenibles y menos perjudiciales para el medio ambiente y la salud pública en El Salvador. Los resultados esperados incluyen una significativa remoción de turbidez, demostrando la viabilidad del nopal como alternativa ecológica y económica en la gestión de efluentes industriales.

En resumen, esta investigación no solo busca validar la eficiencia del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) como coagulante natural, sino también promover prácticas industriales más sostenibles y ambientalmente responsables, contribuyendo al desarrollo de estrategias de gestión ambiental más efectivas y seguras en el país.

## **CAPÍTULO II**

## 2.0 OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo general

Evaluar el poder coagulante del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en el tratamiento de aguas residuales del proceso de fabricación de cerveza en industria nacional.

### 2.2 Objetivos específicos

2.2.1 Preparar el coagulante a partir de nopal nativo (*Opuntia dejecta*).

2.2.2 Realizar tamizaje fitoquímico preliminar a los cladodios del nopal nativo fresco y seco.

2.2.3 Seleccionar la concentración, pH y agitación óptima del coagulante elaborado a partir del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) por método de jarras.

2.2.4 Comparar los resultados obtenidos del tratamiento de agua residual, en términos de pH y turbidimetría, de la aplicación del coagulante del nopal nativo (*Opuntia dejecta*).

2.2.5 Interpretar los resultados obtenidos por medio del análisis de variables (ANOVA) a través del análisis estadístico  $2^3$  con puntos centrales.

2.2.6 Analizar si los parámetros de sólidos sedimentables y sólidos suspendidos totales de la muestra de agua residual proveniente del proceso de fabricación de cerveza de industria nacional, tratada con coagulante natural de nopal nativo (*Opuntia dejecta*), cumplen con la Norma Salvadoreña Obligatoria NSO 13.49.01:09 “Aguas, Aguas residuales descargadas a un cuerpo receptor”.

## **CAPÍTULO III**

### 3.0 MARCO TEÓRICO

#### 3.1 Descripción botánica del nopal nativo (*Opuntia dejecta*).

*Opuntia dejecta* Salm- Dyck es una especie fanerógama perteneciente a la familia Cactaceae. Es nativa de Centroamérica, Cuba e islas del Caribe. <sup>21</sup>

Descripción: arbusto de 1-4.5 m de altura, con ramificación ascendente y difusa; tallo principal bien definido; cladodios terminales 12-27 × 3.5-9 cm, 3.5-6 veces más largos que anchos, elíptico-oblongos a oblicuamente elípticos, glabros, verde claros, con podarios poco evidentes; aréolas 2-3 mm, distantes entre sí 1.5-3.5 cm; glóquidas 1-2 mm, amarillo oscuras; espinas (0-)2-4, 0.5-4(-5) cm, subuladas, rígidas, presentes solo en algunas aréolas, pardo-amarillentas cuando jóvenes, grisáceas al madurar, las espinas 5-8 en el tallo principal, rígidas y oscuras. Flor 5-6(-8.5) cm, de color rojo; pericarpelo y tubo receptacular 2.6-3.7(-4.5) × 1.4-2 cm, obcónico, sin podarios bien definidos; tépalos externos 0.5-1.8 × 0.4-0.8 cm, deltoides a oblongo-lanceolados, rectos, rojos con tono rosado o amarillo rojizo; tépalos internos 1.8-2.4 × 1-1.5 cm, oblongo-obovados, rectos, rojos. Fruto 3-5 × 2 cm, obcónico, con podarios, rojos y semillas pardas. <sup>21</sup>



**Figura N°1.** Fotografía de nopal nativo (*Opuntia dejecta*).  
Fuente: Elaboración propia.

Taxonomía: Esta especie fue descrita por Joseph de Salm-Reifferscheidt-Dyck y publicado en Hortus Dyckensis ou Catalogue des Plantes, ver **Tabla N°1** para los datos específicos.

Etimología: *Opuntia*, nombre genérico que proviene del griego usado por Plinio el Viejo para una planta que creció alrededor de la ciudad de Opus en Grecia. *Dejecta*, epíteto latino que significa "reducido, hundido".<sup>21</sup>

Sinónimos: *Nopalea dejecta* y *Nopalea escuintlensis*.

**Tabla N°1.** Taxonomía del nopal nativo (*Opuntia dejecta*).<sup>21</sup>

Taxonomía	
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Caryophyllidae
Orden	Caryophyllales
Familia	Cactaceae
Género	<i>Opuntia</i>
Especie	<i>Opuntia dejecta</i> .

Usos: en El Salvador esta especie es utilizada ornamentalmente en los huertos caseros o para delimitar terrenos como cerca viva.<sup>22</sup>

Datos ecológicos donde habita: preferentemente crece en bosque húmedo subtropical y en Bosque Húmedo subtropical transición a seco (Holdridge, 1978), caracterizada por crecer naturalmente en zonas bajas y medianas. En El Salvador se reporta creciendo desde 691 hasta 914 m de altitud. la floración y fructificación se han observado entre los meses de octubre a mayo.<sup>22</sup>

Distribución: Crece naturalmente desde el sur de México a Panamá. En El Salvador se encuentra bien representada.

### 3.2 Composición bromatológica del nopal nativo (*Opuntia dejecta*).

En generalidades del género *Opuntia* en base seca, contienen alrededor del 15.48% de proteínas, además de carbohidratos, cenizas y una gran humedad. Tiene baja acidez. En la pulpa hay alto contenido de azúcares. Por lo general, los azúcares presentes son considerados reductores, predomina la glucosa (60%) y la fructosa (40%).<sup>23</sup>

Durante la investigación bibliográfica sobre la composición química del nopal nativo *Opuntia dejecta*, no se encontró bibliografía específica para esta especie. Por lo tanto, nuestro grupo decidió enviar una muestra de polvo seco proveniente de los cladodios jóvenes para su análisis bromatológico al Departamento de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas en la Universidad de El Salvador. Este análisis fue realizado para proporcionar un contexto adicional a los resultados obtenidos en el uso del nopal como coagulante natural en la clarificación de aguas residuales.

La composición química de *Opuntia dejecta* es esencial para explicar su eficacia y los mecanismos de acción en el proceso de clarificación. En el anexo N°15, se muestra los principales componentes bromatológicos identificados en las muestras analizadas. Estos datos complementarios enriquecen los hallazgos de este estudio y pueden ser útiles para futuras investigaciones y aplicaciones prácticas en el tratamiento de aguas residuales y otros campos.

Dentro de este polvo seco se encontró respecto a la humedad, 10.20% y 89.80% materia seca. En su composición presentó 45.36% de carbohidratos, 28.78% cenizas, 16.65% fibra cruda, 7.97% proteína cruda y 1.24% extracto etéreo. Además, muestra contenido de sales minerales como: calcio, magnesio, fósforo y sodio.

### **3.3 Composición fitoquímica (*Opuntia dejecta*).**

Estudios fitoquímicos realizados a otras especies del género *Opuntia*, han mostrado abundante presencia de humedad, la cual representa entre un 79% y 94% de su peso, debido a su alto contenido en agua. También se han encontrado pequeñas cantidades de hierro y calcio. Algunos de los metabolitos secundarios encontrados en esta planta son las saponinas, en forma de triterpenos y flavonoides.<sup>24</sup>

### **3.4 Tamizaje fitoquímico.**

El tamizaje fitoquímico es una de las etapas iniciales de la investigación fitoquímica, que permite determinar cualitativamente los principales grupos de constituyentes químicos presentes en una planta y, a partir de allí, orientar la extracción o fraccionamiento de los extractos para el aislamiento de los grupos de mayor interés.<sup>25</sup>

Se ha desarrollado una serie de métodos para la detección preliminar de los diferentes constituyentes químicos en las plantas, basados en la extracción de éstos con solventes apropiados y en la aplicación de pruebas de coloración y precipitación.<sup>26</sup>

**Tabla N°2.** Pruebas de identificación de metabolitos secundarios.<sup>26 27</sup>

<b>Metabolitos</b>	<b>Pruebas de identificación</b>
Glicósidos Saponínicos	Prueba de espuma
Taninos	Prueba de tricloruro de hierro.
Azucres reductores	Prueba de Fehling.
Antraquinonas	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador de Hidróxido de potasio al 5% en metanol
Cumarinas	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador hidróxido de potasio 5% a luz UV a 365nm.
Sesquiterpenlactonas	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador Reactivo Baljet
Glicósidos cardiotónicos	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador de Kedde
Terpenoides	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador solución de vainillina 1% en etanol
Compuestos fenólicos.	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador de tricloruro de hierro 1% en metanol.
Glicósidos flavonoides	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador de Tricloruro de aluminio en etanol a luz UV a 365nm
Alcaloides	Cromatografía de capa fina con reactivo revelador de Dragendorff.

### 3.5 Cromatografía.

La cromatografía es una técnica de separación extraordinariamente versátil que presenta distintas variantes. En toda separación cromatográfica hay dos fases (sólida, líquida o gas): una móvil (FM) y otra estacionaria (FE), que se mueven una con respecto a la otra manteniendo un contacto íntimo. La muestra se introduce en la fase móvil y sus componentes se distribuyen entre la fase estacionaria y la móvil; invierten un tiempo diferente en recorrer cada una de las fases, con lo que se produce la separación. Si un componente está la mayor parte del tiempo en la fase móvil el producto se

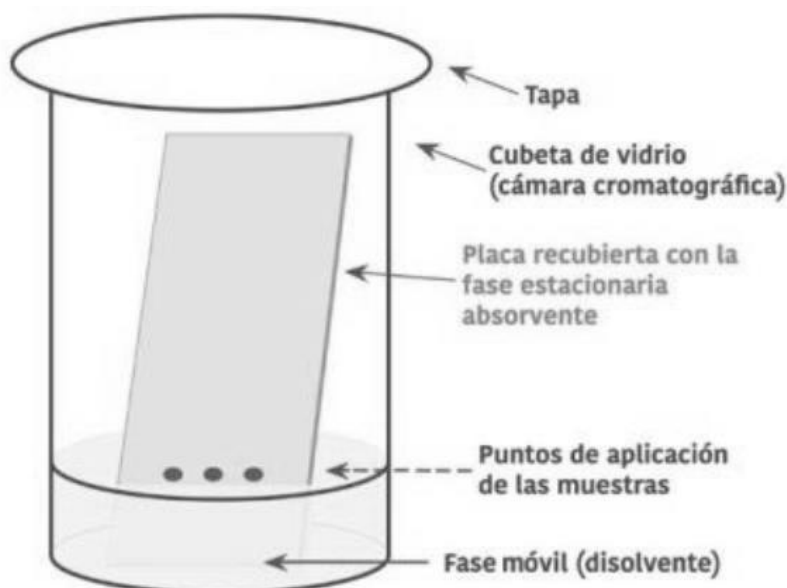
mueve rápidamente, mientras que, si se encuentra mayormente en la etapa estacionaria, el producto queda retenido y su salida es más lenta.

Con base en la naturaleza del soporte en el que se aloja la fase estacionaria (FE), podemos clasificar como:

- Cromatografía plana:
  - Cromatografía en papel.
  - Cromatografía de capa fina (TLC por sus siglas en ingles).
- Cromatografía en columna:
  - Cromatografía de gases (GC).
  - Cromatografía líquida (LC).
  - Cromatografía líquido – líquido.
  - Cromatografía sólido – líquido.
- Cromatografía de capa fina.

Se realiza sobre papel u otro material sólido. Suele llamarse también “en capa delgada” porque la fase estacionaria recubre un soporte plano y rígido. Para la cromatografía en capa fina (TLC) la fase estacionaria es una capa de partículas, fijadas sobre un soporte sólido generalmente de aluminio, plástico o vidrio. Después de aplicar el analito cerca de la parte inferior de la placa seca, el disolvente empieza a producir la separación. La fase móvil es líquida y la fase estacionaria consiste en un sólido. La fase estacionaria será un componente polar y el eluyente será por lo general menos polar que la fase estacionaria, de forma que los componentes que se desplacen con mayor velocidad serán los menos polares.

El desarrollo de los cromatogramas en capa fina se realiza normalmente por el método ascendente, esto es, al permitir que un eluyente suba por una placa casi en vertical, por la acción de la capilaridad (**Figura N°3**). La cromatografía se realiza en una cubeta o cámara cromatográfica. Para conseguir la máxima saturación posible de la atmósfera de la cámara, las paredes se tapizan con papel impregnado del eluyente.



**Figura N°2.** Cromatografía de capa fina. <sup>28</sup>

Las placas pueden desarrollarse durante un tiempo prefijado o hasta que se alcance una línea dibujada a una distancia fija desde el origen. La mancha en una placa se caracteriza por la distancia que recorre con relación a la distancia recorrida por la fase móvil. El grado de retención en cromatografía plana de superficie se expresa como el factor de retardación o índice de retención ( $R_f$ ), el cual se calcula utilizando la siguiente formula:

$$R_f = \frac{\text{Distancia de desplazamiento de soluto}}{\text{Distancia de desplazamiento del solvente}}$$

Para averiguar si dos compuestos son iguales, se colocan ambos sobre la misma placa y se desarrollan con varios eluyentes. Una vez desarrollados se calculan los  $R_f$  y si son distintos puede deducirse con toda seguridad que no se trataba del mismo compuesto; si los  $R_f$  son iguales los compuestos pueden ser iguales o no serlo. <sup>28</sup>

### 3.6 Contaminación de fuentes hídricas de El Salvador.

En El Salvador, históricamente se ha hecho un manejo inadecuado de las aguas residuales, no obstante en un estudio realizado por el MARN en el año 2010 demostró las condiciones inadecuadas de operación de rastros municipales como resultado de la investigación demostró que los rastros generan un vertido (el volumen) directamente a cuerpos de agua (51%), al alcantarillado

sanitario (20%) o a otros receptores como el suelo, o evacuados del sitio hacia instalaciones de tratamiento (29%) y solamente el 18% de los rastros cuentan con algún sistema de tratamiento, pero que tampoco arrojan resultados buenos de remoción de contaminantes, pues la mayoría son sistemas antiguos que no han recibido ningún mantenimiento durante su vida útil.

Esta práctica ha convertido a la mayoría de nuestros ríos y quebradas en verdaderas cloacas, así no son la excepción el manejo inadecuado de las aguas residuales de origen industrial, a la fecha no se tiene registro exacto sobre caudales totales de aguas residuales industriales descargados a sistemas de alcantarillado sanitario o cuerpos receptores a nivel nacional, pero sí del grado de contaminación de los ríos en los cuales se descargan estos vertidos.<sup>29</sup>

- Datos relevantes de la contaminación de los ríos nacionales.

El río Acelhuate se forma a partir de la confluencia de los ríos Hiloapa, Matalapa y el Garrobo en el sector sureste de la ciudad de San Salvador. La subcuenca del río Acelhuate tiene un área de 706 Km<sup>2</sup>, recibe desde su inicio descargas industriales con altos niveles de contaminación y es objeto de descargas de desechos sólidos a lo largo de su recorrido, pero principalmente en la zona urbana.

La subcuenca del río Sucio tiene un área de 830 Km<sup>2</sup>, con una superficie de contaminación del 88%, dicha contaminación es producida principalmente por las descargas de aguas negras del área urbana, vertidos agroindustriales e industriales.

La subcuenca del río Suquiapa tiene un área de 425 Km<sup>2</sup>, en el 21% de esta área se encuentran localizadas las fuentes que contaminan el río principal y sus afluentes. La contaminación es producida principalmente por las descargas de aguas negras de las áreas urbanas, beneficios de café que aún descargan a los ríos (algunos sin darle tratamiento a sus aguas mieles), tenerías, industrias alimenticias y otros tipos de vertidos en la ciudad de Santa Ana.

Además de las aguas superficiales, las aguas subterráneas también han sufrido un fuerte deterioro. Los acuíferos de San Salvador y de la planicie costera central han sido sobreexplotados; en el municipio de Zapotitán tiene además problemas de contaminación. Algunos acuíferos de la zona costera occidental se encuentran salinizados, producto del mal manejo, lo que ha provocado su abandono, en tanto que la sobreexplotación ha obligado a perforar pozos a mayor profundidad.<sup>30</sup>

Otro estudio realizado por el MARN en el 2012 sobre “Monitoreo de aguas residuales descargadas al río Sucio” demuestra que, de un total de 13 plantas de tratamiento estudiadas, solamente dos cumplen con los límites establecidos por la normativa vigente.

El agua es un recurso estratégico para la vida y el desarrollo económico y social del país. Según el último diagnóstico de la situación actual del recurso hídrico presentando por el MARN en el 2017, Se ha estimado que en El Salvador 1,884.4 millones de metros cúbicos (MMC) son consumidos por año, distribuido porcentualmente en los sectores de mayor demanda y por prioridad de atención: agricultura (50.5%), doméstico (30.6%), energía (13.2%), industria (3.7%), acuícola (1.7%) y turismo (0.03%).<sup>31</sup>

Toda esta situación ha llevado a nuevas iniciativas desde el ejecutivo, planteadas en la Política Nacional de Medio Ambiente, en su objetivo número dos: Gestionar de manera sostenible el recurso hídrico

Planteando como líneas de acción Tratamiento y reusó de aguas residuales: las aguas residuales son un recurso valioso y bajo este programa debe fomentarse su aprovechamiento. Las aguas residuales con alto contenido de materia orgánica pueden generar metano y una vez tratadas también pueden ser utilizadas en el riego, en vez de que sean vertidas a los cuerpos de agua. En el caso de las aguas residuales de la industria, se pueden recuperar otros materiales para ser reutilizadas en el proceso de producción.

El manejo de aguas residuales debe potenciar su tratamiento con tecnologías apropiadas que prioricen tratamientos físicos y biológicos sobre tratamientos químicos o mecanizados, fomentando al mismo tiempo el aprovechamiento y reusó de aguas residuales tratadas, por ejemplo, en la agricultura.

En el caso de los vertidos industriales y agroindustriales, es vital fortalecer las acciones desde el Estado que promuevan el cumplimiento de la Norma Salvadoreña Obligatoria NSO 13.49.01: 09 Aguas, aguas residuales por parte de las empresas que exige su tratamiento previo.

### 3.7 Generalidades de las aguas residuales.

Las aguas residuales se pueden definir como aquellas que, por uso del hombre, representan un peligro y deben ser desechadas, porque contienen gran cantidad de sustancias y/o microorganismos.

Clasificación de las aguas residuales según su origen: <sup>32</sup>

- Aguas residuales domésticas o aguas negras: proceden de las heces y orina humanas, del aseo personal y de la cocina y de la limpieza de la casa. Suelen contener gran cantidad de materia orgánica y microorganismos, así como restos de jabones, detergentes, lejía y grasas.
- Aguas blancas: pueden ser de procedencia atmosférica (lluvia, nieve o hielo) o del riego y limpieza de calles, parques y lugares públicos. En aquellos lugares en que las precipitaciones atmosféricas son muy abundantes, éstas pueden evacuarse por separado para que no saturen los sistemas de depuración.
- Aguas residuales industriales: proceden de los procesamientos realizados en fábricas y establecimientos industriales y contienen aceites, detergentes, antibióticos, ácidos y grasas y otros productos y subproductos de origen mineral, químico, vegetal o animal. Su composición es muy variable, dependiendo de las diferentes actividades industriales.
- Aguas residuales agrícolas: procedentes de las labores agrícolas en las zonas rurales. Estas aguas suelen participar, en cuanto a su origen, de las aguas urbanas que se utilizan, en numerosos lugares, para riego agrícola con o sin un tratamiento previo.

Según el reglamento especial de aguas residuales, se clasifican en dos tipos: <sup>33</sup>

- Agua Residual de tipo Ordinario: Agua residual generada por las actividades domésticas de los seres humanos, tales como uso de servicios sanitarios, lavatorios, fregaderos, lavado de ropa y otras similares.
- Agua Residual de tipo Especial: Agua residual generada por actividades agroindustriales, industriales, hospitalarias y todas aquellas que no se consideran de tipo ordinario.

Las aguas residuales se caracterizan por su composición física, química y biológica. La Tabla N°3 muestra las principales propiedades físicas de agua residual, así como sus principales constituyentes químicos y biológicos, y su procedencia.

**Tabla N°3.** Características y procedencia de las Aguas Residuales. <sup>34</sup>

Características		Procedencia	
Propiedades físicas	Color	Aguas residuales domésticas e industriales, degradación natural de materia orgánica	
	Olor	Agua residual en descomposición, residuos industriales	
	Sólidos	Agua de suministro, aguas residuales domésticas e industriales, erosión del suelo, infiltración y conexiones incontroladas	
	Temperatura	Aguas residuales domésticas e industriales	
Constituyentes Químicos	Orgánicos	Carbohidratos	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
		Grasas, aceites	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
		Pesticidas	Residuos agrícolas
		Fenoles	Vertidos industriales
		Proteínas	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
		Contaminantes prioritarios	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
		Tensoactivos	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
		Compuestos orgánicos volátiles	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
		Otros	Degradación natural de materia orgánica
	Inorgánicos	Alcalinidad	Aguas residuales domésticas, agua de suministro, infiltración de agua subterránea
		Cloruros	Aguas residuales domésticas, agua de suministro, infiltración de agua subterránea
		Metales pesados	Vertidos industriales
		Nitrógeno	Residuos agrícolas y aguas residuales domésticas
		pH	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
		Fósforo	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales, aguas de escorrentía
		Contaminantes prioritarios	Aguas residuales domésticas, industriales y comerciales
	Gases	Azufre	Aguas de suministro; aguas residuales domésticas, comerciales e industriales
		Sulfuro de hidrógeno	Descomposición de residuos domésticos
		Metano	Descomposición de residuos domésticos
	Constituyentes biológicos	Oxígeno	Agua de suministro; infiltración de agua superficial
		Animales	Cursos de agua y plantas de tratamiento
Plantas		Cursos de agua y plantas de tratamiento	
Protistas		Aguas residuales domésticas, infiltración de agua superficial, plantas de tratamiento	
	Virus	Aguas residuales domésticas	

Constituyentes de las aguas residuales que son removidos por coagulación – floculación.

En las características físicas el más importante es el contenido total de sólidos (el cual está compuesto por materia flotante y materia en suspensión, en dispersión coloidal y en disolución) y el color. En las características químicas tenemos nutrientes como el fósforo componente de materia inorgánica y la materia orgánica.

- Sólidos totales.<sup>34</sup>

Analíticamente, el contenido de sólidos de un agua residual se define como toda la materia que queda como residuo de evaporación a 103-105°C. Los sólidos totales o residuo de evaporación, pueden clasificarse como sólidos suspendidos o sólidos filtrables; la fracción de sólidos suspendidos incluye los sólidos sedimentables.

Los sólidos sedimentables son una medida aproximada de la cantidad de fango que se eliminará mediante sedimentación. La fracción de sólidos filtrables se compone por sólidos coloidales y disueltos. Los sólidos disueltos se componen de moléculas orgánicas e inorgánicas y iones que se encuentran presentes en disolución verdadera en el agua. La fracción coloidal no puede eliminarse por sedimentación. Por lo general, se requiere una coagulación u oxidación biológica seguida de sedimentación para eliminar estas partículas en suspensión. A su vez, cada una de estas clases de sólidos puede clasificarse de nuevo con base en su volatilidad a 600°C. La fracción orgánica se oxidará y será expulsada como gas a dicha temperatura, permaneciendo la fracción inorgánica como ceniza. Por tanto, los términos “sólidos suspendidos volátiles” y “sólidos suspendidos fijos” se refieren, respectivamente, al contenido orgánico e inorgánico (mineral) de los sólidos suspendidos.

- Color.<sup>34</sup>

Históricamente, la palabra condición se utilizó junto con composición y concentración para describir el agua residual. La condición se refiere a la edad del agua residual y se determina cualitativamente por su color y olor. El agua residual reciente suele ser gris; sin embargo, como quiera que los componentes orgánicos son descompuestos por las bacterias, el oxígeno disuelto en el agua residual se reduce a cero y el color cambia a negro. En esta condición, se dice que el agua residual es séptica. Algunas aguas residuales de tipo industrial añaden color al agua residual doméstica.

- Fósforo.<sup>34</sup>

Es un componente inorgánico de las aguas residuales y naturales que tiene importancia para el establecimiento y control de calidad del agua. El fósforo es también esencial para el crecimiento de las algas y otros organismos biológicos. Debido a los crecimientos explosivos nocivos que tienen lugar en las aguas superficiales, existe mucho interés en la actualidad en controlar la cantidad de los compuestos de fósforo que entran en las aguas superficiales a través de los vertidos de aguas residuales industriales y domésticas y de las escorrentías naturales. La forma más frecuente en que se encuentra el fósforo en soluciones acuosas son ortofosfato, polifosfato y fosfato orgánico.

- Materia orgánica.<sup>34</sup>

En un agua residual típica urbana de intensidad media, un 75% de los sólidos suspendidos y un 40% de los sólidos filtrables son de naturaleza orgánica. Proceden de los reinos animal y vegetal y de las actividades humanas relacionadas con la síntesis de compuestos orgánicos.

Los compuestos orgánicos están formados generalmente por una combinación de carbono, hidrógeno y oxígeno, junto con nitrógeno en algunos casos. Otros elementos importantes tales como azufre, fósforo y hierro pueden hallarse también presentes.

Los principales grupos de sustancias orgánicas hallados en el agua residual son las proteínas (40 a 60%), Carbohidratos (25 a 50%), grasas y aceites (10%). La urea, principal constituyente de la orina, es otro importante compuesto orgánico del agua residual.

En razón de la rapidez con que se descompone, la urea es muy raramente hallada en un agua residual que no sea muy reciente. Junto con las proteínas, carbohidratos, grasas y aceites, y la urea, el agua residual contiene pequeñas cantidades de un gran número de diferentes moléculas orgánicas sintéticas cuya estructura puede variar desde muy simple hasta sumamente compleja. Por otro lado, el número de tales compuestos aumenta año tras año al ir incrementándose la síntesis de moléculas orgánicas.

La presencia de estas sustancias ha complicado en los últimos años el tratamiento de las aguas residuales, ya que muchas de ellas no pueden descomponerse biológicamente o bien lo hacen muy lentamente.

Este factor justifica también el creciente interés por el uso de la precipitación química seguida de la adsorción por carbón activo para el tratamiento completo del agua residual. Todas las proteínas contienen carbono, que es común a todas las sustancias orgánicas, así como oxígeno e hidrógeno. Además, contienen como característica que las distingue, una proporción bastante elevada y constante de nitrógeno de alrededor del 16%. En muchos casos, también son componentes el azufre, fósforo y hierro. La urea y las proteínas son las principales fuentes de nitrógeno en el agua residual; cuando este elemento se halle presente en grandes cantidades, es posible que se produzcan olores extremadamente desagradables debido a la descomposición. Los carbohidratos ampliamente distribuidos por la naturaleza, incluyen azúcares, almidones, celulosa y fibra de madera. Todos se encuentran en las aguas residuales. Contienen carbono, hidrógeno y oxígeno. Los carbohidratos comunes contienen seis, o un múltiplo de seis átomos carbono en una molécula, e hidrógeno y oxígeno en las proporciones en que estos elementos se encuentran en el agua. Algunos carbohidratos, especialmente los azúcares, son solubles en agua; otros, tales como almidones, son insolubles. Los azúcares tienen predisposición a la descomposición. Los almidones, por su lado, son más estables, pero se transforman en azúcares por la actividad microbiana, así como por los ácidos minerales diluidos. Desde el punto de vista de volumen y resistencia a la descomposición, la celulosa es el carbohidrato más importante que se encuentra en el agua residual. Las grasas animales y los aceites son cuantitativamente el tercer componente de los alimentos, que se hallan en el agua residual. Las grasas y aceites acceden al agua residual como mantequilla, manteca de cerdo, margarina y grasas y aceites vegetales. Las grasas se hallan corrientemente en las carnes, germen de los cereales, semillas, nueces y ciertas frutas. Las grasas son uno de los compuestos orgánicos más estables y no se descomponen fácilmente por las bacterias. Sin embargo, los ácidos minerales las atacan, dando como resultado la formación de glicerina y ácido graso. En presencia de álcalis, tales como el hidróxido sódico, la glicerina se libera y se forman sales alcalinas de los ácidos grasos. Estas sales alcalinas son conocidas como jabones y, como en el caso de las grasas, son estables. Los jabones comunes se hacen por saponificación de grasas con hidróxido sódico. Son solubles en agua, pero en presencia de los constituyentes de la dureza, las sales sódicas se transforman en sales cálcicas y magnésicas de ácidos grasos, también conocidas por jabones minerales, que son insolubles y precipitan. El queroseno y los aceites lubricantes y los procedentes de materiales bituminosos usados en la construcción de carreteras se derivan del petróleo y alquitrán y mantienen principalmente carbono e hidrógeno. Estos aceites llegan a veces a

alcantarillas en grandes volúmenes procedentes de tiendas, garajes y calles. En su mayoría flotan sobre el agua residual, aunque una parte de ellos es llevada al fango por los sólidos sedimentables. Incluso en mayor proporción que las grasas, aceites y jabones, los aceites minerales tienden a recubrir las superficies. Las partículas interfieren con la acción biológica y causan problemas de mantenimiento.<sup>34</sup>

Los agentes tensoactivos son grandes moléculas orgánicas, ligeramente solubles en agua, que causan espumas en las plantas de tratamiento, así como en las aguas a las que se vierten efluentes residuales. Durante la aireación del agua residual, estos compuestos se acumulan sobre la superficie de las burbujas de aire causando por ello una espuma muy estable.<sup>34</sup>

Los fenoles y otros compuestos orgánicos de los que se encuentran vestigios, son también importantes constituyentes del agua. Se producen principalmente por operaciones industriales y aparecen en las aguas residuales que contienen desechos industriales. Los fenoles pueden ser biológicamente oxidados en concentraciones de hasta 500 mg/L. Los pesticidas y productos químicos agrícolas son tóxicos para gran número de formas de vida y, por tanto, pueden llegar a ser peligrosos contaminantes de las aguas superficiales.<sup>34</sup>

Estos productos químicos no son constituyentes comunes del agua residual, sino que suelen incorporarse fundamentalmente como consecuencia de la escorrentía de parques, campos agrícolas y tierras abandonadas.<sup>34</sup>

### **3.8 Parámetros fisicoquímicos**

#### **- Turbiedad.<sup>35</sup>**

La turbiedad se define como la dificultad del agua para transmitir la luz debido a materiales suspendidos y coloides como la arcilla, sedimento, materia orgánica e inorgánica dividida finamente, plancton y otros microorganismos microscópicos. Para determinarla se utiliza un turbidímetro que mide la intensidad de la luz dispersada a 90° cuando un rayo de luz pasa a través de una muestra de agua, se expresa en UNT (Unidades Nefelométricas de Turbidez).

Las consecuencias de las partículas suspendidas en el agua generan que la luz se disperse generando que la actividad fotosintética de las plantas y algas no se de lo que provoca una disminución en el

oxígeno presente dentro del agua, además de esto las partículas que producen la turbidez se depositan en el fondo de los cuerpos de agua disminuyendo la capacidad de retención de agua.

Cuando se establecen valores de turbiedad se realiza con el fin de que se pueda identificar la calidad del agua y los tratamientos adecuados para su remoción, como lo son la filtración, coagulación-floculación y sedimentación principalmente.<sup>35</sup>

- Conductividad.

Se define como la capacidad de una sustancia de conducir la corriente eléctrica y es lo contrario de la resistencia. La unidad de medición utilizada comúnmente es micro siemens/cm ( $\mu\text{s}/\text{cm}$ ).<sup>35</sup>

- Color.

Se define como la capacidad de absorber ciertas radiaciones del espectro visible, el color en los cuerpos de agua se genera por diferentes razones, en su mayoría por la presencia de materiales orgánicos, por ejemplo cuando el color se torna amarillo se le atribuye a los ácidos húmicos, el color rojizo a la presencia de hierro y el color negro indica la presencia de manganeso, de esta forma el color del agua dependerá tanto de las sustancias que se encuentren disueltas, como de las partículas que se encuentren en suspensión.

El color del agua se divide en “color verdadero” y “color aparente” el primero depende específicamente del agua y de las sustancias disueltas presentes, por otro lado, el “color aparente” se refiere a las partículas en suspensión, es decir al determinar este tipo de color se debe tener presente que es la muestra tal y como se obtuvo, el color verdadero se deberá filtrar primero para eliminar las partículas suspendidas y de esta forma obtener un resultado real.<sup>35</sup>

- pH.

El pH es la medida de la concentración de iones de hidrógeno de una sustancia, para su medición se encuentra establecida en una escala de 0 a 14 donde el valor medio es 7 la cual corresponde a una solución neutra, los valores que se encuentren por debajo de 7 son consideradas soluciones ácidas, por el contrario si se encuentra sobre este rango corresponde a soluciones básicas o alcalinas, es decir a mayor valor de pH la sustancia contiene una menor concentración de iones de hidrógeno y menos acidez en la solución.

La medición del pH se realiza con el fin de neutralizar y adecuar el agua para tratamientos posteriores, para llevar a cabo este proceso se debe conocer la concentración de compuestos inherentes a la acidez, como dióxido de carbono no combinado, ácidos minerales, sales fuertes y bases débiles, también se debe conocer la concentración de alcalinidad ya que permite calcular las cantidades de productos químicos que se debe añadir al agua para el tratamiento especialmente para amortiguar el pH y como depósito o sumidero para el carbono inorgánico, ayudando así a determinar la capacidad del agua de fomentar la proliferación de algas y otras formas de vida acuática.<sup>35</sup>

### **3.9 Clarificación del agua.**

La clarificación del agua tiene por objeto retirar los sólidos suspendidos, sólidos finamente divididos y materiales coloidales, convirtiéndolos en partículas más grandes que se pueden remover con mayor facilidad. Es un proceso utilizado tanto en sistemas de tratamiento de aguas municipales con el fin de obtener agua potable para consumo humano, como en sistemas de tratamiento de aguas industriales que comprenden el tratamiento individual del agua proveniente de acueductos municipales de acuerdo con su uso final, ya sea agua para elaboración de bebidas o alimentos, generación de vapor o circuitos de refrigeración, lavado de envases, etc.<sup>36</sup>

La clarificación incluye los subprocesos de coagulación, floculación y sedimentación:

#### **- Coagulación.**

Es el proceso de formación de pequeñas partículas gelatinosas mediante la adición de un coagulante al agua y la aplicación de energía de mezclado, que desestabiliza las partículas suspendidas por neutralización de las cargas de coloides cargados negativamente.

Comienza en el mismo instante en que se agrega el coagulante y dura solo fracciones de segundo, desde el punto de vista electrostático, el propósito de la coagulación es reducir el potencial zeta por adición de iones específicos e inducir la desestabilización de las partículas para aglomerarlas.

La coagulación es el tratamiento más eficaz para la eliminación de impurezas en el agua y también puede representar un gasto elevado cuando no se realiza adecuadamente. La dosis de coagulante

condiciona el funcionamiento de las unidades de sedimentación y es imposible realizar una buena clarificación si la cantidad de coagulante no es la adecuada.<sup>36</sup>

En la **Tabla N°4** se presentan los factores que se deben tomar en cuenta para optimizar el proceso de coagulación.

