

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE QUIMICA Y FARMACIA**



**EVALUACION DEL USO DE CLADODIOS DE *Opuntia guatemalensis* Britton &
Rose COMO SUSTRATO BIOADSORBENTE PARA LA REMOCION DE
CROMO (VI) EN DISOLUCION ACUOSA**

TRABAJO DE GRADUACION PRESENTADO POR

**RAQUEL AMARILIS CRESPIB BARRIENTOS
DIANA BEATRIZ ELIAS ANZORA**

PARA OPTAR AL GRADO DE

LICENCIADA EN QUIMICA Y FARMACIA

MAYO 2020

SAN SALVADOR, EL SALVADOR, CENTROAMERICA

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR

MAESTRO ROGER ARMANDO ARIAS ALVARADO

SECRETARIO GENERAL

ING. FRANCISCO ANTONIO ALARCON SANDOVAL

FACULTAD DE QUIMICA Y FARMACIA

DECANA

LICDA. REINA MARIBEL GALDAMEZ

SECRETARIA

LICDA. EUGENIA SORTO LEMUS

DIRECCIÓN DE PROCESOS DE GRADUACIÓN

DIRECTORA GENERAL

MSc. Cecilia Haydeé Gallardo de Velásquez

TRIBUNAL CALIFICADOR

ASESORAS DE AREA EN APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES

Licda. Rina Antonieta Toledo Mendoza

MSc. Morena Lizette Martínez de Díaz

DOCENTES ASESORES

Lic. Marco Antonio Aquino Campos

Ing. Sergio Armando Maravilla Miranda

AGRADECIMIENTOS

A Dios Todopoderoso por brindarme la vida, salud, su amor incondicional, inteligencia, fortaleza, y los recursos para poder culminar con éxito mi carrera.

Gracias a mis padres, mis abuelos por ser los principales promotores de mis sueños, gracias a ellos por cada día confiar y creer en mí y en mis expectativas, por su amor, comprensión, consejos, y sus sacrificios para poder brindarme lo necesario para salir adelante, y siempre orar por mí.

A mi hermano David por su cariño y apoyo incondicional, durante todo este proceso. A toda mi familia porque con sus oraciones, consejos y palabras de aliento hicieron de mí una mejor persona y me acompañan en todos mis sueños y metas.

A mi amor, Víctor por su amor, paciencia, su generosidad y su incansable ayuda en este duro camino, por hacerme feliz.

Agradezco a los docentes de la Facultad de Química de la Universidad de El Salvador, por haber compartido sus conocimientos a lo largo de la preparación de mi profesión, de manera especial, a Lic. Marco Aquino e Ing. Maravilla, asesores del proyecto de investigación, quienes me han guiado con su paciencia y su rectitud como docente. Y a las docentes del comité evaluador, quienes, con la enseñanza de sus valiosos conocimientos, hicieron que pueda crecer día a día como profesional, gracias a cada una de ustedes por su paciencia, dedicación, apoyo incondicional y amistad.

Finalmente quiero expresar mi más grande y sincero agradecimiento a mi compañera Diana, principal colaboradora durante todo este proceso, quien a pesar de tantos desafíos enfrentados nunca se rindió y estuvo allí hasta ver culminado este logro.

Raquel Amarilis Crespín

AGRADECIMIENTOS

A Dios todopoderoso por permitirme cumplir esta meta en mi vida, por todos los días mostrarme su infinito amor a través de las maravillosas personas que me acompañaron en esta etapa; por darme a la mejor familia que existe y así, las fuerzas necesarias para dar por finalizado este caminar.

A ellos, mi familia en general, les agradezco por brindarme su apoyo en todo momento, cada uno de distinta manera. Especialmente a mis padres, Doris Anzora y Alberto Elías, por su fortaleza y amor incondicionales en los días más difíciles. A mi hermana, Madaí, quien se convirtió en mi mejor amiga y con ello en una de mis principales fuentes de alegría y soporte. A mi hermano Geremias, quien a pesar de la distancia siempre estuvo presente cuando más lo necesité. A mi amado hermano Enrique, mi ángel desde el cielo, por estar siempre para mí.

A mis compañeros y amigos de estudio, por hacer que estos años sean inolvidables, especialmente a Lou, gracias amiga por tu apoyo y amistad.

A todos los docentes que me brindaron las herramientas necesarias para desenvolverme en la vida profesional. A mis asesores de tesis Lic. Marco Aquino e Ing. Sergio Maravilla, por su empeño para la realización de este estudio.

A mi compañera Raquel, por hacer que esto pasara y no rendirse en ningún momento.

Y finalmente agradezco de manera especial a mi amado novio, Alex Gálvez, mi Mau, por compartir su hermosa existencia conmigo y sin quien el último peldaño de esta meta, no hubiera sido lo especial que fue.

Diana Elías

DEDICATORIA

A Dios

Por darme la vida y estar siempre conmigo, guiándome y guardándome en mi camino.

A mis Padres

El esfuerzo y las metas alcanzadas, refleja la dedicación, el amor que invierten sus padres en sus hijos. Gracias a mis padres son quien soy, orgullosamente y con la cara muy en alto agradezco a Raúl Crespín y Amarilis de Crespín, mi mayor inspiración, gracias a ellos he concluido con mi mayor meta.

A mis Abuelos

Tener un abuelo es contar con un tesoro, entre sus arrugas se encuentra la certeza de haber vivido una vida nutrida de amor, con la sabiduría y el deseo de regalar felicidad, haciendo de nuestras vidas una maravillosa aventura, con su ejemplo y amor profundo, me encaminaron a seguir mis sueños con fe en Dios, y siempre me han dado esperanzas y han tenido fe en mí.

A mi amor, Víctor

En el camino encuentras personas que iluminan tu vida, que con su apoyo alcanzas de mejor manera tus metas, a través de sus consejos, de su amor, y paciencia me ayudo a concluir esta meta.

A la memoria de Tío Miguel Estévez

Quien siempre estuvo apoyándome con sus consejos, ayudándome en tareas de campo, siendo un pilar de inspiración y motivación para mi vida

Raquel Amarilis Crespín

DEDICATORIA

A Dios

Por ser el autor de mi vida y permitirme a través de su amor infinito, finalizar una de las mayores metas de mi vida.

A mis padres

Por dar todo por mí y hacerme la persona que soy, por su amor incondicional.

A mis hermanos

Por impulsarme a superarme siempre y amarme tanto. En especial a Kike.

Diana Elías

ÍNDICE

	N° Pág.
RESUMEN	
CAPÍTULO I	
1.0 INTRODUCCIÓN	23
CAPÍTULO II	
2.0 OBJETIVOS	26
CAPÍTULO III	
3.0 MARCO TEÓRICO	28
3.1 <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	28
3.2 Género <i>Opuntia</i>	30
3.3 Metales pesados	33
3.4 Métodos para la eliminación de cromo	36
3.5 Espectroscopia de absorción atómica	36
3.6 Métodos para la determinación de los parámetros Fisicoquímicos del agua	41
3.7 Diseño de experimentos	46
3.8 Programa estadístico para el procesamiento de datos	49
CAPÍTULO IV	
4.0 DISEÑO METODOLÓGICO	51
4.1 Tipo de estudio	51
4.2 Investigación bibliográfica	51
4.3 Investigación de campo	51
4.4 Variables de estudio	52
4.5 Parte experimental	53

CAPÍTULO V

5.0 RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	68
5.1 Variables de estudio	68
5.2 Obtención de sustrato bioadsorbente	68
5.3 Procesamiento de muestra vegetal	70
5.4 Determinación de tamaño de partícula del sustrato	71
5.5 Determinación de presencia de cromo en cladodios frescos y Secos por absorción atómica acoplado a horno de grafito	73
5.6 Análisis de cromo hexavalente en agua	75
5.7 Determinación del límite de cuantificación del equipo Espectrofotométrico UV-Visible	78
5.8 Preparación de disoluciones de dicromato de potasio y tratamiento para la liberación de cromo hexavalente	79
5.9 Medición de absorbancia para cálculo de concentración de cromo en disoluciones de dicromato de potasio	80
5.10 Determinación de turbidez en las disoluciones de dicromato de Potasio	82
5.11 Determinación de las soluciones de dicromato de potasio	83
5.12 Análisis del proceso de bioadsorción de cromo hexavalente empleando <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	84
5.13 Combinación de variables y realización de ensayos	84
5.14 Medición de absorbancia posterior al proceso de bioadsorción	85
5.15 Medición de turbidez posterior al proceso de bioadsorción	90
5.16 Medición de conductividad posterior al proceso de bioadsorción	91
5.17 Cálculo del porcentaje de remoción de concentración de cromo	93
5.18 Porcentaje de disminución a partir de valores de conductividad	96
5.19 Análisis estadístico de la influencia de variables en el proceso de Bioadsorción de cromo hexavalente	98

5.20 Propuesta de manejo de residuo de sustrato contaminado con cromo Hexavalente	106
CAPÍTULO VI	
6.0 CONCLUSIONES	108
CAPÍTULO VII	
7.0 RECOMENDACIONES	112
BIBLIOGRAFÍA	
ANEXOS	

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura N°		Pág.
1.	<i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose, flor, fruto y cladodios	28
2.	Distribución de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose en El Salvador	30
3.	Componentes de un espectrofotómetro de Absorción Atómica	39
4.	Componentes de Espectrofotómetro UV-VIS	43
5.	Diseño óptico de un Turbidímetro o nefelómetro	45
6.	Ubicación del sitio de muestreo de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	131
7.	Procedimiento para recolección de muestra para identificación	132
8.	Diagrama procedimiento para recolección de muestra para ensayos	133
9.	Proceso de secado de cladodios de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	134
10.	Diagrama de procedimiento para molienda y tamizado de cladodios	135
11.	Diagrama de Procedimiento para Determinación de tamaño de partícula	136

12.	Procedimiento de Preparación de soluciones de cromo hexavalente.	140
13.	Diagrama de Preparación de curva de calibración	141
14.	Medición de absorbancia de las muestras empleadas antes y después del tratamiento de bioadsorción de cromo vi por Espectroscopia Uv-visible	142
15.	Procedimiento para la determinación de límite de cuantificación del Espectrofotómetro UV-Visible Genesys 10S	143
16.	Medición de turbidez de las muestras antes y después del proceso de bioadsorción	148
17.	Procedimiento para medición de conductividad antes y después del proceso de bioadsorción	154
18.	Diagrama de Trabajo	155
19.	Preparación de cladodios de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose para el proceso de secado.	159
20.	Proceso de secado de cladodios de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	159
21.	Tamiz empleado para separación de sustrato bioadsorbente de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose en partícula fina y gruesa.	160

22.	Microfotografía de partículas del sustrato, tomada con microscopio óptico.	161
23.	Soluciones de la curva de calibración para Cromo VI y Espectrofotómetro Uv-Visible modelo Genesys 10S.	165
24.	Curva de calibración para Cromo VI	77
25.	Medición de turbidez de las disoluciones de dicromato de potasio	166
26.	Medidas de conductividad de las muestras	167
27.	Proceso de bioadsorción	168
28.	Gráfico de los porcentajes de remoción de Cromo VI según absorbancia	95
29.	Gráfico de los porcentajes de remoción de Cromo VI según conductividad.	97
30.	Diagrama de Pareto de efectos estandarizados para absorbancia	99
31.	Gráfica de efectos principales para absorbancia	100
32.	Diagrama de Pareto de efectos estandarizados para turbidez.	102
33.	Gráfica de efectos principales para turbidez	102
34.	Diagrama de Pareto de efectos estandarizados para conductividad	104
35.	Gráfica de efectos principales para conductividad	104

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro N°		Pág. N°
1.	Usos de la <i>Opuntia</i>	31
2.	Características del cromo según estado de oxidación	34
3.	Datos de recolección e identificación de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	69

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla N°		Pág. N°
1.	Análisis proximal de cladodios de <i>Opuntia</i> en distintas edades (porcentaje materia seca)	31
2.	Conversión de unidades de Turbidimetría	44
3.	Interacción de Factores y Efectos	48
4.	Resumen de los elementos del Diseño Factorial Fraccionado 2^{4-1}	65
5.	Combinaciones de efectos de diseño factorial 2^4	66
6.	Tamaños de partícula obtenidos con el microscopio Óptico	72
7.	Resultado de análisis de Cromo en Cladodios Frescos reportados en base seca	73
8.	Resultado de análisis de Cromo en cladodios secos y molidos reportados en base seca	74
9.	Ensayos para construcción de curva de calibración	76
10.	Curva de calibración para cromo VI	77

11.	Datos para el cálculo del límite de cuantificación de Cromo VI	79
12.	Resultados de absorbancia de las disoluciones de Dicromato de potasio previo al proceso de bioadsorción	80
13.	Concentraciones de cromo en disoluciones de Dicromato de potasio previo al proceso de bioadsorción	82
14.	Valores de Turbidez de las disoluciones de dicromato de potasio antes del proceso de bioadsorción	82
15.	Resultados de conductividad obtenidos previo al proceso de bioadsorción	83
16.	Resultados de conductividad corregida a 25°C previo al proceso de bioadsorción	83
17.	Condiciones para los ensayos de bioadsorción	85
18.	Análisis estadístico para obtención de promedios de Absorbancia después del proceso de bioadsorción	86
19.	Promedios de Absorbancia después del proceso de Bioadsorción	87
20.	Concentración de cromo VI según los promedios de Absorbancia y concentraciones corregidas después del proceso de bioadsorción	88

21.	Concentraciones de Cromo VI ajustadas, según el Límite de cuantificación del espectrofotómetro Genesys 10s	89
22.	Valores de Turbidez antes y después de la adición de Sustrato	90
23.	Resultados de conductividad obtenidos posterior al proceso de bioadsorción.	92
24.	Valores de Conductividad Corregida a 25 ° C	92
25.	Concentraciones de Cromo VI ajustadas, según el límite de cuantificación del espectrofotómetro	94
26.	Porcentajes de eliminación de Cromo VI según conductividad	96
27.	Análisis de Varianza para los datos de absorbancia, Obtenidos antes y después del proceso de bioadsorción	98
28.	Análisis de Varianza para los datos de turbidez obtenidos antes y después del proceso de bioadsorción	101
29.	Análisis de Varianza para los datos de conductividad Corregida, obtenidos antes y después del proceso de Bioadsorción	103