**Tabla N°4.** Factores que influyen en la coagulación.

Factores que Influyen en la Coagulación.	
1. pH.	2. Tipo de coagulante utilizado.
3. Turbiedad.	4. Condiciones de Mezcla.
5. Sales disueltas.	6. Sistemas de aplicación de los coagulantes.
7. Temperatura del agua.	8. Tipos de mezcla y el color.

Fuente: Elaboración propia.

La interrelación entre cada uno de los factores permite predecir cuáles son las cantidades de los coagulantes a adicionar al agua.

*Influencia del pH* es la variable más importante a tener en cuenta al momento de la coagulación, para cada agua existe un rango de pH óptimo para la cual la coagulación tiene lugar rápidamente. Dependiendo de las características fisicoquímicas del agua cruda, se requiere la adición o no de un acondicionador de pH, el cual debe seleccionarse atendiendo requerimientos de fácil manejo, solubilidad completa y economía.<sup>35</sup>

El rango de pH es función del tipo de coagulante a ser utilizado y de la naturaleza del agua a tratar; si la coagulación se realiza fuera del rango de pH óptimo entonces se debe aumentar la cantidad del coagulante; por lo tanto, la dosis requerida es alta.

*Influencia de la temperatura del agua*, la variación de 1°C en la temperatura del agua conduce a la formación de corrientes de densidad (variación de la densidad del agua) de diferentes grados que afectan a la energía cinética de las partículas en suspensión, por lo que la coagulación se hace más lenta; temperaturas muy elevadas desfavorecen igualmente a la coagulación. Una disminución de la temperatura del agua en una unidad de decantación conlleva a un aumento de su viscosidad; esto explica las dificultades de la sedimentación de un flóculo.

*Influencia de la dosis del coagulante*, la cantidad del coagulante a utilizar tiene influencia directa en la eficiencia de la coagulación. Poca cantidad del coagulante, no neutraliza totalmente la carga

de la partícula, la formación de los micro flóculos es muy escaso, por lo tanto, la turbiedad residual es elevada. Alta cantidad de coagulante produce la inversión de la carga de la partícula, conduce a la formación de gran cantidad de micro flóculos con tamaños muy pequeños cuyas velocidades de sedimentación muy bajas, consecuentemente, la turbiedad residual es igualmente elevada. La selección del coagulante y la cantidad óptima de aplicación, se determina mediante los ensayos de pruebas de jarra.

*Influencia de las condiciones de mezcla*, el grado de agitación que se da a la masa de agua durante la adición del coagulante, determina si la coagulación es completa; turbulencias desiguales hacen que cierta porción de agua tenga mayor concentración de coagulantes y la otra parte tenga poco o casi nada. La agitación debe ser uniforme e intensa en toda la masa de agua, para asegurar que la mezcla entre el agua y el coagulante haya sido bien hecha y que se haya producido la reacción química de neutralización de cargas correspondiente. En el transcurso de la coagulación y floculación, se procede a la mezcla de productos químicos en dos etapas. En la primera etapa, la mezcla es enérgica y de corta duración (60 segundos máximo) llamado mezcla rápida, esta mezcla tiene por objeto dispersar la totalidad del coagulante dentro del volumen del agua a tratar, y en la segunda etapa la mezcla es lenta y tiene por objeto desarrollar los micro flóculos.<sup>37</sup>

#### - Coagulación.

Es el proceso mediante el cual se juntan las partículas desestabilizadas o coaguladas para formar un aglomerado más grande llamado flóculo y se debe a un mecanismo de formación de puentes químicos o enlaces físicos. Operativamente, la floculación se consigue recurriendo a una mezcla moderada y prolongada que transforma las partículas coaguladas de tamaño submicroscópico en otras suspendidas, discretas y visibles.<sup>36</sup>

#### - Sedimentación.

Es la remoción de partículas más pesadas que el agua por acción de la fuerza de gravedad. Mediante este proceso se eliminan materiales en suspensión empleando un tiempo de retención adecuado. Estos sólidos están constituidos generalmente por arenas, limos y coloides agrupados mediante las etapas anteriores de coagulación y floculación. En las plantas de tratamiento estos tres procesos, descritos anteriormente, tienen lugar en un mismo equipo denominado clarificador.<sup>36</sup>

### 3.10 Agentes coagulantes.

#### 3.10.1 Coagulantes químicos.

Los coagulantes son materiales químicos que se adicionan al agua para lograr la descarga de todas las partículas coloidales dando origen a la formación de medios más grandes (flóculos), que sedimentan más rápidamente.

Los coagulantes más comunes que se usan en el tratamiento de aguas son compuestos inorgánicos de aluminio o hierro como el sulfato de aluminio, aluminato de sodio, sulfato ferroso, sulfato férrico y cloruro férrico. Cada coagulante tiene un rango específico de pH donde tiene la mínima solubilidad y ocurre la máxima precipitación dependiendo, también, de las características químicas del agua cruda. Con excepción del aluminato de sodio, estos coagulantes son sales ácidas que disminuyen el pH del agua. Por esta razón y dependiendo del agua a tratar, es necesario agregar un álcali como cal, o soda cáustica.

Coagulantes metálicos.

A lo largo de la historia, han sido los más utilizados para el tratamiento del agua cruda, poseen la capacidad de actuar como coagulantes y floculantes, cuando son disueltos estos forman compuestos complejos hidratados. En la mayoría de los casos, solo funcionan en un intervalo de pH muy estrecho, además si se dosifican en exceso pueden llegar a ser nocivos para la salud humana. Entre los más utilizados se encuentran:

**Tabla N°5.** Coagulantes metálicos.

<b>Coagulantes metálicos.</b>	
<b>Compuestos de Aluminio</b>	<b>Compuestos de Hierro</b>
Sulfato de aluminio.	Cloruro férrico.
Aluminato de sodio.	Sulfato férrico.
Alumbre de potasio.	Sulfato ferroso.
Alumbre de amonio.	Otros (Carbonato de magnesio)
Policloruro de aluminio.	

Fuente: Elaboración propia.

### 3.10.2 Coagulantes naturales.

Son una fuente alternativa con un gran potencial que aún no se ha explotado. Por lo general presentan una mínima o nula toxicidad, en muchos casos son productos alimenticios, con alto contenido de carbohidratos y proteínas. Entre el grupo de sustancias conocidas que poseen estas propiedades aglomerantes se encuentran algunos compuestos orgánicos de origen vegetal, los cuales pueden obtenerse del tallo o las semillas de una enorme variedad de plantas como la moringa, la Tuna, el frijol, maíz entre otros. Tienen alta efectividad para aguas con una baja turbidez, también presentan buena eficiencia en aguas industriales.

Los polímeros naturales se producen de manera espontánea, debido a reacciones bioquímicas que ocurren en animales y plantas. Poseen una compleja estructura química, por lo general están constituidos por varios tipos de polisacáridos y proteínas. Algunos de ellos tienen propiedades coagulantes o floculantes y en muchos lugares son utilizados en forma empírica por los nativos para aclarar el agua turbia con muy buenos resultados.<sup>38</sup>

### 3.11 Mecanismos de coagulación.<sup>37</sup>

La desestabilización se puede obtener por los mecanismos fisicoquímicos siguientes: compresión de la doble capa, adsorción y neutralización de carga, atrapamiento de partículas en un precipitado, adsorción y puente.

- Compresión de la doble capa.

Cuando se aproximan dos partículas semejantes, sus capas difusas interactúan y generan una fuerza de repulsión, cuyo potencial de repulsión está en función de la distancia que los separa y cae rápidamente con el incremento de iones de carga opuesta al de las partículas, esto se consigue sólo con los iones del coagulante. Existe por otro lado un potencial de atracción o fuerzas de atracción, entre las partículas llamadas fuerzas de Van de Waals, que dependen de los átomos que constituyen las partículas y de la densidad de estos últimos.

- Adsorción y neutralización de cargas.

Las partículas coloidales poseen carga negativa en su superficie, estas cargas llamadas primarias atraen los iones positivos que se encuentran en solución dentro del agua y forman la primera capa

adherida al coloide. El potencial en la superficie del plano de cizallamiento es el potencial electrocinético – potencial ZETA, este potencial rige el desplazamiento de coloides y su interacción mutua. Después de la teoría de la doble capa la coagulación es la considerada como la anulación del potencial obtenido por adición de productos de coagulación – floculación, en la que la fuerza natural de mezcla debido al movimiento browniano no es suficiente requiriéndose una energía complementaria necesaria; por ejemplo, realizar la agitación mecánica o hidráulica.

- Atrapamiento de partículas dentro de un precipitado.

Las partículas coloidales desestabilizadas, se pueden atrapar dentro de un flóculo, cuando se adiciona una cantidad suficiente de coagulantes, habitualmente sales de metales trivalente como el sulfato de aluminio  $Al_2(SO_4)_3$ , o Cloruro Férrico  $FeCl_3$ , el flóculo está formado de moléculas de  $Al(OH)_3$  o de  $Fe(OH)_3$ . La presencia de ciertos aniones y de las partículas coloidales acelera la formación del precipitado. Las partículas coloidales juegan el rol de anillo durante la formación del flóculo; este fenómeno puede tener una relación inversa entre la turbiedad y la cantidad de coagulante requerida. En otras palabras, una concentración importante de partículas en suspensión puede requerir menor cantidad de coagulante.

- Absorción y puente.

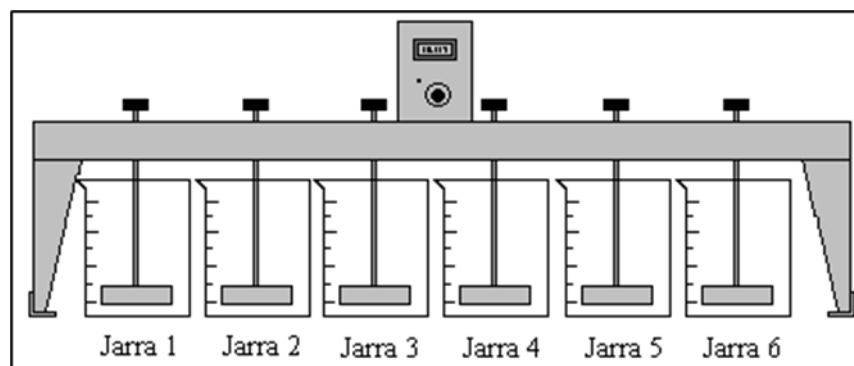
En cualquier caso, se obtiene el tratamiento más económico utilizando un polímero aniónico, cuando las partículas están cargadas negativamente. Este fenómeno es explicado por la teoría del “puente”. Las moléculas del polímero muy largas contienen grupos químicos que pueden absorber las partículas coloidales. La molécula de polímero puede así absorber una partícula coloidal en una de sus extremidades, mientras que los otros sitios son libres para absorber otras partículas. Por eso se dice que las moléculas de los polímeros forman el “puente” entre las partículas coloidales. Esto puede tener una restabilización de la suspensión, por una excesiva carga de polímeros.

### **3.12 Prueba de jarras.**

Es un método de simulación de los procesos de coagulación y floculación, realizado a nivel de laboratorio, los flóculos formados con diferentes dosis del coagulante dan como resultado valores de turbiedad diferentes.

El objetivo fundamental es determinar las variables físicas y químicas de los procesos de coagulación, floculación y sedimentación; tales como: selección del coagulante; selección del pH óptimo; gradientes, tiempos de mezcla rápida, floculación, correlación de las velocidades de sedimentación y la eficiencia de remoción, entre otros.<sup>34</sup>

Existe en el mercado una gran variedad de equipos para pruebas de jarras, pero en toda su versatilidad debe radicar en utilizar una serie de jarras al mismo tiempo y la posibilidad de variación de la velocidad de agitación. En este proceso influyen factores químicos e hidráulicos. Entre éstos tenemos: 1. pH 2. Temperatura 3. Concentración de coagulante 4. Secuencia de aplicación de las sustancias químicas 5. Grado de agitación 6. Tiempo de sedimentación.



**Figura N°3.** Representación de la prueba de jarras.<sup>34</sup>

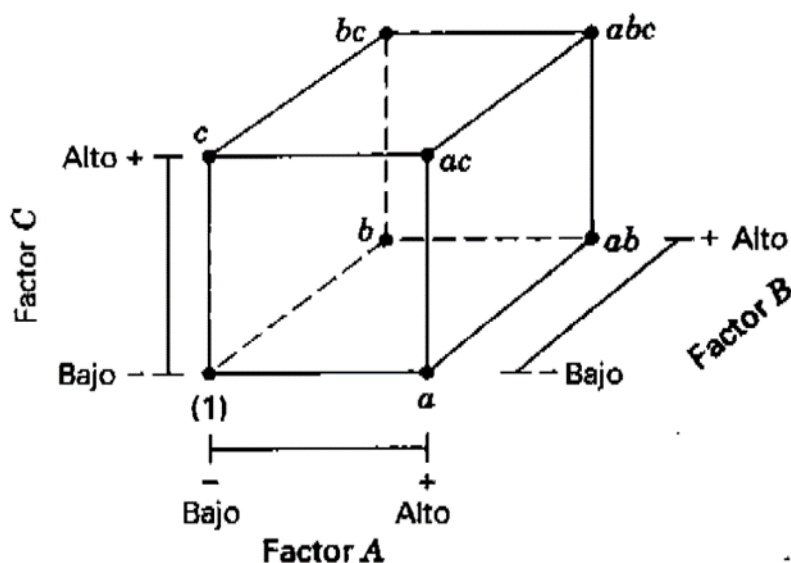
### 3.13 Análisis estadístico ANOVA con diseño factorial $2^3$ con puntos centrales.

El análisis de varianza (ANOVA) es una técnica estadística fundamental en el análisis de datos experimentales. Su propósito principal es descomponer la variación total en diferentes componentes, permitiendo así identificar y cuantificar las contribuciones de diversas fuentes de variación dentro del experimento.

Nuestro diseño factorial permite examinar el efecto de múltiples factores sobre una o varias variables de respuesta, manteniendo un interés equitativo en todos los factores considerados.

Durante el experimento, se empleó un diseño factorial  $2^3$ , el cual permite estudiar tres factores (A, B, C), cada uno en dos niveles diferentes. Este diseño consta de  $2^3=2 \times 2 \times 2=8$  tratamientos distintos. Utilizando este enfoque, es posible analizar los siete efectos que surgen: tres efectos principales (A, B, C), tres interacciones dobles (AB, AC, BC) y una interacción triple (ABC). Generalmente, el análisis se centra en los efectos principales y las interacciones dobles para comprender mejor la

dinámica entre los factores estudiados. En este caso, la representación geométrica de las 8 combinaciones de tratamientos puede hacerse con un cubo, como se muestra en la Figura N°5.



**Figura N° 4.** Diseño Factorial  $2^3$  y su representación geográfica.<sup>39</sup>

Para la comprobación de hipótesis se toma en cuenta que: aquellos efectos cuyos valores- $p$  son menores a  $\alpha = 0.05$  se consideran activos y son los efectos a interpretar para conocer mejor cómo está operando el proceso y para determinar el mejor tratamiento. También recordemos que mientras menor sea el valor- $p$  para un efecto, significa que éste tiene mayor influencia sobre la variable de respuesta.<sup>20</sup>

### **3.14 Norma Salvadoreña Obligatoria (NSO) 13.49.01:09. “Aguas, Aguas residuales descargadas a un cuerpo receptor”.**

La Norma Salvadoreña Obligatoria (NSO) 13.49.01:09, que regula el manejo de aguas residuales descargadas a cuerpos receptores, establece criterios específicos para garantizar la protección del medio ambiente y la salud pública. En particular, ésta norma especifica los valores máximos permisibles para diversos parámetros de las aguas residuales, incluyendo sólidos sedimentables y sólidos suspendidos totales. Este estudio se enfoca en evaluar si las aguas residuales provenientes del desecho de la fabricación de cerveza en una industria nacional, tratadas con un coagulante natural derivado del nopal nativo (*Opuntia dejecta*), cumplen con los requisitos establecidos por la NSO 13.49.01:09. Al analizar los parámetros de sólidos sedimentables y suspendidos totales de la

muestra tratada, se pretende determinar la eficacia del tratamiento con el coagulante natural y su conformidad con los estándares normativos. Esta evaluación es crucial para asegurar que las aguas residuales tratadas no superen los límites permitidos y para promover prácticas sostenibles en la industria cervecera, como en las demás aguas de desecho de las industrias en general.

**Tabla N°6.** Valores máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al cuerpo receptor por tipo de actividad. <sup>43</sup>

**Tabla 2. Valores máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al cuerpo receptor por tipo de actividad**

ACTIVIDAD	DQO (mg/l)	DBO <sub>5,20</sub> (mg/l)	Sólidos sedimentables (ml/l)	Sólidos suspendidos totales (mg/l)	Aceites y grasas (mg/l)
5. Bebidas malteadas y de malta	800	260	30	100	30

La tabla N°6, tomado de la NSO 13.49.01:09, resume los límites permitidos para sólidos sedimentables y sólidos suspendidos totales, permitiendo una evaluación comparativa directa con los datos obtenidos de las muestras tratadas. La interpretación de estos valores es fundamental para validar la eficacia del coagulante natural y garantizar el cumplimiento de los estándares ambientales.

## **CAPÍTULO IV**

## 4.0 DISEÑO METODOLÓGICO

### 4.1 Tipo de estudio

La presente investigación desarrolló los siguientes tipos de estudio:

- 4.1.1 Analítico Experimental: Se evaluó el poder coagulante del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en el tratamiento de aguas residuales, a través del método de jarras en el Laboratorio de Productos Naturales de la Facultad de Química y Farmacia, de la Universidad de El Salvador.
- 4.1.2 Prospectivo: Debido a que la información que se presenta puede ser utilizada en un futuro como antecedente en investigaciones del nopal nativo (*Opuntia dejecta*).
- 4.1.3 Exploratorio: Actualmente no se cuenta con información en el país sobre el poder coagulante del nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en el tratamiento de aguas residuales proveniente del proceso de fabricación de cerveza de industria nacional, por lo que, se proporciona una herramienta informativa para futuras investigaciones.

### 4.2 Investigación bibliográfica.

Se consultó bibliografía correspondiente a la investigación para ello se visitó:

- La Biblioteca Dr. Benjamín Orozco de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador.
- Biblioteca central de la Universidad de El Salvador.
- Herbario del Museo de Historia Natural de El Salvador.
- Internet.

### 4.3 Investigación de campo.

#### 4.3.1 Ubicación del punto de recolección de muestra de cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*).

Se realizaron 2 visitas al punto de recolección antes mencionado, la primera sirvió para identificar que la especie de nopal fuese la correcta, y la segunda visita para la recolección de las muestras que se trabajaron en el Laboratorio.

La primera recolección de muestras de cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) (ver ANEXO N°1) se realizó febrero de 2018, en rotonda Francisco Morazán, Distrito de Quezaltepeque, La Libertad Norte, Departamento de La Libertad a 13° 49' 38" N, Longitud 89° 18' 53" W, altitud de 452 m s.n.m en febrero de 2018, y posteriormente llevada la muestra en floración, al Museo de Historia Natural de El Salvador (MUHNES) para su identificación botánica como *Opuntia dejecta*. (Ver ANEXO N°2).



**Figura N°5.** Fotografías muestra de Nopal Nativo (*Opuntia dejecta*) llevadas al MUHNES para su identificación botánica. Fuente: Elaboración propia.

La segunda visita se realizó en julio de 2019. Se recolectaron un estimado de 20 kg de cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*), de los cuales las muestras fueron de cladodios jóvenes, debido a que esto facilita su retiro de corteza, cortado en trozos y secado rápido.

Para la recolección de los cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) se tomaron los siguientes cuidados:

- Tomar las muestras con guantes de asbesto.

- Cortar muestras de cladodios jóvenes.
- Traslado de materia vegetal en sacos.

#### **4.3.2 Ubicación del punto de recolección de muestra de agua residual proveniente del proceso de fabricación de cerveza en industria nacional.**

La recolección de muestra de agua residual se realizó el 18 de julio de 2019 en industria nacional de cerveza, ubicada San Salvador, El Salvador. Habiéndose realizado una sola visita para la recolección de la muestra.

La muestra de agua utilizada proviene del agua residual del proceso de desecho de fabricación de cerveza, se recolectó en 4 bidones de polietileno, se extrajo directamente de uno de los tanques de procesamiento, con ayuda de lazos y bidones. Las muestras fueron tomadas de diferentes puntos del tanque de recolección de agua residual (**Ver ANEXO N°3**).

Universo: Nopal nativo (*Opuntia dejecta*)

Muestra 1: 20 kg de cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*).

Muestra 2: 4 bidones de agua residual proveniente del proceso de fabricación de cerveza de Industrias Nacional.

Tipo de muestreo: Muestreo aleatorio simple.<sup>40</sup>

#### **4.4 Parte experimental**

La investigación se desarrolló en el Laboratorio de Productos Naturales de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador, donde se realizó la preparación del coagulante natural, utilizando los cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*), para determinar la eficiencia en la clarificación de aguas residuales a través de la prueba de jarras.

##### **4.4.1 Pretratamiento de muestra (ver ANEXO N°4)**

1. Se separó uno a uno los cladodios con ayuda de guantes, cuchillo o navaja con suficiente filo.

2. A cada cladodio se le retiró las espinas con ayuda de un cuchillo afilado de ambas caras y de los bordes del cladodio.
3. Se pesó el material vegetal obteniendo 15,800 g.
4. Se lavó con suficiente agua jabonosa cada cladodio, con ayuda de un cepillo de lavar ropa y realizando el lavado en sentido contrario de las espinas (removiendo así las pocas que quedan).
5. Se retiró la corteza de los cladodios.
6. Se cortó en pequeños trozos con forma de cuadros cada cladodio.
7. Se pesó el material vegetal cortado obteniendo 10,500 g.

#### **4.4.2 Secado de la muestra (ver ANEXO N°4).**

1. Se lavó la bandeja de aluminio.
2. Se desinfectó la bandeja de aluminio con alcohol etílico al 70%.
3. Se colocó papel absorbente en la base de la bandeja de aluminio para un mejor secado.
4. Se colocó el material vegetal en bandeja de aluminio con distribución uniforme para un mejor secado.
5. Se colocó la bandeja de aluminio con material vegetal en la estufa a una temperatura de 40°C (mayor a esta temperatura se puede dar descomposición de los metabolitos) por 24 horas.
6. Se pesó el material vegetal seco obteniendo 806.09 g.

#### **4.4.3 Disminución de partícula de la muestra.**

1. Se limpió el molino con brochas.
2. Se realizó la limpieza del molino con papel toalla y alcohol etílico al 70%.
3. Se encendió el molino.
4. Se colocó la tolva en el molino.
5. Se introdujeron muestras de material vegetal seco poco a poco, ya que estas eran fibrosas.
6. Se recibió el polvo en el anaquel.
7. Se pesó el polvo obtenido del molino obteniendo 799.90 g.
8. Se tamizó el polvo obtenido para obtener un tamaño de partícula uniforme.

9. Se pesó el polvo tamizado obteniendo 628.70 g.
10. Se realizó el cálculo de porcentaje de pérdida en el proceso, teniendo una pérdida de muestra vegetal de 96.03 % (**ver ANEXO N°5**).
11. Se almacenó el polvo obtenido en un lugar seco y fresco.
12. Se realizó la limpieza del molino.

#### **4.4.4 Caracterización del coagulante.**

##### **Ensayo de solubilidad.**

1. Se etiquetaron 3 tubos de ensayo con los siguientes nombres: Etanol 70° (**ver ANEXO N°6**), Agua destilada, Acetona.
2. Se adicionó a cada tubo 1g de polvo de nopal nativo (*Opuntia dejecta*).
3. Se adicionaron 10mL de etanol 70°, agua destilada, acetona respectivamente.
4. Se agitaron las muestras.
5. Se anotaron los resultados.

**Tabla N°7.** Resultados de ensayo de solubilidad.

<b>Solventes</b>	<b>Solubilidad</b>
Etanol	++
Agua destilada	-
Acetona	+

Leyenda: - Insoluble, + poco soluble, ++ soluble, +++ muy soluble.

Fuente: creación propia.

##### **Método de extracción: Maceración**

Se realizaron dos extracciones con el material vegetal seco y material vegetal fresco.

###### **- Muestra de nopal seco:**

1. Se incorporaron 10.00 g del polvo seco de cladodios de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en 100 mL de etanol al 70° en un vaso de precipitado de 250 mL.
2. Se tapó el vaso de precipitado con papel Parafilm.
3. Se dejó en proceso de maceración durante 8 días.

- **Muestra de nopal fresco:**

1. Se incorporaron 5.00 g de material vegetal fresco (cladodios de nopal) en 100 mL de etanol al 70° en un vaso de precipitado.
2. Se tapó el vaso de precipitado con papel Parafilm.
3. Se dejó en proceso de maceración durante 8 días.

**4.4.5 Identificación de metabolitos secundarios.**

**Glicósidos Saponínicos.**

- **Prueba de espuma:**

1. Se pesaron 5.00 g de muestra de polvo seco y muestra fresca.
2. Se colocaron 5.00 g en cada uno en un tubo de ensayo respectivamente.
3. Se añadieron 4.0 mL de agua destilada a cada tubo de ensayo.
4. Se agitó vigorosamente cada tubo de ensayo durante 30 segundos.
5. Se dejaron reposar los tubos de ensayo.
6. Se midió con una regla la altura formada por la espuma a los 1, 5, 10, 15 y 30 minutos.
7. Si la espuma persistía de 1.0 cm a 3.0 cm por más de 15 minutos, se presume la presencia de saponinas.

Resultados: Prueba de espuma.

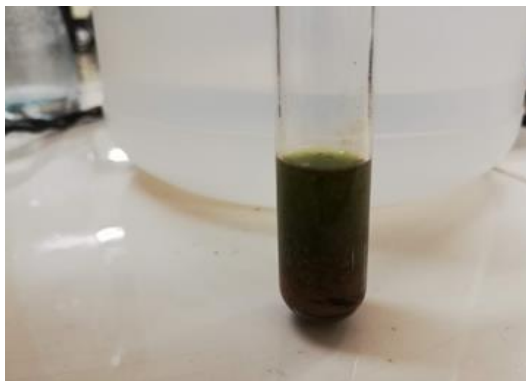
**Tabla N°8.** Resultados de la prueba de espuma.

<b>Muestra vegetal seco</b>		<b>Muestra vegetal fresco</b>	
<b>Tiempo (minutos)</b>	<b>Altura (cm)</b>	<b>Tiempo (minutos)</b>	<b>Altura (cm)</b>
1	1.6	1	1.8
5	1.1	5	1.3
10	0.9	10	1.0
15	0.7	15	0.9
30	0.7	30	0.9

Fuente: creación propia

**Taninos.**

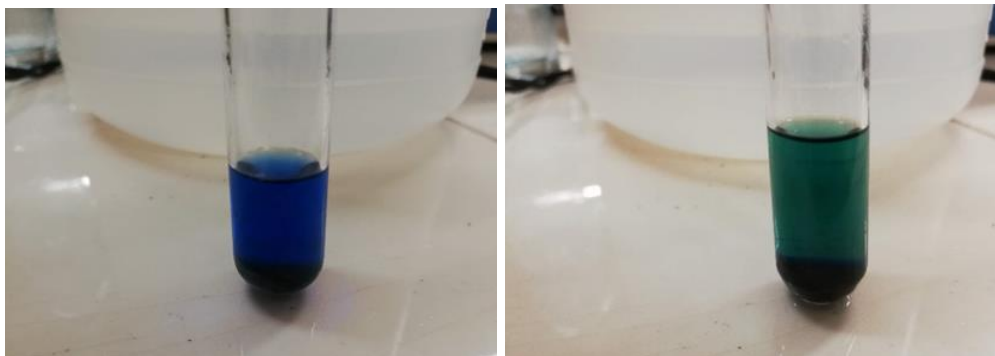
1. Se midieron 2.0 mL de extracto etanólico de materia vegetal fresca de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en un tubo de ensayo.
2. Se agregó gota a gota la solución de tricloruro de hierro al tubo de ensayo (**ver ANEXO N°6**).
3. Se observó un cambio en la coloración en el extracto.



**Figura N°6.** Prueba para Taninos con Tricloruro de hierro.  
Fuente: Elaboración propia.

**Azúcares reductores.****- Prueba de Fehling:**

1. Se midieron 2.0 mL de extracto etanólico de materia vegetal fresca de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en un tubo de ensayo.
2. Se agregaron 2 mL del Reactivo de Fehling (1 mL de Fehling A y 1 mL de Fehling B) al tubo de ensayo (**ver ANEXO N°6**).
3. Se calentó a ebullición por 5 minutos.
4. Se observó la aparición de un precipitado rojo ladrillo.



**Figura N°7.** Prueba de Fehling para azúcares reductores.  
Fuente: Elaboración propia.

### Antraquinonas.

#### Cromatografía de capa fina.

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (ver ANEXO N°7).<sup>41</sup>
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

**Muestra 2:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** n-hexano: Acetato de etilo (1:1) (ver ANEXO N°6).

**Reactivo revelador:** Hidróxido de potasio al 5% (ver ANEXO N°6).

**Evidencia:** Manchas de color rojo-rosadas.



**Figura N°8.** Cromatografía de capa fina – Antraquinonas.  
Fuente: Elaboración propia.

## Cumarinas.

### - Cromatografía de capa fina.

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (ver ANEXO N°7).
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado, así como un testigo para cada prueba, utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

**Muestra 2:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** Diclorometano: Metanol (1:1) (ver ANEXO N°6).

**Reactivo revelador:** Hidróxido de potasio al 5%.

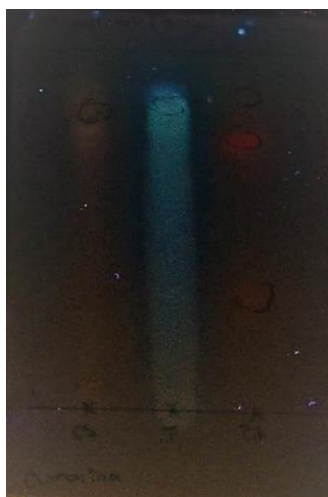
**Testigo:** 6,7 dihidrometil - 4 - cumarina.

**Evidencia:** A 365nm se observan manchas fluorescentes de color celeste, amarillo.

**Tabla N°9.** Resultados de cromatografía de capa fina – Cumarinas.

Cromatografía de capa fina - Cumarinas		
Fase Móvil (cm)	4.5	
Nombre de Muestra	Distancia Recorrida	R <sub>f</sub>
Muestra Seca (MS)	3.8	0.84
Muestra Fresca (MF)	3.7	0.82
Testigo (T)	3.6	0.8

Fuente: Creación propia.



**Figura N°9.** Cromatografía de capa fina – Cumarinas.

Fuente: Elaboración propia.

### Sesquiterpenlactonas.

#### - Cromatografía de capa fina.

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (ver ANEXO N°7).
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado, así como un testigo para cada prueba, utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

**Muestra 2:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** n-hexano: Ace. Et (7:3) (Ver ANEXO N°6).

**Reactivo revelador:** Reactivo Baljet (Ver ANEXO N°6).

**Testigo:** Juanilama (Ver ANEXO N°6).

**Evidencia:** Manchas anaranjadas.



**Figura N°10.** Cromatografía de capa fina – Sesquiterpenlactonas.  
Fuente: Elaboración propia.

### Glicósidos cardiotónicos.

#### - Cromatografía de capa fina.

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (ver ANEXO N°7).
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado, así como un testigo para cada prueba, utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

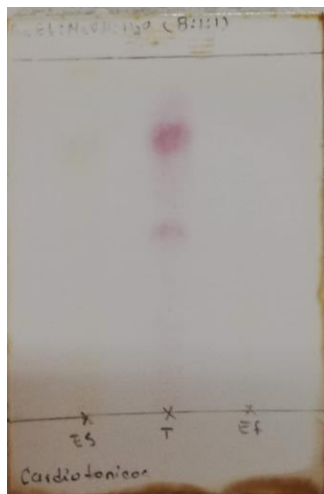
**Muestra 2:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** Acetato de etilo: Metanol: Agua (8:1:1) (**Ver ANEXO N°6**).

**Reactivo revelador:** Reactivo revelador Kedde (**Ver ANEXO N°6**).

**Testigo:** k-rstrophantidina.

**Evidencia:** Manchas violetas.



**Figura N°11.** Cromatografía de capa fina – Glicósidos cardiotónicos.  
Fuente: Elaboración propia.

## Terpenoides.

### - Cromatografía de capa fina.

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (**ver ANEXO N°7**).
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado, así como un testigo para cada prueba, utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

**Muestra 2:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** Cloruro de metileno: Metanol: Agua (6:3:1) (**Ver ANEXO N°6**).

**Reactivo revelador:** Solución de vainillina 1% en etanol (**Ver ANEXO N°6**).

**Testigo:**  $\beta$ -sitosterol.

**Evidencia:** Luego de calentar, se observan manchas azules, violetas, verdes.

**Tabla N°10.** Resultados de cromatografía de capa fina - Terpenoides.

<b>Cromatografía de capa fina - Terpenoides.</b>		
Fase Móvil (cm)	4.5	
<b>Nombre de Muestra</b>	<b>Distancia Recorrida</b>	<b>Rf</b>
Muestra Seca (MS)	3.0	0.66
Muestra Fresca (MF)	3.2	0.71
Testigo (T)	2.0	0.44

Fuente: Elaboración propia.

**Figura N°12.** Cromatografía de capa fina – Terpenoides.

Fuente: Elaboración propia.

### Compuestos fenólicos.

#### Cromatografía de capa fina.

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (ver ANEXO N°7).
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado, así como un testigo para cada prueba, utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

**Muestra 2:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** Cloruro de metileno: Metanol (7:3) (Ver ANEXO N°6).

**Reactivo revelador:** Tricloruro de hierro 1% en metanol (Ver ANEXO N°6).

**Testigo:** Ácido gálico.

**Evidencia:** Manchas de color Azul, verde y gris-negro.



**Figura N°13.** Cromatografía de capa fina – Compuestos fenólicos.  
Fuente: Elaboración propia.

### **Glicósidos flavonoides.**

#### **- Cromatografía de capa fina.**

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (ver ANEXO N°7).
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado, así como un testigo para cada prueba, utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

**Muestra 2:** extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** Cloruro de metileno: Metanol (1:1) (Ver ANEXO N°6).

**Reactivo revelador:** Tricloruro de aluminio etanol (Ver ANEXO N°6).

**Testigo:** Quercetina.

**Evidencia:** Manchas fluorescentes a 365nm de color amarillas, azul y verde amarillento.

**Resultados:****Tabla N°11.** Resultados de cromatografía de capa fina – Glicósidos Flavonoides.

<b>Cromatografía de capa fina - Glicósidos Flavonoides.</b>			
Fase Móvil (cm)		4.5	
Nombre de Muestra		Distancia Recorrida	Rf
Muestra Seca (MS)	D1	3.7	0.82
	D2	3.4	0.76
	D3	3.0	0.67
	D4	2.5	0.56
	D5	2.0	0.44
Muestra Fresca (MF)		3.5	0.78
Testigo (T)	T1	3.5	0.78
	T2	3.0	0.67

Fuente: Elaboración propia.

**Figura N°14.** Cromatografía de capa fina – Glicósidos flavonoides.  
Fuente: Elaboración propia.

## Alcaloides.

### - Cromatografía de capa fina.

1. Se realizó la cromatografía en capa fina, utilizando como fase estacionaria sílica gel 60 GF254. (ver ANEXO N°7).
2. Se aplicaron los extractos etanólicos del material seco y del material fresco previamente filtrado, así como un testigo para cada prueba, utilizando capilares nuevos.

**Muestra 1:** Extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (seco).

**Muestra 2:** Extracto etanólico al 70% de cladodios de nopal (fresco).

**Fase móvil:** Acetato de metileno: Metanol: Agua (8:1.5:0.5) (Ver ANEXO N°6).

**Reactivo revelador:** Reactivo de Dragendorff etanol (Ver ANEXO N°6).

**Testigo:** Sulfato de Hiosciamina.



**Figura N°15.** Cromatografía de capa fina – Alcaloides.  
Fuente: Elaboración propia.

### 4.4.5 Caracterización del coagulante.

Posteriormente de ser obtenida la muestra vegetal en polvo, ésta se analizará para determinar sus propiedades más relevantes, y poder así, establecer cuáles de éstas guardan una relación directa con su capacidad coagulante.

**Propiedades a analizar:****- Determinación de pH.**

1. Solubilizar 1.0 g de muestra vegetal en polvo en 10mL de agua destilada.
2. Calibrar pH-metro digital (**Ver ANEXO N°8**).
3. Realizar la medición de la solución de la muestra.
4. Obtener un valor de pH: 5.28.

**- Estado físico:** Se apreció a simple vista.

**Observaciones:** Polvo seco, fino, color beige.

**- Propiedades organolépticas:** se determinó su color, olor y sabor.

**Observaciones:** color beige, olor característico a cereal, sinsabor.

**4.4.6 Determinación de dosis, pH y velocidad de agitación (pruebas preliminares).**

Para la determinación de la concentración, pH y velocidad de agitación de la muestra vegetal como coagulante natural se realizaron ensayos preliminares de la prueba de jarras en el Laboratorio de Productos Naturales de la Facultad de Química y Farmacia, de la Universidad de El Salvador. En estos ensayos, se utilizó una adaptación del método de jarras, ajustándolo a los materiales y equipos disponibles en nuestro laboratorio, pero siguiendo las bases y principios de la ASTM D 2035-8 (**Ver ANEXO N°9**).

**Prueba de jarras para determinación de rango de pH a utilizar.**

1. Llenar ocho vasos de precipitado de 1,000 mL cada uno, con una muestra de 500 mL de agua residual.
2. Rotular los vasos de precipitado como: muestra, pH 4, pH 5, pH 6, pH 7, pH 8, pH 9 y pH 10.
3. Calibrar el pH-metro (**Ver ANEXO N°8**).
4. Medir el valor de pH inicial de la muestra de agua cruda y obtener un resultado de 5.17.
5. Utilizar un fotómetro marca Merck modelo SQ 118 con una celda de cuarzo de 50 mm utilizando un estándar de 10 – 400 UNF y como blanco agua destilada (**Ver ANEXO N°10**).
6. Medir el valor de turbidez a la muestra de agua cruda y obtener un valor 200 UNF.

7. Colocar cada vaso de precipitado en un hot plate con agitación magnética, agregando en el fondo los agitadores magnéticos.
8. Colocar a un lado de hot plate con agitación magnética un pH-metro.
9. Encender el hot plate con agitación magnética con una velocidad de agitación de 100 rpm.
10. Adicionar a cinco vasos de precipitado (rotulados como pH 6, pH 7, pH 8, pH 9 y pH 10) con muestra de agua residual gotas de NaOH 6 M con la finalidad de aumentar el valor de pH hasta obtener valores de 6, 7, 8, 9 y 10 respectivamente.
11. Adicionar a dos vasos de precipitado (rotulados como pH 4 y pH 5) con muestra de agua residual gotas de ácido sulfúrico concentrado con la finalidad de disminuir el valor de pH hasta obtener los valores de 4 y 5 respectivamente.
12. Adicionar a cada vaso de precipitado solución etanólica de nopal en concentración de 80 ppm (**Ver ANEXO N°11**). Mantener agitación en 100 rpm por 1 minuto durante la adición de la solución.
13. Realizar un aumento de velocidad a 150 rpm durante 15 minutos.
14. Detener la agitación y dejar reposar por 30 minutos.
15. Realizar a cada muestra las mediciones de turbidez y pH.
16. Determinar a través de la formula del % de remoción.

$$\% \text{Remoción} = \left[ \frac{\text{Turbidez inicial} - \text{turbidez final}}{\text{Turbidez inicial}} \right] * 100\%.$$

Ejemplo:

Para pH inicial 4.

Turbidez inicial: 200UNF

Turbidez final: 175UNF

$$\% \text{ Remoción} = \left[ \frac{200\text{UNF} - 175\text{UNF}}{200 \text{ UNF}} \right] * 100\% = 12.5$$

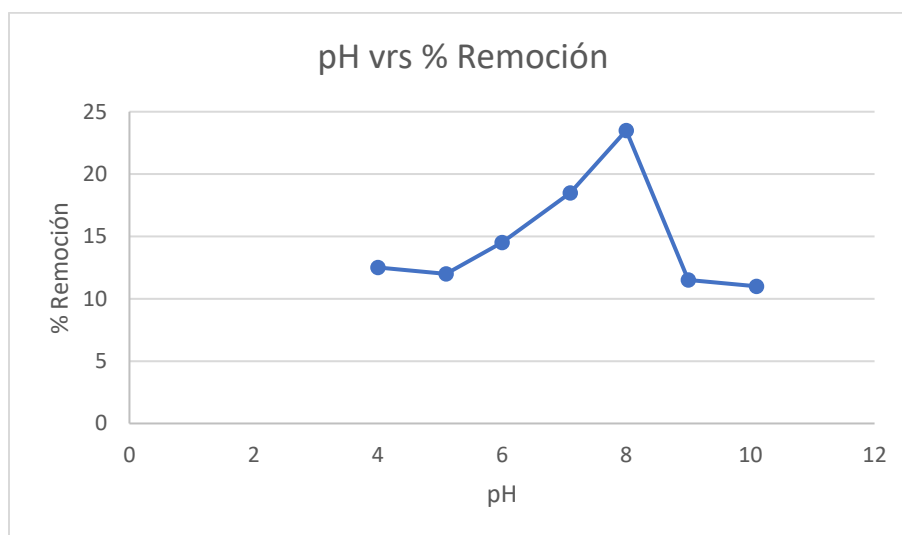
Los resultados obtenidos para cada vaso de precipitado se presentan a continuación en la tabla N°12.

**Tabla N°12.** Resultados obtenidos para la determinación de pH a utilizar.

Concentración	pH Inicial	Turbidez final	pH final	% Remoción
80ppm	Muestra (5.1)	200	5.2	N/A
	4	175	4	12.5
	5.1	176	5	12
	6	171	6	14.5
	7.1	163	7	18.5
	8	153	8	23.5
	9	177	9	11.5
	10.1	180	10	11

Fuente: Elaboración propia.

Se evidencia mediante los resultados obtenidos de porcentaje de remoción (ver Tabla N°12) con relación a valor de pH, que el rango óptimo de pH para un mayor porcentaje de remoción se encuentra entre los valores de 4 al 8, esto se puede evidenciar en Figura N°16. Por lo cual se toma la decisión de tomar el siguiente rango de pH: pH bajo 4, pH medio 6 y pH alto 8.



**Figura N°16.** Variación de pH vs. % Remoción.

Fuente: creación propia.

### Prueba de jarras para determinación de rango de concentraciones.

1. Llenar nueve vasos de precipitado de 1,000 mL cada uno, con una muestra de 500 mL de agua residual.
2. Rotular los vasos de precipitado como: muestra, 10ppm, 20ppm, 30ppm, 40ppm, 50ppm, 80ppm, 90ppm, 100ppm (**Ver ANEXO N°11**).
3. Calibrar el pH-metro (**Ver ANEXO N°8**).
4. Medir el valor de pH inicial de la muestra de agua cruda y obtener un resultado de 5.17.
5. Utilizar un fotómetro marca Merck modelo SQ 118 con una celda de cuarzo de 50 mm utilizando un estándar de 10 – 400 UNF y como blanco agua destilada (**Ver ANEXO N°10**).
6. Medir el valor de turbidez a la muestra de agua cruda y obtener un valor 172 UNF.
7. Colocar cada vaso de precipitado en un hot plate con agitación magnética, agregando en el fondo los agitadores magnéticos.
8. Encender el hot plate con agitación magnética con una velocidad de agitación de 100 rpm.
9. Adicionar a todos vasos de precipitado gotas de NaOH 6 M (**Ver ANEXO N°6**) a fin de aumentar el pH a un valor de 8 (siendo este el pH de mayor rendimiento).
10. Adicionar a cada vaso de precipitado solución etanólica de nopal en concentraciones de 10 ppm, 20 ppm, 30 ppm, 40 ppm, 50 ppm, 80 ppm, 90 ppm, 100 ppm respectivamente (**Ver ANEXO N°11**), la agitación permanecerá en 100 rpm durante 1 minuto.
11. Realizar un aumento de velocidad a 150 rpm durante 15 minutos.
12. Detener la agitación y dejar reposar por 30 minutos.
13. Realizar a cada muestra las mediciones de Turbidez y pH.
14. Determinar a través de la formula del % de remoción.

$$\% \text{Remoción} = \left[ \frac{\text{Turbidez inicial} - \text{turbidez final}}{\text{Turbidez inicial}} \right] * 100\%.$$

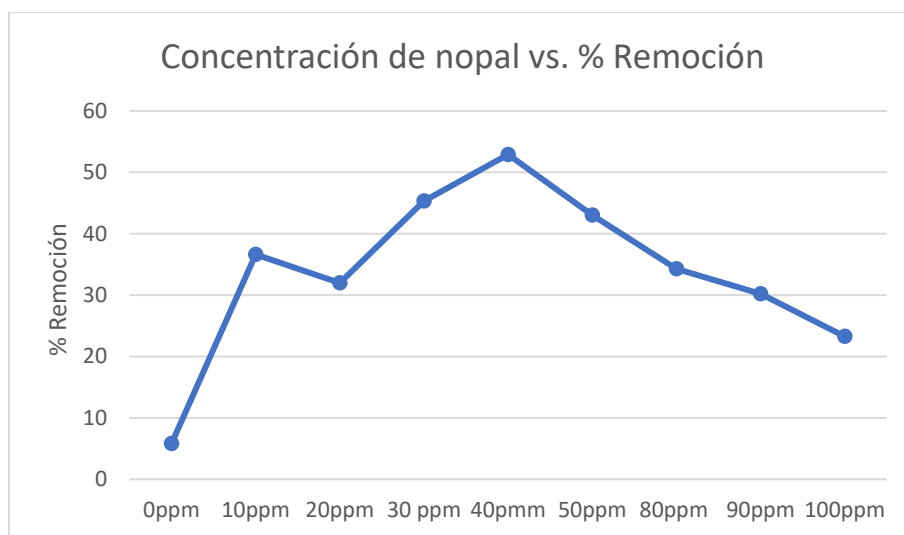
Los resultados obtenidos para cada vaso de precipitado se presentan a continuación en la tabla N°13.

**Tabla N°13.** Resultados obtenidos para la determinación de concentración óptima.

pH inicial	Concentración de nopal	Turbidez final	pH final	% Remoción
8	Muestra acuosa	172	8.1	N/A
	10 ppm	109	7.95	36.63
	20 ppm	117	7.85	31.98
	30 ppm	94	8.04	45.35
	40 ppm	81	8.1	52.91
	50 ppm	98	8.03	43.02
	80 ppm	113	8.03	34.30
	90 ppm	120	7.95	30.23
	100 ppm	132	8.1	23.26

Fuente: Elaboración propia.

Se evidencia mediante los resultados obtenidos de porcentaje de remoción (ver Tabla N°13) con relación a valores de concentración de la solución etanólica de nopal, que el rango óptimo de concentración para un mayor porcentaje de remoción se encuentra entre los valores de 30 ppm a 50 ppm, esto se puede evidenciar en Figura N°17. Por lo cual se toma la decisión de tomar el siguiente rango de concentración: concentración bajo 30 ppm, concentración media 40 ppm y concentración alta 50 ppm.



**Figura N°17.** Concentración de nopal vs. % Remoción.

Fuente: creación propia.

### **Prueba de jarras para determinación de velocidad de agitación óptima.**

1. Llenar siete vasos de precipitado de 1,000 mL cada uno, con una muestra de 500 mL de agua residual respectivamente.
2. Rotular los vasos de precipitado como: 100 rpm, 150 rpm, 200 rpm, 250 rpm, 300 rpm, 350 rpm y 400 rpm (**Ver ANEXO N°11**).
3. Calibrar el pH-metro (**Ver ANEXO N°8**).
4. Medir el valor de pH inicial de la muestra de agua cruda y obtener un resultado de 5.17.
5. Utilizar un fotómetro marca Merck modelo SQ 118 con una celda de cuarzo de 50 mm utilizando un estándar de 10 – 400 UNF y como blanco agua destilada (**Ver ANEXO N°10**).
6. Medir el valor de turbidez inicial a la muestra de agua cruda y se obtener un valor 205 UNF.
7. Colocar cada vaso de precipitado en un hot plate con agitación magnética, agregando en el fondo los agitadores magnéticos.
8. Encender el hot plate con agitación magnética con una velocidad de agitación de 100 rpm.
9. Adicionar a todos vasos de precipitado gotas de NaOH 6 M (**Ver ANEXO N°6**) a fin de aumentar el pH a un valor de 8 (siendo este el pH de mayor rendimiento).
10. Adicionar solución etanólica de nopal en concentración de 40 ppm (siendo esta la concentración de mayor rendimiento), la mantener la agitación en 100 rpm durante 1 minuto.
11. Realizar un aumento de velocidad a 100 rpm, 150 rpm, 200 rpm, 250 rpm, 300 rpm, 350 rpm, 400 rpm respectivamente cada vaso de precipitado.
12. Detener la agitación y dejar reposar por 30 minutos.
13. Realizar a cada muestra las mediciones de Turbidez.
14. Determinar a través de la formula del % de remoción.

$$\% \text{Remoción} = \left[ \frac{\text{Turbidez inicial} - \text{turbidez final}}{\text{Turbidez inicial}} \right] * 100\%.$$

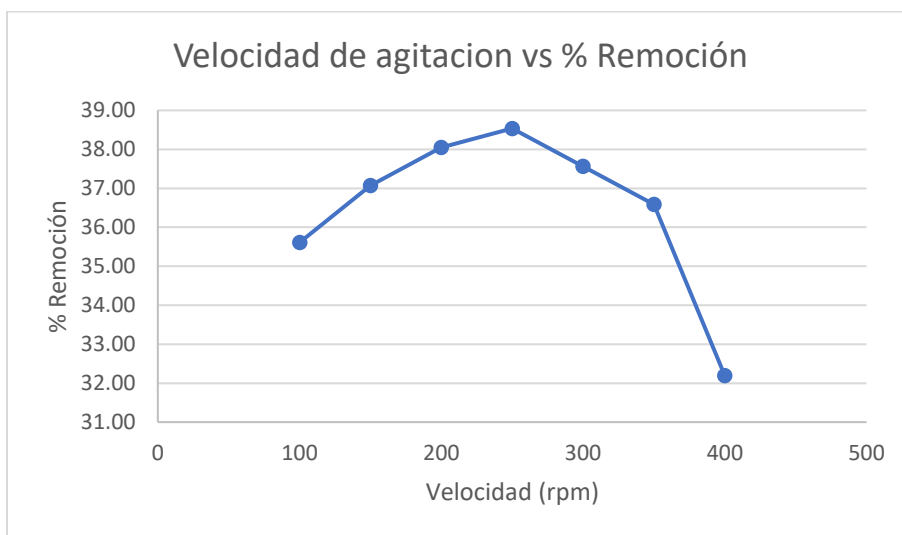
Los resultados obtenidos para cada vaso de precipitado se presentan a continuación en la tabla N°14.

**Tabla N°14.** Resultados obtenidos para la determinación de velocidad de agitación óptima.

Velocidad inicial	Turbidez final	% Remoción
100 rpm	132	35.60976
150 rpm	129	37.07317
200 rpm	127	38.04878
250 rpm	126	38.53659
300 rpm	128	37.56098
350 rpm	130	36.58537
400 rpm	139	32.19512

Fuente: Elaboración propia.

Se evidencia mediante los resultados obtenidos de porcentaje de remoción (ver Tabla N°14) con relación a valores de velocidad de agitación, que el rango óptimo de velocidad de agitación para un mayor porcentaje de remoción se encuentra entre los valores de 100 rpm a 300 rpm, esto se puede evidenciar en Figura N°18. Por lo cual, se toma la decisión de tomar el siguiente rango de velocidad de agitación: agitación baja 100 rpm, agitación media 200 rpm y agitación alta 300 rpm.



**Figura N°18.** Velocidad de agitación (rpm) vs % Remoción.  
Fuente: creación propia

#### 4.4.7 Evaluación del poder coagulante.

El análisis químico del agua se realizó siguiendo el modelo del método estadístico de  $2^3$  con puntos centrales para obtener un mejor análisis de las 3 variables del proceso y así aumentar la probabilidad de detectar cambios significativos entre las variables concentración, agitación y pH, dentro de estas 3 variables se utilizó 3 niveles (bajo, medio, alto).

A estas 3 variables se les asigna las letras A para concentración, B para pH, y C para agitación. En la siguiente tabla se presentan los valores asignados a cada variable.

**Table N°15.** Variables a utilizar.

Letra	Factor	Bajo (-1)	Medio (0)	Alto (+1)
A	Concentración (ppm)	30	40	50
B	pH	4	6	8
C	Agitación (rpm)	100	200	300

Fuente: Elaboración propia.

Para evaluar el poder coagulante de la muestra vegetal de nopal se aplicó la prueba de jarras para aguas, dicha prueba se adecuó a los instrumentos que se poseen en el laboratorio basándose en los principios de la norma ASTM D2035– 08 (**Anexo N° 9**). En estos ensayos, se utilizó una adaptación del método de jarras, ajustándolo a los materiales y equipos disponibles en nuestro laboratorio, pero siguiendo las bases y principios de la Norma.

La muestra de agua es proveniente del agua residual del proceso de desecho de fabricación de cerveza de industria nacional, las pruebas se realizaron por duplicado.

Toma de valores iniciales de pH y Turbidez de agua cruda (AC) por duplicado.

1. Se tomó el valor de pH inicial de la muestra de agua cruda de experimento (AC1), muestra de agua cruda de réplica (AC2) y se anotó (ver Tabla N°15).
2. Se tomó el valor de turbidez a la muestra de agua cruda de experimento (AC1), muestra de agua cruda de réplica (AC2) y se anotó (ver Tabla N°15).

**Tabla N°16.** Valores iniciales de pH y Turbidez de agua cruda (AC).

<b>Parámetros</b>	AC1	AC2	Media ( $\bar{X}$ )
<b>pH inicial</b>	5.15	5.17	5.16
<b>Turbidez inicial (UNF)</b>	290	273	281.5

Fuente: Elaboración propia.

### **Prueba de jarras. (Ver ANEXO N°12).**

Se llevaron a cabo un total de diez experimentos (E) y diez réplicas (R) de los mismos, en conformidad con los requisitos del método estadístico empleado. El orden en el que se realizaron las pruebas se detalla en la **Tabla N°17 y Tabla N°18**. Para los ensayos de la prueba de jarra, se siguió un orden secuencial que involucraba el número del experimento y su réplica correspondiente.

1. Añadir una muestra de 1,000 mL de agua residual a dos vasos de precipitado de 2,000 mL cada uno.
2. Rotular los vasos de precipitado fueron como: E1 y R1, respectivamente.
3. Realizar la calibración del pH-metro según lo indicado en el **ANEXO N°8**.
4. Medir el valor inicial del pH de la muestra de agua cruda (AC), obteniendo un valor de pH de 5.17.
5. Utilizar un fotómetro marca Merck modelo SQ 118 con una celda de cuarzo de 50 mm, un estándar de 10 – 400 UNF y como blanco agua destilada (**Ver ANEXO N°10**).
6. Medir el valor de turbidez a la muestra de agua cruda (AC) y obtener un valor 172 UNF
7. Colocar cada vaso de precipitado en un hot plate con agitación magnética, agregando en el fondo los agitadores magnéticos.
8. Posicionar el pH-metro al lado del hot plate con agitación magnética.
9. Encender el hot plate con agitación magnética, a una velocidad de 100 rpm.
10. Ajustar el pH de los experimentos (E) o réplicas (R), según lo indicado en la **Tabla N°17 y Tabla N°18**:
  - Para obtener un valor de pH de 4 adicionando gotas de ácido sulfúrico concentrado.
  - Para obtener valores de pH de 6 y 8 adicionando gotas de NaOH 6 M.

Se agitó durante 1 minuto a 100 rpm.

11. Añadir la solución etanólica de nopal a cada vaso de precipitado en las concentraciones correspondientes, según se especifica en la **Tabla N°17 y Tabla N°18**, manteniendo una agitación constante de 100 rpm durante 1 minuto.
12. incrementar la velocidad de agitación indicada en la **Tabla N°17 y Tabla N°18** durante 15 minutos.
13. Detener la agitación y dejar reposar por 30 minutos.
14. Realizar mediciones del valor de turbidez y pH de cada muestra.
15. Registrar los datos obtenidos en la matriz de resultados según lo indicado en la **Tabla N°17 y Tabla N°18**.
16. Repetir el mismo procedimiento para las demás muestras siguiendo el orden de las variables establecidas de la matriz de resultados (**Tabla N°17 y Tabla N°18**) variando el número de experimento y replica correspondiente.

Nota: para AC1 y AC2 son los blancos, para los cuales se utilizó alcohol etílico.

17. Obtener el % de remoción a través de la siguiente formula:

$$\% \text{Remoción} = \left[ \frac{\text{Turbidez inicial} - \text{turbidez final}}{\text{Turbidez inicial}} \right] * 100\%$$

Tomando como valor inicial de turbidez la media de AC1 y AC2 (281.5), como se muestra en la tabla N°16.

**Tabla N°17.** Matriz de resultados y captura de datos de experimento.

# Experimento	Concentración de polvo coagulante (ppm)	pH a regular	Velocidad de Agitación (rpm)	Turbidez final (UNF)	pH inicial	pH final	% Remoción
AC1	0	N/A	100	248	5.15	5.15	11.90
E1	30	4	100	186	4.05	4.01	33.93
E2	50	4	100	185	4.00	3.98	34.28
E3	30	8	100	176	8.01	7.99	37.48
E4	50	8	100	132	7.99	7.96	53.11
E5	30	4	300	180	4.02	4.06	36.06
E6	50	4	300	186	4.02	4.01	33.93
E7	30	8	300	168	8.01	8.04	40.32
E8	50	8	300	128	8.03	8.03	54.53
E9	40	6	200	172	6.00	6.11	38.90
E10	40	6	200	168	6.00	6.14	40.32

Fuente: Elaboración propia.

**Tabla N°18.** Matriz de resultados y captura de datos de réplica.

#Experimento	Concentración (ppm)	pH a regular	Velocidad de Agitación (rpm)	Turbidez Final (UNF)	pH inicial	pH final	% Remoción
AC2	0	N/A	100	240	5.17	5.17	14.74
R1	30	4	100	190	4.04	4.09	32.50
R2	50	4	100	175	4.02	4.04	37.83
R3	30	8	100	165	8.02	8.10	41.39
R4	50	8	100	151	8.04	8.05	46.36
R5	30	4	300	180	4.00	4.05	36.06
R6	50	4	300	185	3.99	4.03	34.28
R7	30	8	300	153	8.02	7.99	45.65
R8	50	8	300	149	8.04	8.02	47.07
R9	40	6	200	182	5.99	6.11	35.35
R10	40	6	200	171	6.00	6.07	39.25

Fuente: Elaboración propia.

## **CAPÍTULO V**

## 5.0 RESULTADOS

### 5.1 Resumen de resultados de metabolitos secundarios.

Luego de realizar las pruebas fitoquímicas al nopal nativo (*Opuntia dejecta*) tanto muestra seca y fresca, se colocaron los resultados en la Tabla N°18, a través de las diferentes pruebas de cromatografía de capa fina.

Se decidió colocar ambos resultados de muestras frescas y secas, ya que los resultados obtenidos fueron los mismos en ambas.

**Tabla N°19.** Resumen de resultados de cromatografía de capa fina.

Metabolito	Reactivo	Testigo	Fase móvil	Resultados (Fresco/Seco)
Antraquinonas	KOH 5%	N/A	n-hexano: Acetato de etilo (1:1)	-
Cumarinas	KOH 5%	6,7 dihidrometil-4-cumarina	CH <sub>2</sub> Cl <sub>2</sub> : Metanol (1:1)	+
Sesquiterpenlactonas	Baljet	Juanilamina	n-hexano: Ace. Et (7:3)	-
Alcaloides	Dragendorff	Sulfato de Hiosciamina	Aco. Et.: MeOH: H <sub>2</sub> O (8:1.5:0.5)	-
Cardiotónicos	Kedde	k-strophanthidina	Aco Et: MeOH: H <sub>2</sub> O (8:1:1)	-
Terpenoides	Vainillina	β-sitosterol	CH <sub>2</sub> Cl <sub>2</sub> : MeOH: H <sub>2</sub> H (6:3:1)	+
Compuestos fenólicos	Tricloruro de hierro	Acido gálico	CH <sub>2</sub> Cl <sub>2</sub> : MeOH (7:3)	-
Flavonoides	Tricloruro de aluminio	Quercetina	CH <sub>2</sub> Cl <sub>2</sub> : MeOH (1:1)	+

Fuente: Elaboración propia. Interpretación: (+) presencia de metabolito, (-) ausencia de metabolito.

En la Tabla N°19 se observa el resumen de los resultados del análisis fitoquímico, a través de pruebas de colorimetría (taninos y azúcares reductores) y método físico (saponinas).

**Tabla N°20.** Resumen de resultados de pruebas de colorimetría y método físico.

Metabolito	Prueba	Evidencia	Resultado
Saponinas	Prueba de espuma	La espuma formada cumple en consistencia y tiempo	+
Taninos	Tricloruro de hierro	Precipitados color café y cambio de color en el extracto	+
Azúcares reductores	Prueba de Fehling	Cambio de color en el extracto y precipitado	+

Fuente: Elaboración propia.

En resumen, metabolitos encontrados en *Opuntia dejecta* (nopal nativo) fueron los siguientes: Cumarinas, terpenoides, flavonoides, saponinas, taninos y azúcares reductores.

## 5.2 Diseño Estadístico.

Interpretación de los resultados obtenidos por medio del análisis de variables (ANOVA) a través del análisis estadístico  $2^3$  con puntos centrales. El resumen del diseño a trabajar se establece en la Tabla N°20.

**Tabla N°21.** Resumen de diseño estadístico.

Factores:	3	Diseño de la base:	3; 8
Corridas:	20	Réplicas:	2
Bloques:	2	Puntos centrales (total):	4

Fuente: Elaboración propia.

Donde:

- **Variable de respuesta:** Para este problema la variable de respuesta es el porcentaje (%) de remoción.
- **Factores controlados:** Los factores controlados son tres: Concentración (A), pH (B) y Velocidad de agitación (C).
- **Niveles De Factor:** Existen 2 niveles de factor para Concentración, pH y velocidad de agitación, respectivamente (alto y bajo).<sup>42</sup>

Los datos obtenidos en la matriz de resultados (Tabla N°17 y Tabla N°18) se resumieron y ordenaron de la siguiente manera por efectos de espacio y comodidad para tratamiento de los datos.

**Tabla N°22.** Resumen de resultados del experimento y replica.

Número de experimentos	A	B	C	Experimento (E)	Replica (R)
	Concentración (ppm)	pH	Velocidad de Agitación (rpm)	% Remoción	
1	30	4	100	33.93	32.50
2	50	4	100	34.28	37.83
3	30	8	100	37.48	41.39
4	50	8	100	53.11	46.36
5	30	4	300	36.06	36.06
6	50	4	300	33.93	34.28
7	30	8	300	40.32	45.65
8	50	8	300	54.53	47.07
9	40	6	200	38.90	35.35
10	40	6	200	40.32	39.25

Fuente: Elaboración propia.

El tratamiento de datos se realizó a través del programa estadístico de prueba de 30 días de Minitab19, el cual es un software que ofrece análisis estadísticos, visualizaciones, y analíticas predictivas y de mejora que posibilitan la toma de decisiones basadas en datos.<sup>43</sup>

Para el uso el análisis estadístico a través de este software etiquetamos las tres variables como se muestra en la Tabla N°22, además se le asigno a cada variable niveles de “alto” y “bajo”, siendo “medio” (cero) el punto central del diseño.

**Tabla N°23.** Niveles de factor de las variables.

Letra	Factor	Bajo (-1)	Medio (0)	Alto (+1)
A	CONCENTRACION (ppm)	30	40	50
B	pH	4	6	8
C	AGITACION (rpm)	100	200	300

Fuente: Elaboración propia.

### 5.3 Hipótesis.

#### Planteamiento de hipótesis.

1. Hipótesis nula ( $H_0$ ): ( $p\text{-Value experimental} > 0.05$ ) no hay efecto del factor (A) Concentración.

Hipótesis alternativa ( $H_a$ ): ( $p$ -Value experimental  $< 0.05$ ) si hay efecto del factor (A) Concentración.

2. Hipótesis nula ( $H_0$ ): ( $p$ -Value experimental  $> 0.05$ ) no hay efecto del factor (B) pH.  
Hipótesis alternativa ( $H_a$ ): ( $p$ -Value experimental  $< 0.05$ ) si hay efecto del factor (B) pH.
3. Hipótesis nula ( $H_0$ ): ( $p$ -Value experimental  $> 0.05$ ) no hay efecto del factor (C) Velocidad de Agitación.  
Hipótesis alternativa ( $H_a$ ): ( $p$ -Value experimental  $< 0.05$ ) si hay efecto del factor (C) Velocidad de Agitación.
4. Hipótesis nula ( $H_0$ ): ( $p$ -Value experimental  $> 0.05$ ) no hay interacción en los factores (A) concentración \* (B) pH.  
Hipótesis alternativa ( $H_a$ ): ( $p$ -Value experimental  $< 0.05$ ) si hay interacción en los factores (A) Concentración \* (B) pH
5. Hipótesis nula ( $H_0$ ): ( $p$ -Value experimental  $> 0.05$ ) no hay interacción en los factores (A) Concentración \* (C) Velocidad de Agitación.  
Hipótesis alternativa ( $H_a$ ): ( $p$ -Value experimental  $< 0.05$ ) si hay interacción en los factores (A) Concentración \* (C) Velocidad de Agitación.
6. Hipótesis nula ( $H_0$ ): ( $p$ -Value experimental  $> 0.05$ ) no hay interacción en los factores (B) pH \* (C) Velocidad de Agitación.  
Hipótesis alternativa ( $H_a$ ): ( $p$ -Value experimental  $< 0.05$ ) si hay interacción en los factores (B) pH \* (C) Velocidad de Agitación.
7. Hipótesis nula ( $H_0$ ): ( $p$ -Value experimental  $> 0.05$ ) no hay efecto de interacción en los factores (A) concentración \* (B) pH \* (C) Velocidad de Agitación.  
Hipótesis alternativa ( $H_a$ ): ( $p$ -Value experimental  $< 0.05$ ) si hay efecto de interacción en los factores (A) concentración \* (B) pH \* (C) Velocidad de Agitación.

### **Análisis de varianza (ANOVA).**

Se obtuvieron los resultados del Análisis de Varianza (ANOVA) a través del tratamiento de los datos de la tabla resumen de resultados (Figura N°18) utilizando el programa estadístico de prueba

de 30 días de Minitab19 (Ver ANEXO N°13).

<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust.</b>	<b>MC Ajust.</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
Modelo	9	676.981	75.220	8.24	0.001
Bloques	1	2.524	2.524	0.28	0.610
Lineal	3	571.310	190.437	20.87	0.000
Concentracion	1	90.301	90.301	9.89	0.010
pH	1	473.430	473.430	51.87	0.000
Velocidad Agitacion	1	7.580	7.580	0.83	0.384
Interacciones de 2 términos	3	90.947	30.316	3.32	0.065
Concentracion*pH	1	74.211	74.211	8.13	0.017
Concentracion*Velocidad Agitacion	1	13.258	13.258	1.45	0.256
pH*Velocidad Agitacion	1	3.478	3.478	0.38	0.551
Interacciones de 3 términos	1	1.333	1.333	0.15	0.710
Concentracion*pH*Velocidad Agitacion	1	1.333	1.333	0.15	0.710
Curvatura	1	10.867	10.867	1.19	0.301
Error	10	91.271	9.127		
Falta de ajuste	8	82.626	10.328	2.39	0.328
Error puro	2	8.644	4.322		
Total	19	768.252			

**Figura N°19.** Análisis de varianza (ANOVA), Fuente: MiniTab19. <sup>43</sup>

### Comprobación de Hipótesis.

Fijado un nivel de significación  $\alpha = 0.95\%$ , se acepta la Hipótesis nula ( $H_0$ ) correspondiente, si  $p\text{-Value experimental} > p\text{-Value teórico}$ .

**FACTOR 1:** Nuestro  $p\text{-Value} = 0.010$  experimental es menor a 0.05, por lo cual se rechaza la hipótesis nula ( $H_0$ ). Se acepta la hipótesis alternativa ( $H_a$ ), y si hay efecto de la Concentración sobre el porcentaje de remoción.

**FACTOR 2:** Nuestro  $p\text{-Value} = 0.000$  experimental es menor a 0.05, por lo cual se rechaza la hipótesis nula ( $H_0$ ). Se acepta la hipótesis alternativa ( $H_a$ ), y si hay efecto del pH sobre el porcentaje de remoción.

**FACTOR 3:** El  $p\text{-Value} = 0.384$  experimental es mayor a 0.05, por lo cual se rechaza la hipótesis alternativa ( $H_a$ ), y se acepta la hipótesis nula ( $H_0$ ), no hay efecto del factor Velocidad de agitación sobre el porcentaje de remoción.

**INTERACCIÓN Concentración \* pH:** El  $p\text{-Value} = 0.017$  experimental es menor a 0.05, por lo cual se rechaza la hipótesis nula ( $H_0$ ), se acepta la hipótesis alternativa ( $H_a$ ), y se muestra un efecto

de la interacción Concentración \* pH en el porcentaje de remoción.

**INTERACCIÓN Concentración \* Velocidad de agitación:** El p-Value = 0.256 experimental es mayor de 0.05, por lo cual se rechaza la hipótesis alternativa ( $H_a$ ), se acepta la hipótesis nula ( $H_0$ ), y no se muestra efecto de interacción entre la concentración y la velocidad de agitación sobre el porcentaje de remoción.