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo N°	Pág. N°
1. Reactivos, materiales y equipos	125
2. Ubicación de sitio de muestreo de material vegetal	131
3. Identificación: Recolección de muestra	132
4. Muestreo de material vegetal	133
5. Limpieza y secado de cladodios	134
6. Molienda y tamizado de sustrato	135
7. Determinación de tamaño de partícula	136
8. Norma mexicana análisis de agua. - Medición de cromo hexavalente en aguas naturales, salinas, residuales y residuales tratadas- Método de prueba. NMX-AA-044-SCFI-2014	137
9. Preparación de disoluciones de cromo	140
10. Preparación de la curva de calibración	141
11. Medición de absorbancia	142
12. Determinación de límite de cuantificación	143

13. Norma Mexicana de determinación de turbiedad NMX-AA-038-SCFI-2001	144
14. Medición de turbidez	148
15. Norma Mexicana sobre determinación de conductividad NMX-AA-093-SCFI-2000	149
16. Medición de Conductividad	154
17. Diagrama de trabajo Diseño Factorial 2^{k-1}	155
18. Constancia de identificación de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	156
19. Limpieza y secado de cladodios	158
20. Tamizado de sustrato	160
21. Microfotografías de sustrato	161
22. Resultados de análisis de cromo en cladodios de <i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose por Espectroscopia de Absorción Atómica	162
23. Espectrofotómetro Uv-Vis	165
24. Turbidímetro	166

25. Conductímetro	167
26. Soluciones en proceso de bioadsorción	168

RESUMEN

Esta investigación consiste en la obtención de un sustrato, a partir de cladodios frescos de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, triturados, que luego fueron secados a 54°C durante 24 horas y 48 horas a 50°C, posteriormente se molió en molino de cuchillas con una malla de 2 mm y recibido en tamiz 500 μm , separando el polvo cernido del retenido y determinándoles el tamaño de partícula con un microscopio óptico (0.531 mm y 0.151 mm). Además, los cladodios frescos y el sustrato preparado se analizaron por Absorción atómica, cuantificando 1.72 ppm de Cromo en cladodios frescos y 1.79 ppm en sustrato.

Una muestra de cladodios se envió al Museo de Historia Natural de El Salvador, en donde se identificó y se le asignó el número de voucher 5143 y a su vez fue depositada en la colección nacional del herbario MHES.

Luego para evaluar la capacidad de bioadsorber cromo hexavalente en disolución acuosa, se realizó el monitoreo de parámetros fisicoquímicos antes y después del contacto sustrato-disolución en una serie de 8 ensayos (obtenidos de aplicar el diseño factorial fraccionado 2^{k-1} , considerando cuatro factores y cada uno de ellos a dos niveles (alto y bajo)).

Finalmente se evaluó la eficiencia de bioadsorción de cromo, analizando los datos obtenidos de parámetros fisicoquímicos absorbancia, conductividad y turbidez, antes y después de dicho proceso mediante el programa MiniTab, conociendo que las condiciones óptimas de bioadsorción son las del ensayo número 6, siendo: 0.2g de sustrato + 5.0mg/L de cromo + 0.151mm de diámetro de la partícula de sustrato, ya que obtuvo porcentajes de remoción de 43.53% y 42.80% calculados a partir de absorbancia y conductividad.

El estudio se llevó a cabo durante los meses de junio a diciembre de 2019 en los laboratorios de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador.

CAPÍTULO I
INTRODUCCIÓN

1.0 INTRODUCCIÓN

El agua es un compuesto químico con características únicas, el más abundante en la naturaleza y determinante en los procesos físicos, químicos y biológicos que gobiernan el mundo natural. Se estima que el volumen total del agua contenido en la hidrósfera es 1386 millones de km³.

En el informe brindado por el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN), sobre la calidad de agua de los ríos de El Salvador en el año 2017, revelan que solamente 12 de los 117 sitios evaluados a escala nacional cuentan con la calidad, para ser utilizada, lo que equivale al 10% de los sitios evaluados, el restante 90% no cumple con las características necesarias debido a valores fuera de lo establecido en las guías de calidad de agua.

La contaminación del agua con metales pesados, es debido a que las aguas residuales son vertidas al medio ambiente sin ningún tratamiento; es por ello que la ciencia se ha visto obligada a buscar alternativas para controlar, minimizar o eliminar los contaminantes presentes en el agua. Muchas de ellas relacionadas con la aplicación de adsorbentes de bajo costo, ya que los tratamientos utilizados en los efluentes industriales son costosos, debido a sus altos requerimientos energéticos e insumos y el manejo de subproductos del tratamiento. Por lo que, los nuevos métodos deben ser eficaces en cuanto al rendimiento en la eliminación y gastos económicos.

Uno de estos nuevos métodos de tratamiento es la Bioadsorción, en el cual se emplean como adsorbentes biomasa vegetal o microbiana para el proceso de adsorción aprovechando las propiedades que poseen estas biomasa para enlazar y acumular determinados adsorbidos (entre ellos los metales pesados),

por diferentes mecanismos como adsorción física, complejación, intercambio iónico, entre otros.

De acuerdo a lo anterior, se evaluó si el sustrato obtenido de cladodios deshidratados de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose poseía capacidad para bioadsorber Cromo (VI), en agua contaminada en el laboratorio con este metal.

El estudio se llevó a cabo durante los meses de junio a diciembre del año 2019 en los laboratorios de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador. La muestra de cladodios se recolectó en el municipio de Mejicanos, departamento de San Salvador.

Se comprobó la presencia de Cromo en muestras frescas y secas de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose por medio de Espectroscopia de Absorción Atómica, se determinó el límite de cuantificación del espectrofotómetro UV-Visible para cromo; con los datos obtenidos se empleó un diseño Experimental Factorial Fraccionado 2^{K-1} , para establecer el número de ensayos a realizar (8 ensayos) y las combinaciones entre las variables que conformarían cada ensayo.

Finalmente, se evaluó la calidad del agua tanto previo a la realización de los ensayos de adsorción como al agua resultante, midiéndole la turbidez, conductividad y absorbancia, para luego procesar los resultados obtenidos con el programa estadístico MiniTab, y establecer cuáles variables afectan de manera estadísticamente significativa el proceso de remoción de cromo hexavalente en disolución acuosa.

CAPÍTULO II
OBJETIVOS

2.0 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar el uso de cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose como sustrato bioadsorbente para la remoción de Cromo (VI) en disolución acuosa.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 2.2.1 Obtener el sustrato bioadsorbente mediante secado, molienda y tamizado de los cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.
- 2.2.2 Comprobar la presencia o ausencia de Cromo en los cladodios frescos y secos de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, por Espectroscopia de Absorción Atómica.
- 2.2.3 Determinar los parámetros fisicoquímicos: Turbidez y Conductividad, antes y después de la incorporación del sustrato adsorbente de cada una de las disoluciones acuosas de Cromo (VI).
- 2.2.4 Cuantificar por Espectrofotometría UV-Visible, la presencia de Cromo (VI) en disolución acuosa y la variación de la concentración del mismo, para obtener la capacidad de bioadsorción y porcentajes de eliminación de Cromo (VI) de los diferentes ensayos propuestos.
- 2.2.5 Proponer las condiciones óptimas del proceso de bioadsorción de Cromo (VI) por biomasa (cladodios) de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

CAPÍTULO III
MARCO TEÓRICO

3.0 MARCO TEÓRICO

3.1 *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose ⁽¹⁴⁾



Figura N° 1. *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, flor, fruto y cladodios ⁽¹⁴⁾

- **Nombre científico:** *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose
- **Nombre común:** Nopal, tuna, cactus
- **Familia:** Cactaceae
- **Descripción botánica:** Arbusto, de 0.4-1(1.5) m de altura; con ramificación basal, más o menos difusa a ascendente; cladodios terminales 11-17 × 7-8 cm, más o menos obovados, glabros, verde oscuros, a veces con manchas purpúreo oscuras rodeando las aréolas, sin podarios; aréolas 1-2 mm, distantes entre sí 1.5-2.3 cm; glóquidas 1-5 mm, amarillo claras, abundantes; espinas (0-)1-2(-4) o ausentes parcialmente en los cladodios, (0-)1-3(-7) cm, aciculares, redondeadas, deflexas a rectas, blanco-amarillentas con el ápice negro cuando jóvenes, blanco-grisáceas al madurar. Flor 4.5-5.5 cm, de color amarillo, diurna; pericarpelo y tubo receptacular 2-2.6 × 1.5 cm, obcónico; tépalos externos 1.2-2 × 0.8-1.3 cm, deltoides a obovados, el ápice mucronado, rotados, amarillo claro con tono verde claro; tépalos

internos 2-2.5 × 1-1.3 cm, obovados, amarillo claro. Fruto 2.4-4 × 2-2.6 cm, obovoide, rojo a rojo-purpúreo, las glóquidas 1-3 mm, espinas generalmente ausentes, la pulpa roja. Semillas, pardas cubiertas con tricomas. (Ver figura N°1).

- **Datos ecológicos donde habita:** Preferentemente crece en Bosque Seco Tropical, Bosque Húmedo Subtropical y con transición a Sub-húmedo y a Seco (Holdridge, 1978), caracterizada por crecer naturalmente en zonas bajas y medianas. En El Salvador se reporta creciendo desde 0 hasta 800 m de altitud. La floración se ha observado entre los meses de enero a mayo, y fructificación entre los meses de mayo y agosto.

- **Distribución:** Es nativa de Guatemala a Costa Rica. En El Salvador se encuentra ampliamente distribuida en varios departamentos del país.
Ejemplares representativos: Departamento: Ahuachapán: J. Menjívar et al. 2853 (MHES); Cabañas: J. Menjívar et al. 132 (MHES); Chalatenango: G. Ceren et al. 2634, 2869, 2873, 2879 (MHES); La Libertad: D. Rodríguez 2509 (LA GU), W. Berendson 377 (LA GU); La Unión: J.F. Morales et al. 15550 (MHES), G. Ceren et al. 3024 (MEXU, MHES), G. Davidse et al. 37352 (LA GU); Morazán: P. Galán 492 (MHES); San Miguel: G. Ceren et al. 2556, 2557 (MHES); Santa Ana: D. Rodríguez 1585 (LA GU, MO), 2100 (LA GU), G. Ceren et al. 2514 (MHES), J. Linares 7475 (EAP, MEXU), J. Linares y C. Martínez 7244 (EAP, MEXU), J. Monterrosa 86, 104 (LA GU). (Ver Figura N° 2.)

- **Lugar de recolección:** Municipio Mejicanos, departamento San Salvador.

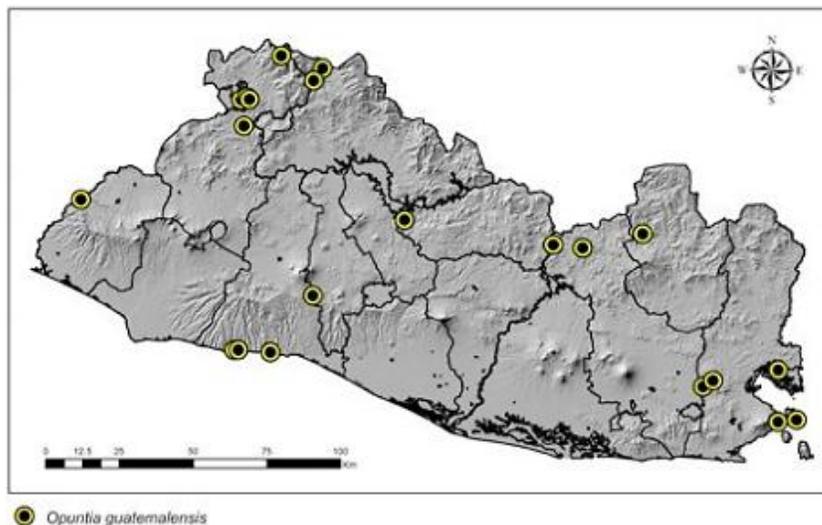


Figura N° 2. Distribución de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose en El Salvador. (14)

3.2 Género *Opuntia* (40)

La no toxicidad, biocompatibilidad y el bajo costo de los cladodios de la *Opuntia* son las características principales que han motivado el estudio de este biomaterial para su empleo como adsorbente de metales pesados.

Las plantas del género *Opuntia* son de naturaleza xerófila, suculenta, espinosa y arborescente representativas de las regiones de clima árido o semiárido, originarias del continente americano.

Es una alternativa agrícola y alimentaria interesante para zonas de pluviosidad limitada, dado que, como todas las cactáceas poseen gran capacidad de retención de agua, además de la industria y la agricultura se le otorgan otros usos en distintos ámbitos. Ver cuadro N° 1.

Cuadro N° 1. Usos de la *Opuntia* ⁽⁴⁰⁾

Industria	Usos
Alimentaria	Fruto, zumo, mermelada, repostería, bebida alcohólica, vinagre, miel, levadura.
Medicinal	Diurético (flor), descongestionante, antidiabético (cladodios), cosmético (mucílago).
Forrajero	Cladodios, ectodermis del fruto.
Agronómica	Fijación de suelos, cortavientos, fertilizante verde.
Ornamental	Cercados.
Energética	Bioalcohol.
Colorante	Betalainas, ácido carmínico.

3.2.1 Composición química del Género *Opuntia*

La composición química de los cladodios de *Opuntia* varía de acuerdo a su edad, en la tabla N° 1 se muestran sus componentes más significativos.

Tabla N° 1. Análisis proximal de cladodios de *Opuntia* en distintas edades (Análisis en porcentaje de materia seca) ⁽⁴⁰⁾

Edad (años)	Descripción	Proteína	Grasa	Ceniza	Fibra cruda
0.5	Renuevos o nopalitos	9.4	1.00	21.0	8.0
1	Penca	5.4	1.29	18.2	12.0
2	Penca	4.2	1.40	13.2	14.5
3	Penca	3.7	1.33	14.2	17.0

Esta biodiversidad determina el perfil de componentes de cada especie, también otros factores como la ubicación del crecimiento, las condiciones climáticas prevalecientes y las condiciones del suelo, entre otros.

Las plantas de cactus *Opuntia* contienen carotenoides, aminoácidos, vitaminas C y E, fibras y componentes fenol antioxidantes, por ejemplo: betalainas y

flavonoides. Estos y otros grupos fitoquímicos tales como ácidos fenólicos, esteroides, ésteres, cumarinas, terpenoides, y los alcaloides producen varios beneficios para la salud, como la hipoglucemia y actividades antioxidantes.

Las cáscaras de *Opuntia* contienen ácidos grasos, carbohidratos, vitaminas y antioxidantes. Ellos también tienen cantidades significativas de fibra (32.67%), ácido ascórbico (87.82%) y pectina (14.25%). Los componentes antioxidantes identificados incluyen oleuro, pirogalol, benzoico, 3-OH tirosol, elálgico, corogénico, protocatéquico. ⁽⁵⁸⁾

La viscosidad que poseen las pulpas se ve influida por la presencia de pectinas y mucílagos. Ambos compuestos están considerados fuente nutritiva y de salud, tanto de manera fresca como deshidratada, de ahí su interés como alimento, tal es el caso de la harina de nopal se obtiene por deshidratación y molienda de los cladodios, los que pueden ser de distintas edades; esto influirá en sus características. Sáenz et al. Informaron sobre algunas características químicas y físicas de una harina de nopal preparada utilizando una mezcla de cladodios de distintas edades (1, 2 y 3 años). Este producto presentó 43 por ciento de fibra dietética total, su actividad del agua es baja, su color es verde pálido brillante, de baja intensidad, y presenta un considerable Índice de Absorción de Agua (IAA = 5.6 mL/g) lo que explica el efecto de satisfacción que provoca su consumo. ⁽⁵³⁾

La composición química de los nopales frescos es principalmente agua (91 por ciento) y 1.5 por ciento de proteínas; 0.2 por ciento de lípidos; 4.5 por ciento de hidratos de carbono totales; 1.3 por ciento de cenizas, de la cual 90 por ciento es calcio; además, contiene 11 mg/100 g de vitamina C y 30 µg/100 g de carotenoides; el contenido de fibra (1.1 por ciento) la hace comparable a la espinaca.

La viscosidad que poseen las pulpas se ve influida por la presencia de pectinas y mucílagos. Ambos compuestos están considerados dentro del grupo de los hidrocoloides por su gran capacidad para captar y retener agua; forman parte, a su vez, de la fibra dietética.

3.3 Metales Pesados

De los 118 elementos químicos conocidos por el hombre, 84 son metales y es común su presencia en el ambiente. El problema surge cuando se prolifera su uso industrial y su empleo creciente en la vida cotidiana termina por afectar a la salud ambiental, animal y humana.

El término de metal pesado es empleado para definir un conjunto de elementos químicos a los cuales se les atribuye diferentes efectos de contaminación, toxicidad y/o ecotoxicidad. Como ejemplos de metales pesados se pueden citar el Mercurio (Hg), Cadmio (Cd), Arsénico (As), Cromo (Cr), Talio (Tl), Plomo (Pb) entre otros. ⁽³⁴⁾

3.3.1 Cromo

El cromo es el segundo metal, después del plomo, más común presente en las aguas contaminadas. Con el crecimiento de las actividades industriales las fuentes de contaminación del medio por cromo y otros metales han aumentado considerablemente.

Las principales actividades antropogénicas que provocan la contaminación con cromo son la minería y la industria. En la industria, el cromo se utiliza principalmente en el revestimiento de metales cromados con fines estéticos, decoración y cambios de color de distintos materiales. Además, este elemento es un importante agente en los procesos de curtido de pieles y tratamiento de maderas. Las industrias que presentan mayor riesgo por la presencia de cromo, según su rama o tipo, son las de cemento, colorantes, construcción, curtidurías, metalurgia, pinturas (anticorrosivas) y material fotográfico. ⁽²¹⁾

3.3.1.1 Características del Cromo.

El cromo pertenece al grupo de los metales de transición. En su estado puro, es sólido, frágil, de color gris plateado brillante. Es muy resistente frente a la corrosión, es un elemento común y ocupa el puesto 21 en abundancia entre los elementos de la corteza terrestre. ⁽³⁷⁾

Se encuentra en varios estados de oxidación diferentes, por un lado, el cromo +6, cuyos compuestos son muy oxidantes; el +4 y +5 que son poco frecuentes, mientras que los más estables son +2 y +3. Pero los que poseen importancia biológica y los que se encuentran presentes en el agua y suelo principalmente, son los estados de oxidación: Cr^{+3} o Cr^{+6} , que poseen propiedades muy diferenciadas ⁽⁴⁾, las cuales se resumen en el cuadro N°2.

Cuadro N° 2. Características del cromo según estado de oxidación ⁽²¹⁾

CARACTERISTICA	CROMO TRIVALENTE	CROMO HEXAVALENTE
Color	Verde	Naranja
Mutagénico	No	Si
Carcinogénico	No	Si
Considerado residuo peligroso E.E.U.U.	No	Si
Considerado residuo peligroso en Europa	No	Si
Poder curtiente	Si	No
Elemento esencial para el metabolismo de seres humanos	Si	No
Presente en alimentos	Si (carnes rojas, pollo, lentejas, nueces, yema de huevo, etc.)	No
Transformación natural	No, es muy estable	No

3.3.1.2 Efectos del Cromo sobre plantas y animales.

El cromo hexavalente posee derivados como los cromatos y dicromatos, que casi siempre son producidos por el hombre, estos al estar en altas concentraciones producen toxicidad en las plantas, ocasionándoles una disminución en la captación de calcio, fósforo, hierro, potasio, manganeso; además de cambios en el metabolismo de carbohidratos y disminución en la producción de clorofila.

No es conocido que el Cromo se acumule en los peces, pero altas concentraciones de éste, debido a la disponibilidad de metales en las aguas superficiales, pueden dañar las agallas de los que nadan cerca del punto de vertido. En otros animales, el Cromo puede causar problemas respiratorios, una baja disponibilidad puede dar lugar a contraer enfermedades, defectos de nacimiento, infertilidad y formación de tumores. ⁽²¹⁾

3.3.1.3 Efectos del Cromo sobre los seres humanos

El Cromo (III) es un nutriente esencial para los humanos y la falta de este puede causar condiciones del corazón, trastornos metabólicos y diabetes, pero su ingesta excesiva puede causar efectos sobre la salud también, por ejemplo, erupciones cutáneas.

El Cromo (VI) es un peligro para la salud de los humanos, mayoritariamente para quien trabaja en la industria del acero y textil. Cuando es un compuesto que toma contacto con la piel, puede causar reacciones alérgicas, como erupciones cutáneas. Después de ser respirado puede causar irritación y sangrado de la nariz. Otros problemas de salud que son causados por el Cromo (VI) son: Erupciones cutáneas, malestar de estómago y úlceras, problemas respiratorios, debilitamiento del sistema inmune, daño en los riñones e hígado, alteración del material genético, cáncer de pulmón e incluso la muerte.

3.4 Métodos para la eliminación de Cromo.

La contaminación por cromo y el impacto en la salud pública, ha conducido al hombre a buscar alternativas para resolver este problema, utilizando métodos tradicionales como son: ósmosis inversa, electrodiálisis, ultrafiltración, intercambio iónico y precipitación química; pero el alto costo de los métodos convencionales ha llevado al desarrollo de alternativas tecnológicas, las cuales, además de aprovechar y aplicar los procesos naturales que ocurren en un ecosistema para depurar un residuo contaminante, ofrecen la posibilidad de recuperar los recursos presentes en el mismo para su posterior uso, generándose además, un valor económico que contribuye a la sostenibilidad del sistema.⁽⁶⁾

Los métodos de tratamiento *in situ* de las tierras y aguas subterráneas contaminadas con cromo generalmente implican la reducción de Cr (VI) a Cr (III). Después de la reducción, se produce la precipitación de Cr (III) al reaccionar con otros compuestos y a continuación la adsorción del precipitado formado.⁽²¹⁾

A continuación, se detallan algunas de las tecnologías convencionales y una novedosa, utilizadas para el tratamiento de aguas contaminadas con cromo:

3.4.1 Precipitación química

Es la técnica más ampliamente utilizada para la recuperación metálica. El proceso consiste en adicionar un reactivo iónico para que se combine con un catión metálico presente en una disolución, formando un compuesto insoluble que es retirado.⁽³⁷⁾

Presenta algunas desventajas. La primera de ellas es que se produce un incremento neto del contenido de sólidos disueltos en el agua. Además, se

produce un gran volumen de fango, que debido a que el alto contenido en compuestos tóxicos, hace dificultoso su tratamiento y evacuación. Todo esto conlleva a que el tratamiento del agua se convierta en un proceso caro.

3.4.2 Ósmosis inversa ⁽³⁴⁾

La ósmosis inversa es una operación en la que se separa el agua de las sales disueltas en la misma mediante filtración a través de una membrana semipermeable, a una presión superior a la presión osmótica.

Esta técnica presenta además algunos inconvenientes, tales como la escasa experiencia en su aplicación para eliminar metales pesados y su elevado coste.

3.4.3 Electrodiálisis

Este método consiste en la aplicación de una diferencia de potencial por medio de dos electrodos, en un líquido enriquecido con iones. Cuando se propicia la diferencia de potencial, los cationes presentes en el líquido se desplazan hacia el electrodo negativo y los aniones hacia el electrodo positivo.

Los problemas que puede presentar este método están relacionados con la posible obstrucción de la membrana por la materia coloidal existente en el agua, así como la precipitación química de sales poco solubles en la superficie de la membrana. ⁽³⁴⁾

3.4.4 Bioadsorción

Como una tecnología eficiente y de bajo costo, se ha propuesto el uso de bioadsorbentes para la remoción de metales pesados, debido a que los grupos funcionales presentes en su biomasa (grupos acetamino, hidroxilo, carbonilo, fenólicos, amino, amido y sulfhidrilo) son afines a los iones de metales pesados para formar complejos metálicos o quelantes que inmovilizan el contaminante a

través de reacciones de quimisorción, complejación, adsorción superficial, difusión a través de los poros e intercambio iónico. ⁽²³⁾

La adsorción puede ser resultado de interacciones de Van der Waals (adsorción física o fisorción) o puede ser resultado de procesos de carácter químico (adsorción química o quimisorción). La diferencia fundamental entre ambas es que en el caso de la fisorción la especie adsorbida (fisorbida) conserva su naturaleza química, mientras que durante la quimisorción la especie adsorbida (quimisorbida) sufre una transformación, dando lugar a una especie distinta.

La bioadsorción o biosorción, es un proceso que permite la captación activa o pasiva de iones metálicos en la superficie de la célula; los cuales pueden ser retenidos mediante diferentes mecanismos: por intercambio iónico, precipitación, complejación o atracción electrostática. ⁽³⁰⁾

Este proceso implica una fase sólida biomasa (sorbente o adsorbente) y una fase líquida (solvente) que contiene las especies disueltas (adsorbatos) que van a ser retenidas por el sólido. Para que este proceso se lleve a cabo debe existir afinidad del adsorbente por los adsorbatos, para que estos últimos sean transportados hacia el sólido donde van a ser retenidos por diferentes mecanismos. Esta operación continúa hasta que se establece un equilibrio entre el adsorbato disuelto y el adsorbato enlazado al sólido.

3.5 Espectroscopia de Absorción Atómica

La espectroscopia de absorción atómica (EAA), tiene como fundamento la absorción de radiación de una longitud de onda determinada. Esta radiación es absorbida selectivamente por átomos que tengan niveles energéticos cuya diferencia en energía corresponda en valor a la energía de los fotones incidentes. La cantidad de fotones absorbidos, está determinada por la ley de Beer, que relaciona esta pérdida de poder radiante, con la concentración de la

especie absorbente y con el espesor de la celda o recipiente que contiene los átomos absorbedores. ⁽⁴⁷⁾

Dentro de los métodos espectrométricos de análisis para identificar y cuantificar elementos presentes en distintas matrices, se encuentra la espectrometría óptica atómica. Este método convierte elementos presentes en una muestra en átomos o iones elementales en estado gaseoso por medio de un proceso denominado atomización.

Los dos métodos más utilizados para lograr la atomización de la muestra incluyen la aplicación de una llama (empleada en la absorción atómica con llama, FAAS) o el uso de energía electrotérmica en horno de grafito. ⁽³⁸⁾

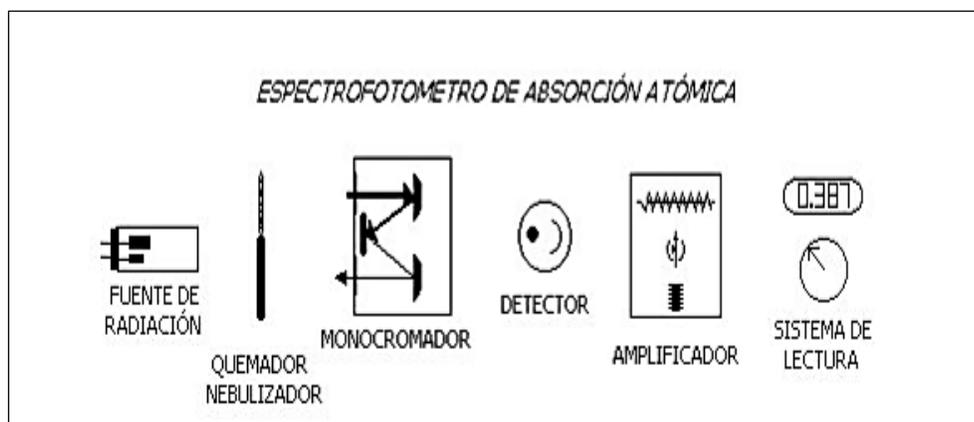


Figura N° 3. Componentes de un espectrofotómetro de Absorción Atómica ⁽⁴⁷⁾

La EAA en flama es a la fecha la técnica más ampliamente utilizada para determinar elementos metálicos y metaloides. Esta técnica tiene grandes convenientes y es de costo relativamente bajo, pudiéndose aplicar tal técnica a una gran variedad de muestras. Acoplado un instrumento de Absorción Atómica a un horno de Grafito y a un generador de hidruros se alcanzan límites de detección hasta de ppb, lo cual lo hace indispensable en áreas como son: estudios de contaminación ambiental, análisis de alimentos, análisis de aguas potables y residuales, diagnóstico clínico, etc.