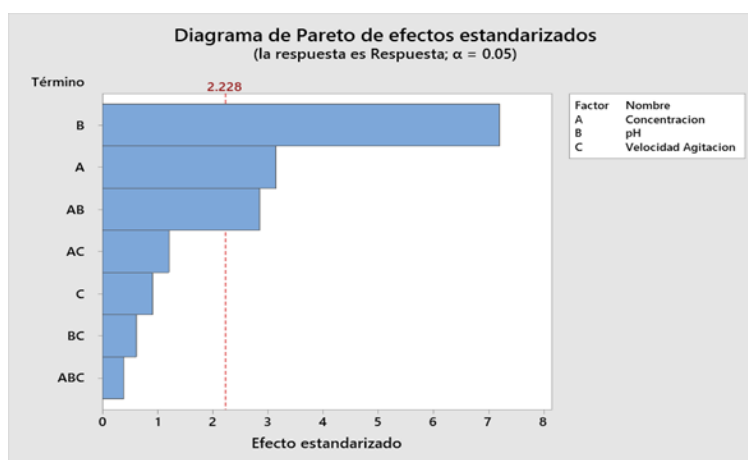
**INTERACCIÓN pH \* Velocidad de agitación:** El p-Value = 0.551 experimental es mayor de 0.05, por lo cual se rechaza la hipótesis alternativa ( $H_a$ ), se acepta la hipótesis nula ( $H_0$ ), no hay efecto de interacción entre el pH y la velocidad de agitación.

**INTERACCIÓN Concentración \* pH \* Velocidad de Agitación:** El p-Value = 0.710 experimental, es mayor que 0.05, por lo cual se rechaza la hipótesis alternativa ( $H_a$ ), se acepta la hipótesis nula ( $H_0$ ), no hay efecto en la interacción de los 3 factores en el porcentaje de remoción.

#### 5.4 Análisis de varianza a través de gráficos.

Se utilizaron gráficos como una herramienta complementaria para facilitar la comprensión visual de la interacción entre las variables (Concentración, valor de pH y velocidad de agitación) y su efecto sobre el porcentaje de remoción. Estos gráficos también demostraron la homogeneidad de los datos y su dispersión lineal, como se puede apreciar en los siguientes ejemplos:

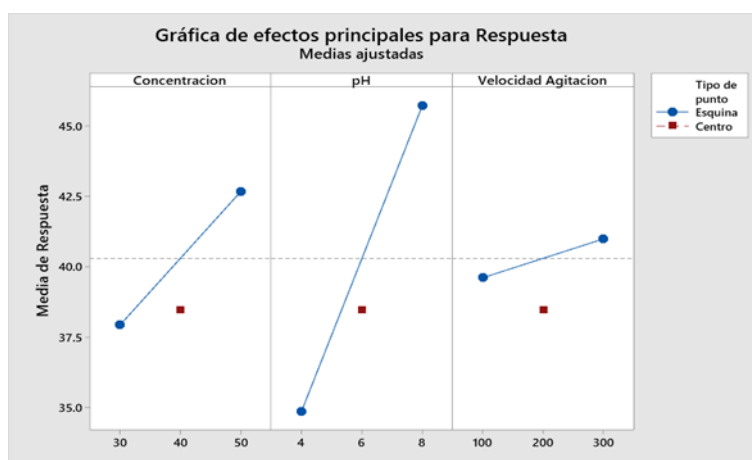
#### Gráfico de Pareto



**Figura N°20.** Gráfico de Pareto.  
Fuente: Minitab19.

Análisis del gráfico de Pareto: Los factores (B), (A) y (A\*B) rebasan el 2.228 el cual representa la línea acumulativa (la frecuencia de cada categoría o elemento, que va aumentando de forma progresiva), tienen un factor de significancia en el porcentaje de remoción de turbidez, entre ellos se encuentran: en primer lugar y con mayor influencia el factor (B) pH, la segunda mejor influencia en el porcentaje de remoción sería la concentración (A) y en tercer lugar la relación pH \* Concentración (AB). No presentando significancia la velocidad de agitación y las demás relaciones.

### Gráfico de efectos principales.



**Figura N°21.** Gráfico de efectos principales.  
Fuente: Minitab19.

Análisis del gráfico de efectos principales (a mayor pendiente, mayor interacción):

- Efecto del porcentaje de remoción de turbidez sobre la concentración tiene un efecto positivo.
- Efecto del porcentaje de remoción sobre el pH tiene un efecto positivo, en mayor grado.
- Efecto del porcentaje de remoción sobre la velocidad de agitación tiene un efecto positivo, en menor grado.

Podemos observar que la variable con mayor pendiente es la de pH, luego Concentración, de último y en menor grado la velocidad de agitación. Por tanto, la variable con mayor efecto es el pH.

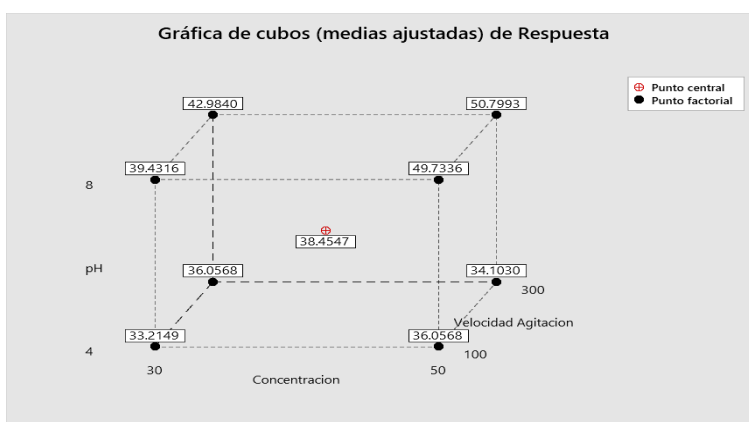
### Grafica de cubos.

Análisis del gráfico de cubos: el máximo valor con respecto al porcentaje de remoción de las 3 variables, se obtuvo:

- Para el pH se obtiene un valor de 8.
- Para la concentración un valor de 50 ppm.
- Para la agitación 300 rpm.

El mínimo valor con respecto al porcentaje de remoción de las 3 variables, se obtuvo:

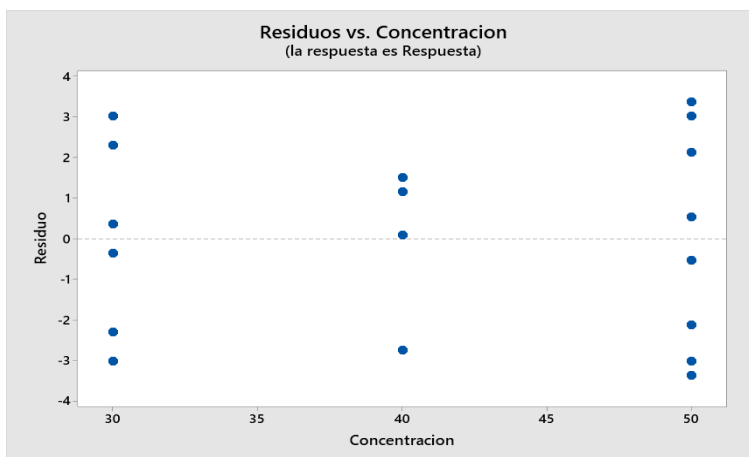
- Para el pH se obtiene un valor de 4.
- Para la concentración un valor de 30 ppm.
- Para la agitación 100 rpm.



**Figura N°22.** Grafica de cubos.  
Fuente: Minitab19.

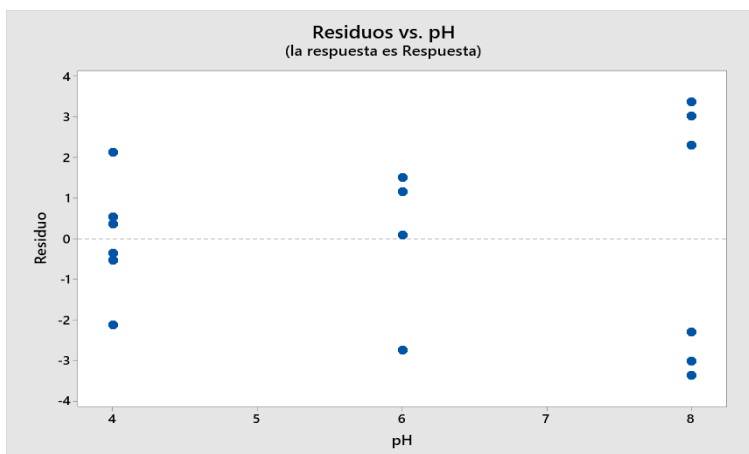
**Supuestos: los residuos deben de tener una varianza constante.**

En el supuesto 1.1. Se grafica **Residuos vs Concentración** con la finalidad de comprobar el supuesto de que los residuos deben tener una varianza constante y se encuentran distribuidos aleatoriamente.



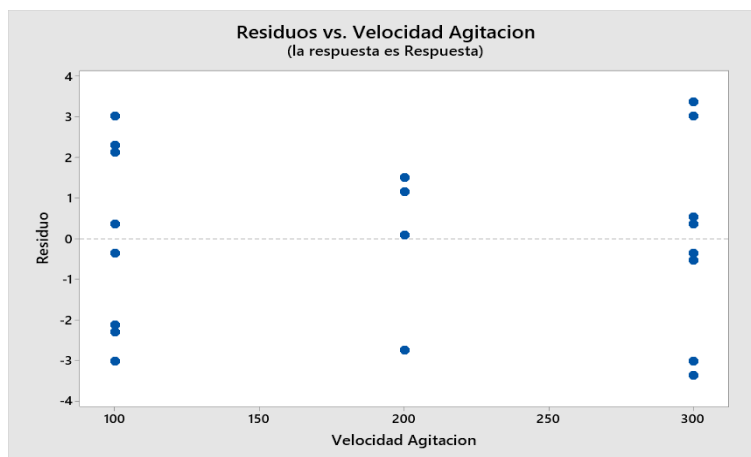
**Figura N°23.** Gráfico de Supuesto 2 (Residuos vs. Concentración).  
Fuente: Minitab19.

En el supuesto 1.2 se grafica **Residuos vs pH** con la finalidad de comprobar el supuesto de que los residuos deben tener una varianza constante y se encuentran distribuidos aleatoriamente.



**Figura N°24.** Gráfico de Supuesto 2 (Residuos vs pH).  
Fuente: Minitab19.

En el supuesto 1.3 se grafica **Residuos vs Velocidad de agitación** con la finalidad de comprobar el supuesto de que los residuos deben tener una varianza constante y se encuentran distribuidos aleatoriamente.



**Figura N°25.** Gráfico de Supuesto 2 (Residuos vs. Velocidad de Agitación).  
Fuente: Minitab19.

El gráfico de residuos frente a la velocidad de agitación (Figura N°24) se utiliza para evaluar la suposición de homogeneidad de la varianza, también conocida como homocedasticidad. Al observar los residuos en relación con la velocidad de agitación, confirmamos que la suposición de varianza constante se mantiene. Los residuos están distribuidos de manera uniforme a lo largo de los valores de velocidad de agitación, sin mostrar patrones discernibles de dispersión atípica. Esto indica que no hay evidencia de heterocedasticidad en el modelo, lo que sugiere que la varianza de los errores es homogénea y no varía sistemáticamente con la velocidad de agitación.

### **5.5 Análisis de los resultados obtenidos en el método de jarras y verificación del cumplimiento con la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09 “Aguas, Aguas residuales descargadas a un cuerpo receptor.”<sup>44</sup>**

Según la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09 “Aguas, Aguas residuales descargadas a un cuerpo receptor.” (Anexo N°14), en tabla N° 2 denominada Valores Máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al acuerpo receptor por tipo de actividad, sección IV: Productos de la industria alimentarias, bebidas, líquidos alcohólicos, tabaco y sucedáneos, numeral 5. Bebidas malteadas y de malta, que se presenta a continuación:

**Tabla 2. Valores máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al cuerpo receptor por tipo de actividad**

ACTIVIDAD	DQO (mg/l)	DBO <sub>5,20</sub> (mg/l)	Sólidos sedimentables (ml/l)	Sólidos suspendidos totales (mg/l)	Aceites y grasas (mg/l)
5. Bebidas malteadas y de malta	800	260	30	100	30

**Tabla N°24.** Valores máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al cuerpo receptor por tipo de actividad.<sup>43</sup>

Para determinar si la muestra de agua residual tratada con nopal nativo (*Opuntia dejecta*) cumplía con la Norma se procedió enviar dos muestras de agua al Departamento de Química Agrícola, Facultad de Agronomía, Universidad de El Salvador, el 29 de Julio de 2019 (**Anexo N°15**), donde las muestras fueron rotuladas de la siguiente manera: Agua residual: MXU0189-2019 y Agua tratada: MXU190-2019.

**Tabla N°25.** Resultados del análisis de Sólidos Totales y Sedimentables.

Muestra	Metodología	
	Sólidos totales (ppm)	Sólidos sedimentables (mL/L)
	Gravimétrico	Imhoff
MXU0189-2019	3400	4.50
MXU0190-2019	4440	0.10

Fuente: Departamento de Química Agrícola, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador.

**-Verificación del cumplimiento de la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09, a través de un gráfico comparativo del valor estipulado por la norma de agua residual y de agua tratada.**

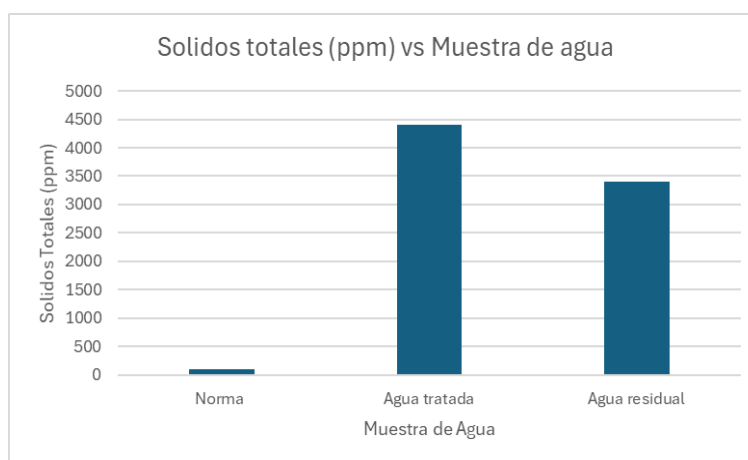
### Sólidos Totales

El resultado del análisis de la concentración sólidos totales (ppm) se presenta en la **Tabla N°25**, posteriormente, se graficó la concentración de sólidos totales (ppm) de la muestra de Agua Tratada y Agua Residual, comparando con el valor que establece la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09, ver **Figura N°26**.

**Tabla N°26.** Valor de Sólidos totales en las muestras de agua.

Muestra	Solidos totales (ppm)
Norma	100
Agua tratada	4400
Agua residual	3400

Fuente: Elaboración propia.

**Figura N°26.** Gráfico de Sólidos Totales vs. Muestra de Agua.

Fuente: Elaboración propia.

Análisis de gráfico: la muestra de agua aun tratada no cumple con la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09, superando lo establecido por 4,300 ppm, respecto a sólidos totales.

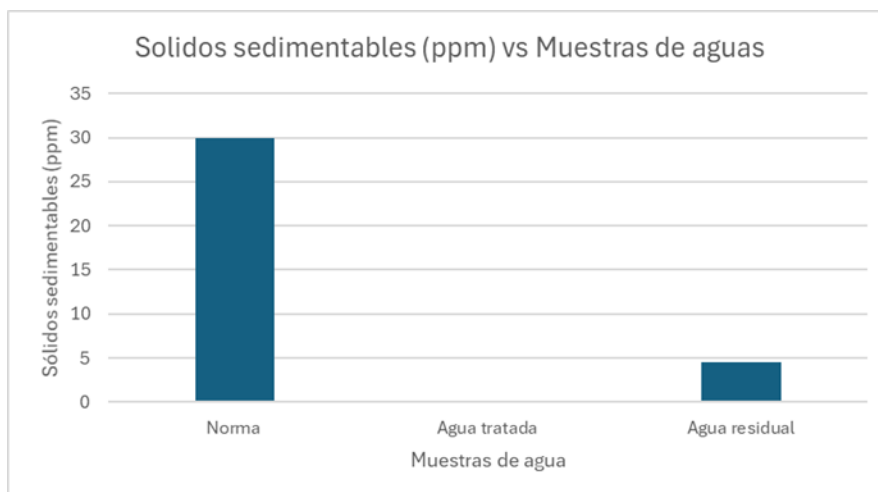
### Sólidos Sedimentables

El resultado del análisis de la concentración sólidos sedimentables (ppm) se presenta en la **Tabla N°25**, posteriormente, se graficó la concentración de sólidos sedimentables (ppm) de la muestra de Agua Tratada y Agua Residual, comparando con el valor que establece la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09, ver **Figura N°27**.

**Tabla N°27.** Valor de solidos sedimentables por muestra de agua.

Muestra	Solidos sedimentables (ppm)
Norma	30
Agua tratada	0.1
Agua residual	4.5

Fuente: Elaboración propia.



**Figura N°27.** Gráfico de Sólidos Sedimentables vs Muestras de Agua.  
Fuente: Elaboración propia.

Análisis de gráfico: La muestra de agua tratada cumple con la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09, por 29.9 mL/L. Respecto a sólidos sedimentables.

El cumplimiento normativo, el uso de coagulantes naturales y la eficiencia en el tratamiento tienen una importancia significativa para las grandes industrias, no solo en términos de cumplimiento legal, sino también en términos de beneficios económicos, reconocimiento ambiental y responsabilidad social.

Cumplir con las normativas ambientales, como la NSA 13.49.01:09, puede elevar el estatus de una empresa como líder en prácticas sostenibles. Esto puede traducirse en un reconocimiento positivo por parte de organismos reguladores y la comunidad.

Utilizar coagulantes naturales en lugar de químicos no solo ayuda a cumplir con las normas, sino que también posiciona a la empresa como innovadora en la gestión de aguas residuales. Ser pionero en el uso de soluciones sostenibles refuerza la imagen de la empresa como responsable y comprometida con el medio ambiente.

Los coagulantes naturales pueden ofrecer una alternativa más económica a los productos químicos tradicionales. Esto incluye costos asociados con la adquisición, almacenamiento, manejo y disposición de productos químicos, que pueden ser significativos.

Adoptar prácticas ecológicas y sostenibles refuerza el compromiso de la empresa con la responsabilidad social, lo que puede mejorar la relación con la comunidad local y los consumidores.

## **CAPÍTULO VI**

## 6.0 CONCLUSIONES.

- 6.1 Para la obtención del polvo coagulante se necesita una gran cantidad de muestra vegetal, para aumentar el porcentaje de rendimiento de obtención. En este experimento, se obtuvo un rendimiento del 3.97%.
- 6.2 La concentración de nopal y porcentaje de remoción no presenta relación directamente proporcional.
- 6.3 Del análisis fitoquímico preliminar se identificó en los cladodios de (*Opuntia dejecta*) la presencia de cumarinas, terpenoides, flavonoides, saponinas, taninos y azúcares.
- 6.4 Las condiciones óptimas para lograr un mayor porcentaje de remoción de turbidez son: concentración positiva en 50 ppm, velocidad de agitación positivo en 300 rpm y positivo en valor de pH igual a 8.
- 6.5 El nopal nativo (*Opuntia dejecta*) presenta un efecto como coagulante natural frente a aguas residuales, con un porcentaje de remoción de 54.53 % con las variables de concentración 50 ppm, pH 8 y velocidad de agitación 300 rpm (valores óptimos).
- 6.6 Las variables y condiciones con mayor importancia a tratar en experimento son pH y concentración y la interacción entre concentración-pH y la de menos influencia es la velocidad de agitación.
- 6.7 La muestra de agua tratada, no cumple con lo establecido en la Norma Salvadoreña Obligatoria NSA 13.49.01:09, por poseer demasiados sólidos totales, aun con el tratamiento del agua.
- 6.8 Los carbohidratos constituyen el 45.36% de su composición, indicando que estos son los principales responsables de su capacidad coagulante.

## **CAPÍTULO VII**

## 7.0 RECOMENDACIONES

- 7.1 Para la realización de futuras investigaciones, buscar la adición de mezclas de diferentes coagulantes químicos con nopal, para optimización de los resultados.
- 7.2 En futuras investigaciones, se deben buscar otros métodos o instrumentos para la filtración de la muestra de agua tratada antes de realizar análisis de sólidos totales y sólidos sedimentables.
- 7.3 Para futuras investigaciones, utilizar guantes de asbesto durante el proceso de recolección.
- 7.4 Para futuros investigadores de la Universidad de El Salvador, investigar el posible uso de la muestra vegetal de nopal nativo (*Opuntia dejecta*) en columnas de filtrado para muestra de aguas residuales.
- 7.5 Para futuros investigadores, realizar pruebas del tamaño de partícula del polvo de nopal en la eficiencia de coagulación de las muestras tratadas.
- 7.6 Para futuros investigadores de la Universidad de El Salvador, buscar un uso ecológico para el descarte del sedimento obtenido del agua tratada.
- 7.7 Para la industria de bebidas, evaluación de coagulantes naturales: Considerar el uso de coagulantes naturales, como el nopal nativo, en el tratamiento de aguas residuales y procesos de producción, evaluando su efectividad y costo-beneficio en comparación con los coagulantes químicos.
- 7.8 Para el Ministerio de Medio Ambiente, incentivos para el uso de coagulantes naturales: Se deben promover políticas e incentivos para el uso de coagulantes naturales en la industria y en el tratamiento de aguas residuales, apoyando investigaciones y desarrollos en esta área.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. UNESCO. Informe mundial sobre el desarrollo de los recursos hídricos [Internet]. UNESCO; c2021 [citado 9 de junio de 2024]. Disponible en: [https://unesdoc.unesco.org/ark:/48223/pf0000247552\\_spa](https://unesdoc.unesco.org/ark:/48223/pf0000247552_spa).
2. Reciclados Ballester. Bidones de plástico, uso y características [Internet]. Reciclados Ballester; 2016 [citado 9 de junio de 2024]. Disponible en: <https://recicladosballester.com/bidones-plastico-uso-caracteristicas/>
3. Harris DC. Quantitative chemical analysis & eBook access card. W.H. Freeman & Company; 2010.
4. Mauseth JD. Navigate 2 advantage access for botany: An introduction to plant biology. 6th ed. Jones & Bartlett; 2016.
5. Metcalf & Eddy Inc., Tchobanoglous G, Burton FL, Tsuchihashi R, Stensel HD. Wastewater engineering: Treatment and resource recovery. 5th ed. Columbus, OH: McGraw-Hill Education; 2014.
6. García-Alcaraz JL, Rubio-Pérez L. Coagulación y floculación en el tratamiento de aguas. In: En Tratamiento de aguas residuales. 2016. p. 83–112.
7. World Health Organization. Guías para la calidad del agua de consumo humano: Cuarta edición que incorpora la primera adenda [Internet]. World Health Organization; 24 de abril de 2017 [citado 9 de junio de 2024]. Disponible en: <https://www.who.int/es/publications/i/item/9789241549950>
8. Atkins P, De Paula J. Atkins' physical chemistry. 9th ed. London, England: Oxford University Press; 2010.
9. Skoog DA, West DM, Holler F, Crouch SR. Fundamentals of analytical chemistry. 8th ed. Andover, England: Cengage Learning EMEA; 2003.
10. World Health Organization. Chemicals of public concerns I Asbestos [Internet]. World Health

Organization; [citado 9 de junio de 2024]. Disponible en: <https://www.who.int/teams/environment-climate-change-and-health/chemical-safety-and-health/health-impacts/chemicals/asbestos>

11. Jayaveera KN. A Textbook of Pharmacognosy and Phytochemistry. New Delhi, India: S Chand; 2014.
12. American Public Health Association. Standard methods for the examination of water and wastewater. 23rd ed. Rice EW, Baird RB, Eaton AD, editors. American Water Works Association; 2017.
13. Pimienta-Barrios E, Soriano-Martínez S. Diversidad de cactáceas en la costa sur de Guatemala. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 2013;4(4):731–43.
14. Belitz H-D, Grosch W, Schieberle P. Food Chemistry. Berlin, Germany: Springer; 2016.
15. Poole CF. The Essence of Chromatography. Amsterdam: Elsevier Science; 2003.
16. Laboratory Chemicals | FUJIFILM Wako Chemicals U.S.A. Corporation [Internet]. [citado 9 de junio de 2024]. Disponible en: <https://labchem-wako.fujifilm.com>
17. Martin A, Bustamante P, Chun A. Physical Pharmacy: Physical Chemical Principles in the Pharmaceutical Sciences. 1993;209–44.
18. Miranda M, Cuellar A. Manual de técnicas para el laboratorio de productos naturales. Hernández LM, editor. La Paz; 2008.
19. Gómez GIG. MANUAL DE ANÁLISIS DE AGUAS [Internet]. Edu.co. [citado 9 de junio de 2024]. Disponible en: <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/55218/manualdeanalisisdeaguas.pdf>.
20. Pulido HG, de la Vara Salazar R, Carrasco AC, Sánchez MO. Análisis y diseño de experimentos. 2008.
21. iNaturalist Mexico. Nopal chumbera (Opuntia dejecta) [Internet]. [citado 9 de junio de 2024]. Disponible en: <https://mexico.inaturalist.org/taxa/274359-Opuntia-dejecta>

22. Cerén López JG, Menjívar Cruz JE, Arias Montes AS. Diversidad de cactus de El Salvador. 1a ed. San Salvador, El Salvador: Museo de Historia Natural de El Salvador; 2015.
23. Kiesling R, Ferrari O. 100 cactus argentinos. En: Editorial Albatros. Buenos Aires. 2005.
24. Vásquez O. Extracción de coagulantes naturales del nopal y aplicación en la clarificación de aguas superficiales. Monterrey; 1994.
25. Scribd. Tamizaje Fitoquímico en Las Hojas Frescas de Laurelillo Cordia [Internet]. [citado 20 de junio de 2024]. Disponible en: <https://es.scribd.com/document/726985163/tamizaje-fitoquimico-en-las-hojas-frescas-de-laurelillo-cordia>
26. Pontificia Universidad Católica del Perú. Investigación fitoquímica: métodos en el estudio de productos naturales [Internet]. 1994 [citado 20 de junio de 2024]. Disponible en: <https://repositorio.pucp.edu.pe/index/handle/123456789/181719>
27. Núñez M, Martínez ML, Toledo R, Santamaría A, Guardado U. Manual de Farmacognosia, Ciclo I/2017. 2017.
28. Méndez AM, Penieres Carrillo JG, Ortega Jiménez F. Cromatografía en capa fina y columna. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM; septiembre 2023.
29. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Estrategia nacional de recursos hídricos 2013. 2013 [citado 15 de junio de 2024]. Disponible en: <http://rcc.marn.gob.sv/xmlui/handle/123456789/188>
30. Servicio Nacional de Estudios Territoriales (MARN). Estrategias de Descontaminación de los ríos Acelhuate, Sucio y Suquiapa [Internet]. Dirección General de Observatorio de Amenazas y Recursos Naturales. 2002 [citado 15 de junio de 2024]. Disponible en: <http://www.snet.gob.sv/estudios/uploads/DOCUMENTO.ESTRATEGIAS.pdf>
31. Gobierno de El Salvador. Plan Nacional de Gestión Integrada del Recurso Hídrico de El Salvador, con énfasis en zonas prioritarias [Internet]. [citado 15 de junio de 2024]. Disponible en: <https://acortar.link/eGW46b>

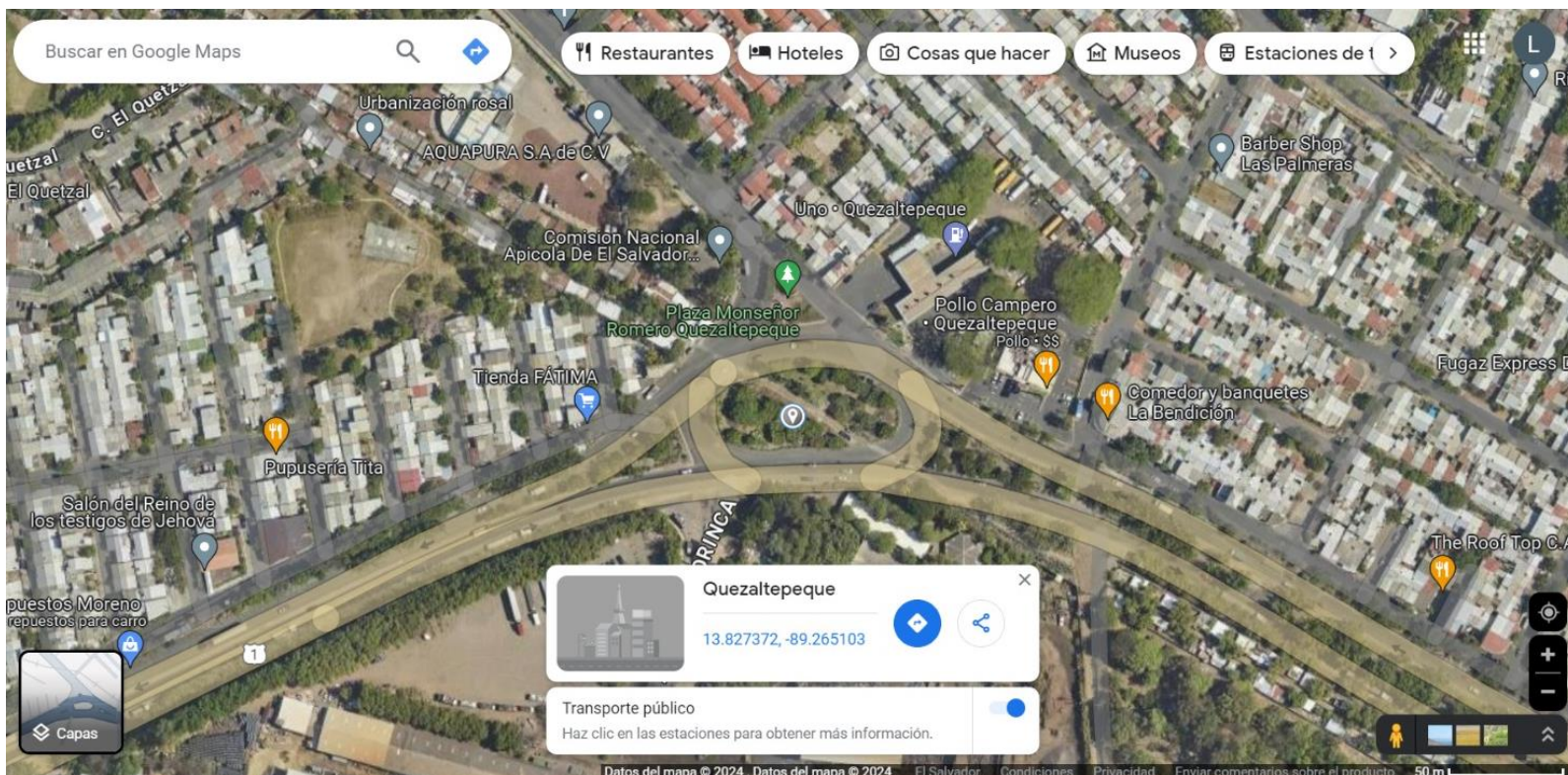
32. Avalos Ochoa AA, Pineda Mancía YJ, Rodríguez-Urrutia EA, Arias-de Linares AY, Arriaza-Alfaro CM. Evaluación de la planta de tratamiento de aguas residuales del municipio de La Palma, departamento de Chalatenango, El Salvador [Internet]. Vol. 3, Revista Agrociencia. Universidad de El Salvador; 2020. Disponible en: <https://zenodo.org/records/10805291>
33. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Reglamento especial de aguas residuales. 2000 [citado 16 de junio de 2024]. Disponible en: <http://rcc.marn.gob.sv/xmlui/handle/123456789/284>
34. Gómez Puentes NA. REMOCIÓN DE MATERIA ORGÁNICA POR COAGULACIÓN - FLOCULACIÓN [Internet]. [citado 16 de junio de 2024]. Disponible en: <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/2841/nestoralejandrogomezpuentes.2005.pdf?sequence=1>
35. López YAO, Oliveros PAV. Comparación de la capacidad coagulante del llantén plantado mayor (sp) frente al coagulante convencional sulfato de aluminio en agua residual doméstica sintética. Universidad de La Salle; 2016.
36. Flórez C, Miguel J. CLARIFICACIÓN DE AGUAS USANDO COAGULANTES POLIMERIZADOS: CASO DEL HIDROXICLORURO DE ALUMINIO. Dyna (Medellin) [Internet]. 2011 [cited 2024 Jun 16];78(165):18–27. Available from: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0012-73532011000100002](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0012-73532011000100002)
37. Andia CY. TRATAMIENTO DE AGUA [Internet]. [citado 16 de junio de 2024]. Disponible en: <http://www.ingenieroambiental.com/4014/andia.pdf>
38. Martínez García J, González Silgado LE. Evaluación del poder coagulante de la tuna (*opuntia ficus indica*) para la remoción de turbidez y color en aguas residuales [Internet]. Universidad de Cartagena; 2012 [cited 2024 Jun 16]. p. 366. Disponible en: <https://repositorio.unicartagena.edu.co/handle/11227/137>
39. Montgomery DC. Diseño y análisis de experimentos. Editorial Limusa S.A. De C.V; 2005.
40. Pérez López C. Muestreo Estadístico - Conceptos y Problemas Resueltos. Pearson Educación; 2006.

41. The United States Pharmacopeial Convention, 12601 Twinbrook Parkway, Rockville, MD 20852, Estados Unidos de America. Farmacopea De Los Estados Unidos De America Usp 30, Nf 25, Volumen 1. 2007.
42. Porras AML. Diseño estadístico de experimentos, análisis de la varianza y temas relacionados: tratamiento informático mediante SPSS. 2001.
43. Minitab Statistical Software [Internet]. Minitab.com. [citado 27 de junio de 2024]. Disponible en: <https://www.minitab.com/es-mx/products/minitab/>
44. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT). NSO 13.49.01:09 Agua. Aguas residuales descargadas a un cuerpo receptor. San Salvador: CONACYT; 2009.

## **ANEXOS**

## **ANEXO N°1**

Fotografías de la recolección de muestra.



**Figura N°28.** Mapa de sitio de recolección de muestra.  
Fuente: Google maps.



Cladodio de nopal.



Corte de muestra.



Muestra a identificar.



Muestra a identificar.

**Figura N°29.** Primera recolección de muestra de nopal nativo (*Opuntia dejecta*).  
Fuente: Elaboración propia.



Corte de cladodios.



Corte de cladodios.



Corte de cladodios.

**Figura N°30.** Segunda recolección de muestra de nopal nativo (*Opuntia dejecta*).  
Fuente: Elaboración propia.

**ANEXO N°2**

Constancia de identificación de *Opuntia dejecta*.