3.5.1 Descripción de la técnica de Espectroscopia de Absorción Atómica

La técnica de absorción atómica en flama en una forma concisa consta de lo siguiente: la muestra en forma líquida es aspirada a través de un tubo capilar y conducida a un nebulizador donde ésta se desintegra y forma un rocío o pequeñas gotas de líquido. Las gotas formadas son conducidas a una flama, donde se produce una serie de eventos que originan la formación de átomos. Estos átomos absorben cualitativamente la radiación emitida por la lámpara y la cantidad de radiación absorbida está en función de su concentración. La señal de la lámpara una vez que pasa por la flama llega a un monocromador, que tiene como finalidad el discriminar todas las señales que acompañan la línea de interés. Esta señal de radiación electromagnética llega a un detector o transductor y pasa a un amplificador y por último a un sistema de lectura. ⁽⁴⁷⁾

3.5.2 Descripción de la técnica de Espectroscopía de Absorción Atómica acoplada a Horno de Grafito. ⁽³⁸⁾

Esta técnica permite bajar los límites de detección al rango de partes por billón (ppb) con una instrumentación relativamente sencilla y sin los esfuerzos y pérdidas de tiempo que conllevan las técnicas de extracción previa.

El principio del método se basa en la absorción de luz por parte de un elemento en estado atómico. La longitud de onda a la cual la luz es absorbida es específica de cada elemento. Se mide la atenuación de la intensidad de la luz como resultado de la absorción, siendo la cantidad de radiación absorbida proporcional a la cantidad de átomos del elemento presente. El método involucra fundamentalmente 2 procesos: la atomización de la muestra y la absorción de radiación proveniente de una fuente por los átomos libres. El tratamiento de la muestra hasta la atomización comprende las siguientes etapas:

-Secado: Una vez que la muestra ha sido inyectada en el tubo de grafito, se calienta a una temperatura algo inferior al punto de ebullición del solvente (usualmente entre 80 a 180 °C). El objetivo de esta etapa es la evaporación del solvente. La muestra inyectada (2-20 µL) en el horno de grafito es sometida a una temperatura algo inferior al punto de ebullición del solvente (80-180 °C). Aquí se evaporan el solvente y los componentes volátiles de la matriz.

-Calcinado: El próximo paso del programa es el calcinado por incremento de la temperatura, para remover la mayor cantidad de material (materia orgánica) de la muestra como sea posible, sin pérdida del analito. La temperatura de calcinación usada varía típicamente en el rango de 350 a 1600 °C. Durante el calcinado, el material sólido es descompuesto mientras que los materiales refractarios, como por ejemplo los óxidos, permanecen inalterados.

-Atomización: En esta etapa, el horno es calentado rápidamente a altas temperaturas (1800-2800 °C) para vaporizar los residuos del paso de calcinado. Este proceso lleva a la creación de átomos libres en el camino óptico. Se mide la absorbancia durante este paso. La temperatura de atomización depende de la volatilidad del elemento. ⁽³⁸⁾

3.6 Métodos para la determinación de los parámetros fisicoquímicos del agua

3.6.1 Espectrofotometría UV-Vis

La espectrofotometría UV-visible es una técnica analítica que permite determinar la concentración de un compuesto en solución.

La espectrofotometría Ultravioleta Visible es un método óptico de análisis, que tiene como principio de medición la absorción y/o transmisión de la energía radiante emitida por una fuente de luz, que atraviesa una sustancia. ⁽³⁸⁾

El método es espectrofotométrico ya que se basa en la medición de intensidad y longitud de onda de la energía radiante. La región del espectro electromagnético empleado para Ultravioleta Visible se encuentra entre el rango de 10 nm hasta 780 nm. ⁽²³⁾

Para hacer este tipo de medidas se emplea un espectrofotómetro el cual tiene la capacidad de proyectar un haz de luz monocromática (de una longitud de onda particular) a través de una muestra y medir la cantidad de luz que es absorbida por dicha muestra. Como también la relación de la intensidad del color en una muestra y su relación a la cantidad de soluto dentro de la misma ⁽²⁷⁾

Se pueden identificar y cuantificar moléculas en solución y en muestras biológicas, con el empleo de reactivos específicos que reaccionan con el compuesto a analizar y forman un producto coloreado que permite detectarlo en muestras complejas, este método se le llama Método Colorimétrico. ⁽⁶⁰⁾

El método colorimétrico específicamente para el análisis de cromo hexavalente en solución, se basa en una técnica en la cual es empleada la reacción del cromo hexavalente con 1,5- difenilcarbazida en medio ácido, lo que produce la formación de un compuesto desconocido de color rojo violeta. Éste puede ser medido espectrofotométricamente a una longitud de onda de 540 nm y la absorbancia es proporcional a la concentración de cromo en la muestra. Para determinar cromo total, la muestra debe ser sometida a digestión ácida y oxidación con permanganato de potasio, previo a la reacción con la difenilcarbazida. La colorimetría es considerada uno de los procedimientos más sencillos, aunque es una técnica poco sensible, y el límite de detección es de 0.1 mg/L. ⁽¹³⁾

Los componentes principales de un espectrómetro son:

- Fuente de radiación (Fuente de luz)
- Selector de longitud de onda (Monocromador)

- Recipiente de la muestra (Cubeta de muestra)
- Detector (Foto multiplicador)
- Amplificador de la señal
- Dispositivo de lectura (Ordenador)

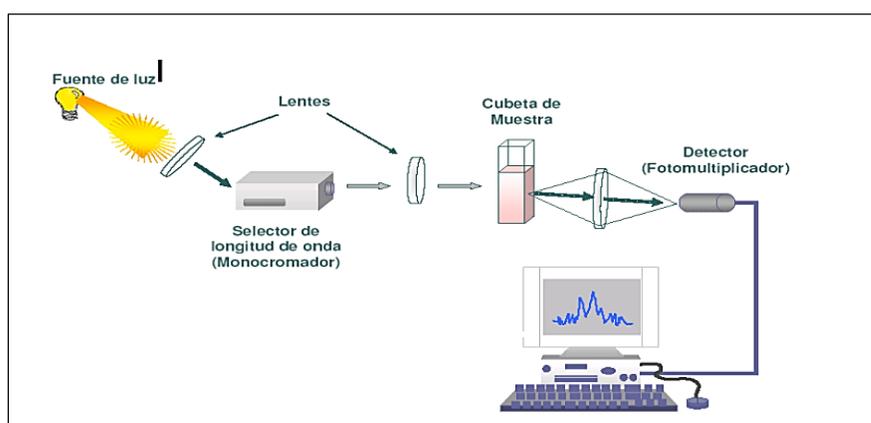


Figura N° 4. Componentes del Espectrofotómetro UV-VIS ⁽⁵⁷⁾

3.6.2 Turbidez ⁽²¹⁾

La turbidez o turbiedad en agua según la Norma mexicana (NMX-AA-038-SCFI-2001) se debe a la presencia de partículas suspendidas y disueltas. Materia en suspensión como arcilla, cieno o materia orgánica e inorgánica finamente dividida, así como compuestos solubles coloridos, plancton y diversos microorganismos.

Por otro lado, la turbidimetría es la técnica analítica basada en la dispersión de la luz por partículas en suspensión en el seno de una disolución, la cual mide la disminución de la transmitancia del haz de luz al atravesar la muestra. ⁽⁷⁾ La unidad de medida adoptada por el Estándar ISO es el FTU (Unidad de Turbidez de la Formazina) que es idéntica al NTU (Unidad Nefelométrica de Turbidez).

Los otros dos métodos usados para medir la turbidez y sus unidades de medida son el JTU (Unidad de Turbidez Jackson) y la unidad de Silicio (mg/l SiO₂). En la Tabla N°2 se puede observar la conversión de estos métodos y sus unidades como referencia.

Tabla N° 2. Conversión de unidades de Turbidimetría ⁽²¹⁾

JTU	JTU	FTU (NTU)	SiO ₂ (mg/L)
	1	19	2.5
FTU(NTU)	0.053	1	0.13
SiO ₂ (mg/L)	0.4	7.5	1

Los instrumentos actual y comúnmente utilizados son los turbidímetros o nefelómetros, que emplean un método cuantitativo y deben cumplir los siguientes criterios en el diseño óptico: ⁽⁴⁾

- La longitud de onda de la radiación incidente debe ser de 860 nm. La fuente de luz puede ser lámpara de tungsteno; diodos (leds) o láser.
- El ancho de banda espectral debe ser menor o igual a 60 nm.
- La convergencia de la radiación incidente no debe exceder $\pm 1.5^\circ$ en turbidímetros de radiación difusa y $\pm 2.5^\circ$ en turbidímetros de radiación atenuada.
- El ángulo de medición entre la radiación incidente y la radiación difusa debe ser de $90^\circ \pm 2.5^\circ$.
- La distancia recorrida por la luz incidente y dispersada dentro del tubo de muestra, no debe exceder 10 cm.

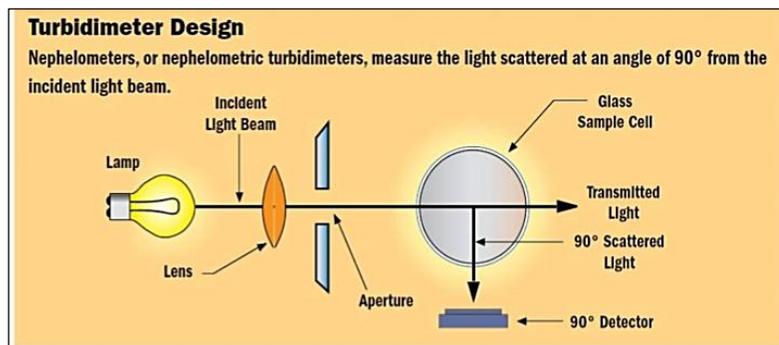


Figura N°5. Diseño óptico de un Turbidímetro o nefelómetro. ⁽⁴⁾

3.6.2.1 Turbidez y el proceso de coagulación-floculación para eliminación de iones en solución.

La turbiedad del agua es principalmente causada por partículas muy pequeñas, llamadas partículas coloidales. Estas partículas permanecen en suspensión en el agua por tiempo prolongado y pueden atravesar un medio filtrante muy fino.

Para eliminar estas partículas se recurre a los procesos de coagulación y floculación, la coagulación tiene por objeto desestabilizar las partículas en suspensión es decir facilitar su aglomeración. La floculación tiene por objetivo favorecer con la ayuda de la mezcla lenta el contacto entre las partículas desestabilizadas. Estas partículas se aglutinan para formar un floculo que pueda ser fácilmente eliminado por los procedimientos de decantación y filtración, sin embargo, cuando la turbiedad es baja la coagulación se realiza muy difícilmente, el floculo es frágil y se rompe en pequeñas partículas que pueden atravesar el filtro y alterar la calidad del agua producida. ⁽¹²⁾

El coagulante natural del nopal *Opuntia* es muy útil en la remoción de coliformes, al analizar al mucilago la baja proporción de proteínas, no justifica su poder de coagulante a diferencia de la alta cantidad de carbohidratos, que sí favorece la coagulación. Se atribuye la capacidad de coagulación del *Opuntia*

spp, a la presencia del mucilago, que es un complejo viscoso con la capacidad de retener agua, hecha de moléculas de carbohidratos tales como: arabinosa, galactosa, ramnosa, xilosa y ácido galacturónico. De los cuales se considera al ácido galacturónico como el responsable de la formación de puentes químicos en la floculación. ⁽²⁶⁾

3.6.3 Conductividad ⁽³⁾

La conductividad eléctrica de una solución es una medida de la capacidad de la misma para transportar la corriente eléctrica y permite conocer la concentración de especies iónicas presentes en el agua. Como la contribución de cada especie iónica a la conductividad es diferente, su medida da un valor que no está relacionado de manera sencilla con el número total de iones en solución. Depende también de la temperatura. Está relacionada con el residuo fijo por la expresión:

$$\text{Conductividad } (\mu\text{S/cm}) \times f = \text{residuo fijo (mg/L)}$$

3.7 Diseño de Experimentos.

El Diseño de Experimentos es una parte clave del desarrollo de la metodología Seis Sigma para determinar los factores importantes que influyen en un determinado proceso y encontrar su combinación óptima para así mejorar el rendimiento y el producto derivado.

El diseño experimental estudia procesos. Puede considerarse a un proceso en el cual ingresan diversas variables que interactúan para producir un resultado. Las variables que ingresan al proceso se denominan variables de entrada, y el resultado, variable de salida.

El nivel de la variable de salida óptima depende de los niveles que adopten las variables de entrada. La búsqueda de combinaciones óptimas de las variables de entrada da lugar al diseño experimental, que es una prueba (o un conjunto

de pruebas) durante la cual se realizan cambios sistemáticos y controlados a las variables de entrada para medir el efecto sobre la variable de salida.

El diseño experimental utiliza técnicas como la regresión múltiple, la respuesta superficial y varias extensiones del análisis de varianza. ⁽⁴¹⁾

3.7.1 Diseños factoriales fraccionados de dos niveles

Estos diseños factoriales fraccionados, se encuentran entre los tipos de diseños de uso más generalizado en el diseño de productos y procesos y en el mejoramiento de procesos.

Una de las principales aplicaciones de los diseños factoriales fraccionados es en los experimentos de tamizado o exploración. Se trata de experimentos en los que se consideran muchos factores y el objetivo es identificar aquellos factores (en caso de haberlos) que tienen efectos grandes. Los experimentos de tamizado suelen realizarse en las etapas iniciales de un proyecto, cuando es posible que muchos de los factores considerados en un principio tengan un efecto reducido o nulo sobre la respuesta. ⁽⁴¹⁾

3.7.2 Replicación fraccionada

Cuando el número de factores que intervienen en un experimento no es pequeño, los diseños factoriales equilibrados exigen una gran cantidad de pruebas. Así un diseño de este tipo para el estudio de 8 factores a 2 niveles necesitaría $2^8 = 256$ pruebas (Tabla N° 3), y uno para la investigación de 13 factores a 3 niveles exigiría más de millón y medio de pruebas.

En estas situaciones presenta un gran interés la utilización de diseños que, manteniendo la propiedad esencial de la ortogonalidad de los efectos a estudiar, no impliquen la necesidad de probar todos los tratamientos posibles. Este tipo de diseños se denominan tradicionalmente **fracciones factoriales**.

Tabla N° 3 Interacción de Factores y efectos

No. De factores	No. De casillas	Efectos principales	Interacciones entre factores de							
			1	3	4	5	6	7	8	
4	16	4	6	4	1					
5	32	5	10	10	5	1				
6	64	6	15	20	15	6	1			
7	128	7	21	35	35	27	7	1		
8	256	8	28	58	70	56	28	8	1	

Los experimentos fraccionados son un tipo de diseños derivado del modelo factorial completo; son diseños en los que únicamente un subconjunto (o fracción) del modelo factorial completo es analizado, ya sea la mitad, un cuarto del diseño, etc. Esto se hace porque no siempre es posible llevar a cabo el diseño factorial completo, ya sea porque el presupuesto no alcanza, porque el tiempo no es suficiente, o por otros motivos.

Para los diseños fraccionales se utiliza la notación 2^{k-p} .

Dónde:

-**2**: el número de niveles.

-**k**: el número de factores con los que se experimentará

-La letra **p**: indica el grado de fraccionamiento.

De tal manera que el resultado de elevar 2 a $k-p$ indica el número de experimentos que se va a realizar.

El tipo más simple de fracción factorial lo constituyen los denominados diseños 2^{K-1} , en los que se estudian K factores a dos niveles realizando sólo la mitad de las pruebas que serían necesarias en un plan factorial equilibrado 2^K .

3.8 Programa Estadístico para Procesamiento de Datos experimentales

Para el procesamiento de los datos obtenidos al realizar los ensayos, se empleará el programa Experimental MiniTab, el cual ofrece un conjunto integral de herramientas de análisis estadístico y mejora de procesos. La herramienta a utilizar para este estudio es: el Diseño de Experimentos (DOE): la prueba ANOVA.

El Diseño de Experimentos permite optimizar la configuración del experimento, empleando un mínimo de pruebas cuyos resultados se ven reflejados en una serie de gráficos, con los que se extrae información útil acerca de la influencia de las variables analizadas, para obtener conclusiones.

Para analizar la varianza de los datos obtenidos, se utilizará el ANOVA factorial (factorial= más de un factor), el cual permite conocer los efectos principales de cada uno de los factores para cada uno de los niveles. A través de una tabla muestra distintos valores, entre los más importantes se mencionan P y F. P es el nivel crítico asociado a un valor estadístico F, que debe ser menor de 0.05 y mayor que 0, y es quien permite decidir si un factor es estadísticamente significativo en un determinado proceso.

La tabla ANOVA estima la variación en la respuesta que es atribuible a cada término aleatorio, valores altos indican que el término contribuye con más variabilidad en la respuesta

Por otro lado, también se obtiene el diagrama de Pareto que muestra los valores absolutos de los efectos estandarizados desde el más grande hasta el más pequeño, en él se refleja una línea punteada de color rojo es el nivel de significancia denotado por α o alfa, que sirve de referencia para indicar cuáles efectos son estadísticamente significativos, siempre que las barras del diagrama sobrepasen dicha línea.

CAPÍTULO IV
DISEÑO METODOLÓGICO

4.0 DISEÑO METODOLÓGICO

4.1 Tipo de estudio

El presente trabajo se clasifica como: De campo y Experimental

- **De campo**, pues se recolectó la muestra vegetal (*Opuntia guatemalensis* Britton & Rose) en una zona residencial del municipio de San Salvador.
- **Experimental** ya que se realizaron ensayos a nivel de laboratorio evaluando la capacidad de adsorción que posee el sustrato de los cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, proponiendo las variables más significativas que influyen en dicho proceso, siendo éstas las siguientes: Cantidad de sustrato, concentración de cromo, tiempo de contacto y tamaño de partícula del sustrato. Utilizando para ello un diseño Experimental Factorial Fraccionado y el Programa Estadístico MiniTab.

4.2 Investigación bibliográfica

Para ello se visitaron las siguientes bibliotecas:

- Dr. Benjamín Orozco, Facultad de Química y Farmacia, Universidad de El Salvador.
- Central de la Universidad de El Salvador.
- Consorcio de Bibliotecas Universitarias de El Salvador (CBUES)
- Internet.

4.3 Investigación de Campo

- **Universo**

Género *Opuntia*

- **Muestra**

Cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

4.4 Variables de estudio

Existen diferentes factores a considerar para el desarrollo óptimo del estudio de bioadsorción, entre ellos se mencionan: Factores de influencia en el ensayo, también llamados Factores de ruido, por ejemplo: Tamaño de partícula, velocidad de agitación, temperatura, concentración de Cromo, volumen de solución de Cromo, tiempo de contacto sustrato-solución, cantidad de sustrato y pH.

De los factores antes mencionados se eligieron 4, como variables de estudio para evaluar su influencia en el proceso de Bioadsorción:

1. Tamaño de Partícula.
2. Concentración de Cromo.
3. Cantidad de Sustrato.
4. Tiempo de contacto sustrato-solución.

La selección de las variables mencionadas se realizó empleando un diseño de experimentos factorial fraccionado, 2^{K-1} , en el que K es igual al número de variables seleccionadas, en este caso 4, a dos niveles (Máximo y mínimo) resultando un diseño 2^{4-1} .

Al desarrollar la ecuación 2^4 se obtienen 16 pruebas que serían necesarias en un plan factorial equilibrado, sin embargo, el diseño factorial fraccionado divide a la mitad el número de ensayos y resulta como un 2^3 , por lo que se realizaron solamente 8 ensayos.

El diseño comprendió los siguientes procedimientos con el fin de determinar los dos niveles de estudio de cada variable seleccionada.

4.5 PARTE EXPERIMENTAL

Materiales, Equipo y Reactivos Ver Anexo N° 1

4.5.1 Obtención del sustrato bioadsorbente.

4.5.1.1 Ubicación del sitio de recolección.

Se seleccionó como sitio de muestreo el área geográfica ubicada en: Colonia Santa Matilde, Calle Castro Morán, San Salvador, coordenadas: 13°43'52.7"N 89°12'54.5"W (Ver Anexo N° 2)

4.5.1.2 Recolección de Muestra

4.5.1.2.1 Identificación: Procedimiento de muestreo (Anexo N° 3)

1. Recolectar una muestra completa conformada por: cladodio, flor y fruto.
2. Colocar la muestra en un recipiente hermético.
3. Identificar con una viñeta que incluya: nombre científico, órgano recolectado, hora de recolecta, lugar y fecha de recolecta y nombre de la persona que lo recolectó.
4. Trasladar la muestra al Herbario del Museo de Historia Natural de El Salvador para su identificación y asignación de un número de voucher.

4.5.1.2.2 Procedimiento de muestreo (Anexo N° 4)

1. Recolectar una muestra conformada únicamente por cladodios (el órgano de interés), en cantidad aproximada de 3kg.
2. Colocar los cladodios dentro de una cubeta plástica limpia y seca e identificarla con nombre científico, órgano recolectado, hora de recolecta, lugar y fecha de recolecta, nombre de la persona que lo recolectó.
3. Trasladar la muestra al Laboratorio de Química Física de la Facultad de Química y Farmacia.

4.5.2 Procedimiento para tratamiento previo al secado de cladodios (Anexo N° 5)

1. Colocar cinta adhesiva industrial en los dedos y posteriormente guantes de nitrilo, con el fin de crear una barrera de protección para evitar lesiones cutáneas provocadas por las espinas.
2. Lavarlos cladodios con agua de chorro y posteriormente con agua destilada, para eliminar los restos de polvo.
3. Utilizar una tijera de podar para eliminar las espinas de los cladodios.
4. Cortar los cladodios en trozos pequeños.
5. Pesar la muestra y anotar el peso.

4.5.3 Procedimiento de Secado de cladodios

1. Colocar la muestra en bandejas metálicas e introducirlas en la estufa por 72 horas a una temperatura de 54°C durante las primeras 24 horas y a 50 °C las 48 horas restantes.
2. Finalmente pesar la muestra seca y se anotó el peso.

4.5.4 Procedimiento de Molienda y tamizado de cladodios (Anexo N° 6)

1. Moler la muestra en molino de cuchillas, malla de 2 mm.
2. Hacer pasar la muestra por un tamiz de 500 µm con el fin de separar las partículas finas de las gruesas.
3. Pesar las partículas finas y las gruesas por separado y documentar el peso de cada una.
4. Almacenar ambas partes de la muestra en recipientes de capacidad adecuada, limpios y secos.
5. Etiquetar ambos recipientes con el nombre de la planta, fecha de almacenamiento y peso.

4.5.5 Procedimiento para la Determinación del diámetro de partícula (Anexo N° 7)

1. Realizar al menos 30 mediciones individuales de ambas muestras del sustrato (partículas finas y partículas gruesas). (Se solicitó este servicio al Centro de Investigación y Desarrollo en Salud (CENSALUD) de la Universidad de El Salvador) empleando un Microscopio Óptico acoplado a cámara digital.
2. Documentar las mediciones de partícula e incluir dicha información en la etiqueta de almacenaje de las dos muestras.
(Estos tamaños de partícula fueron empleados como Nivel alto: Diámetro Mayor y Nivel bajo: Diámetro menor).

4.6 Determinación de Cromo en cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

Empleando un Espectrómetro de Absorción Atómica, se determinó la presencia de Cromo en cladodios frescos y deshidratados de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, realizando el análisis en el Laboratorio de Química Agrícola, Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

4.6.1 Metodología de análisis de Cromo Hexavalente en agua

Basada en la Norma Mexicana: “NMX-AA-044-SCFI-2014”. (Ver Anexo N° 8)

Para identificar y cuantificar las moléculas de cromo en solución haciendo uso de la espectrofotometría, es necesario emplear un Método colorimétrico.

Principio del método: El método se basa en una reacción donde el cromo hexavalente (Cr^{+6}) reacciona con la 1,5-difenilcarbazida en medio ácido para dar un complejo color rojo violeta de composición desconocida que es

determinado espectrofotométricamente a 545 nm. La intensidad de color es directamente proporcional a la concentración de cromo hexavalente.

4.6.2 Construcción de la Curva de calibración de Cr⁺⁶

1. Reactivos a utilizar y su preparación: Ver Anexo N° 1
2. **Procedimiento para construcción de la curva de calibración y cálculos a realizar para cuantificar el Cromo adsorbido: (Anexo N° 9)**
 - 2.1 Empleando una disolución de referencia de trabajo de cromo hexavalente de concentración de masa γ (Cr⁺⁶) = 500 mg/L de Cr⁺⁶, empleando Dicromato de potasio seco al 99.9%, preparar las disoluciones de 2.5; 5.0; 7.5; 10.0 y 12.5 mg/L de Cr⁺⁶.
 - 2.2 Medir las alícuotas necesarias para cada concentración, llevar al aforo de 100 mL.
 - 2.3 Ajustar el pH entre 9.3 y 9.7 adicionando 1 mL de la disolución buffer sulfato de amonio-Hidróxido de amonio, y 0.6 mL de hidróxido sodio 1 mol/L.
 - 2.4 Posteriormente ajustar a pH de 2.0 con papel indicador, agregando 0.25 mL (5 gotas) de ácido fosfórico y de acuerdo al pH obtenido, utilizar ácido sulfúrico 3 M en cantidad suficiente para completar el ajuste.
 - 2.5 Finalmente, se añadir 2 mL de disolución de difenilcarbazida, mezclar y dejar reposar de 5 a 10 min para desarrollo completo del color, transcurrido este tiempo, leer inmediatamente.
 - 2.6 Transfiriendo una alícuota de cada disolución a la celda de 1 cm de paso óptico de luz medir su absorbancia a 545 nm.
 - 2.7 Construir la curva de calibración, graficando la absorbancia leída contra la concentración de cromo hexavalente en mg/L de Cr⁺⁶. (Ver Anexo N° 6).

4.6.3 Procedimiento de preparación de disoluciones de cromo para ensayos de bioadsorción. (Ver anexo N° 10)

1. A partir de la curva de calibración preparada, seleccionar dos soluciones de dicromato de potasio cuya coloración sea estable durante al menos una hora. Dichas concentraciones conforman el nivel bajo y alto del diseño experimental, y a continuación preparar 250 mL de cada una en balones volumétricos.
2. Ajustar el pH de cada solución entre 9.3 y 9.7 adicionando buffer sulfato de amonio- hidróxido de amonio y 0.6 mL hidróxido sodio 1 mol/L.
3. Agregar 0.25 mL (5 gotas) de ácido fosfórico.
4. Adicionar ácido sulfúrico 3 M, para ajustar a pH de 2.0 con papel indicador y mezclar.
5. Separar una porción de 50 mL de solución de dicromato de potasio para cada concentración seleccionada, en un beaker de 150 mL; para posteriormente obtener valores de turbidez, conductividad y absorbancia, previo al tratamiento de bioadsorción.