MINISTERIO  
DE CULTURA

Bachiller Silvia Elizondo Benítez  
Bachiller Lucía Beatriz Santos  
Estudiantes de la Facultad de Química y Farmacia  
Universidad de El Salvador.  
Presente

Por este medio hago constar que la muestra recolectada en Rotonda Francisco Morazán, Municipio de Quezaltepeque, Departamento de La Libertad a 13° 49' 38'' N, Longitud: 89° 18' 53'' W, Altitud de 452 m s.n.m, en fecha 23 de septiembre de 2021, con características arbusto de 2 metros de alto, flores rosadas, frutos inmaduros en formación. Dada la información y al observar la muestra se determina que pertenece a la especie ***Opuntia dejecta*** Salm-Dyckel cual pertenece a la familia **Cactaceae**, dicha muestra será depositada en la colección nacional del herbario MHES del Museo de Historia Natural de El Salvador y su número de Voucher es J.Menjivar et al. 5207.

Para los usos que estime conveniente se extiende la presente constancia de identificación de muestra botánica a los 28 días de septiembre del año 2021.

F.

Licda. Jenny E. Menjívar Cruz  
Curadora Herbario MHES

Coordinadora Colecciones de Historia Natural MUHNES.



---

Dirección General de Museos y Salas de Exhibición  
Museo de Historia Natural de El Salvador  
Teléfonos (503) 2270 9228, 2270 1387; muhnes@cultura.gob.sv  
[www.cultura.gob.sv](http://www.cultura.gob.sv)

**Figura N°31.** Constancia de identificación de *Opuntia dejecta*.  
Fuente: Dirección General de Museos y Salas de Exhibición

### **ANEXO N°3**

Fotografías de la recolección de muestra de aguas residuales.



Recolección de muestra.



Tanque de agua residual.



Recolección de muestra.



Bidones con muestra de agua recolectada.

**Figura N°32.** Recolección de muestras de aguas residuales.  
Fuente: Elaboración propia.

#### **ANEXO N°4**

Pretratamiento, secado y disminución de partículas de la muestra vegetal.



Muestra vegetal de nopal nativo



Separación de cladodios.



Limpieza y retiro de espinas de cladodios.



Retiro de corteza de cladodios.

**Figura N°33.** Pretratamiento de la muestra vegetal.  
Fuente: Elaboración propia.



Muestra vegetal lista para cortar.



Cortado de muestra vegetal.



Colocación en bandejas



Pesado de muestra vegetal fresca.

**Figura N°33.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.



Muestra vegetal lista para secado.



Programación de estufa: 40°C por 24 horas para secado.



Muestra vegetal seco.



Recolección de muestra vegetal seca.

**Figura N°34.** Secado de la muestra vegetal.  
Fuente: Elaboración propia.



Introducir muestra seca al molino



Molido de muestra vegetal.



Limpieza de molino.



Pesado de muestra vegetal molida.

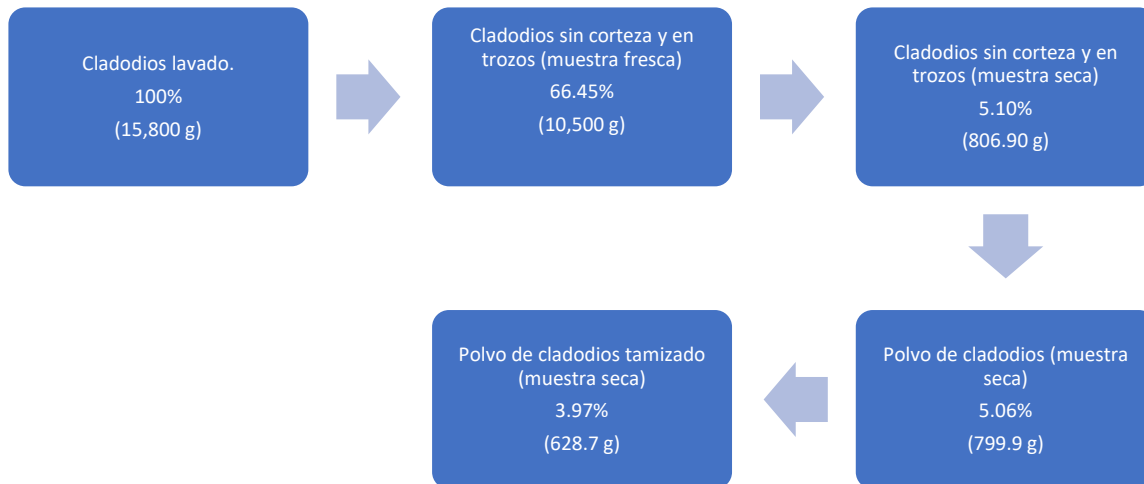
**Figura N°35.** Disminución de partícula de la muestra vegetal.  
Fuente: Elaboración propia.

## **ANEXO N°5**

Esquema de porcentaje de la pérdida de peso.

- **Esquema del porcentaje de la pérdida de peso del pretratamiento, secado y disminución de partícula de la muestra vegetal.**

A través de los datos de peso obtenidos durante cada etapa del procesamiento de la muestra vegetal, se calculó el porcentaje de material vegetal perdido.



**Figura N°36.** Esquema de porcentaje de pérdida de peso.  
Fuente: Elaboración propia.

A través de una regla de tres se calculó los porcentajes.

Ejemplo:

Para Cladodios sin corteza y en trozos (muestra fresca)

Peso cladodios enteros: 15,800g

Peso cladodios sin corteza y en trozos: 10,500g.

15,800g ----- 100%

10,500g ----- X= 66.45%

## **ANEXO N°6**

Preparación de reactivos.

## MATERIALES Y CRISTALERIA

### EQUIPOS

- pH metro (Metro UltraBasic Benchtop pH Meter, Denver Instrument).
- Fotómetro (Photometer SQ 118, Merck).
- Molino de materia vegetal.
- Hot plate con agitador magnético.
- Balanza granataria.
- Estufa (Thermo Scientific)

### REACTIVOS:

- Etanol 70°
- Tricloruro de hierro al 1%
- Reactivo de Fehling A y B
- Acetato de etilo: n-hexano (1:1)
- Hidróxido de potasio 5% en metanol
- Diclorometano: Metanol (1:1)
- Acetato de etilo: n-hexano (7:3)
- Reactivo de Baljet
- Extracto de jambilama
- Acetato de etilo: metanol: agua (8:1:1)
- Reactivo revelador Kedde
- Cloruro de metileno: metanol: agua (6:1:3)
- Solución vainillina 1% en etanol
- Cloruro de metileno: metanol (7:3)
- Tricloruro de hierro 1% en metanol
- Tricloruro de aluminio en etanol.
- Acetato de metileno: metanol: agua (8:1.5:0.5)
- Reactivo de Dragendorff
- Hidróxido de sodio 6M

### PREPARACIÓN DE REACTIVOS

- Preparación de 100 mL de solución de Tricloruro de hierro al 1%

1. Pesar un gramo de cloruro férrico anhidrido en un vaso de precipitado de 100 mL.
  2. Disolver el cloruro férrico anhidro en 50 mL de agua destilada, agitando hasta completar la solubilidad.
  3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con agua destilada.
  4. Homogenizar la solución.
- Preparación de 100 mL de solución de reactivo Fehling A
    1. Pesar 7 g de sulfato de cobre pentahidratado en un vaso de precipitado de 100 mL.
    2. Agregar 70 mL de agua destilada al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
    3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con agua destilada.
    4. Homogenizar la solución.
  - Preparación de 100 mL de solución de reactivo Fehling B
    1. Pesar 35 g de sulfato de Tartrato de sodio y potasio en un vaso de precipitado de 100 mL y agregar 10 g de hidróxido de sodio.
    2. Agregar 70 mL de agua destilada al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
    3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con agua destilada.
    4. Homogenizar la solución.
  - Preparación de 10 mL de solución de Acetato de etilo: n-Hexano (1:1)
    1. Medir 5 mL de solución de Acetato de etilo en una pipeta volumétrica de 5 mL.
    2. Medir 5 mL de solución de n-Hexano en una pipeta volumétrica de 5 mL.
    3. Transferir ambas soluciones a un vaso de precipitado de 10 mL.
    4. Agitar suavemente.
  - Preparación de 100 mL de solución de Hidróxido de potasio al 5% en metanol.
    1. Pesar 5 g de Hidróxido de potasio en un vaso de precipitado de 100 mL.
    2. Agregar 70 mL de metanol al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
    3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con metanol.
    4. Homogenizar la solución.
  - Preparación de 10 mL de solución de diclorometano: metanol (1:1)
    1. Medir 5 mL de solución de diclorometano en una pipeta volumétrica de 5 mL.
    2. Medir 5 mL de solución de metanol en una pipeta volumétrica de 5 mL.

3. Transferir ambas soluciones a un vaso de precipitado de 10 mL.
  4. Agitar suavemente.
- Preparación de 10 mL de solución de n-hexano: acetato de etilo (7:3) Agregar
    1. Medir 7 mL de solución de n-hexano en una probeta de 10 mL.
    2. Medir 3 mL de solución de acetato de etilo en una probeta de 5 mL.
    3. Transferir ambas soluciones a un vaso de precipitado de 10 mL.
    4. Agitar suavemente.

- Preparación de 100 mL de solución de reactivo de Baljet.

#### Solución A

1. Pesar 1 g de ácido pícrico en un vaso de precipitado de 50 mL.
2. Agregar 30 mL de etano 90° al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
3. Trasferir a un balón volumétrico de 50 mL y aforar con etanol 90°.
4. Homogenizar la solución.

#### Solución B

1. Pesar 5 g de hidróxido de sodio en un vaso de precipitado de 50 mL.
2. Agregar 30 mL de agua destilada al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
3. Trasferir a un balón volumétrico de 50 mL y aforar con agua destilada.
4. Homogenizar la solución.

Reactivo Baljet mezclar volúmenes iguales de la solución A y B.

- Preparación de 10 mL de solución de acetato de etilo: metanol: agua (8:1:1)
  1. Medir 8 mL de solución de acetato de etilo en una probeta de 10 mL.
  2. Medir 1 mL de solución de metanol en una pipeta volumétrica de 1 mL.
  3. Medir 1 mL de agua destilada en una pipeta volumétrica de 1 mL.
  4. Transferir las soluciones a un vaso de precipitado de 10 mL.
  5. Agitar suavemente.

- Preparación de 100 mL de solución de reactivo de Kedde.

#### Solución A

1. Pesar 1 g de ácido 3,5 dinitrobenzónico en un vaso de precipitado de 50 mL.
2. Agregar 30 mL de metanol al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
3. Trasferir a un balón volumétrico de 50 mL y aforar con metanol.

4. Homogenizar la solución.

#### Solución B

1. Pesar 2.85 g de hidróxido de potasio en un vaso de precipitado de 50 mL.
2. Agregar 30 mL de metanol al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
3. Trasferir a un balón volumétrico de 50 mL y aforar con metanol.
4. Homogenizar la solución.

Reactivo Kedde mezclar volúmenes iguales de la solución A y B.

- Preparación de 10 mL de solución de cloruro de metileno: metanol: agua (6:3:1)
  1. Medir 6 mL de solución de cloruro de metileno en una probeta de 10 mL.
  2. Medir 3 mL de solución de metanol en una probeta de 5 mL.
  3. Medir 1 mL de agua destilada en una pipeta volumétrica de 1 mL.
  4. Transferir las soluciones a un vaso de precipitado de 10 mL.
  5. Agitar suavemente.
- Preparación de 100 mL de solución de vainillina al 1 % en etanol
  1. Pesar 1 g de vainillina en un vaso de precipitado de 100 mL.
  2. Agregar 70 mL de etanol al vaso de precipitado, agitando hasta completar la solubilidad.
  3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con etanol.
  4. Homogenizar la solución.
- Preparación de 10 mL de solución de cloruro de metileno: metanol (7:3)
  1. Medir 7 mL de solución de cloruro de metileno en una probeta de 10 mL.
  2. Medir 3 mL de solución de metanol en una probeta de 5 mL.
  3. Transferir ambas soluciones a un vaso de precipitado de 10 mL.
  4. Agitar suavemente.
- Preparación 100 mL de solución de tricloruro de hierro al 1% en metanol.
  1. Pesar 1 gramo de tricloruro de hierro en un vaso de precipitado de 100 mL.
  2. Disolver el tricloruro de hierro en 70 mL de metanol, agitando hasta completar la solubilidad.
  3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con metanol.
  4. Homogenizar la solución.
- Preparación de 100 mL de solución de tricloruro de aluminio al 1% en etanol
  1. Pesar 1 gramo de tricloruro de aluminio en un vaso de precipitado de 100 mL.

2. Disolver el tricloruro de aluminio en 70 mL de etanol, agitando hasta completar la solubilidad.
  3. Transferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con etanol.
  4. Homogenizar la solución.
- Preparación de 10 mL de solución de acetato de metileno: metanol: agua (8:1.5:0.5)
    1. Medir 8 mL de solución de acetato de metileno en una probeta de 10 mL.
    2. Medir 1.5 mL de solución de metanol en una probeta de 5 mL.
    3. Medir 0.5 mL de agua destilada en una probeta de 5 mL.
    4. Transferir las soluciones a un vaso de precipitado de 10 mL.
    5. Agitar suavemente.
  - Preparación de 100 mL de solución de reactivo de Dragendorff
- Solución A
1. Pesar 8 gramo de nitrato de bismuto penta hidratado en un vaso de precipitado de 100 mL.
  2. Disolver el nitrato de bismuto penta hidratado en 20 mL de ácido nítrico, agitando con cuidado hasta completar la solubilidad.
- Solución B
1. Pesar 27.2 g de yoduro de potasio en un vaso de precipitado de 100 mL.
  2. Disolver el yoduro de potasio en 50 mL de agua destilada, agitar cuidadosamente hasta completar solubilidad
- Solución final
1. Mezclar soluciones A y B, dejar reposar por 24 h.
  2. Decantar el sobrenadante.
  3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con agua destilada.
  4. Homogenizar la solución.
- Preparación de 100 mL de solución de hidróxido de sodio 6M
    1. Pesar 24 gramos de hidróxido de sodio en un vaso de precipitado de 100 mL.
    2. Disolver el hidróxido de sodio en 50 mL de agua destilada, agitando hasta completar la solubilidad.
    3. Trasferir a un balón volumétrico de 100 mL y aforar con agua destilada.
    4. Homogenizar la solución.

**ANEXO N°7**  
Cromatografía Capa Fina

Se han registrado diferencias en el valor  $R_f$  cuando los cromatogramas se desarrollan en la dirección de las fibras del papel (dirección de máquina) en comparación con los desarrollados en ángulos rectos con respecto a las fibras; por lo tanto la orientación de las fibras del papel con respecto al flujo de disolvente se debe mantener constante en una serie de cromatogramas. (Por lo general, el fabricante indica la dirección de máquina en los paquetes de papel para cromatografía.)

### Cromatografía Descendente

En la cromatografía descendente, la fase móvil fluye hacia abajo en la hoja cromatográfica.

**Aparato**—El equipo esencial para cromatografía descendente comprende lo siguiente:

Una *cámara hermética al vapor* provista de entradas para agregar el disolvente o para liberar la presión interna. Preferentemente, la cámara se construye de vidrio, acero inoxidable o porcelana y está diseñada de manera que se pueda observar el progreso de la corrida cromatográfica sin abrir la cámara. Los cilindros de vidrio altos son convenientes, usando tapas y sellos adecuados, si son herméticos al vapor.

Una *gradilla de material resistente a la corrosión* aproximadamente 5 cm más corta que la altura interior de la cámara. La gradilla sirve como soporte para las cubetas de solventes y para las varillas antisifón que, a su vez, sostienen la hoja cromatográfica.

Una o varias *cubetas de vidrio* capaces de contener un volumen de disolvente mayor que el necesario para una corrida cromatográfica. La longitud de las cubetas debe ser mayor que el ancho de las hojas cromatográficas.

*Varillas antisifón de vidrio pesadas*, sostenidas por la gradilla y colocadas por fuera del borde de la cubeta de vidrio, en paralelo al borde y ligeramente por encima.

*Hojas cromatográficas* de papel de filtro especial de un ancho no menor de 2,5 cm y no mayor que la longitud de las cubetas, cortadas a una longitud aproximadamente igual a la altura de la cámara. Se traza una línea fina con lápiz horizontalmente a través del papel de filtro a una distancia del borde tal que, cuando la hoja se suspenda de las varillas antisifón con el extremo superior del papel apoyado en la cubeta y la porción inferior del papel colgando libre y suspendido en la cámara, la línea quede ubicada a unos pocos centímetros por debajo de las varillas. Se debe tener cuidado para evitar que se contamine el papel de filtro por manipulación excesiva o por contacto con superficies sucias.

**Procedimiento**—Se disuelve la sustancia o sustancias que se van a analizar en un disolvente adecuado. Se aplican volúmenes convenientes, medidos con micropipetas adecuadas, de la solución resultante que contengan normalmente de 1  $\mu\text{g}$  a 20  $\mu\text{g}$  del compuesto, en manchas de 6 mm a 10 mm y con una separación de no menos de 3 cm, a lo largo de la línea trazada con lápiz. Si el volumen total que se debe aplicar produce manchas de un diámetro mayor de 6 mm a 10 mm, se aplica en varias porciones separadas sobre la misma mancha, dejando secar cada porción antes de aplicar la siguiente.

La hoja cromatográfica con las manchas se suspende en la cámara utilizando la varilla antisifón, que sostiene el extremo superior de la hoja en la cubeta del disolvente. El fondo de la cámara está cubierto con la fase móvil indicada. La saturación de la cámara con el vapor del disolvente se facilita revistiendo las paredes del interior con un papel humedecido con la fase móvil indicada. Es importante asegurar que la porción de la hoja que cuelga por debajo de las varillas esté suspendida libremente en la cámara sin tocar la gradilla o las paredes de la cámara o el líquido que está en el interior de la cámara. La cámara está sellada para permitir su equilibrio (saturación) y el del papel con el vapor del disolvente. Si fuera necesario, se liberará cualquier exceso de presión que se produzca. En el caso de cámaras grandes, puede ser necesario equilibrarlas durante toda la noche.

Un volumen de fase móvil que exceda el volumen requerido para el desarrollo completo del cromatograma se satura por agitación con la fase estacionaria. Después de equilibrar la cámara, la fase móvil preparada se introduce en la cubeta a través de la entrada. Luego se cierra la entrada y se deja que la fase móvil se desplace hacia abajo la distancia deseada sobre el papel. Se deben tomar precauciones para

evitar que el disolvente corra hacia abajo sobre el papel cuando se abre la cámara y se retira el cromatograma. La ubicación del frente de la fase móvil se marca rápidamente y luego se secan las hojas.

El cromatograma se observa y se mide directamente o después de un revelado adecuado para localizar las manchas del fármaco o de los fármacos aislados. La sección o secciones del papel que previamente se ha determinado que contienen el fármaco o fármacos aislados pueden cortarse y eluirse con un disolvente apropiado y las soluciones se pueden llevar a un volumen conocido y se pueden analizar cuantitativamente mediante técnicas químicas o instrumentales apropiadas. Deben realizarse procedimientos similares con distintas cantidades del estándar de referencia aplicadas de modo similar sobre el mismo papel, en el rango de concentraciones que corresponda, para preparar una curva de calibración válida.

### Cromatografía Ascendente

En la cromatografía ascendente, el borde inferior de la hoja (o tira) se sumerge en la fase móvil para permitir que la fase móvil ascienda en la hoja cromatográfica por capilaridad.

**Aparato**—El equipo esencial para la cromatografía ascendente es básicamente el mismo que se describió en la *Cromatografía Descendente*.

**Procedimiento**—Los materiales de prueba se aplican a las hojas cromatográficas según se indica en la *Cromatografía Descendente* por encima del nivel hasta el que se sumerge el papel en la fase móvil. El fondo de la cámara de desarrollo está cubierto con la fase móvil indicada. Si se emplea un sistema de dos fases, se agregan ambas fases. También es deseable revestir las paredes de la cámara con papel y saturar este revestimiento con la fase móvil. Las cubetas de disolvente vacías se colocan en el fondo de la cámara y las hojas cromatográficas se suspenden de manera tal que el borde inferior en el que se han aplicado las soluciones cuelgue libremente dentro de la cubeta vacía.

La cámara se sella y se deja que se equilibre como se describe en la *Cromatografía Descendente*. Luego se agrega a la cubeta la fase móvil a través de la entrada en una cantidad que exceda la requerida para humedecer por completo la hoja cromatográfica. Se sella nuevamente la cámara. Cuando el frente de la fase móvil haya alcanzado la altura deseada, se abre la cámara, la hoja se retira y se seca.

El análisis cuantitativo de las manchas se puede realizar como se describe en la *Cromatografía Descendente*.

### CROMATOGRAFÍA EN CAPA DELGADA

En la cromatografía en capa delgada, el adsorbente es una capa relativamente delgada y uniforme de material seco, reducido a polvo fino, que se aplica sobre una lámina o placa de vidrio, plástico o metal; las que se utilizan más comúnmente son las placas de vidrio. La placa recubierta puede considerarse una "columna cromatográfica abierta" y las separaciones logradas pueden basarse en la adsorción, la partición o una combinación de ambos efectos, según el tipo específico de fase estacionaria, su preparación y los disolventes empleados. La cromatografía en capa delgada de capas de intercambio iónico puede emplearse para separar compuestos polares. La identificación presuntiva se puede efectuar mediante la observación de las manchas o zonas con valores  $R_f$  idénticos y de magnitud aproximadamente igual, obtenidos respectivamente cromatografiando una muestra desconocida y una muestra de referencia en la misma placa. Una comparación visual del tamaño o intensidad de las manchas o zonas puede servir para una estimación semicuantitativa. Las mediciones cuantitativas se pueden efectuar mediante densitometría (mediciones de absorbancia o de fluorescencia) o bien pueden retirarse cuidadosamente las manchas de la placa, luego eluirse con un disolvente adecuado y medirse espectrofotométricamente. Para la cromatografía en capa delgada bidimensional, la placa, una vez cromatografiada, se gira en ángulo recto y se cromatografía de nuevo, generalmente en otra cámara equilibrada con una fase móvil diferente.

**Aparato**—El equipo y los materiales aceptables para la cromatografía en capa delgada comprenden lo siguiente:

Una placa para cromatografía en capa delgada (TLC, por sus siglas en inglés) o para cromatografía en capa delgada de alta resolución (HPTLC, por sus siglas en inglés). Por lo general, la cromatografía se lleva a cabo utilizando hojas o placas previamente recubiertas (en soporte de vidrio, aluminio o poliéster) de tamaño adecuado. Puede ser necesario limpiar las placas antes de la separación. Esto se puede lograr mediante migración de un disolvente adecuado o inmersión en él. Las placas también pueden estar impregnadas mediante procedimientos como por ejemplo el desarrollo, la inmersión o el rociado. En el momento de uso, las placas se pueden activar, si fuera necesario, calentándolas en una estufa a 120° durante 20 minutos. La fase estacionaria de las placas de TLC tiene un tamaño de partícula promedio de 10–15 µm y el de las placas de HPTLC un tamaño de partícula promedio de 5 µm. Se pueden utilizar placas comerciales con una zona preadsorbente si su uso se especifica en una monografía. La muestra aplicada a la región preadsorbente se desarrolla en forma de bandas estrechas y definidas en la interfase entre el preadsorbente y el sorbente. Alternativamente, se pueden recubrir placas de vidrio planas de tamaño conveniente, normalmente de 20 cm × 20 cm, según se describe en la *Preparación de Placas Cromatográficas*.

Un dispositivo de aplicación manual, semiautomático o automático adecuado se puede utilizar para asegurar una colocación correcta de la placa y una apropiada transferencia de la muestra, con respecto al volumen y a la posición, a la placa. Alternativamente se puede utilizar una planilla como guía para aplicar manualmente las manchas de prueba a intervalos definidos, para marcar distancias según sea necesario y para ayudar a etiquetar las placas. Para la correcta aplicación de las soluciones, se recomiendan micropipetas, microjeringas o capilares calibrados desechables.

Para el desarrollo ascendente, se utiliza una cámara cromatográfica de un material inerte transparente y con las siguientes especificaciones: una cubeta de fondo plano o cubetas gemelas, con una tapa que cierre herméticamente y de un tamaño adecuado para las placas. Para el desarrollo horizontal, la cámara está provista de un recipiente para la fase móvil y también contiene un dispositivo para dirigir la fase móvil hacia la fase estacionaria.

Dispositivos para transferencia de reactivos a la placa mediante rociado, inmersión o exposición a vapor y dispositivos para facilitar el calentamiento necesario para la visualización de las zonas o manchas separadas.

Una fuente de luz UV adecuada para realizar observaciones bajo luz UV de longitud de onda corta (254 nm) y larga (365 nm).

Un dispositivo para documentar adecuadamente el resultado cromatográfico visualizado.

**Procedimiento**—Aplicar el volumen indicado de la solución de prueba y de la solución estándar en porciones lo suficientemente pequeñas para obtener manchas circulares de 2 mm a 5 mm de diámetro (de 1 mm a 2 mm en placas para HPTLC) o en bandas de 10 mm a 20 mm por 1 mm a 2 mm (de 5 mm a 10 mm por 0,5 mm a 1 mm en placas para HPTLC) a una distancia apropiada del borde inferior—durante la cromatografía, la posición de aplicación debe estar de 3 mm (para HPTLC) a 5 mm (para TLC) por encima del nivel de la fase móvil—y de los bordes laterales de la placa. Aplicar las soluciones en una línea paralela al borde inferior de la placa con una separación mínima de 10 mm (5 mm para placas de HPTLC) entre los centros de las manchas o 4 mm (2 mm en placas de HPTLC) entre los bordes de las bandas y dejar que se sequen.

**Desarrollo Ascendente**—Revestir como mínimo una pared de la cámara cromatográfica con papel de filtro. Verter en la cámara cromatográfica una cantidad de fase móvil que sea suficiente para el tamaño de la cámara de modo que proporcione, después de impregnar el papel de filtro, un nivel de profundidad apropiado a la dimensión de la placa utilizada. Para lograr la saturación de la cámara cromatográfica, cerrar la tapa y dejar que el sistema se equilibre. A menos que se indique algo diferente, la separación se realiza en la cámara saturada.

Colocar la placa en la cámara, asegurándose de que la placa esté tan vertical como sea posible y que las manchas o bandas estén por encima de la superficie de la fase móvil y cerrar la cámara. La fase estacionaria está ubicada mirando hacia el interior de la cámara. Retirar la placa cuando la fase móvil se haya desplazado la distancia indicada. Secar la placa y visualizar los cromatogramas según se indica. Para la cromatografía bidimensional, secar las placas después del primer desarrollo y realizar un segundo desarrollo en una dirección perpendicular a la del primer desarrollo.

**Desarrollo Horizontal**—Introducir una cantidad suficiente de la fase móvil en el reservorio de la cámara utilizando una jeringa o pipeta. Colocar la placa horizontalmente en la cámara, conectar el dispositivo para dirigir la fase móvil de acuerdo con las instrucciones del fabricante y cerrar la cámara. Si se indica, desarrollar la placa comenzando simultáneamente en ambos extremos. Retirar la placa cuando la fase móvil se haya desplazado la distancia indicada en la monografía. Secar la placa y visualizar los cromatogramas según se indica.

Para la cromatografía bidimensional, secar las placas después del primer desarrollo y realizar un segundo desarrollo en una dirección perpendicular a la del primer desarrollo.

**Detección**—Observar la placa seca en primer lugar bajo luz UV de longitud de onda corta (254 nm) y luego bajo luz UV de longitud de onda larga (365 nm) o según se indica en la monografía. Si además se indicara, rociar, sumergir o exponer la placa a los vapores del reactivo especificado, calentar la placa cuando se requiera, observar y comparar el cromatograma de prueba con el cromatograma estándar. Documentar los resultados de la placa después de cada observación. Medir y registrar la distancia hasta cada mancha o zona, desde el punto de origen e indicar, para cada mancha o zona, la longitud de onda bajo la que se observó. Determinar los valores  $R_f$  para las manchas o zonas principales (ver *Glosario de Símbolos*).

**Medición Cuantitativa**—Utilizando la instrumentación apropiada, se pueden determinar directamente en la placa las sustancias separadas por TLC que responden a la radiación ultravioleta o visible (UV-Vis) antes o después de ser derivatizadas. Mientras se mueve la placa o el dispositivo de medición, la placa se examina midiendo la reflectancia de la luz incidente. De manera similar, la fluorescencia se mide utilizando un sistema óptico adecuado. Las sustancias que contienen radionucleidos se pueden cuantificar de tres formas: (1) directamente moviendo la placa a lo largo de un contador adecuado o viceversa; (2) cortando las placas en tiras y midiendo la radioactividad en cada tira individual, utilizando un contador adecuado; o (3) raspando la fase estacionaria, disolviéndola en un cóctel de centelleo adecuado y midiendo la radioactividad empleando un contador de centelleo líquido (ver *Radioactividad* (821)).

El aparato para la medición cuantitativa directa en la placa es un densitómetro que consta de un dispositivo mecánico para mover la placa o el dispositivo de medición a lo largo del eje x y el eje y, un registrador, una computadora o un integrador adecuados y, para las sustancias que responden a la radiación UV-Vis, un fotómetro con una fuente de luz, un dispositivo óptico capaz de generar luz monocromática y una fotocélula de sensibilidad suficiente; todos estos instrumentos se utilizan para la medición de la reflectancia. Cuando se mide la fluorescencia, también se requiere un filtro adecuado que impida que la luz utilizada para la excitación alcance la fotocélula y que a la vez permita que la luz emitida o porciones específicas de ella la atraviesen. El intervalo de linealidad del dispositivo contador se debe verificar.

Para pruebas cuantitativas, es necesario aplicar a la placa no menos de tres soluciones estándar de la sustancia a examinar, cuyas concentraciones cubran el intervalo de valores esperado en la solución de prueba (por ejemplo, 80%, 100% y 120%). Realizar la derivatización con el reactivo indicado, si fuera necesario, y registrar la reflectancia o fluorescencia en los cromatogramas obtenidos. Utilizar los resultados determinados para el cálculo de la cantidad de sustancia presente en la solución de prueba.

#### Preparación de Placas Cromatográficas—

##### Aparato—

Placas de vidrio planas de un tamaño adecuado, normalmente de 20 cm × 20 cm.

Una bandeja de alineación o una superficie plana sobre la cual se alinean y apoyan las placas durante la aplicación del adsorbente.

Una gradilla de almacenamiento para sostener las placas preparadas durante el secado y el transporte. La gradilla que sostiene las placas debe mantenerse en un desecador o debe poder sellarse para proteger las placas del medio ambiente después de retirarlas de la estufa de secado.

El adsorbente consta de materiales adsorbentes finamente divididos, normalmente de 5 µm a 40 µm de diámetro, adecuados para cromatografía. Pueden aplicarse directamente sobre la placa de vidrio o unirse a la placa mediante yeso París [sulfato de calcio hemihidrato (en una proporción de 5% a 15%)] o con pasta de

almidón u otros aglutinantes. El yeso París no produce una superficie tan dura como el almidón, pero no se ve afectado por reactivos de rociado fuertemente oxidantes. El adsorbente puede contener materiales fluorescentes que ayuden a la visualización de las manchas que absorben luz UV.

Un *esparcidor* que, cuando se mueve sobre la placa de vidrio, aplica una capa uniforme del adsorbente del espesor deseado sobre toda la superficie de la placa.

**Procedimiento**—[NOTA—En este procedimiento, usar Agua Purificada obtenida por destilación.] Limpiar las placas de vidrio escrupulosamente, empleando una solución de limpieza apropiada (ver *Limpieza de Materiales de Vidrio* (1051)), enjuagándolas con cantidades abundantes de agua hasta que el agua corra por las placas sin dejar marcas visibles de agua o aceite; luego secar. Es importante que las placas estén completamente exentas de pelusa y polvo cuando se aplica el adsorbente.

Colocar la placa o placas en la bandeja de alineación; colocar una placa de 5 cm × 20 cm adyacente al borde frontal de la primera placa cuadrada y otra de 5 cm × 20 cm, adyacente al borde posterior de la última placa cuadrada y asegurar todas las placas para que no se deslicen durante la aplicación del adsorbente. Colocar el esparcidor en la última placa opuesta al extremo elevado de la bandeja de alineación. Mezclar 1 parte de adsorbente con 2 partes de agua (o la proporción sugerida por el proveedor), agitar vigorosamente durante 30 segundos en un matraz Erlenmeyer con tapón de vidrio y transferir la suspensión espesa al esparcidor. Generalmente, 30 g de adsorbente y 60 mL de agua son suficientes para cinco placas de 20 cm × 20 cm. Cuando se emplea yeso París como aglutinante, se debe completar la aplicación de los adsorbentes dentro del plazo de 2 minutos desde la adición del agua, ya que posteriormente la mezcla empieza a endurecer. Deslizar el esparcidor suavemente sobre las placas hacia el extremo elevado de la bandeja de alineación y retirar el esparcidor cuando esté sobre la última placa próxima al extremo elevado de la bandeja de alineación. (Lavar los restos de adsorbente que queden en el esparcidor inmediatamente después de usar). No mover las placas durante 5 minutos, luego transferir las placas cuadradas a la gradilla de almacenamiento con la capa hacia arriba y secar a 105° durante 30 minutos. Preferentemente colocar la gradilla con cierto ángulo en la estufa de secado para impedir la condensación de la humedad en las caras posteriores de las placas en la gradilla. Cuando las placas estén secas, dejar que se enfrien a temperatura ambiente e inspeccionar la uniformidad de la distribución y la textura de la capa adsorbente; la luz transmitida muestra uniformidad en la distribución y la luz reflejada muestra uniformidad en la textura. Almacenar las placas satisfactorias sobre gel de sílice en una cámara adecuada.

## CROMATOGRAFÍA EN COLUMNA

**Aparato**—El aparato requerido para los procedimientos cromatográficos en columna es sencillo y consta solamente del tubo cromatográfico y una varilla compactadora, que puede necesitarse para colocar un trozo de lana de vidrio o algodón, si fuera necesario, en la base del tubo y comprimir el adsorbente o la suspensión espesa uniformemente dentro del tubo. En algunos casos, un disco de vidrio poroso está soldado a la base del tubo para sostener el contenido. El tubo es cilíndrico y de vidrio, a menos que se especifique otro material en la monografía individual correspondiente. Un tubo de salida de diámetro más pequeño se suelda o se une de otra forma mediante una junta a prueba de filtraciones al extremo inferior del tubo principal. Las dimensiones de la columna son variables; las más comúnmente empleadas en el análisis farmacéutico varían de 10 mm a 30 mm de diámetro interior uniforme y de 150 mm a 400 mm de largo, excluyendo el tubo de salida. El tubo de salida, generalmente de 3 mm a 6 mm de diámetro interno, puede incluir una llave de paso para el control exacto de la velocidad de flujo de los disolventes a través de la columna. La varilla compactadora, un pistón cilíndrico unido firmemente a un eje, puede estar hecho de plástico, vidrio, acero inoxidable o aluminio, a menos que se especifique un material diferente en la monografía individual. El diámetro del eje de la varilla es sustancialmente más pequeño que el diámetro de la columna y no es menos de 5 cm más largo que la longitud efectiva de la columna. El pistón tiene un diámetro que es aproximadamente 1 mm más pequeño que el diámetro interior de la columna.