4.6.4 Cuantificación de concentración de Cromo VI en disolución por Espectrofotometría UV-Visible.

Empleando un espectrofotómetro Genesys S10, a una longitud de onda de 545 nm, cuantificar la concentración de cromo antes y después del tratamiento de bioadsorción. Esta determinación se realizará en el Laboratorio de Química Física de la Facultad de Química y Farmacia.

4.7 Procedimiento para medir la absorbancia de las muestras empleadas antes y después del tratamiento de bioadsorción de Cromo VI por Espectrofotometría UV-Visible. (Anexo N° 11)

1. Extraer una porción de las soluciones preparadas en el apartado 4.6.3 (concentraciones de 5.0 y 10.0 mg/L de Cr⁺⁶), en cantidad necesaria para realizar la medición de absorbancia, previa al tratamiento de bioadsorción.
2. Añadir 2 mL de disolución de difenilcarbazida a cada porción del numeral anterior, mezclar y dejar reposar de 5 a 10 min para desarrollo completo del color, transcurrido este tiempo, leer inmediatamente.
3. A la porción correspondiente para el análisis de absorbancia de los 8 filtrados resultantes de cada muestra del tratamiento de bioadsorción (soluciones tomadas del apartado 4.6.3), añadir 2 mL de disolución de difenilcarbazida, mezclar y dejar reposar de 5 a 10 min para desarrollo completo del color, transcurrido este tiempo, leer inmediatamente.
4. Realizar este procedimiento por triplicado.

4.7.1 Cálculo de Concentración y porcentaje de disminución de Cromo VI por espectrofotometría UV-Visible.

1. Calcular la concentración de Cr⁺⁶ expresada en mg/L utilizando los valores de absorbancia, despejando la ecuación de la línea recta obtenida de la curva de calibración (Ver apartado 4.6.2)
2. Calcular el porcentaje de disminución de Cr⁺⁶, empleando la siguiente fórmula:

$$\% \text{Disminución} = \frac{([\text{Cr}^{+6}]_i - [\text{Cr}^{+6}]_f) * 100\%}{[\text{Cr}^{+6}]_i}$$

Dónde: $[\text{Cr}^{+6}]_i$ Es la concentración de cromo inicial

$[\text{Cr}^{+6}]_f$ Es la concentración de cromo final.

4.8 Procedimiento para la determinación de límite de cuantificación del Espectrofotómetro UV-Visible Genesys 10S. (Anexo N° 12)

1. Preparar 100 mL de agua destilada con el mismo tratamiento de las muestras utilizadas para el análisis de bioadsorción. (Apartado 4.6.3).
2. Realizar en Espectrofotómetro UV-Visible 10 mediciones de la solución blanco tratado.
3. Con los datos obtenidos de las mediciones, calcular la desviación estándar de las medidas.
4. El valor obtenido de desviación estándar multiplicarlo por 10 para obtener el valor de absorbancia del límite de cuantificación.

$$(\text{Absorbancia} = \text{Desviación Estándar} * 10)$$

5. Empleando la ecuación de la línea recta de la curva de calibración descrita en el apartado 4.6.2 para el cálculo de concentración de cromo, sustituir el valor de absorbancia obtenido en el paso anterior para obtener la concentración correspondiente al límite de cuantificación.

$$(\text{Absorbancia} - \text{Intercepto}) / \text{Pendiente} = \text{Concentración Límite de Cuantificación}$$

4.9 Parámetros fisicoquímicos para determinar la calidad de las disoluciones de cromo hexavalente.

4.9.1 Medición de Turbidez

Basada en Norma Mexicana: NMX-AA-038-SCFI-2001 (Anexo N° 13)

Principio del método: Este método se basa en la comparación entre la intensidad de la luz dispersada por la muestra bajo condiciones definidas, y la intensidad de la luz dispersada por una suspensión de referencia bajo las mismas condiciones; a mayor dispersión de la luz corresponde una mayor turbidez.

4.9.1.1 Metodología para la medición de Turbidez

1. Equipo a utilizar para medir la turbidez: Ver Anexo N° 1
2. Reactivos a utilizar para medir la turbidez: Ver Anexo N° 1
3. **Procedimiento para la calibración del Turbidímetro**
 - 3.1 Preparar tres concentraciones de estándar.
 - 3.2 Encender el equipo y dejar estabilizando de acuerdo al manual de operación del equipo.
 - 3.3 Agitar perfectamente la suspensión para lograr óptima homogeneidad.
 - 3.4 Enjuagar las celdas dos veces con la suspensión patrón, llenar la celda hasta la marca o bien hasta donde el nivel en donde la parte alta de la interface líquido - aire no interfiera con la lectura.
 - 3.5 Verificar que no queden burbujas de aire adheridas a las paredes de la celda.
 - 3.6 Después de que la celda está llena, limpiar con un paño suave el líquido y suciedad de la superficie externa de la celda. Sosteniendo la celda de la parte superior y evitando el contacto con la parte que estará en contacto con el haz de luz.
 - 3.7 Colocar la celda en porta celda del aparato, cerrar la cubierta protectora de porta celda.
 - 3.8 Realizar la lectura para cada patrón.

NOTA: Se recomienda tomar varias lecturas homogeneizando entre cada una de ellas, el número de lecturas dependerá de la estabilidad del equipo.

4.9.1.2 Procedimiento para medir la turbidez antes y después del proceso de bioadsorción. (Anexo N° 14)

1. Encender el equipo y dejar estabilizando de acuerdo al manual de operación del equipo.

2. Enjuagar la celda dos veces con una alícuota de las soluciones separadas en el apartado 4.6.3 (previo a tratamiento de bioadsorción).
3. Llenar la celda, hasta $\frac{3}{4}$ de su capacidad.

NOTA. - La muestra debe homogeneizarse perfectamente antes de realizar la lectura.

4. Reemplazar la celda conteniendo la disolución patrón, por la celda que contiene la muestra por analizar y cerrar el compartimento de la celda.
5. Leer la turbidez de la muestra, homogeneizando la muestra contenida en la celda entre cada lectura. Se recomienda tomar varias lecturas homogeneizando entre cada una de ellas.
6. Leer la turbidez de los ocho filtrados resultantes de cada muestra del tratamiento de bioadsorción, enjuagando la celda dos veces con una pequeña porción del filtrado y continuar de acuerdo a los numerales 3 al 5.

4.9.2 Medición de Conductividad

Basada en Norma Mexicana: NMX-AA-093-SCFI-2000 (Ver Anexo N° 15)

1. Equipo a utilizar para medir la conductividad: Ver Anexo N° 1
2. Reactivos a utilizar para medir la conductividad: Agua Destilada.
3. **Procedimiento para medición de conductividad antes y después del proceso de bioadsorción:(Anexo N° 16)**
 - 3.1 Preparar el equipo para su uso de acuerdo a las instrucciones del fabricante y seleccionar un electrodo con la constante de celda apropiada para el intervalo de medición en que se usará.
 - 3.2 Determinar la temperatura de la muestra.
 - 3.3 Enjuagar la celda con alícuotas de una porción de las soluciones destinadas a medición de conductividad (5 mg/L y 10 mg/L de

Dicromato de potasio) previo a tratamiento de bioadsorción (Apartado 2.6.2.3), antes de realizar la medición para evitar contaminación de la muestra por electrolitos.

- 3.4 Sumergir la celda en solución de 5 mg/L de Dicromato de potasio previo a tratamiento de bioadsorción, el nivel de la solución debe cubrir los orificios de ventilación de la celda, agitar la celda verticalmente para expulsar las burbujas de aire.
- 3.5 Una vez que se establezca la lectura, anotar el valor de conductividad.
- 3.6 Retirar la celda de la disolución y enjuagarla con agua des ionizada.
- 3.7 Sumergir la celda en solución de 10 mg/L de Dicromato de potasio previo a tratamiento de bioadsorción, el nivel de la solución debe cubrir los orificios de ventilación de la celda, agitar la celda verticalmente para expulsar las burbujas de aire.
- 3.8 Retirar la celda de la disolución y enjuagarla con agua des ionizada.
- 3.9 Leer la conductividad de los ocho filtrados resultantes de cada muestra del tratamiento de bioadsorción, de acuerdo a los numerales 3.4 al 3.6.

NOTA: Después de cada determinación, retirar la celda de la disolución y enjuagarla con agua des ionizada.

- 3.10 Reportar los resultados como conductancia específica o conductividad, mS/m a 25°C.

4.9.2.1 Cálculo de Conductividad

La temperatura de referencia en las mediciones de conductividad es de 25°C por lo que la mayoría de los instrumentos cuentan con compensador de temperatura. Si no existe en el instrumento el compensador, es necesario ajustar la temperatura de la disolución a prueba a 25°C.

Cuando se mide la conductividad de la muestra, dicha conductividad a 25°C es:

$$\sigma = \frac{m (1 * 10^6)K}{1 + 0.0191 (t - 25)}$$

Dónde:

M = es la conductividad medida, σ a t °C.

K= es la constante de celda cm^{-1}

σ = es la conductividad, S/cm;

t = es la temperatura de medición, °C

4.9.2.2Cálculo de Concentración y porcentaje de disminución de Cromo VI de acuerdo a los valores de Conductividad.

La fórmula a emplear para obtener la concentración de cromo en disolución antes y después del tratamiento de bioadsorción, es la siguiente:

$$\partial * f = [\text{Cr}^{+6}]$$

Dónde:

(∂) Conductividad ($\mu\text{S/cm}$)

(f) Constante

$[\text{Cr}^{+6}]$ Residuo fijo (mg/L)

La fórmula a utilizar para obtener el porcentaje de disminución de concentración de cromo, a partir de los valores de concentración obtenidos con los resultados de conductividad, es:

$$\%Disminucion = \frac{([Cr^{+6}]_i - [Cr^{+6}]_f) * 100\%}{[Cr^{+6}]_i}$$

Dónde:

$[Cr^{+6}]_i$ Es la concentración de cromo inicial

$[Cr^{+6}]_f$ Es la concentración de cromo final.

4.10 Obtención de los niveles de concentración de cromo, cantidad de sustrato y tiempo de contacto para análisis de variables.

Siguiendo el Procedimiento de construcción de la curva de calibración, determinar cinco concentraciones de dicromato de potasio, con las cuales se obtenga estabilidad del complejo coloreado y absorbancia aceptable, según el coeficiente de Determinación obtenido ($R^2 \cong 1$). Estas disoluciones colocarlas en contacto con una cantidad determinada de sustrato de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, que permita una disminución de la concentración inicial de cromo, sin afectar la formación y estabilidad del complejo coloreado, así como el valor del coeficiente de correlación. Posteriormente seleccionar la concentración de cromo y cantidad de sustrato máxima y mínima, para construir el Diseño Experimental Factorial Fraccionado. Se propone que para la variable Tiempo de contacto, se utilice como nivel máximo 30 minutos y como nivel mínimo 15 minutos. Con el fin de optimizar el tiempo de duración de cada ensayo.

4.11 Construcción del Diseño Factorial Fraccionado 2⁴⁻¹

Luego de realizar todos los procedimientos anteriormente mencionados, se obtienen los elementos necesarios para la construcción de dicho diseño, reflejados en la Tabla N° 4.

Tabla N° 4. Resumen de los elementos del Diseño Factorial Fraccionado 2⁴⁻¹

Definición	Variables	Niveles	
		Bajo (-)	Alto (+)
A	Cantidad de sustrato	0.1 g	0.2 g
B	Concentración de Cromo	5.0 mg/L	10.0 mg/L
C	Tiempo de contacto	15 min	30 min
D	Tamaño de partícula	Diámetro Menor	Diámetro Mayor

Con los elementos resultantes se desarrollan las 16 combinaciones de las variables mostradas en la Tabla N°2, es decir los 16 ensayos que se deberían realizar; sin embargo, al implementar el Diseño Factorial Fraccionado, los ensayos se reducen a la mitad, seleccionando los que disminuyen la interacción entre las 4 variables mediante la multiplicación de los signos y que se presentan resaltados en la Tabla N° 5 (Ver anexo N° 17).

4.12 Procedimiento para el tratamiento de bioadsorción de Cromo VI.

1. Con las soluciones obtenidas para el tratamiento de bioadsorción, preparar y desarrollar cada ensayo, según las especificaciones de la Tabla N° 5, en beaker de 150 mL de capacidad, empleando agitación magnética a 400 rpm.
2. Finalizado el tiempo de agitación, filtrar las muestras utilizando algodón.
3. Separar el filtrado obtenido en cada ensayo, y realizar las determinaciones de turbidez, conductividad y absorbancia.

Tabla N°5. Combinaciones de efectos de diseño factorial 2⁴

N° Ensayo	A	B	C	D	Variables			
					Cantidad de sustrato (g) (A)	Conc. Cromo (mg/mL) (B)	Tiempo (min) (C)	Diámetro (D)
1	-	-	-	-	0.1	5	15	Menor
2	+	-	-	-	0.2	5	15	Menor
3	-	+	-	-	0.1	10	15	Menor
4	+	+	-	-	0.2	10	15	Menor
5	-	-	+	-	0.1	5	30	Menor
6	+	-	+	-	0.2	5	30	Menor
7	-	+	+	-	0.1	10	30	Menor
8	+	+	+	-	0.2	10	30	Menor
9	-	-	-	+	0.1	5	15	Mayor
10	+	-	-	+	0.2	5	15	Mayor
11	-	+	-	+	0.1	10	15	Mayor
12	+	+	-	+	0.2	10	15	Mayor
13	-	-	+	+	0.1	5	30	Mayor
14	+	-	+	+	0.2	5	30	Mayor
15	-	+	+	+	0.1	10	30	Mayor
16	+	+	+	+	0.2	10	30	Mayor

4.13 Programa estadístico para procesamiento de datos experimentales

Para el procesamiento de los datos obtenidos al realizar los 8 ensayos anteriormente planteados, emplear el programa Experimental MiniTab, el cual, al ofrecer un conjunto integral de herramientas de análisis estadístico y mejora de procesos, facilita el acceso a la prueba ANOVA, herramienta del Diseño de Experimentos (DOE) a utilizar.