## Cromatografía de Adsorción en Columna

El adsorbente (como por ejemplo alúmina o gel de sílice activados, sílice de diatomeas calcinado o tierra silicea purificada para cromatografía) se introduce como relleno, en forma de sólido seco o de suspensión espesa, dentro de una columna cromatográfica de vidrio o cuarzo. En la parte superior de la columna, se agrega una solución del fármaco en una cantidad pequeña de disolvente y se deja que fluya en el adsorbente. Los principios activos se separan cuantitativamente de la solución y quedan absorbidos en una banda transversal estrecha en la parte superior de la columna. A medida que se deja fluir una cantidad adicional de disolvente a través de la columna, ya sea sólo por gravedad o mediante la aplicación de aire a presión, cada sustancia se desplaza hacia abajo en la columna a una velocidad característica y se produce una separación espacial que da lo que se conoce como *cromatograma*. La velocidad de movimiento para una sustancia se ve afectada por diversas variables, que incluyen el poder de adsorción del adsorbente, su tamaño de partícula y el área; la naturaleza y polaridad del disolvente; la presión aplicada o la carga hidrostática; y la temperatura del sistema cromatográfico.

Si los compuestos separados tienen color o si son fluorescentes bajo la luz UV, la columna adsorbente puede extruírse y luego, mediante cortes transversales, se pueden aislar los segmentos correspondientes. Luego, los compuestos deseados se extraen de cada segmento con un disolvente adecuado. Si los compuestos son incoloros, se pueden ubicar pintando o rociando la columna extruída con reactivos cromogénicos. Si las sustancias cromatografiadas son radioactivas, pueden ser ubicadas por medio de detectores Geiger-Müller o instrumentos registradores y sensores similares. Los tubos de plástico transparente hechos con un material como por ejemplo nailon, que es inerte a la mayoría de los disolventes y transparente a la luz UV de longitud de onda corta, se pueden rellenar con adsorbente y usarse como una columna cromatográfica. Tal columna puede cortarse con una cuchilla filosa sin retirar el relleno del tubo. Si se emplea un adsorbente fluorescente, la columna puede marcarse bajo luz UV para prepararla antes del corte.

Los cromatogramas de "flujo", que se emplean ampliamente, se obtienen mediante un procedimiento en el que se deja que los disolventes fluyan a través de la columna hasta que el fármaco separado aparezca en la solución efluente, conocida como "eluto". El fármaco puede determinarse en el eluto mediante una valoración volumétrica o por un método espectrofotométrico o colorimétrico, o se puede evaporar el disolvente, dejando el fármaco en forma más o menos pura. Si en el procedimiento está involucrado un segundo principio activo, se eluye a continuación con el mismo disolvente o pasando un disolvente de mayor poder eluyente a través de la columna. La eficiencia de la separación puede controlarse realizando una cromatografía en capa delgada de las fracciones individuales.

A veces se emplea un procedimiento modificado para agregar la mezcla a la columna. El fármaco en forma sólida y, como en el caso de una tableta pulverizada, sin separación de los excipientes, se mezcla con algún adsorbente y se agrega a la parte superior de la columna. El flujo subsiguiente del disolvente desplaza el fármaco hacia abajo a través de la columna de la manera descrita.

## Cromatografía de Partición en Columna

En la cromatografía de partición, las sustancias que se desea separar se dividen entre dos líquidos inmiscibles, uno de los cuales, la fase inmóvil o estacionaria, se adsorbe en un *Soporte Sólido*, presentando de ese modo un área de contacto muy grande con el disolvente que fluye o fase móvil. El gran número de contactos sucesivos líquido-líquido permite una eficiencia en la separación que no se logra en la extracción común líquido-líquido.

El *Soporte Sólido* es generalmente polar y la fase estacionaria adsorbida es más polar que la fase móvil. El *Soporte Sólido* que se emplea con mayor frecuencia es la tierra silicea para cromatografía, que tiene un tamaño de partícula adecuado para permitir un flujo apropiado del eluyente.<sup>1</sup> En la cromatografía de partición en fase reversa, la fase inmóvil adsorbida es menos polar que la fase móvil y

<sup>1</sup> Se puede obtener un grado adecuado en Johns-Manville Corp., 22 East 40th St., New York, NY 10016, disponible como Celite 545 lavado con ácido.

**ANEXO N°8**  
Calibración del pH metro

- Calibración de pH metro (*Metro UltraBasic Benchtop pH Meter, Denver Instrument*)

Debido a que los electrodos varían en su respuesta, se debe calibrar el pH Metro y su electrodo para compensar la variación del electrodo. Cuanto más frecuentemente se estandarice o calibre, más precisas serán sus mediciones. Calibrar diariamente o con mayor frecuencia para obtener resultados precisos.

Nota: Para salir del modo de estandarización, presione nuevamente la tecla "Estandarizar".

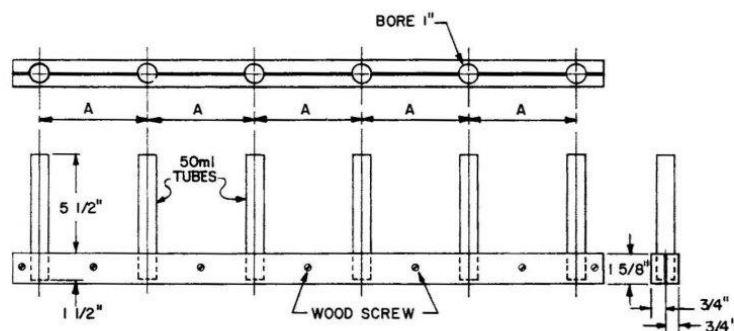
1. Introduzca el electrodo en una solución buffer. Agite suavemente. Permita que el electrodo alcance un valor estable.
2. Presione y suelte el botón de **mode** hasta que la pantalla digital indique lectura de pH.
3. Borre las mediciones de buffers existentes para realizar una nueva calibración. Utilice los botones de **setup** y **enter** para borrar las mediciones existentes.
4. Presione el botón **standardize**. La pantalla parpadea mientras reconoce la lectura de la solución buffer actual (pH 4). Cuando la medición se estabilice, presione **enter** y se ingresará el valor de la solución búfer.
5. La pantalla muestra la pendiente porcentual de calibración del electrodo como 100,0% al realizar la lectura del primer buffer (pH 4). Al ingresar un segundo o tercer buffer, el medidor realiza una verificación de diagnóstico en el electrodo y mostrará la pendiente de la curva de calibración.
6. Para ingresar un segundo valor de buffer (pH 7), coloque el electrodo en la segunda solución buffer, deje que el electrodo se estabilice y presione el botón **standardize** nuevamente. El medidor reconoce el buffer (pH 7).
7. A continuación, el medidor realiza una prueba de diagnóstico del electrodo. La pantalla indica el estado del electrodo. La pantalla mostrará el % de pendiente del electrodo.
8. Si aparece la palabra **error**, esto indica que su electrodo no está funcionando correctamente. La respuesta del electrodo debe estar entre 90 y 105% de pendiente. El equipo no utiliza ni almacena las mediciones que causan un error de pendiente. Presione **enter** para continuar.
9. Para ingresar un tercer estándar (pH 12), coloque el electrodo en la tercera solución buffer, agite, deje que se estabilice y presione el botón **standardize**. Los resultados serán los mismos que en los pasos 7 y 8.

10. Después de ingresar cada solución buffer, el ícono de **standardize** se apaga y el ícono de **Measuring** o **Stable** aparecerá en la pantalla para indicar que el medidor regresa a la operación de medición.
11. Estandarice su medidor y electrodo usando al menos dos soluciones buffer con valores de pH que incluyan el pH esperado de sus muestras. La agitación con un agitador magnético proporciona una respuesta más rápida del electrodo.

**ANEXO N°9**

ASTM D 2035-08 Standard Practice for Coagulation-Flocculation Jar Test of  
Water.

D 2035 - 08



A = Distance between jars in multiple stirrer apparatus (6" for a Phipps-Bird)

TUBES - 1" x 7" 50ml Color Comparator Type

RACK - Oak 3/4" x 1-5/8"

FIG. 1 Reagent Rack for Multiple Stirrer Jar Test Apparatus

6.1.3 *Testing-Period*—Biological activity or other factors may alter the coagulation characteristics of water upon prolonged standing. For this reason the period between sampling and testing should be kept to a minimum, with the time being recorded.

## 7. Apparatus

7.1 *Multiple Stirrer*—A multiposition stirrer with continuous speed variation from about 20 to 150 rpm should be used. The stirring paddles should be of light gage corrosion-resistant material all of the same configuration and size. An illuminated base is useful to observe the floc formation. Precautionary measures should be taken to avoid heat being imparted by the illumination system which may counteract normal settling.

7.2 *Jars (or Beakers)*, all of the same size and shape; 1500-mL Griffin beakers may be used (1000-mL recommended minimum size).

7.3 *Reagent Racks*—A means of introducing each test solution to all jars simultaneously. There should be at least one rack for each test solution or suspension. The racks should be similar to that shown in Fig. 1.

## 8. Reagents

8.1 *Purity of Reagents*—Reagent grade chemicals shall be used in all tests. Unless otherwise indicated, it is intended that all reagents shall conform to the specifications of the Committee on Analytical Reagents of the American Chemical Society, where such specifications are available.<sup>3</sup> Other grades may be used, provided it is first ascertained that the reagent is of

sufficiently high purity to permit its use without lessening the accuracy of the determination.

8.2 *Purity of Water*—Unless otherwise indicated, reference to water for reagent preparation shall be understood to mean water that meets the quantitative quality specifications for Type IV reagent water conforming to Specification D 1193, Section 1.1.

8.3 The following chemicals and additives are typical of those used for test solutions and suspensions. The latter, with the exception of coagulant aids, may be prepared daily by mixing chemicals with water to a concentration of 10 ( $\pm 0.1$ ) g/L (1.0 mL of test solution or suspension when added to 1 L of sample is equivalent to 10 mg/L):

- Prime Coagulants
  - Alum [ $Al_2(SO_4)_3 \cdot 18H_2O$ ]
  - Ferric sulfate [ $Fe_2(SO_4)_3 \cdot xH_2O$ ]
  - Ferric chloride ( $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ )
  - Ferrous sulfate ( $FeSO_4 \cdot 7H_2O$ )
  - Magnesium carbonate ( $MgCO_3 \cdot 3H_2O$ )
  - Sodium aluminate ( $NaAlO_2$ )
- Coagulant Aids
  - Activated silica
  - Anionic (polyelectrolyte)
  - Cationic (polyelectrolyte)
  - Nonionic Polymer
- Oxidizing Agents
  - Chlorine ( $Cl_2$ )
  - Chlorine dioxide ( $ClO_2$ )
  - Potassium permanganate ( $KMnO_4$ )
  - Calcium hypochlorite [ $CaCl(ClO) \cdot 4H_2O$ ]
  - Sodium hypochlorite ( $NaClO$ )
- Alkalis
  - Calcium carbonate ( $CaCO_3$ )
  - Dolomitic lime (58%  $CaO$ , 40%  $MgO$ )
  - Lime, hydrated [ $Ca(OH)_2$ ]
  - Magnesium oxide ( $MgO$ )
  - Sodium carbonate ( $Na_2CO_3$ )
  - Sodium hydroxide ( $NaOH$ )
- Weighting Agents
  - Bentonite
  - Kaolin
  - Other clays and minerals

<sup>3</sup> *Reagent Chemicals, American Chemical Society Specifications*, American Chemical Society, Washington, DC. For suggestions on the testing of reagents not listed by the American Chemical Society, see *Analar Standards for Laboratory Chemicals*, BDH Ltd., Poole, Dorset, U.K., and the *United States Pharmacopeia and National Formulary*, U.S. Pharmacopeial Convention, Inc. (USPC), Rockville, MD.

Miscellaneous  
Activated carbon (powdered)

8.4 *Coagulant Aids*—There are numerous commercially available coagulant aids or polyelectrolytes. All polyelectrolytes are classified anionic, cationic or nonionic, depending upon their composition. These aids may have the ability to produce large, tough, easily-settled floc when used alone or in conjunction with inorganic coagulants. A small dosage (under 1 mg/L) may permit a reduction in the dosage of, or complete elimination of, the coagulant. In the latter case, the polyelectrolyte would be considered the prime coagulant rather than a coagulant aid. Aids come in powdered and liquid form. Powdered aids should be prepared as 0.1 % solutions with appropriate aliquots to provide proper dosage. Always add powdered aids to the dissolving water rather than the reverse, and add slowly to the shoulder of a vortex created by stirring. If a vortex is not formed, the dry powder will merely collect on the surface of the water in gummy masses and become very difficult to dissolve. Dissolving time may vary from several minutes to several hours. Suggested manufacturers' procedures for wetting, dissolving, and storing should be followed when available. Liquid forms can be readily prepared to the above strength without difficulty.<sup>4</sup>

## 9. Sampling

9.1 Collect the water sample under test in accordance with the applicable Practices D 3370.

## 10. Procedure

10.1 Measure equal volumes (1000 mL) of sample into each of the jars or 1500-mL Griffin beakers. As many sample portions may be used as there are positions on the multiple stirrer. Locate beakers so that the paddles are off-center, but clear the beaker wall by about 6.4 mm (¼ in.). Record the sample temperature at the start of the test.

10.2 Load the test chemicals in the reagent racks. Use one rack for each series of chemical additions. Make up each tube in the rack to a final volume of 10 mL, with water, before using. There may be a situation where a larger volume of reagent will be required. Should this condition prevail, fill all tubes with water to a volume equal to the largest volume of reagent in the reagent rack. When adding slurries, it may be necessary to shake the rack to produce a swirling motion just prior to transfer.

<sup>4</sup> A periodically updated "Report on Coagulant Aids for Water Treatment" is published by the Environmental Protection Agency Office of Water Supply, Cincinnati, Ohio 45268, listing coagulant aids that may be used in water treatment without adverse physiological effects on those using the water, based on information submitted by the manufacturers or distributors, or both.

10.3 Start the multiple stirrer operating at the "flash mix" speed of approximately 120 rpm. Add the test solution or suspensions, at predetermined dosage levels and sequence. Flash mix for approximately 1 min after the additions of chemicals. Record the flash mix time and speed (rpm).

10.4 Reduce the speed as necessary to the minimum required to keep floc particles uniformly suspended throughout the "slow mix" period. Slow mix for 20 min. Record the time for the first visible floc formation. Every 5 min (during the slow mix period), record relative floc size and mixer speed (rpm). If coagulant aids are used, mixing speed is critical because excessive stirring tends to break up early floc formation and may redisperse the aid.

10.5 After the slow mix period, withdraw the paddles and observe settling of floc particles. Record the time required for the bulk of the particles to settle. In most cases this time will be that required for the particles to settle to the bottom of the beaker; however, in some cases there may be interfering convection currents. If so, the recorded settling time should be that at which the unsettled or residual particles appear to be moving equally upward and downward.

10.6 After 15 min of settling, record the appearance of floc on the beaker bottom. Record the sample temperature. By means of a pipet or siphon, withdraw an adequate sample volume of supernatant liquor from the jar at a point one half of the depth of the sample, to conduct color,<sup>5</sup> turbidity, pH and other required analyses, (Note 1) determined in accordance with Test Methods D 6855 or D 7315 (for turbidity) and D 1293 (for pH). A suggested form for recording results is appended (see Fig. 2).

NOTE 1—Tests for residual chemicals should be included, for example, alum; residual  $Al_2O_3$ ; copperas; residual  $Fe_2O_3$ ; etc.

10.7 Repeat steps 10.1-10.6 until all pertinent variables have been evaluated.

10.8 The times given in 10.3, 10.4, and 10.6 are only suggestions.

## 11. Reproducibility

11.1 It is recognized that reproducibility of results is important. To demonstrate reproducibility, the so-called 3 and 3 procedure is suggested. In this procedure, duplicate sets of 3 jars each are treated simultaneously with the same chemical dosages in jars 1 and 4, 2 and 5, and 3 and 6.

## 12. Keywords

12.1 coagulation; flocculation; jar tests

<sup>5</sup> For the color determination, reference is made to *Standard Methods for the Examination of Water and Waste Water*, Fourteenth edition, American Public Health Association, Inc., New York, NY, 1975, pp. 64-71.

 D 2035 – 08

Sample _____	pH _____	Turbidity _____	Date _____			
Location _____	Color _____	Temperature _____	Sample Size _____	ml		
	JAR NUMBER					
	1	2	3	4	5	6
Chemicals, mg/litre (g)						
Flash Mix Speed, rpm						
Flash Mix Time, min						
Slow Mix Speed, rpm						
Slow Mix Time, min						
Temperature, °F						
Time First Flocc, min						
Size Flocc						
Settling rate						
Turbidity						
Color						
pH						

(g) Indicate order of addition of chemicals.

FIG. 2 Jar Test Data

*ASTM International takes no position respecting the validity of any patent rights asserted in connection with any item mentioned in this standard. Users of this standard are expressly advised that determination of the validity of any such patent rights, and the risk of infringement of such rights, are entirely their own responsibility.*

*This standard is subject to revision at any time by the responsible technical committee and must be reviewed every five years and if not revised, either reapproved or withdrawn. Your comments are invited either for revision of this standard or for additional standards and should be addressed to ASTM International Headquarters. Your comments will receive careful consideration at a meeting of the responsible technical committee, which you may attend. If you feel that your comments have not received a fair hearing you should make your views known to the ASTM Committee on Standards, at the address shown below.*

*This standard is copyrighted by ASTM International, 100 Barr Harbor Drive, PO Box C700, West Conshohocken, PA 19428-2959, United States. Individual reprints (single or multiple copies) of this standard may be obtained by contacting ASTM at the above address or at 610-832-9585 (phone), 610-832-9555 (fax), or service@astm.org (e-mail); or through the ASTM website (www.astm.org).*

**ANEXO N°10**

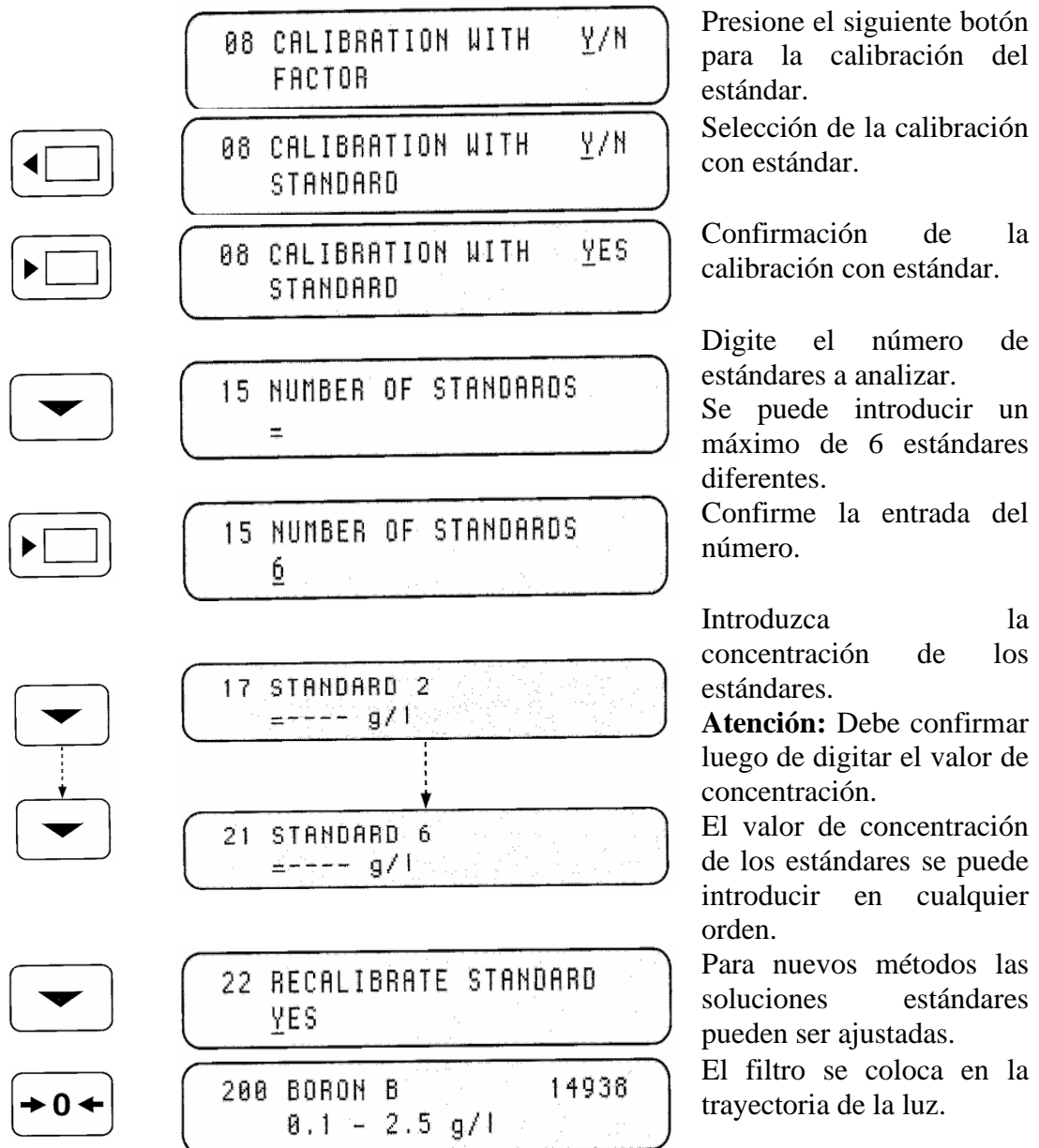
Calibración del fotómetro.

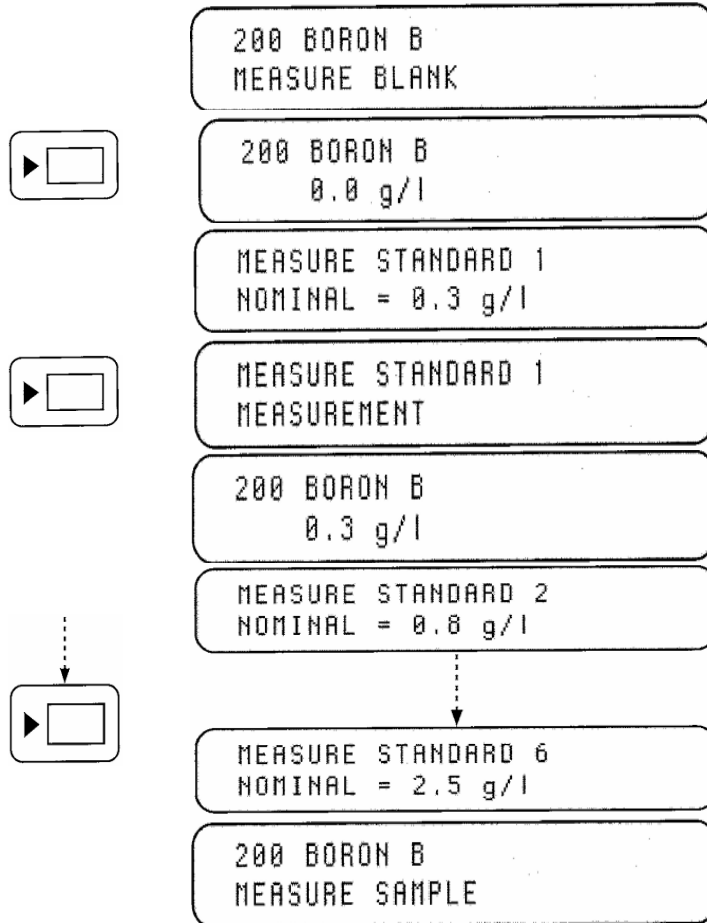
- Calibración de Fotómetro (*Photometer SQ 118, Merck*).

La calibración con estándares conocidos se realiza según el procedimiento poligonal. Se introducen las concentraciones deseadas de las soluciones estándar y el SQ 118 mide las absorbancias correspondientes.

Los puntos de medición vecinos están conectados por segmentos rectos (polígono). Todo el grupo de polígonos se guarda en el SQ 118. La evaluación de muestras desconocidas se realiza mediante interpolación lineal entre dos puntos de medición.

A continuación, se describe el proceso de calibración del equipo:





Inserte la celda con el blanco.

Mida el valor del blanco. El cual debe verse en la pantalla.

Inserte la celda con la solución de muestra (Estándar 1).

En la pantalla del equipo aparece la medida del Estándar 1.

El valor aparecerá brevemente en la pantalla.

Todas las demás soluciones de estándares se miden aumentando la concentración.

El equipo no acepta mezclas de estándares.

Luego de este proceso el ajuste esta completado y el método programado.

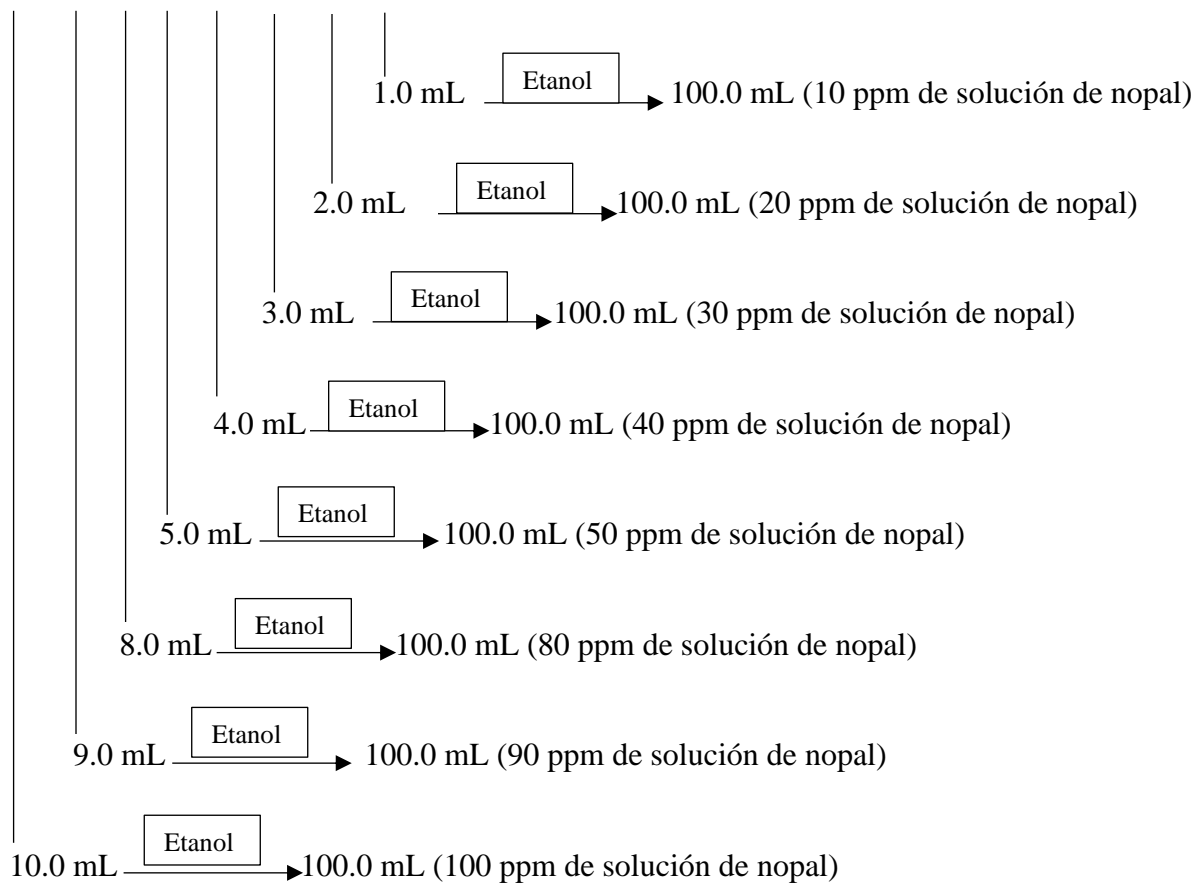
Se puede empezar con la lectura de las muestras.

## **ANEXO N°11**

Cálculos y diagrama de preparación de las soluciones etanólicas de nopal.

- Preparación de las soluciones etanólicas de nopal.

1,000 ppm de solución de nopal.



- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 10 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1,000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (10 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{10 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 1.0 \text{ mL}$$

- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 20 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1,000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1,000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (20 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{20 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 2.0 \text{ mL}$$

- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 30 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1,000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (30 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{30 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 3.0 \text{ mL}$$

- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 40 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (40 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{40 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 4.0 \text{ mL}$$

- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 50 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (50 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{50 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 5.0 \text{ mL}$$

- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 80 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (80 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{80 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 8.0 \text{ mL}$$

- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 90 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (90 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{90 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 9.0 \text{ mL}$$

- Cálculos para la preparación de la solución etanólica de 100 ppm de solución de nopal a partir de una concentración de 1000 ppm de solución etanólica de nopal.

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 V_2}{C_1}$$

Dónde:

C1 = Concentración inicial (1000 ppm de solución etanólica de nopal)

C2 = Concentración final (100 ppm de solución etanólica de nopal)

V2 = Volumen final (100.0 mL)

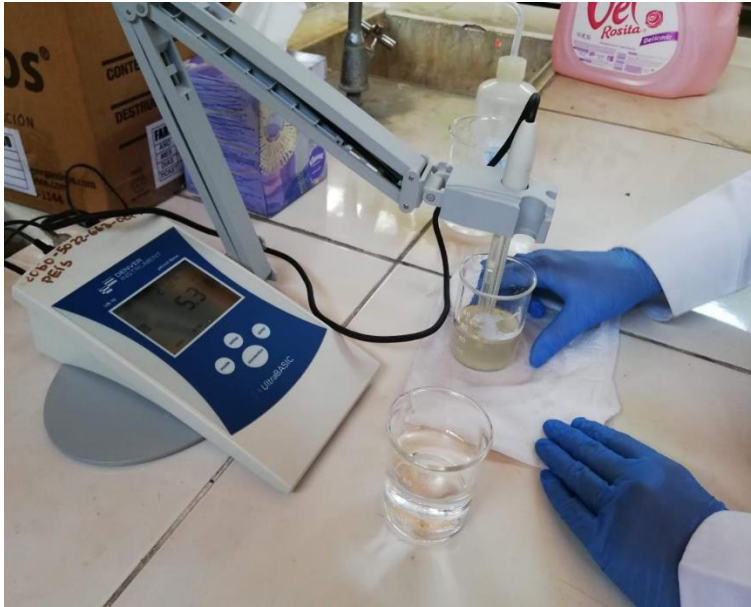
V1 = Alícuota a tomar.

$$V_1 = \frac{100 \text{ ppm} \times 100.0 \text{ mL}}{1000 \text{ ppm}}$$

$$V_1 = 10.0 \text{ mL}$$

**ANEXO N°12**

Fotografías de la prueba de Jarras.



Toma de pH a muestras

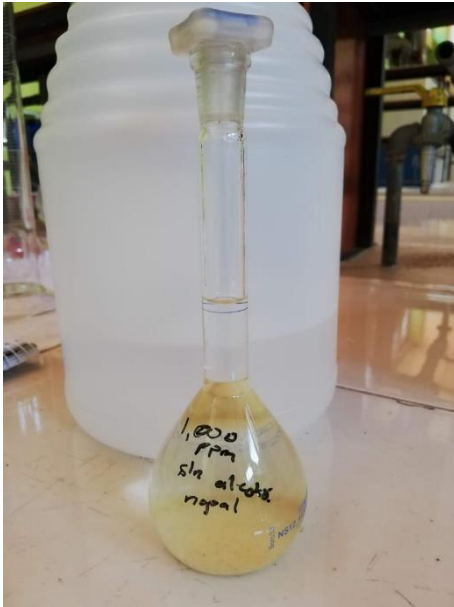


Toma de turbidez.



Preparación de muestras en la cámara de gases.

**Figura N°37. Prueba de jarras.**  
Fuente: Elaboración propia.



Preparación de solución madre  
1,000 ppm



Muestra tratada

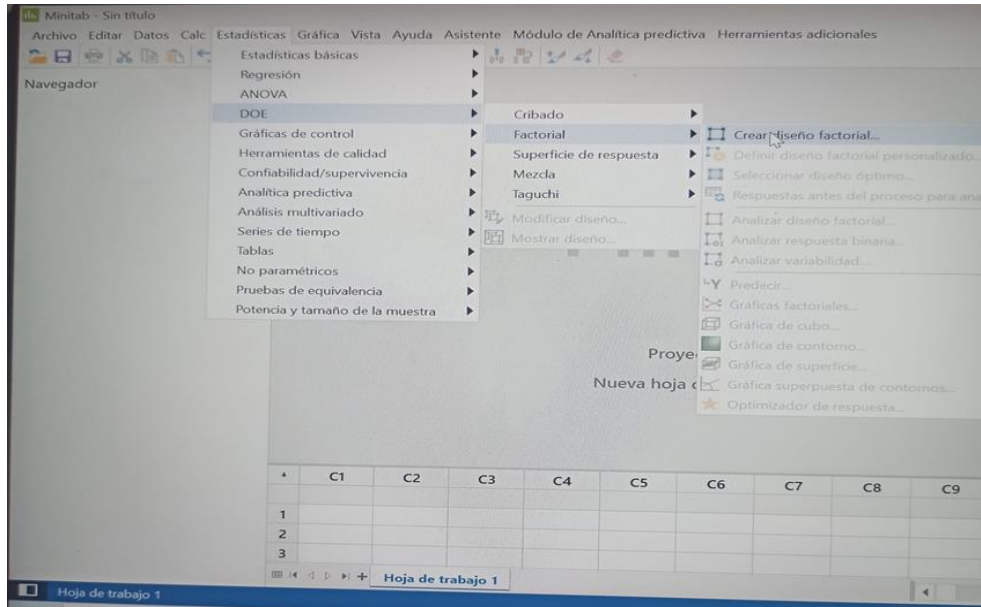


Muestras en reposo, previas a filtración.

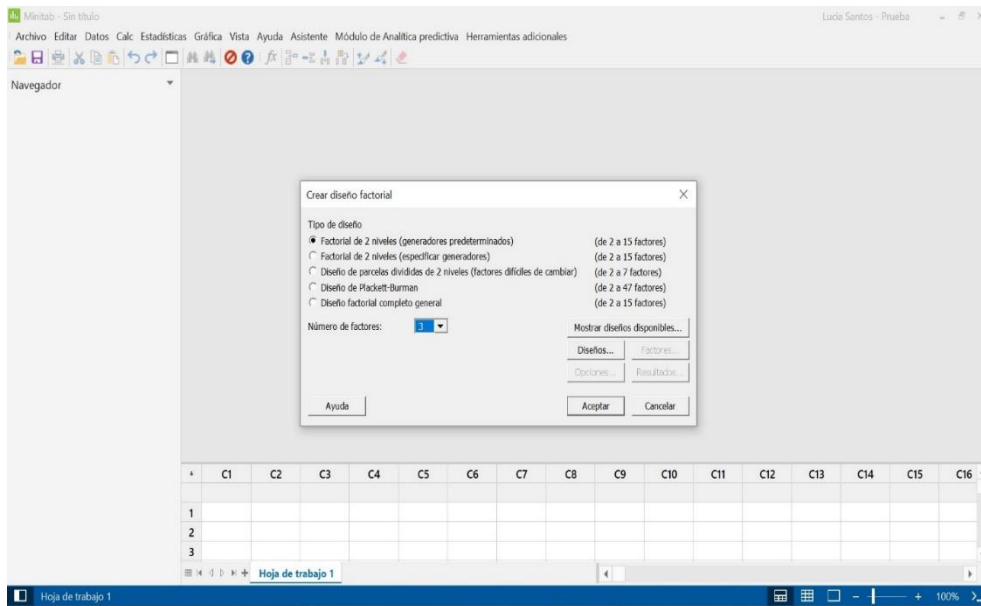
**Figura N°37. Continua.**  
Fuente: Elaboración propia.