CAPÍTULO V

RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

5.0 RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

5.1 Variables de estudio

De los factores a considerar para el desarrollo óptimo del estudio de bioadsorción, se seleccionaron 4, llamadas variables de estudio, tomando como referencia las evaluadas en investigaciones preliminares y que mostraron ser influyentes de manera significativa en el proceso, estas fueron: cantidad de sustrato, concentración de cromo, tiempo de agitación y diámetro de partícula del sustrato; se establecieron 2 niveles para cada variable, que fueron determinados de acuerdo a experimentos que se detallan más adelante. Estas fueron evaluadas comparando los resultados de absorbancia, conductividad y turbidez, medidos antes y después de llevar a cabo la bioadsorción.

5.2 Obtención de sustrato bioadsorbente a partir de cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose

La obtención del sustrato conllevó los procesos de recolección, identificación de la muestra vegetal recolectada, secado, molienda, tamizado, determinación del diámetro de partícula y determinación de contenido de Cromo en muestra vegetal fresca y seca.

5.2.1 Identificación de la especie vegetal

Se recolectó una muestra completa de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose que poseía las características deseadas para facilitar su identificación, como: cladodios, flor y fruto. Se llevó a cabo en el mes de mayo ya que coincide su floración y fructificación, en el municipio de mejicanos departamento de San Salvador. La muestra fue depositada en una bolsa hermética sin prensar e identificada con nombre científico, órganos recolectados, hora de recolecta, lugar y fecha de recolecta y nombre de los recolectores; luego fue transportada al Herbario del Museo de Historia Natural de El Salvador, para su identificación

botánica, realizada por la Licenciada Jenny Menjívar, quien asignó el número de voucher de la planta en estudio (Anexo N° 18), garantizando así que la investigación fue realizada con la especie vegetal deseada.

En el Cuadro N° 3 se muestran datos de la recolección e identificación de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

Cuadro N° 3. Datos de la identificación y recolección de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

Nombre Científico	Nombre común	Familia	Lugar de recolección	Coordenadas	Número de voucher
<i>Opuntia guatemalensis</i> Britton & Rose	“Nopal”, “Cactus”	Cactaceae	Colonia Santa Matilde, municipio de Mejicanos, San Salvador	13°43'52.7"N 89°12'54.5"W	J. Menjívar 5143

5.2.2 Recolección de la muestra vegetal para la obtención del sustrato

La recolección de 3 Kg de cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, en el mes de mayo se trasladó en recipientes plásticos, cerrados y debidamente identificados al Laboratorio de Química Física de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador; empleando los cladodios porque es en este órgano de la planta es donde el mucílago responsable de la bioadsorción se encuentra presente en mayor cantidad, según referencias bibliográficas. Los recolectores fueron Sergio Armando Maravilla, Raquel Crespín y Diana Elías.

5.3 Procesamiento de muestra vegetal para obtención de sustrato.

Las muestras recolectadas de los cladodios, fueron transportadas luego de la recolección para evitar contaminación con hongos, posteriormente fueron lavados con agua destilada, cortados en trozos pequeños de aproximadamente 10 cm; luego se colocaron en bandejas metálicas y se introdujeron en una estufa Thermo Scientific, durante 72 horas (Ver Anexo N° 19) Para ser sometidos al proceso de secado, dicho proceso se inició con una temperatura de 54°C durante 24 horas y 50°C las 48 horas posteriores.

El corte en trozos pequeños y el secado se realizó de esta manera para acelerar la evaporación del agua y evitar la propagación de hongos y descomposición de la muestra, ya que al ser una especie suculenta contiene gran cantidad de agua, y los carbohidratos presentes en los cladodios ante la activación de enzimas, durante la recolecta, aceleran el proceso de descomposición.

Los cladodios deshidratados se molieron y el material resultante se tamizó empleando un tamiz plástico de aproximadamente 500 µm de abertura de orificio (Ver Anexo N° 20), cuyo tamaño de poro fue determinado al contar 10 orificios de malla contenidos en una pulgada, contando cada abertura con 0.1 pulgadas de longitud menos el grosor del hilo.

Del tamizado se separaron 2 tamaños de partícula (el que pasó a través del orificio de malla, “diámetro menor”, y el retenido “diámetro mayor”) cuyo rendimiento en peso fue de 600 g de polvo de diámetro menor y 300 g de polvo de diámetro mayor, que luego fueron sometidos a medición microscópica.

El porcentaje de Rendimiento del sustrato fue:

$$\begin{array}{l} 3,000 \text{ g} \rightarrow 100 \% \\ 900 \text{ g} \rightarrow X \% \end{array} \quad X = \frac{900 \text{ g} * 100\%}{3,000 \text{ g}} \quad X = 45 \% \text{ sustancia seca}$$

Durante la fragmentación de los cladodios, fue necesario el uso de un recubrimiento de capa gruesa que rodease la superficie de las manos (cinta adhesiva industrial) y sobre ella colocar guantes de nitrilo, para evitar lesiones cutáneas con las espinas de distintos tamaños de los cladodios.

Para las variables de tiempo y cantidad de sustrato a incluir en los ensayos de bioadsorción se determinaron los niveles alto y bajo a criterio personal y de acuerdo a bibliografía consultada, sin embargo para las siguientes dos variables seleccionadas para evaluar el desarrollo óptimo del estudio de bioadsorción: concentración de cromo y diámetro de partícula del sustrato, fue necesario realizar ciertos procesos con el fin de establecer los 2 niveles (alto y bajo) para cada variable, los cuales fueron necesarios para desarrollar el diseño experimental factorial fraccionado y obtener las condiciones a seguir en el desenlace del proceso de bioadsorción; dichos procesos se detallan a continuación.

5.4 Determinación de Tamaño de Partícula.

Para la construcción del diseño experimental, fue necesario medir el diámetro de partícula de las dos muestras obtenidas, para ello se solicitó dicha determinación al Laboratorio de Vectores del Centro de Investigación y Desarrollo en Salud (CENSALUD), ubicado en el Campus Universitario. Se utilizó un microscopio óptico acoplado a cámara para microscopio, con el cual se obtuvieron microfotografías, empleando el objetivo 4x (10 mm) (Ver Anexo N° 21)

Se realizaron 30 mediciones de partículas individuales de ambas muestras (Polvo fino y polvo grueso) de forma aleatoria, tomando pequeñas porciones de

ambas muestras, con el fin de reportar un valor promedio de diámetro mayor y diámetro menor. (Tabla N° 6).

Por lo tanto, los tamaños de partícula empleados en el proceso de bioadsorción se resumen en: Diámetro Mayor = 0.531 mm y Diámetro Menor = 0.151 mm.

Tabla N° 6. Tamaños de partícula obtenidos con el microscopio óptico.

Número de partícula	Diámetro mayor (mm)	Diámetro menor (mm)	Número de partícula	Diámetro mayor (mm)	Diámetro menor (mm)
1	0.625	0.103	16	0.755	0.150
2	0.591	0.179	17	0.539	0.207
3	0.509	0.196	18	0.467	0.152
4	0.425	0.193	19	0.521	0.168
5	0.391	0.135	20	0.603	0.132
6	0.547	0.117	21	0.593	0.137
7	0.472	0.232	22	0.397	0.183
8	0.503	0.144	23	0.597	0.200
9	0.505	0.144	24	0.426	0.113
10	0.554	0.217	25	0.587	0.107
11	0.573	0.186	26	0.492	0.144
12	0.647	0.130	27	0.571	0.106
13	0.546	0.112	28	0.551	0.153
14	0.465	0.112	29	0.464	0.123
15	0.541	0.149	30	0.487	0.105
			PROMEDIO	0.531	0.151

La determinación del diámetro de las partículas del sustrato de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose se reportó como el promedio de 30 partículas debido a que, para muestras de campo pequeñas, es recomendable realizar la medición de al menos 30 partículas para reportar un valor promedio aceptable. Dicha medición fue necesaria en esta investigación, para evaluar si una mayor

superficie de contacto que proporciona el diámetro menor, ejerce una influencia significativa en el proceso; o si una menor superficie de contacto de la disolución de cromo, en las partículas de diámetro mayor ejerce un grado de influencia tal que sea considerada como condición óptima para el proceso de bioadsorción.

5.5 Determinación de presencia de Cromo en cladodios frescos y secos de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose por Absorción Atómica acoplado a Horno de Grafito.

Por medio del Espectrofotómetro de Absorción Atómica acoplado a Horno de Grafito, se llevaron a cabo los análisis según metodología establecida, a una muestra fresca y una muestra deshidratada de cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, dichas muestras fueron trasladadas al Laboratorio de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, lugar en donde se solicitó el análisis, obteniéndose los siguientes resultados (Tabla N° 7 y 8) (Anexo N° 22)

Tabla N° 7. Resultado obtenido **de Cromo en Cladodios Frescos** reportados en base seca.

Código de muestra	Muestra	Concentración de cromo
MXU0197-2019	Cladodios frescos	1.72 ppm Cr

Tabla N° 8. Resultado de análisis **de Cromo en Cladodios secos y Molidos** reportados en base seca.

Código de muestra	Muestra	Concentración de cromo
MXU0196-2019	Cladodios secos y Molidos	1.79 ppm Cr

El contenido de cromo determinado en los cladodios tanto frescos como deshidratados es evidencia suficiente para confirmar que la especie vegetal *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, actúa como Fitorremediadora, es decir, que la planta está absorbiendo cromo del suelo a través de sus raíces.

Cabe mencionar que en 2001, el Instituto de Medicina Linus Pauling de la Universidad Estatal de Oregón de los Estados Unidos⁽²⁹⁾, estableció la ingesta adecuada (IA) de cromo en 20-35 µg/día para adultos; esto implica que al convertir las 1.79 partes por millón= 1790 µg/L = 1.79 µg/g presente en la muestra de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose, el consumo de esta planta no genera un impacto de toxicidad por ingesta, en cambio, su consumo contribuye a alcanzar la ingesta diaria adecuada, ya que se encuentra en forma de cromo trivalente pues el cromo es convertido a su forma hexavalente únicamente al ser sometido a calentamiento en pH alcalino, (proceso que no realiza la planta).

Es por ello que su ingesta contribuiría a evitar problemas metabólicos a la salud por deficiencia, principalmente porque se ha propuesto que el cromo trivalente sea cofactor de un oligopéptido llamado cromodulina, que puede ser capaz de potenciar la acción de la insulina, mejorando así la sensibilidad tisular a la insulina y facilitando el transporte de glucosa a las células.

La concentración de cromo encontrada en los cladodios secos y molidos fue empleada para corregir los valores de variación de la concentración de cromo posterior al proceso de bioadsorción, descartando la existencia de resultados erróneos de cromo en disolución.

5.6 Análisis de Cromo Hexavalente en agua.

El análisis de cromo antes del tratamiento de bioadsorción conllevó los procedimientos de: construcción de curva de calibración, determinación del límite de cuantificación del Equipo UV-Visible, Preparación de disoluciones de dicromato y tratamiento para liberación de cromo hexavalente, Medición de absorbancia para cálculo de concentración de cromo, determinación de turbidez y conductividad como parámetros fisicoquímicos de calidad del agua.

5.6.1 Construcción de curva de calibración.

Se construyó una curva de calibración, según metodología establecida, realizando 7 ensayos previos con el fin de establecer las concentraciones adecuadas para el proceso de bioadsorción que se presentan en la Tabla N° 9

Tabla N° 9. Ensayos para construcción de curva de calibración.

N° de ensayo	Concentración de cromo (mg/L)	Resultado
1	0.1; 0.25; 0.5; 0.75;1.0	Las mediciones se realizaron a pH de 5 obteniéndose error en la lectura de absorbancia debido a que el complejo coloreado no se formó al adicionar el indicador de difenilcarbazida.
2	0.1; 0.25; 0.5; 0.75;1.0	Las mediciones se realizaron a pH de 2 obteniéndose error en la lectura de absorbancia
3	0.1; 0.25; 0.5; 0.75;1.0	Se obtuvieron lecturas de absorbancia con las cuales se obtuvo un $R^2 = 0.987$ sin embargo no se utilizó para el diseño del proceso de bioadsorción debido a la inestabilidad colorimétrica de las soluciones.
4	25; 50; 100; 125; 150	Solución forma coloración ante presencia de indicador de difenilcarbazida, sin embargo, dicha coloración no es estable con el tiempo; la coloración se sostuvo únicamente 5 min luego se decoloró.
5	5; 10; 15; 20; 25	Las mediciones se realizaron a pH de 2 obteniéndose error en la lectura de absorbancia de las concentraciones 20 y 25 mg/L, por tal razón se descartaron estas concentraciones y se planteó un nuevo ensayo utilizando las 3 primeras concentraciones.
6	2.5; 5.0; 7.5; 10; 15	Se obtuvieron lecturas de absorbancia con un $R^2 = 0.887$ sin embargo se decidió repetir el ensayo por el bajo valor de R^2 .
7	2.5; 5.0; 7.5; 10; 15	Se obtuvieron lecturas de absorbancia con un $R^2 = 0.993$ por lo tanto se utilizaron estas concentraciones para el proceso de bioadsorción.

En base a los ensayos realizados, se seleccionaron las concentraciones de 2.5 mg/L, 5.0 mg/L, 7.5 mg/L, 10.0 mg/L y 12.5 mg/L de $K_2Cr_2O_7$ al 99.9% de pureza, por ser estables colorimétricamente (el color era constante en el tiempo) y porque con la medición de su absorbancia se obtuvo un $R^2 = 0.993$. Por lo que se sometieron a análisis espectrofotométrico Uv-Visible con el equipo Thermo Scientific Modelo Genesys 10s, a una longitud de onda de 545 nm (Ver

Anexo N° 23), en el Laboratorio de Química Física de la Facultad de Química y Farmacia.