## **ANEXO N°13**

Proceso de obtención de datos estadísticos utilizando Minitab19.

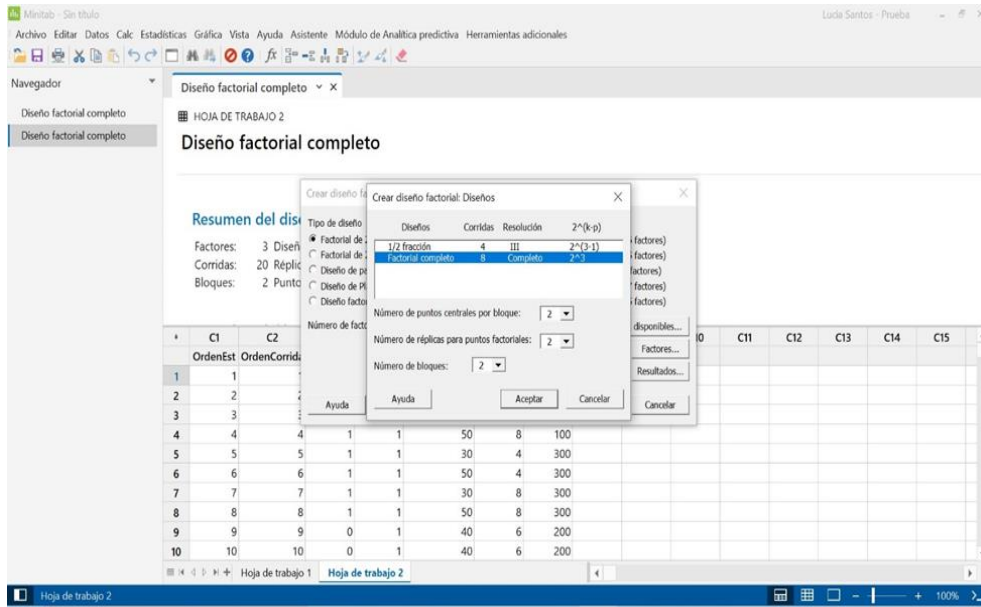


1. Ingresar a Minitab, dar clic en el menú *Estadísticas/ DOE/ Factorial/ Crear diseño factorial...*

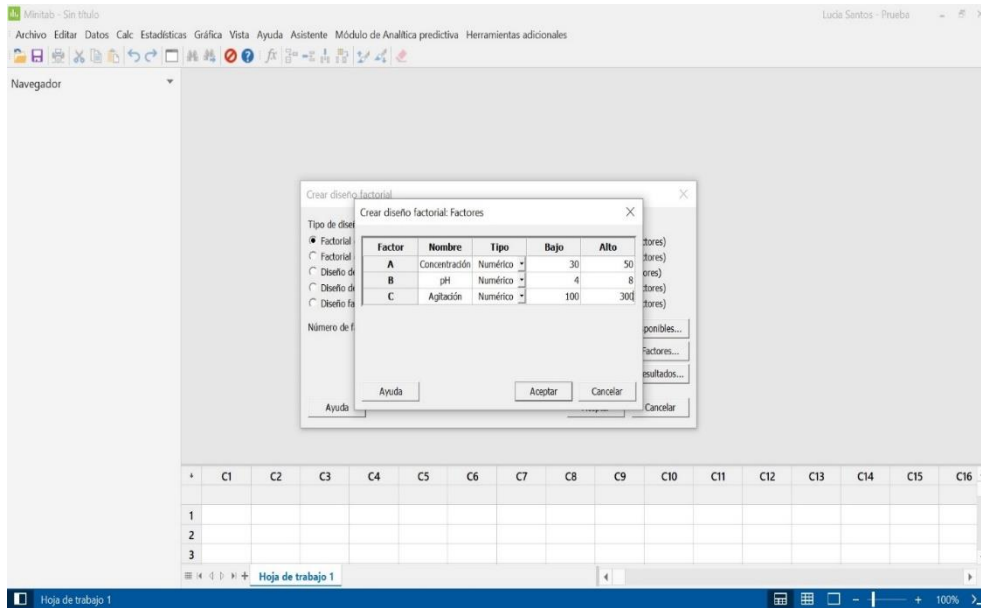


2. Selecciona la opción *Factorial de 2 niveles (generadores predeterminados)*, digita el número 3 en *Número de factores*.

**Figura N°38.** Proceso de obtención de datos estadísticos.  
Fuente: Elaboración propia.

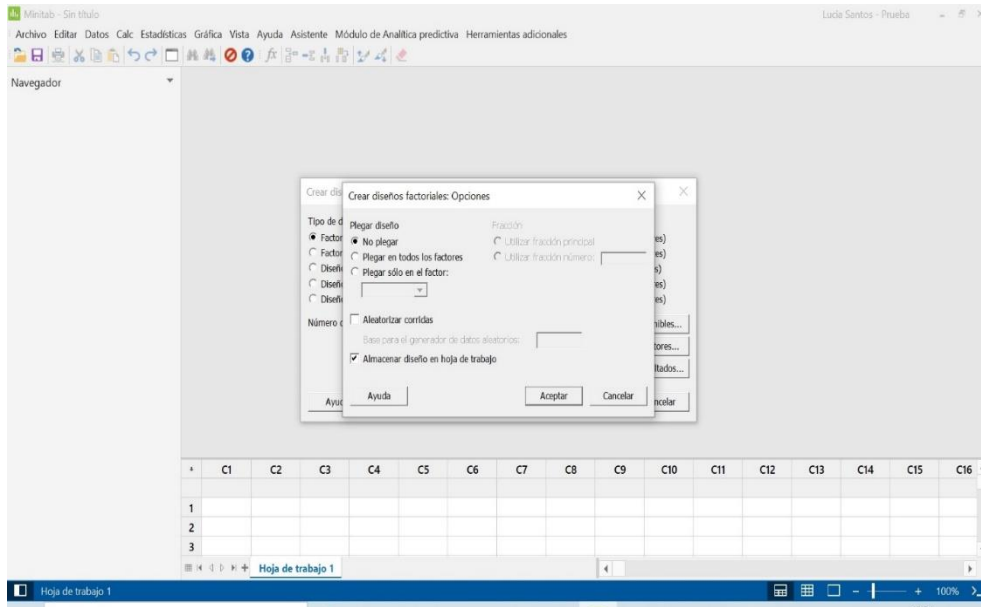


3. En el menú *Crear diseño factorial: Diseños* seleccionar *Factorial completo* y digitar las opciones que se observan en la imagen.

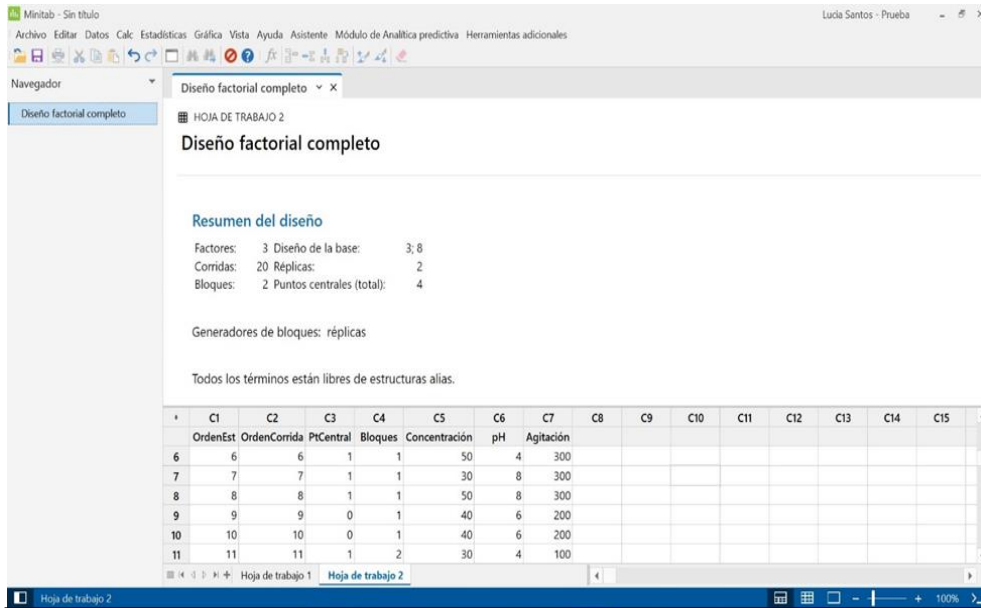


4. En el menú *Crear diseño factorial: Diseños* se establecen nombres a los factores del diseño factorial y los valores correspondientes para cada uno

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.



5. En el menú *Crear diseño factorial: Diseños* en la opción *Plegar diseño* seleccionar *No plegar* y *Almacenar diseño en hojas de trabajo*.



6. Al dar clic *Aceptar* en el menú *Crear diseño factorial: Diseños* se despliega el diseño factorial completo del experimento y replica.

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.

Minitab - Sin título

Archivo Editar Datos Calc Estadísticas Gráfica Vista Ayuda Asistente Módulo de Analítica predictiva Herramientas adicionales

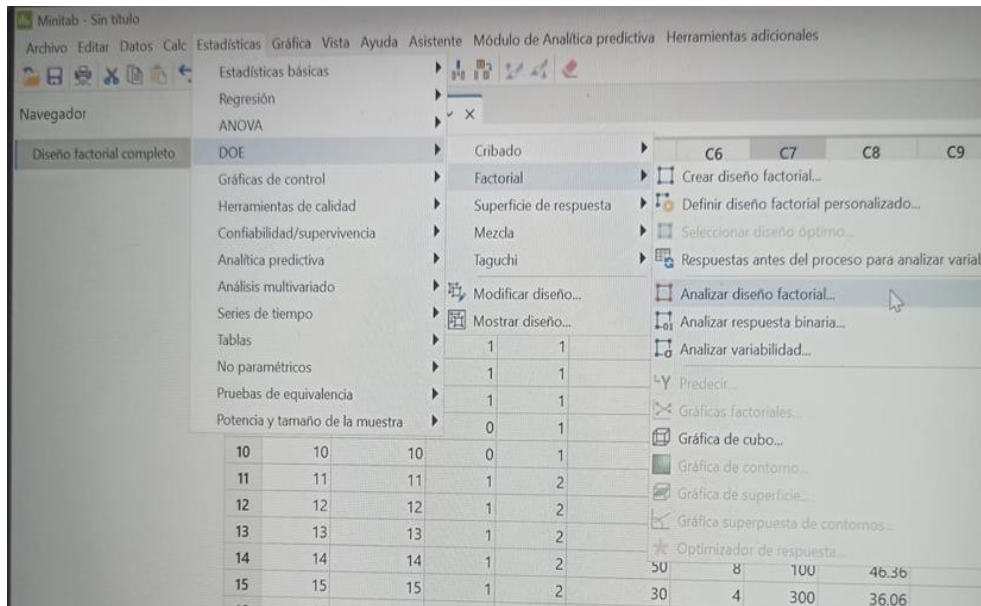
Navegador

Diseño factorial completo

	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C10	C11	C12	C13	C14	C15
	OrdenEst	OrdenCorrida	PtCentral	Bloques	Concentración	pH	Agitación	% remoción							
1	1	1	1	1	30	4	100	33.93							
2	2	2	1	1	50	4	100	34.28							
3	3	3	1	1	30	8	100	37.48							
4	4	4	1	1	50	8	100	53.11							
5	5	5	1	1	30	4	300	36.06							
6	6	6	1	1	50	4	300	33.93							
7	7	7	1	1	30	8	300	40.32							
8	8	8	1	1	50	8	300	54.53							
9	9	9	0	1	40	6	200	38.90							
10	10	10	0	1	40	6	200	40.32							
11	11	11	1	2	30	4	100	32.50							
12	12	12	1	2	50	4	100	37.83							
13	13	13	1	2	30	8	100	41.39							
14	14	14	1	2	50	8	100	46.36							
15	15	15	1	2	30	4	300	36.06							
16	16	16	1	2	50	4	300	34.28							
17	17	17	1	2	30	8	300	45.65							
18	18	18	1	2	50	8	300	47.07							
19	19	19	0	2	40	6	200	35.35							
20	20	20	0	2	40	6	200	39.25							
21															

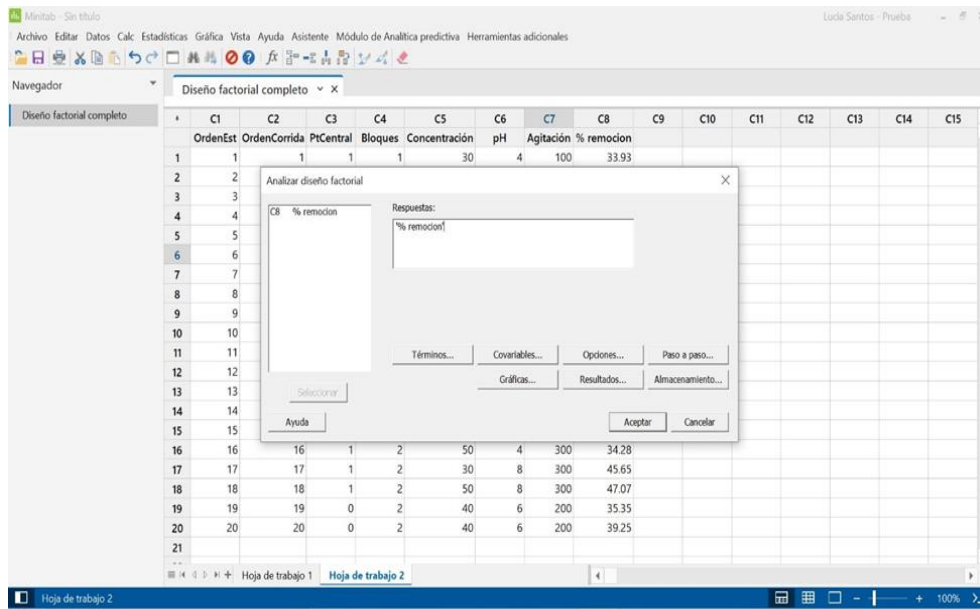
Hoja de trabajo 1 Hoja de trabajo 2

7. Ingresar manualmente el valor de porcentaje (%) de remoción al experimento y replica.

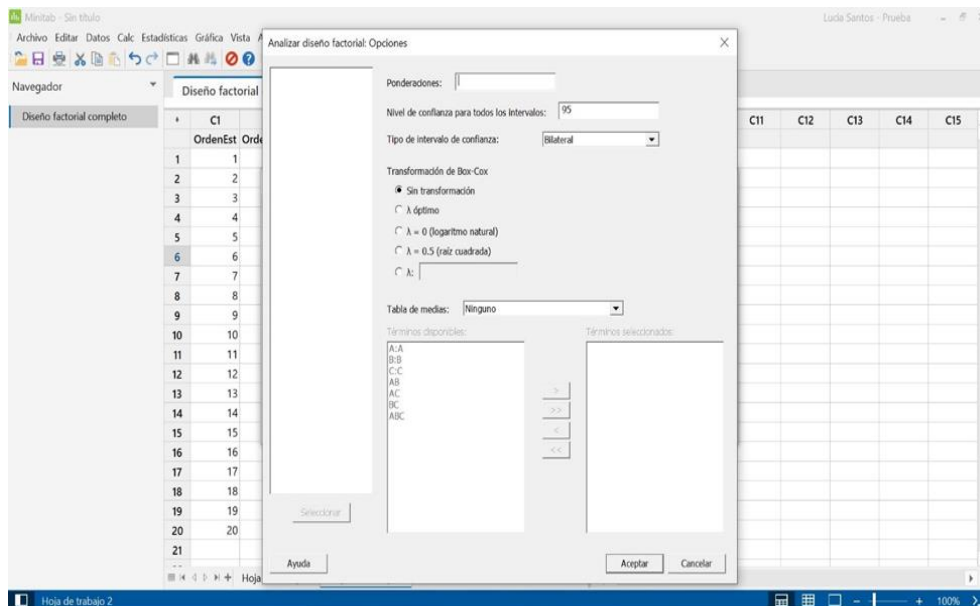


8. Dar clic al menú *Estadísticas/ DOE/ Factorial/ Analizar diseño factorial...*

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.

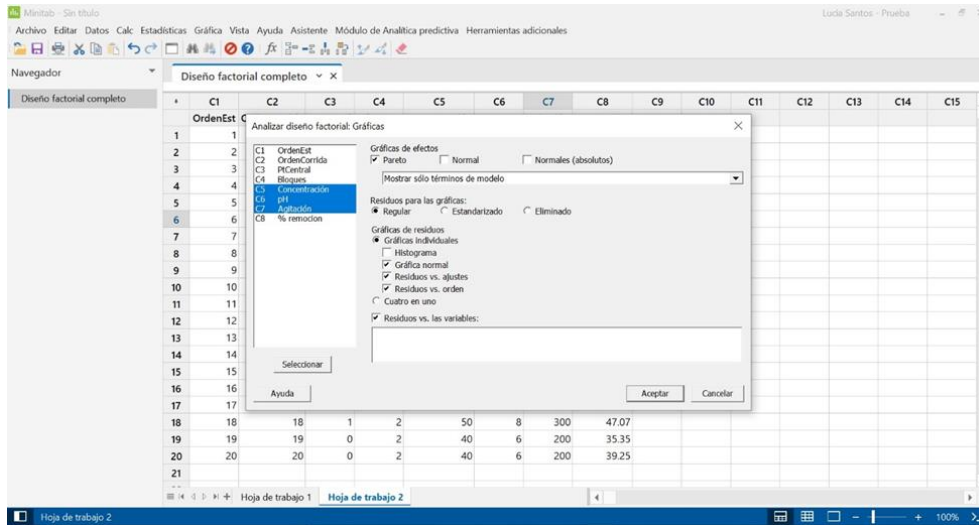


9. En el menú *Analizar diseño factorial* colocar la variable respuesta con celda y nombre.

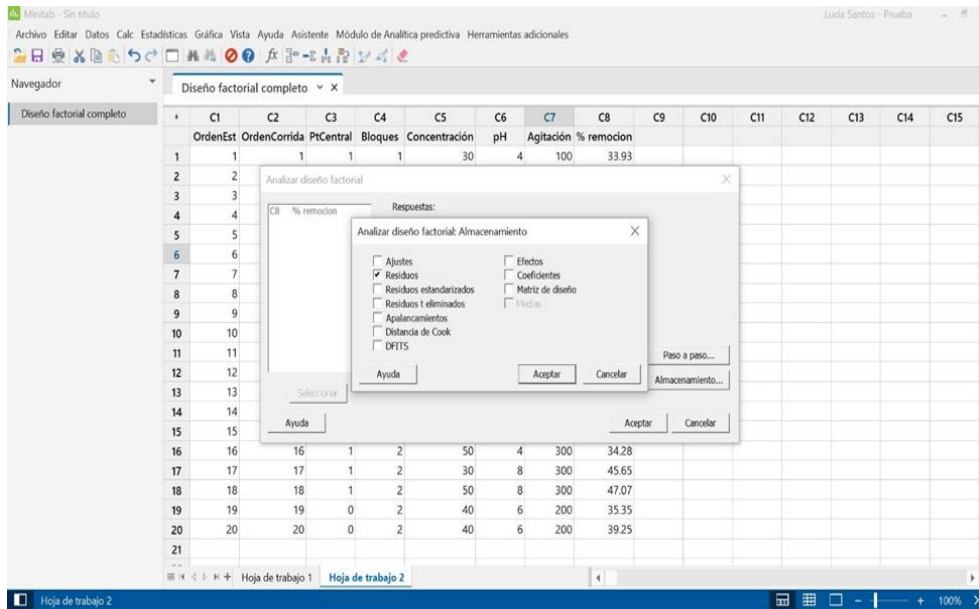


10. En el menú *Analizar diseño factorial: Opciones* colocar el nivel de confianza de los intervalos, en nuestro caso el 95%.

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.



11. En el menú *Analizar diseño factorial: Gráficas* seleccione el tipo de graficas a utilizar.



12. En el menú *Analizar diseño factorial: Almacenamiento* seleccione la opción *Residuos*.

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.

Regresión factorial: % remoción vs. Bloques; Concentración; pH; Agitación; PtCentral

**Coeficientes codificados**

Término	Efecto	Coef	EE del coef.	Valor T	Valor p	FIV
Constante		40.298	0.755	53.35	0.000	
Bloques						
1		0.355	0.676	0.53	0.610	1.00
Concentración	4.751	2.376	0.755	3.15	0.010	1.00
pH	10.879	5.440	0.755	7.20	0.000	1.00
Agitación	1.377	0.688	0.755	0.91	0.384	1.00
Concentración*pH	4.307	2.154	0.755	2.85	0.017	1.00
Concentración*Agitación	-1.821	-0.910	0.755	-1.21	0.256	1.00
pH*Agitación	0.933	0.466	0.755	0.62	0.551	1.00
Concentración*pH*Agitación	0.577	0.289	0.755	0.38	0.710	1.00
Pt Ctral		-1.84	1.69	-1.09	0.301	1.00

	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C10	C11	C12	C13	C14	C15
	OrdenEst	OrdenCorrida	PtCentral	Bloques	Concentración	pH	Agitación	% remoción	RESI1						
1	1	1	1	1	30	4	100	33.93	0.35524						
2	2	2	1	1	50	4	100	34.28	-2.13144						
3	3	3	1	1	30	8	100	37.48	-2.30906						

13. Luego, se despliegan los datos de nuestro análisis de varianzas ANOVA en el siguiente cuadro resumen.

Regresión factorial: % remoción vs. Bloques; Concentración; pH; Agitación; PtCentral

**Coeficientes codificados**

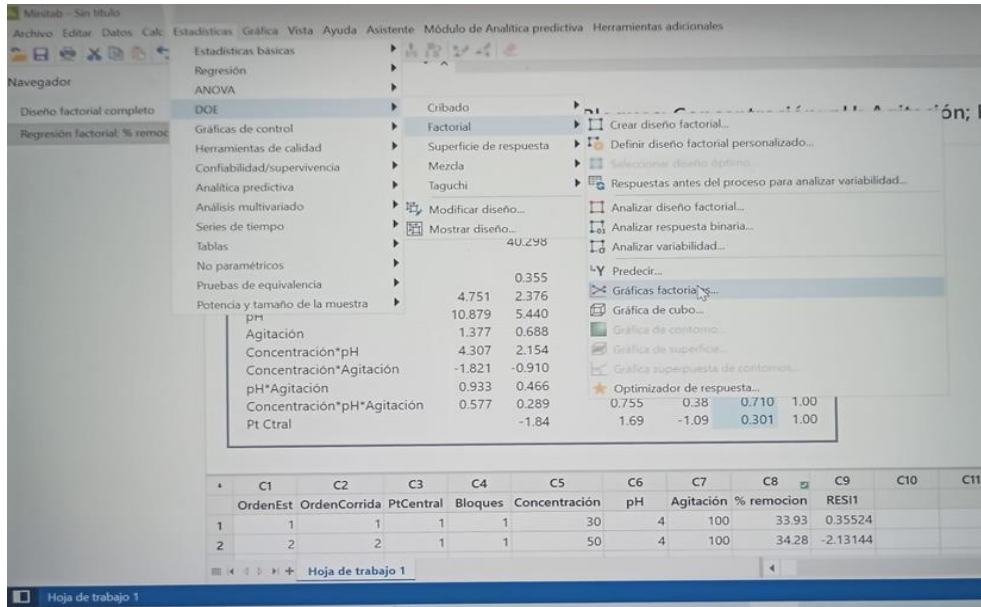
Término	Efecto	Coef	EE del coef.	Valor T	Valc
Constante		40.298	0.755	53.35	0.000
Bloques					
1		0.355	0.676	0.53	0.610
Concentración	4.751	2.376	0.755	3.15	0.010
pH	10.879	5.440	0.755	7.20	0.000
Agitación	1.377	0.688	0.755	0.91	0.384
Concentración*pH	4.307	2.154	0.755	2.85	0.017
Concentración*Agitación	-1.821	-0.910	0.755	-1.21	0.256
pH*Agitación	0.933	0.466	0.755	0.62	0.551
Concentración*pH*Agitación	0.577	0.289	0.755	0.38	0.710
Pt Ctral		-1.84	1.69	-1.09	0.301

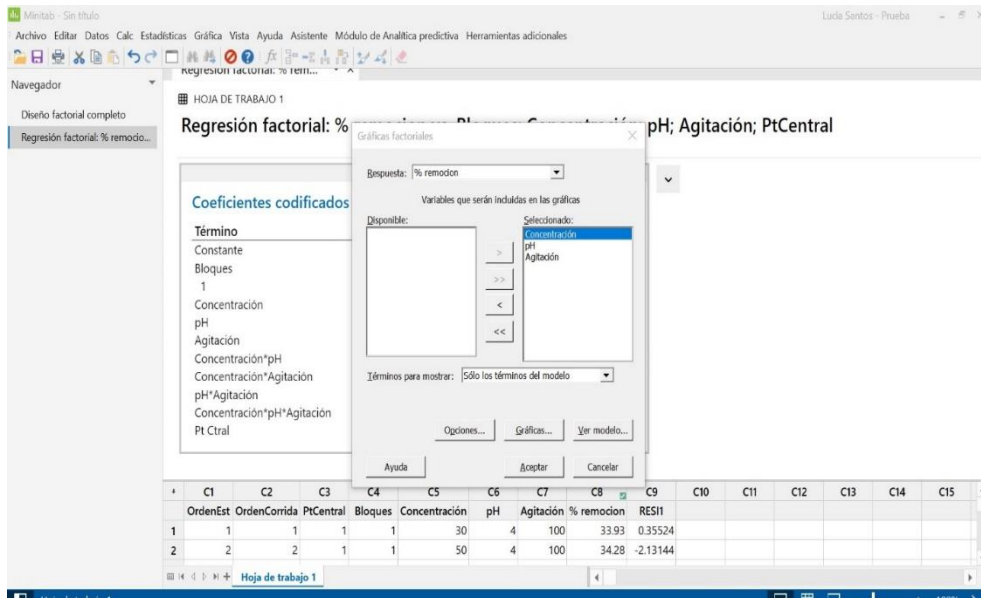
	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C10	C11	C12
	OrdenEst	OrdenCorrida	PtCentral	Bloques	Concentración	pH	Agitación	% remoción	RESI1			
1	1	1	1	1	30	4	100	33.93	0.35524			
2	2	2	1	1	50	4	100	34.28	-2.13144			

14. Dar clic derecho sobre la tabla y seleccionar la opción *Enviar a Microsoft Word*.

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.

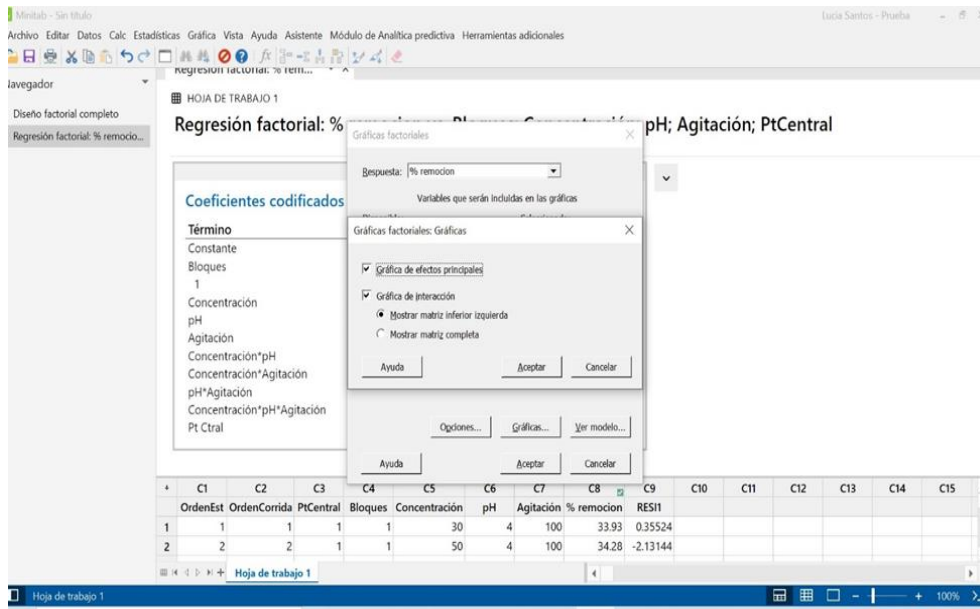


15. Dar clic al menú *Estadísticas/ DOE/ Factorial/ Gráficas factoriales...*

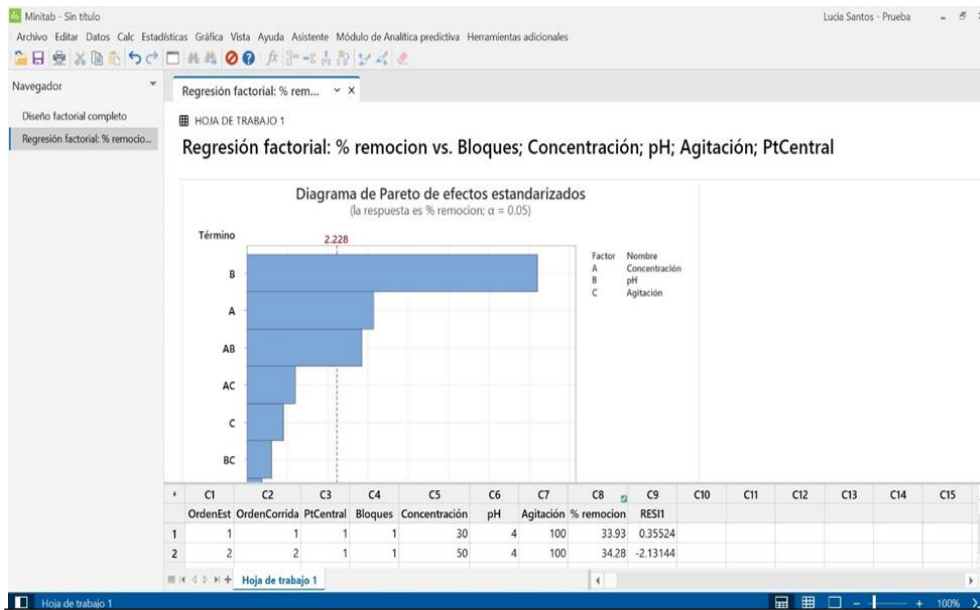


16. En el menú *Gráficas factorial* seleccione la variable respuesta y factores.

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.

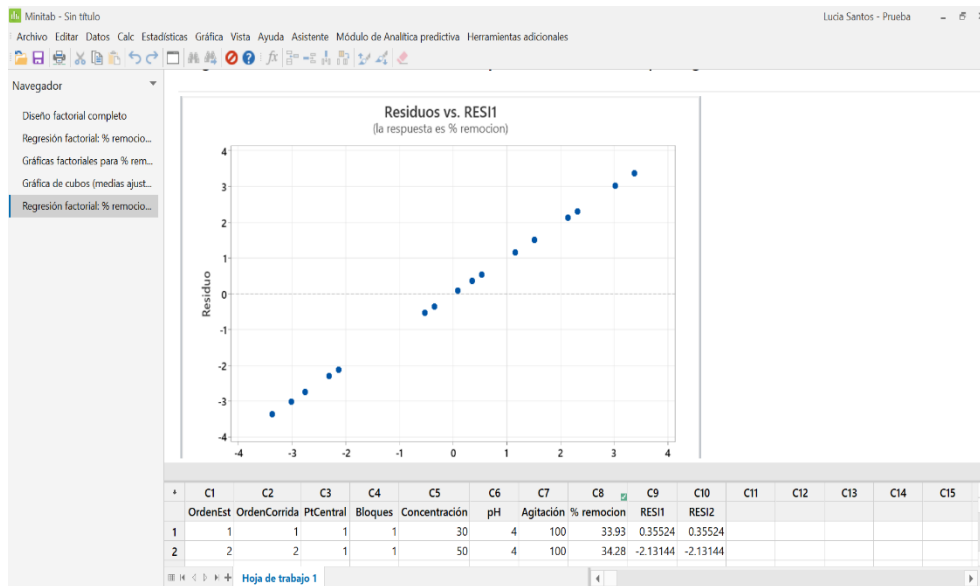


17. En el menú *Gráficas factoriales: Gráficas* seleccione los tipos de gráficas.

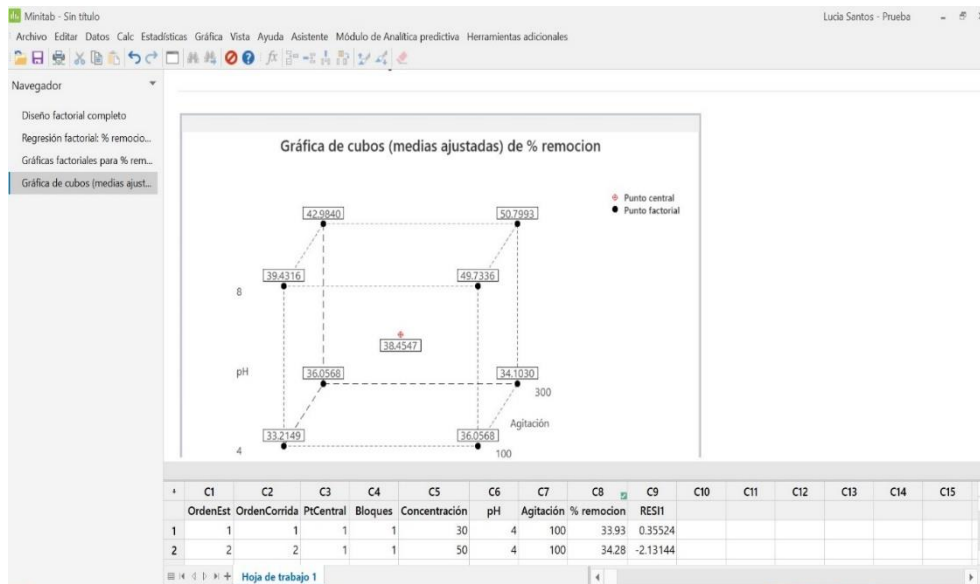


18. Obtención del Gráfico de Pareto.

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.



## 19. Obtención del Gráfico de Residuos.



## 20. Obtención del Gráfico de Cubos.

**Figura N°38.** Continuación.  
Fuente: Elaboración propia.

**ANEXO N°14**

Norma Salvadoreña Obligatoria: NSO.13.49.01:09 “Aguas. Aguas Residuales  
Descargadas a un Cuerpo Receptor”.

## **ACUERDO N° 249**

San Salvador, 3 de marzo de 2009

EL ÓRGANO EJECUTIVO EN EL RAMO DE ECONOMÍA,

Vista la solicitud del Ingeniero **CARLOS ROBERTO OCHOA CORDOVA**, Director Ejecutivo del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), relativa a que se apruebe la **NORMA SALVADOREÑA OBLIGATORIA: NSO.13.49.01:09 "AGUAS. AGUAS RESIDUALES DESCARGADAS A UN CUERPO RECEPTOR"**; y

### **CONSIDERANDO:**

Que la Junta Directiva de la citada Institución ha adoptado la Norma antes relacionada, mediante el punto número **Tres**, del Acta Número **SEISCIENTOS VEINTINUEVE**, de la Sesión celebrada el día trece de febrero del corriente año;

### **POR TANTO:**

De conformidad con el Art. 36 inciso tercero de la Ley del **CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA**,

### **ACUERDA:**

1º) Apruébase la **NORMA SALVADOREÑA OBLIGATORIA: NSO.13.49.01:09 "AGUAS. AGUAS RESIDUALES DESCARGADAS A UN CUERPO RECEPTOR"**; de acuerdo con los siguientes términos:

**NORMA  
SALVADOREÑA**  


**NSO 13.49.01:09**

---

**AGUA.**

**AGUAS RESIDUALES DESCARGADAS A UN CUERPO RECEPTOR.**

---

**CORRESPONDENCIA:** Esta norma es una adaptación de la Propuesta de Norma de Aguas Residuales Descargadas a un Cuerpo Receptor. Ministerio de Salud, El Salvador. Octubre de 1996.

ICS 13.060

---

Editada por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, CONACYT, Colonia Médica, Avenida Dr. Emilio Alvarez, Pasaje Dr. Guillermo Rodríguez Pacas, # 51, San Salvador, El Salvador, Centro América. Teléfonos: 2234-8400, 2225-6222; Fax: 2225-6255; e-mail: info@ns.conacyt.gob.sv.

---

**Derechos Reservados.**

## INFORME

Los Comités Técnicos de Normalización del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, CONACYT, son los organismos encargados de realizar el estudio de las normas. Están integrados por representantes de la Empresa Privada, Gobierno, Organismo de Protección al Consumidor y Académico Universitario.

Con el fin de garantizar un consenso nacional e internacional, los proyectos elaborados por los Comités se someten a un periodo de consulta pública durante el cual puede formular observaciones cualquier persona.

El estudio elaborado fue aprobado como NSO 13.49.01:09 AGUA. AGUAS RESIDUALES DESCARGADAS A UN CUERPO RECEPTOR, por el Comité Técnico de Normalización de Aguas Residuales. La oficialización de la norma conlleva la ratificación por Junta Directiva y el Acuerdo Ejecutivo del Ministerio de Economía.

Esta norma está sujeta a permanente revisión con el objeto de que responda en todo momento a las necesidades y exigencias de la técnica moderna. Las solicitudes fundadas para su revisión merecerán la mayor atención del organismo técnico del Consejo: Departamento de Normalización, Metrología y Certificación de la Calidad.

## MIEMBROS PARTICIPANTES DEL COMITE 49

Ana Cecilia Hernández	INDUSTRIAS LA CONSTANCIA
Aída Martínez	RASA
Albert Salmerón	MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES
Jeannette Monterrosa	MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES
Jose Alberto Fabián	MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES
Karen E. Cruz	MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES
Antonio Candray	MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES
Roberto Escalante	MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES
Julio Alvarado	MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL
Celia de Mena	ANDA
Héctor A. Dueñas	ANDA
Alex Villeda	ANDA
Marcela Fuentes	DEFENSORIA DEL CONSUMIDOR
Diana Burgos	CENTRO PARA LA DEFENSORIA DEL CONSUMIDOR
Juan Francisco Sifontes	AVES
Humberto Figueroa	AVES
Nelson Vaquero	CAMAGRO/CNPML
Julio Arroyo	ASOCIACIÓN AZUCARERA
Ana Bravo	ASOCIACIÓN AZUCARERA
Marcelino Samayoa	ABECAFE
Antonio Arévalo	ABECAFE
Ana Graciela Cortez de Urrutia	ABECAFE
John McCormack	ANEP
Henry Hernández	UES
Eliú Flores	UTLA
Claudia Verónica Ortez	INGENIO LA CABAÑA

Carlos F. Lara C.	INGENIO LA MAGDALENA
Milagro de Romero	INQUIFAR
Renato Cea	CAESA
María Bercian	INGENIO CHAPARRASTIQUE
Magnoly Miranda	INGENIO CHAPARRASTIQUE
Rosario Jiménez	INGENIO EL ANGEL
Wanquiriam Castañeda	INGENIO EL ANGEL
Claudia Alemán	COMPAÑIA AZUCARERA SALVADOREÑA
Miguel A. Ayala	INGENIO JIBOA
Félix Alberto Zejaya	INGENIO LA CABAÑA
Fredy Benavides	GRUPO CALVO
Otto Cabrera	HILASAL
Evelyn de Vanegas	CONACYT
Evelyn Xiomara Castillo	CONACYT

**1. OBJETO**

Esta norma establece las características y valores físico-químicos, microbiológicos y radiactivos permisibles que debe presentar el agua residual para proteger y rescatar los cuerpos receptores.

**2. CAMPO DE APLICACION**

Esta norma se aplica en todo el país para la descarga de aguas residuales vertidas a cuerpos de agua receptores superficiales. Deberá observarse el cumplimiento de los valores permisibles establecidos en esta norma, de forma que no se causen efectos negativos en el cuerpo receptor, tales como color, olor, turbiedad, radiactividad, explosividad y otros.

El aprovechamiento del suelo como elemento para el reuso o tratamiento de las aguas residuales queda sujeto a lo establecido en el Reglamento Especial de Aguas Residuales, los respectivos permisos ambientales emitidos y la norma de Reuso de Aguas Residuales que se adopte.

**3. DEFINICIONES**

**3.1 Agua residual:** es el agua resultante de cualquier uso, proceso u operaciones de tipo agropecuario, doméstico e industrial, sin que forme parte de productos finales.

**3.2 Aguas residuales de tipo especial:** agua residual generada por actividades agroindustriales, industriales, hospitalarias y todas aquellas que no se consideran de tipo ordinario.

**3.3 Aguas residuales de tipo ordinario:** agua residual generada por las actividades domésticas de los seres humanos, tales como uso de servicios sanitarios, lavatorios, fregaderos, lavado de ropa y otras similares.

**3.4 Aceite y grasa:** sustancia química no miscible en el agua pero soluble en solventes designados en los métodos de análisis recomendados en esta norma.

**3.5 Compuestos fenólicos sintéticos:** son compuestos orgánicos que se clasifican como: mono, di, o polihídricos dependiendo del número de grupos hidróxilos unidos al anillo aromático del benceno.

**3.6 Contaminación:** es la alteración de la calidad física, química, biológica y radiactiva en detrimento de la biodiversidad.

**3.7 Cuerpo de agua superficial:** masa de agua estática o en movimiento permanente, tales como: ríos, lagos, lagunas, fuentes, mares, embalses y humedales.

**3.8 Cuerpo receptor:** se refiere al cuerpo de agua superficial expuesto a recibir descargas. No aplican como cuerpo receptor el suelo y los mantos acuíferos.

**3.9 Descarga:** agua residual vertida a un cuerpo receptor.

**3.10 Demanda bioquímica de oxígeno 5 (DBO<sub>5</sub>) a 20 °C:** cantidad de oxígeno necesaria para la oxidación biológica de sustancias orgánicas biodegradables presentes en el agua, a los 5 días a 20 °C.

**3.12 Demanda química de oxígeno (DQO):** cantidad de oxígeno necesaria para producir la oxidación química fuerte de sustancias susceptibles de origen inorgánico y orgánico presentes en el agua.

**3.13 Dilución:** es el efecto de disminuir la concentración de soluto presente en una solución, aumentando la cantidad de disolvente.

**3.14 Grupo coliforme total:** bacterias coliformes de bacilos cortos gram-negativos que fermentan lactosa y forman ácido y gas, son anaerobios facultativos y se multiplican con mayor rapidez a temperaturas de 30 a 37°C

**3.15 Grupo coliforme fecal:** Son aquellos microorganismos que crecen y producen gas a partir de la lactosa en un medio que contiene sales biliares u otros agentes selectivos equivalentes, incubados a temperaturas de 44 a 45,5°C.

**3.16 Industria:** se considera la instalación industrial y sus anexos y dependencias, ya sean cubiertas o descubiertas, que se dediquen a la manipulación, elaboración o transformación de productos naturales o artificiales mediante tratamiento físico, químico, biológico y otros, utilizando o no maquinaria.

**3.17 Material flotante:** sustancias que permanecen temporal o permanentemente en la superficie del cuerpo de agua limitando su uso.

**3.18 Parámetro:** aquella característica que puede ser sometida a medición.

**3.19 Radiactividad:** es la propiedad de determinados elementos químicos (elementos radiactivos) de descomponerse en forma espontánea, liberando energía en forma continua de radiación nuclear: alfa, beta, gamma.

**3.20 Responsable de la descarga:** titular de la actividad sea persona natural o jurídica que vierte las aguas residuales a un cuerpo receptor.

**3.21 Reuso de aguas residuales:** aprovechamiento de aguas residuales tratadas antes o en vez de su vertido.

**3.22 Sólidos sedimentables:** materia que se deposita por acción de la gravedad en el fondo de cualquier recipiente o cuerpo receptor que contenga agua.

**3.23 Sólidos totales:** cantidad de materia sólida que permanece como residuo, posterior a la evaporación total del agua.

**3.24 Sólidos totales disueltos:** cantidad de materia que permanece como residuo, posterior a la evaporación total de agua en una muestra a la cual se le ha realizado separación de sólidos.

**3.25 Sólidos suspendidos totales o en suspensión:** son los sólidos no solubles que representan la diferencia entre los sólidos totales y los sólidos totales disueltos.

**3.26 Tratamiento de aguas residuales:** es la utilización de procesos físicos, químicos y/o biológicos, definidos para depurar las condiciones de las aguas residuales a través de operaciones y procesos unitarios: preliminares, primarios, secundarios o avanzados a fin de cumplir con las normas vigentes.

**3.27 Turbiedad (Turbidez):** es la medida de la transparencia de una muestra de agua debido a la presencia de partículas en suspensión, expresada en NTU.

**3.28 Vertido:** sinónimo de descarga.

**3.29 Valores máximos permisibles:** son los valores, rangos y concentraciones de los parámetros establecidos en esta norma, que debe cumplir el responsable de cada descarga.

#### 4. SÍMBOLOS Y ABREVIATURAS

°C	Grado Celsius ó Centígrado
DBO <sub>5</sub>	Demanda Bioquímica de Oxígeno a los cinco días a 20°C
DQO	Demanda Química de Oxígeno
ml	Mililitro
ml/l	Mililitros por litro
mg/l	Miligramos por litro
NMP	Número más Probable
NTU	Unidades Nefelométricas de Turbiedad
ST	Sólidos totales
STD	Sólidos totales disueltos
Pt - Co	Unidades platino cobalto
SAAM	Sustancias activas al azul de Metileno

#### 5. REQUISITOS

Los niveles máximos permisibles de los parámetros de esta norma deberán ser alcanzados por medio de los tratamientos respectivos. Para alcanzar dichos niveles no permite la dilución.

## NORMA SALVADOREÑA

NSO 13.49.01:09

**Tabla 1. Valores máximos de parámetros de aguas residuales de tipo ordinario, para descargar a un cuerpo receptor.**

ACTIVIDAD	DQO (mg/l)	DBO <sub>5,20</sub> (mg/l)	Sólidos Sedimentables (ml/l)	Sólidos Suspendedos Totales (mg/l)	Aceites y grasas (mg/l)
AGUAS RESIDUALES DE TIPO ORDINARIO	150	60	1	60	20

**Tabla 2. Valores máximos permisibles de parámetros para verter aguas residuales de tipo especial al cuerpo receptor por tipo de actividad**

ACTIVIDAD	DQO (mg/l)	DBO <sub>5,20</sub> (mg/l)	Sólidos sedimentables (ml/l)	Sólidos suspendidos totales (mg/l)	Aceites y grasas (mg/l)
<b>I. ANIMALES VIVOS Y PRODUCTOS DEL REINO ANIMAL</b>					
1. Producción agropecuaria <sup>1)</sup>	800	300	15	150	50
2. Matanza de ganado y preparación y conservación de carnes	400	200	15	125	50
3. Procesamiento de camarón, mariscos en forma congelada	750	250	15	350	130
4. Enlatados de mariscos y fabricación de sus harinas	300	150	15	100	50
5. Productos avícolas	800	300	15	150	50
6. Porcicultura	1800 <sup>1)</sup>	300	15	150	50
7. Procesamiento del atún y sus derivados	1800	600	15	350	50
<b>II. PRODUCTOS DEL REINO VEGETAL</b>					
1. Productos de molinería	400	200	15	200	50
2. Beneficiado de café	2500 <sup>2)</sup>	2000 <sup>2)</sup>	40	1000	30
3. Fabricación de productos de panaderías	250	200	15	70	100
4. Fabricas y refineras de azúcar	600	400	30	150	30
5. Fabricación de chocolate y artículos de confitería, procesamiento de cacao	400	250	15	150	100
6. Elaboración de alimentos preparados para animales	250	60	15	100	50
7. Industria del tabaco	100	60	15	60	20
<b>III. GRASAS Y ACEITES ANIMALES Y VEGETALES</b>					
1. Extractoras de aceites y grasas	700	400	15	150	200
2. Refinadora de aceites y grasas	300	150	15	100	200
<b>IV. PRODUCTOS DE LAS INDUSTRIAS ALIMENTARIAS, BEBIDAS, LIQUIDOS ALCOHOLICOS, TABACO Y SUCEDÁNEOS</b>					
1. Fabricación de productos lácteos	900	600	75	300	75
2. Envasado y conservación de frutas y legumbres, incluyendo la elaboración de jugos	400	150	15	150	60
3. Elaboración de productos alimenticios diversos	400	150	15	150	45
4. Destilación, rectificación y mezclas de bebidas espirituosas	3500	3000	15	1000	20
5. Bebidas malteadas y de malta	800	260	30	100	30
6. Industrias de bebidas no alcohólicas y aguas gaseosas	400	200	30	100	30
<b>V. PRODUCTOS MINERALES</b>					
1. Extracción de minerales no ferrosos	100	60	15	100	20
2. Fabricación de objetos de barro, loza y porcelana	300	100	15	100	20
3. Fabricación de vidrio y productos de vidrio	100	60	15	40	30
4. Fabricación de productos minerales no metálicos	100	60	15	100	20
5. Industrias básicas de hierro y acero	200	60	10	30	30
6. Industrias básicas de metales no ferrosos	200	60	10	30	30

<sup>1)</sup> No estarán incluidas en esta actividad las ya expuestas en la tabla

<sup>2)</sup> Siempre y cuando el cuerpo receptor lo permita.

Continuación...

## NORMA SALVADOREÑA

NSO 13.49.01:09

Continuación...

ACTIVIDAD	DQO (mg/l)	DBO <sub>5,20</sub> (mg/l)	Sólidos sedimentables (ml/l)	Sólidos suspendidos totales (mg/l)	Aceites y grasas (mg/l)
<b>VI. PRODUCTOS DE LAS INDUSTRIAS QUIMICAS</b>					
1. Fabricación de abonos	180	60	10	50	30
2. Fabricación de resinas sintéticas, materias plásticas y fibras artificiales, excepto el vidrio	500	250	15	100	20
3. Fabricación de pinturas, barnices y lacas	300	100	15	100	30
4. Fabricación de productos farmacéuticos y medicamentos	300	100	15	100	30
5. Fabricación de jabones y preparados de limpieza, perfumes, cosméticos y otros productos de tocador	450	300	15	200	40
6. Refinación y/o Fabricación de productos diversos derivados del petróleo y del carbón	600	200	30	200	30
7. Industrias de llantas y cámaras	100	60	15	60	20
8. Expendios de combustibles	100	60	15	70	20
9. Lavado de vehículos	100	40	15	60	30
10. Lavanderías, tintorerías	300	100	15	100	30
11. Rellenos sanitarios y otras instalaciones de manejo de desechos	1500	500	15	200	20
12. Fabricación de baterías	400	200	15	800	20
<b>VII. MATERIAS PLASTICAS, CAUCHO Y SUS MANUFACTURAS</b>					
1. Fabricación de productos plásticos	100	50	15	60	30
<b>VIII. PIELÉS, CUEROS, TALABARTERÍA Y PELETERIA</b>					
1. Curtidurías y talleres de acabado	1500	850	15	150	50
<b>IX. PASTAS DE MADERA, PAPEL Y CARTÓN, MANUFACTURAS Y APLICACIONES</b>					
1. Fabricación de pulpa de madera, papel y cartón	350	200	15	300	20
2. Fabricación de envases y cajas de cartón	400	150	15	100	30
3. Fabricación de envases y cajas de papel y de cartón	400	150	15	100	30
<b>X. MATERIAS TEXTILES Y SUS MANUFACTURAS</b>					
1. Hilados, tejidos y acabados textiles	400	200	15	150	35
<b>XI. CALZADO Y ARTICULOS ANÁLOGOS</b>					
1. Fabricación de productos de cuero y artículos sucedáneos de cuero	180	60	15	60	30
<b>XII. PERLA, PIEDRAS Y METALES PRECIOSOS</b>					
1. Fabricación de joyas y artículos conexos	300	100	15	100	30
<b>XIII. METALES COMUNES Y SUS MANUFACTURAS</b>					
1. Fabricación de cuchillería, herramientas manuales y artículos generales de ferretería	300	100	15	100	30
2. Fabricación de muebles y accesorios principalmente metálicos	300	100	15	100	30
3. Fabricación de productos metálicos estructurales	300	100	15	100	30
4. Fabricación de productos metálicos exceptuando maquinaria y equipo	300	100	15	100	30

Continuación...

## NORMA SALVADOREÑA

NSO 13.49.01:09

Continuación...

ACTIVIDAD	DQO (mg/l)	DBO <sub>5,20</sub> (mg/l)	Sólidos sedimentables (ml/l)	Sólidos suspensidos totales (mg/l)	Aceites y grasas (mg/l)
<b>XIV. MAQUINARIA Y APARATOS, MATERIAL ELECTRICO Y MANTENIMIENTO</b>					
1. Construcción de maquinaria para trabajar los metales y la madera	300	100	15	100	30
2. Construcción de materiales y equipos especiales para las industrias, excepto la maquinaria para trabajar los metales y la madera	300	100	15	100	30
3. Construcción de maquinas y aparatos eléctricos industriales	300	100	15	100	30
4. Fabricación y reparación de automóviles, motocicletas	300	100	15	100	30
5. Fabricación de equipos para diferentes usos	300	100	15	100	30
6. Fabricación de instrumentos de música	300	100	15	100	30
7. Fabricación y ensamble de componentes electrónicos	1500 <sup>2)</sup>	100	15	100	30

<sup>1)</sup> No estarán incluidas en esta actividad las ya expuestas en la tabla

<sup>2)</sup> Siempre y cuando el cuerpo receptor lo permita

Dependiendo del tipo de industria o actividad productiva, la caracterización del vertido deberá incluir, además de los análisis descritos en las tablas 1 y 2, otros parámetros de calidad para determinar y controlar la presencia de los contaminantes de las aguas residuales, descritos en la tabla 3 de esta norma, de conformidad con la clasificación de actividades contenidas en el Reglamento Especial de Aguas Residuales. Emitido por el Ministerio del Ambiente y Recursos Naturales.

**Tabla 3. Parámetros Complementarios sobre Valores Permisibles para Aguas Residuales Descargadas a un Cuerpo Receptor**

Parámetros	Valores máximos permisibles
Aluminio (Al)	mg/l 5
Arsénico (As)	mg/l 0,1
Bario total (Ba)	mg/l 5
Berilio (Be)	mg/l 0,5
Boro (B)	mg/l 1,5
Cadmio (Cd)	mg/l 0,1
Cianuro total (CN <sup>-</sup> )	mg/l 0,5
Cinc (Zn)	mg/l 5
Cobalto (Co)	mg/l 0,05
Cobre (Cu)	mg/l 1
Coliformes fecales	NMP/100ml 2 000
Coliformes totales	NMP/100ml 10 000
Color	1 <sup>1)</sup>
Compuestos fenólicos sintéticos	mg/l 0,5
Cromo hexavalente (Cr <sup>+6</sup> )	mg/l 0,1
Cromo total (Cr)	mg/l 1
Detergentes (SAAM)	mg/l 10
Fluoruros (F)	mg/l 5
Fósforo total (P)	mg/l 15
Organofluorina	mg/l 0,1
Fosfatina	mg/l 0,1
Benzimidazol	mg/l 0,1
Piretroides	mg/l 0,1
Bipiridilos	mg/l 0,1
Fenoxi	mg/l 0,1
Triazina	mg/l 0,1
Fosfónico	mg/l 0,1
Hierro total (Fe)	mg/l 10
Lito (Li)	mg/l 2

Continúa

<sup>1)</sup> efluente líquido no deberá incrementar color visible al cuerpo receptor

Continuación...

**Tabla 3. Parámetros Complementarios sobre Valores Permisibles para Aguas Residuales Descargadas a un Cuerpo Receptor**

Parámetros		Valores máximos permisibles
Manganeso total (Mn)	mg/l	2
Materiales flotantes	mg/l	Ausentes
Mercurio (Hg)	mg/l	0,01
Molibdeno (Mo)	mg/l	0,1
Níquel (Ni)	mg/l	0,2
Nitrógeno total (N)	mg/l	50
Organoclorados	mg/l	0,05
Organofosforados y Carbamatos	mg/l	0,1
pH	Unidades	5,5 – 9,0 <sup>2)</sup>
Plata (Ag)	mg/l	0,2
Plomo (Pb)	mg/l	0,4
Selenio (Se)	mg/l	0,05
Sulfatos (SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> )	mg/l	1000
Sustancias radiactivas	-	0
Temperatura	°C	20-35 °C <sup>3)</sup>
Turbidez (Turbiedad)	NTU	4)
Vanadio (V)	mg/l	1

<sup>2)</sup> El valor de pH 5,5-9,0 aplica para descargas en aguas limnias; definiéndose un valor de pH entre 6.0-9.5 para vertidos en aguas costero marinas

<sup>3)</sup> En todo caso la temperatura del H<sub>2</sub>O de descarga al cuerpo receptor no podrá alterar ± 5 °C, con respecto a la temperatura natural del cuerpo hídrico receptor.

<sup>4)</sup> No se incrementara en 5 Unidades la turbidez del cuerpo receptor.

**Tabla 4. Requerimiento para toma de muestras  
Recipientes para Muestreo y Preservantes de Componentes en Agua**

Parámetros	Recipientes	Preservante	Tiempo máximo de almacenamiento	Vol. mínimo de muestra mL
Aceites y grasas	Vidrio	5 mL (1+1) H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> /L muestra. Enfriar a 4 °C	24 horas	1 000
Acido fenoxiacético, herbicida	Vidrio	H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> a pH < 2, inferior a 4 °C	Preferible extraer inmediatamente	1 000
Aluminio	Polietileno	2 ml. Conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Arsénico	Polietileno	Enfriar 4 °C	6 meses	1 000
Bario	Polietileno	2 ml. Conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Berilio	Polietileno	2 ml. Conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Boro	Polietileno	Enfriar 4 °C	6 meses	1 000
Cadmio	Polietileno	2 ml. Conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Carbamato (plaguicida)	Vidrio	H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> a pH < 4 y 10 g Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> /L muestra	Preferible extraer inmediatamente	2 500
Cianuro	Polietileno	1 mL NaOH al 10 % / 100 mL muestra	24 horas	500
Cinc	Polietileno	2 ml. Conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Color	Polietileno	Enfriar 4 °C	24 horas	500
Cromo	Polietileno	2 ml. Conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	24 horas	1 000
DBO	Polietileno	Enfriar 4 °C	4 horas	1 000
DQO	Polietileno	Enfriar 4 °C	24 horas	1 000
Fenoles	Vidrio	H <sub>3</sub> PO <sub>4</sub> a pH < 4 y 1,0 g CuSO <sub>4</sub> /L, enfriar 4 °C	24 horas	1 000
Fluoruro	Polietileno	Enfriar 4 °C	7 días	300
Fósforo disuelto inorgánico ortofosfato total	Vidrio	Filtrando in situ, usando membrana filtrante de 0,45 µm enfriar 4 °C	24 horas	1 000
Hierro	Polietileno	2 mL. conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Litio	Polietileno	2 mL. conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000

Parámetros	Recipientes	Preservante	Tiempo máximo de almacenamiento	Vol. mínimo de muestra mL
Manganeso	Polietileno	2 mL. conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Mercurio	Vidrio o teflón	1 mL. conc. H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> y 1 mL solución K <sub>2</sub> Cr <sub>2</sub> O <sub>7</sub> al 5% / 100 mL muestra	1 mes	1 000
Molibdeno	Polietileno	2 mL. conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Níquel	Polietileno	2 mL. conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Nitrógeno amoniacal por Kjeldahl nitrato+nitrito	Polietileno	Enfriar 4 °C	24 horas	1 000
Pentaclorofenol	Vidrio	H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> a pH < 4 y 0,5 g CuSO <sub>4</sub> /L enfriar 4 °C	24 horas	1 000
pH	Polietileno	Ninguno	Preferible tomar de inmediato	200
Plaguicidas organoclorados	Vidrio	Enfriar 4 °C	Preferible extraer inmediatamente	2 500
Plata	Polietileno	0,4 g disódico EDTA/100 mL muestra	10 días	1 000
Plomo	Polietileno	2 ml. conc. HNO <sub>3</sub> /L muestra	6 meses	1 000
Selenio	Polietileno	Enfriar 4 °C	6 meses	1 000
Sulfato	Polietileno	Enfriar 4 °C	7 días	1 000

## 6. METODOS DE ANALISIS

Tabla 5. Métodos de Análisis para la Determinación de los Parámetros Contemplados en la Norma

Parámetros	Número de referencia Standard Methods	Número de referencia ASTM
Aceites y grasas	5520	D 3921 - 96
Aceites y grasas (Refinerías de petróleos)	5520	D 3921 - 96
Aluminio	3500 - Al	D 857 - 02
Arsénico	3500 - As	D 2972 - 97
Bario total	3500 - Ba	D 4382 - 02
Berilio	3500 - Be	D 3645 - 02
Boro	4500 - B	D 3082 - 92
Cadmio	3500 - Cd	D 3557 - 02
Cianuro total	4500 CN <sup>-</sup>	D 2036 - 98

## NORMA SALVADOREÑA

NSO 13.49.01:09

Parámetros	Número de referencia Standard Methods	Número de referencia ASTM
Cinc (Zinc)	3500 - Zn	D 1691 - 02
Cloruros	4500 - Cl <sup>-</sup>	D 512 - 89
Cobalto	3500 - Co	D 3558 - 94
Cobre	3500 - Cu	D 1688 - 02
Coliformes fecales	9221	-
Coliformes totales	9221	-
Color	2120	-
Compuestos fenólicos sintéticos	5530 y 6420	D 1783 - 01
Cromo hexavalente	3500 - Cr	D 5257 - 97
Cromo total	3500 - Cr	D 1687 - 92
DBO (aguas domésticas)	5210	-
DBO (aguas industriales)	5210	-
Detergentes aniónicos	5540	-
DQO (aguas industriales)	5220	D 1252 - 02
DQO (aguas domésticas)	5220	D 1252 - 02
Fluoruros	4500 - F <sup>-</sup>	D 1179 - 99
Fósforo total	4500 - P	D 515 - 88
Herbicidas totales	6640 y 6651	D 5812 - 96
Hierro total	3500 - Fe	D 1068 - 96
Litio	3500 - Li	-
Manganeso total	3500 - Mn	-
Material flotante	2530	-
Mercurio	3500 - Hg	D 3223 - 02
Molibdeno	3500 - Mo	D 3372 - 02
Níquel	3500 - Ni	D 1886 - 94
Nitrógeno total	4500 - N	D 3590 - 02
Organoclorados	6630	D 5812 - 96
Organos fosforados y carbamatos	6610	-
pH	4500 - H <sup>+</sup>	D 1293 - 99
Plata	3500 - Ag	D 3866 - 02
Plomo	3500 - Pb	D 3559 - 96
Recolección y preservación de las muestras	1060	-
Selenio	3500 - Se	D 3859 - 98
Sólidos sedimentables	2540 F	-
Sólidos suspendidos (aguas domésticas)	2540 D	-
Sólidos suspendidos (aguas industriales)	2540 D	-
Sulfatos	4500 - SO <sub>4</sub> <sup>-2</sup>	D 516 - 02
Temperatura	2550	-
Trihalometanos	6232	-
Turbidez (Turbiedad)	2130	D 1889 - 00
Vanadio	3500 - V	D 3373 - 93

Nota 1. Se recomienda el uso de los métodos "ASTM" y "STANDARD METHODS". Pueden utilizarse también los métodos empleados para los laboratorios acreditados por el CONACYT.

**7. DOCUMENTO DE REFERENCIA**

- Propuesta de norma de las Aguas Residuales Descargadas a un Cuerpo Receptor. El Salvador, 1996. **MINISTERIO DE SALUD PUBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL**
- Análisis del impacto de establecimiento de normas de vertidos y tratamiento d aguas residuales en la tarifas de disposición final y tratamiento para el subsector de agua potable y alcantarillado.

**8. CUMPLIMIENTO Y VERIFICACION**

**8.1** Corresponde al Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN), velar por el cumplimiento de esta norma obligatoria, de conformidad con lo establecido por la Ley del Medio Ambiente.

**8.2** De conformidad a lo establecido por los Arts. 107, 108 y 109 de la Ley del Medio Ambiente y Art. 5 del Reglamento Especial de Normas Técnicas de Calidad Ambiental y Art. 5 del Reglamento Especial de Aguas Residuales, los titulares de las actividades, obras o proyectos que se encuentren en ejecución a la entrada en vigencia de esta norma, podrán presentar un Programa de Adecuación Ambiental, o en su caso, solicitar al MARN la realización de una Auditoria Ambiental, cuyos resultados servirán de insumo al Titular para presentar a la aprobación del expresado Ministerio un Diagnostico Ambiental y su correspondiente Plan de Aplicación Voluntaria que impliquen el cumplimiento de las presentes normas técnicas dentro del plazo que el mismo Programa o Plan establezca. El Plazo estará sujeto a lo estipulado por los mencionados artículos.

**8.3** Las actividades, obras o proyectos que cuenten con Permiso Ambiental de construcción y/o funcionamiento, deben cumplir con los parámetros establecidos en dicho Permiso, aunque aquellos sean más restrictivos a lo establecido en la presente norma. En caso que sean menos restrictivos deben adecuarse a esta norma.

Para toda actividad no regulada en la presente norma, el MARN establecerá los parámetros de descarga tomando en cuenta los elementos técnicos de la actividad, las características del cuerpo receptor y la normativa técnica internacional.

**8.4** Las nuevas actividades, obras o proyectos, estarán sujetas a lo establecido por los Arts. 21 y 22 de la Ley del Medio Ambiente.

**ANEXO A**

**Bibliografía**

1. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. NSO 13.07.01:97. Agua Potable. El Salvador, 1997.
2. Superintendencia de Servicios Sanitarios. Norma técnica relativa a Descargas de Residuos Industriales Líquidos. Chile, 1992.
3. Comisión Nacional del Medio Ambiente. Autoridad para el manejo sustentable de la cuenca y el Lago de Amatitlán, Propuesta de modificación. Guatemala. Julio, 1997.
4. Reglamento de Vertido y Reuso de Aguas Residuales. La Gaceta. Costa Rica. Junio, 1997.
5. Normas para la Clasificación y el Control de la Calidad de los Cuerpos de Agua y Vertidos o Efluentes Líquidos. Venezuela. Diciembre de 1995.
6. Pollution Control Measures. Water Pollution Control Law. International Center for Environmental Technology Transfer, ICETT. Japón, 1995.
7. Aguas Limpias para Colombia al menor costo. Ministerio del Medio Ambiente. Colombia. Agosto, 1997.
8. Legislación Ambiental en Colombia. Asociación Colombiana de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Colombia. Agosto, 1997.
9. Norma Oficial Mexicana NOM-001-ECOL-1996, Norma para las Descargas de Aguas Residuales en Aguas y Bienes Nacionales. México 1996.
10. Manual de Gestión de la Calidad Ambiental. Ing. Raúl Prando. Uruguay. OEA/GTZ, 1996.
11. Normas de Laboratorio, Standard Methods. Edición 1998.
12. Anual Book of ASTM standards; Water and Environmental Technology. American Society for Testing and Materials, ASTM. USA, 2002.
13. Análisis del impacto de establecimiento de normas de vertidos y tratamiento de aguas residuales en las tarifas de disposición final y tratamiento para el subsector de agua potable y alcantarillado

**- FIN DE LA NORMA -**

**2º) El presente Acuerdo entrará en vigencia seis meses después de su publicación en el Diario Oficial, de acuerdo a la Conferencia Ministerial de la OMC, Cuarto Período, DOHA, 9 – 14 de noviembre de 2001. COMUNÍQUESE. RICARDO ESMAHAN, MINISTRO**

## **ANEXO N°15**

Resultados del análisis bromatológico, sólidos totales y sólidos sedimentables.



## RESULTADO DE ANÁLISIS

Fecha de Emisión: Ciudad Universitaria, 29 de julio de 2019.

Tipo de Muestra: POLVO DEL NOPAL (MXU170)

Análisis solicitado: Bromatológico

Usuario: Br. Silvia Anabel Elizondo Benítez

Muestra	Metodología						
	Gravimétrico			micro-Kjedahl	Soxhlet	Ankom	Diferencia
ID	%Humedad Total	%Materia Seca	%Ceniza	%Proteína Cruda	%Extracto Etéreo	%Fibra Cruda	%CHOS
MXU0170-2019	10.20	89.80	28.78	7.97	1.24	16.65	45.36
	AA-Llama	Fotometria-Llama		UV			
	ppm Mg	ppm Na	ppm Ca	ppm P			
	12763.00	219.79	70973.97	630.08			

Resultados presentados en Base Seca

Analista: Lic. Guillermo Jacob Pineda Magaña

“HACIA LA LIBERTAD POR LA CULTURA”

Lic. M.Sc. Freddy Alexander Carranza Estrada  
Jefe del Departamento de Química Agrícola





## RESULTADO DE ANÁLISIS

Fecha de Emisión: Ciudad Universitaria, 13 de agosto de 2019.

Tipo de Muestra: AGUA RESIDUAL (MXU0189)

AGUA TRATADA (MXU190)

Análisis solicitado: Sólidos Totales y Sólidos Sedimentables

Usuario: Br. Lucia Beatriz Santos

Muestra	Metodología	
	Sólidos Totales ppm	Sólidos sedimentables mL/L
ID	Gravimétrico	Imhoff
MXU0189-2019	3400	4.50
MXU0190-2019	4440	0.10

Analista: Lic. Guillermo Jacob Pineda Magaña

“HACIA LA LIBERTAD POR LA CULTURA”

Lic. M.Sc. Freddy Alexander Carranza Estrada  
Jefe del Departamento de Química Agrícola