Los valores de absorbancia obtenidos se procesaron en Microsoft Excel 2010 y se obtuvo la ecuación de línea recta $Y = 0.1403X + 0.3306$ y el valor del coeficiente de determinación (R^2) de 0.9937. (Tabla N°10 y Figura N° 24)

Tabla N° 10. Curva de calibración para cromo VI.

Concentración mg/L	Absorbancia
2.5	0.637
5.0	1.088
7.5	1.370
10.0	1.770
12.5	2.050

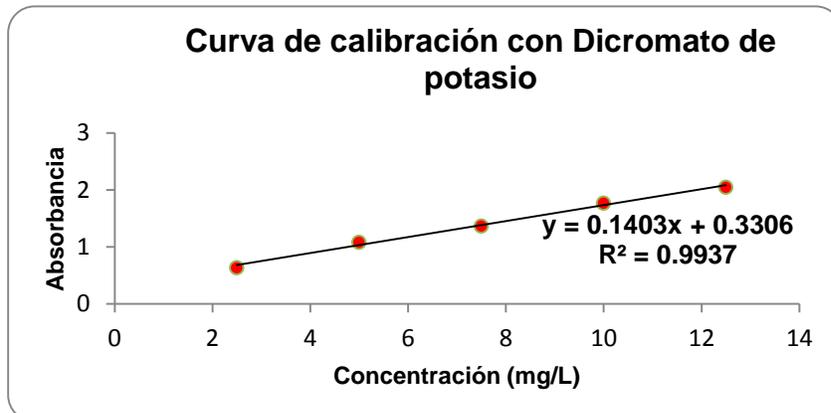


Figura N° 24. Curva de calibración para Cromo VI

En la construcción de la curva de calibración se empleó la metodología de la norma mexicana (NMX-AA-044-SCFI-2014), en la cual se sugiere utilizar concentraciones de 0.1 mg/L a 1.0 mg/L de dicromato de potasio, sin embargo, se demostró a través de ensayos que estas concentraciones no mostraban

estabilidad respecto al complejo colorimétrico formado, pues éste desaparecía después de 5 minutos.

También la concentración de cromo fue muy baja para emplear el sustrato, ya que una cantidad de 0.1 g absorbió todo el cromo en solución e impidió la medición de absorbancia. Por ello, se realizaron ensayos hasta determinar las concentraciones de cromo en solución que formarían un complejo estable y que después del proceso de bioadsorción, la concentración de cromo fuera suficiente para medir su absorbancia, estas concentraciones fueron: 2.5; 5.0; 7.5; 10.0 y 12.5 mg/L de cromo.

5.7 Determinación del límite de cuantificación del equipo espectrofotométrico UV-Visible Thermo Scientific, modelo Genesys 10S.

Según la metodología establecida en el estudio realizado por Maritza Ospina⁽⁴⁰⁾, se realizaron las diez mediciones del blanco (agua) y empleando Microsoft Excel 2010 se calculó el límite de cuantificación al sustituir en la ecuación de la línea recta, el promedio de las absorbancias del blanco multiplicado por la desviación estándar de las mismas, dicho valor de concentración se empleó como corrector de las concentraciones de cromo obtenidas a partir de las absorbancias medidas con el Espectrofotómetro UV-Visible. Los resultados son reportados en Tabla N° 11.

Tabla N° 11. Datos para el cálculo del límite de cuantificación de cromo VI.

Nº de medida	Absorbancia Ensayo	Nº de medida	Absorbancia Ensayo
1	0.001	6	0.001
2	0.002	7	0.002
3	0.003	8	0.003
4	0.004	9	0.004
5	0.005	10	0.005
Promedio absorbancia		0.003	
Desviación estándar		0.00158	
Absorbancia del Límite Cuantificación "LOQ" (desv*10)		0.040	
Concentración del Límite de Cuantificación "LOQ" en mg/L (absorbancia - 0,3306) / pendiente 		2.463	

La determinación del Límite de Cuantificación no había sido contemplada en la metodología, sin embargo, al comparar las concentraciones de cromo obtenidas a partir de las absorbancias con las concentraciones de cromo teóricas de cada solución, se observó que tenía una relación dos veces mayor. Al calcular el límite de detección se comprobó dicha observación, por lo cual se restó el 2.463 mg/L a las concentraciones obtenidas.

5.8 Preparación de disoluciones de dicromato de potasio y tratamiento para liberación de cromo hexavalente.

Para la preparación de las disoluciones acuosas de 5.0 y 10.0 mg/L de concentración de cromo a someter al proceso de bioadsorción, se utilizó dicromato de potasio, 99.9% de pureza, el cual fue secado en estufa modelo

Precision Scientific a 105°C durante 2 horas. A estas soluciones se les realizó medidas por triplicado de absorbancia, turbidez y conductividad antes y después del proceso de bioadsorción.

5.9 Medición de absorbancia para cálculo de concentración de cromo en disoluciones de dicromato de potasio.

Según metodología, se obtuvieron los valores de absorbancia de las disoluciones de cromo preparadas a 5.0 y 10.0 mg/L, dichas concentraciones conforman el nivel bajo y alto del diseño experimental; los resultados se resumen en Tabla N°12. Luego haciendo uso de la ecuación de la línea recta obtenida de la curva de calibración, se calcularon los valores reales de concentración de cromo, corrigiéndolos al dividir entre el valor de concentración del límite de cuantificación obtenido (Tabla N°11).

Tabla N° 12. Resultados de absorbancia de las disoluciones de dicromato de potasio previo al proceso de bioadsorción.

Concentración de Cromo Teórica	Absorbancia Repetición 1	Absorbancia Repetición 2	Absorbancia Repetición 3	Promedio de absorbancia
5 mg/L	2.538	2.229	2.492	2.430
10 mg/L	4.398	3.785	3.841	4.008

5.9.1 Ejemplo de obtención de la concentración de cromo a partir de la absorbancia medida a las muestras para construcción de resultados de Tabla N°13.

$$\text{Ecuación de la línea recta: } Y = 0.1403X + 0.3306$$

Ejemplo: Repetición 1**Concentración de cromo: 5 mg/L; Valor de absorbancia: 2.538****1. Despejando X, de la ecuación de la línea recta:**

$$\text{Concentración de cromo} = \frac{\text{abs} - 0.3306}{0.1403}$$

$$\text{Concentración de cromo} = \frac{2.538 - 0.3306}{0.1403} = 15.7334 \text{ mg/L.}$$

2. Corrección de concentración de cromo restándole el contenido de cromo de los cladodios frescos (1.79 mg/L)

$$\text{Concentración de cromo} = 15.7334 \text{ mg/L} - 1.79 \text{ mg/L}$$

$$\text{Concentración de cromo} = 13.9434 \text{ mg/L}$$

3. Ajuste de la concentración de cromo con el Límite de cuantificación del espectrofotómetro

$$\text{Concentración de cromo} = \frac{14.0134 \text{ mg/L}}{2.46 \text{ mg/L}}$$

$$\text{Concentración de cromo} = \mathbf{5.7 \text{ mg/L}}$$

Tabla N°13. Concentraciones de cromo en disoluciones de dicromato de potasio previo al proceso de bioadsorción.

Concentración de Cromo Teórica (mg/mL)	Concentración cromo corregida (mg/L)			
	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3	Promedio
5	5.6965	4.7728	5.5348	5.3347
10	11.0572	9.2811	9.4434	9.9272

5.10 Determinación de turbidez en las disoluciones de dicromato de potasio antes del proceso de bioadsorción.

Los valores de turbidez fueron determinados utilizando el Fotómetro SQ 18, en el Laboratorio Físicoquímico de Aguas de la Facultad de Química y Farmacia (Ver anexo N° 24). Los datos obtenidos se muestran en la Tabla N° 14.

Tabla N° 14. Valores de Turbidez de las disoluciones de dicromato de potasio antes del proceso de bioadsorción.

Concentración de cromo Teórica	Turbidez promedio (UNT)
5 mg/L	1
10 mg/L	1

5.11 Determinación de conductividad de las disoluciones de dicromato de potasio antes del proceso de bioadsorción.

Los valores de conductividad fueron determinados utilizando un Conductivímetro Fisher Scientific Accumet (Ver anexo N° 25), en el Laboratorio de Química Física de la Facultad de Química y Farmacia. Las medidas de conductividad fueron tomadas a distintas temperaturas, (Tabla N°15) y ya que este aparato no posee un compensador de temperatura, dichas mediciones se corrigieron posteriormente a 25 °C, con el fin realizar comparaciones de resultados entre los experimentos de bioadsorción (Tabla N°16).

Tabla N°15. Resultados de conductividad obtenidos previo al proceso de bioadsorción

Concentración de Cromo teórica	Repetición 1		Repetición 2		Repetición 3	
	COND. (μs)	° C	COND. (μs)	° C	COND. (μs)	° C
5 mg/L	7.10	27.1	6.77	26.6	6.27	27.5
10 mg/L	6.62	27.4	6.62	26.7	5.96	27.5

Tabla N° 16 Resultados de conductividad corregida a 25 ° C previo al proceso de bioadsorción.

Concentración de Cromo teórica	Promedio
	COND. (μs/cm-1)
5 mg/L	6.4599
10 mg/L	6.1433

Los valores obtenidos de absorbancia, conductividad y turbidez fueron tomados como referencia para evaluar si después del proceso de bioadsorción había una disminución en la concentración de cromo, debido a que dichos parámetros son parte de los análisis de rigor establecidos para la determinación de la calidad de agua apta para consumo humano, en especial de aguas tratadas; y con el fin de establecer parámetros que al ser aplicados a análisis de campo sean aptas para establecer una comparación entre los resultados obtenidos en laboratorio a condiciones controladas y las obtenidas con muestras de campo.

5.12 Análisis del proceso de bioadsorción de Cromo hexavalente empleando sustrato de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

En esta etapa se desarrolló el proceso de bioadsorción de acuerdo a las combinaciones de variables establecidas en la metodología, siendo estas las condiciones a emplear para los ensayos (ver tabla N° 17); sin embargo, se modificó los nombres Diámetro Mayor y Diámetro Menor (Establecidos en metodología) por los tamaños de partícula correspondientes (0.151 mm y 0.531 mm). Procediendo con la preparación de las mezclas empleando las disoluciones tratadas de dicromato de potasio de acuerdo a las condiciones de combinación de variables, y finalmente se efectuaron las mediciones de absorbancia y determinación de los parámetros fisicoquímicos de Turbidez y Conductividad posterior al tratamiento de bioadsorción.

5.13 Combinaciones de variables y realización de ensayos de bioadsorción.

En beaker de capacidad de 150 mL se efectuaron los ensayos del proceso de bioadsorción de acuerdo a la tabla N°17, empleando un agitador magnético se colocó en contacto el sustrato con las soluciones de cromo. (Ver anexo N° 26)

Tabla N° 17. Condiciones para los ensayos de bioadsorción

N° de Ensayo	Condiciones			
	Cantidad de sustrato (g)	Concentración de cromo (mg/mL)	Tiempo (min)	Diámetro de partícula (mm)
1	0.1	5.0	15	0.151
2	0.2	5.0	15	0.531
3	0.1	10.0	15	0.531
4	0.2	10.0	15	0.151
5	0.1	5.0	30	0.531
6	0.2	5.0	30	0.151
7	0.1	10.0	30	0.151
8	0.2	10.0	30	0.531

5.14 Medición de Absorbancia posterior al proceso de bioadsorción.

Se realizó la determinación del proceso de bioadsorción para cada combinación de condiciones por triplicado, realizando mezclas de acuerdo a la Tabla N° 17 de la sección anterior, determinando los valores de absorbancia después de la adición del sustrato. Los resultados de absorbancia obtenidos en cada repetición (Tabla N°18), fueron analizados con el fin de determinar si la tercera repetición debería o no incluirse en el promedio de absorbancia, ya que en esta repetición se obtuvieron los valores de absorbancia más bajos, por ello se hizo un análisis empleando el criterio estadístico basado en la desviación estándar (s).

Para ello, se calculó el valor medio y la desviación estándar para todos los términos de la serie, excepto el dudoso (Repetición 3); luego se buscó en la tabla de Fischer el valor de t en función del número de determinaciones efectuadas (sin contar al dudoso) y para el intervalo de confianza deseado (En este caso n=1 y 95% de confianza) y finalmente se calculó el siguiente término: $\bar{x} \pm s * t$ si el resultado obtenido no está dentro de estos límites, debe ser rechazado. Los resultados de desviación, media y límite superior e inferior se detallan en Tabla N° 18.

Tabla N° 18. Análisis estadístico para obtención de promedios de Absorbancia después del proceso de bioadsorción

N° de ensayo	Condiciones				Absorbancias							
	Cantidad de sustrato (g)	Conc. cromo (mg/L)	Tamaño de partícula (mm)	Tiempo (min)	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3	Desv.	\bar{X}	Desv. * t	Lim. inferior	Lim. superior
1	0.1	5.0	0.151	15	2.129	2.167	1.524	0.027	2.148	0.34	1.81	2.49
2	0.2	5.0	0.531	15	1.999	2.052	1.313	0.037	2.025	0.48	1.55	2.50
3	0.1	10.0	0.531	15	3.628	3.756	3.271	0.091	3.692	1.15	2.54	4.84
4	0.2	10.0	0.151	15	2.988	3.614	2.610	0.267	2.799	3.39	-0.60	6.19
5	0.1	5.0	0.531	30	2.113	2.221	1.681	0.076	2.167	0.97	1.20	3.14
6	0.2	5.0	0.151	30	1.751	1.935	1.201	0.130	1.843	1.65	0.19	3.50
7	0.1	10.0	0.151	30	3.139	3.812	3.010	0.476	3.475	6.04	-2.57	9.52
8	0.2	10.0	0.531	30	3.279	3.606	2.795	0.231	3.442	2.94	0.51	6.38

Los valores sombreados corresponden a los valores de absorbancia que son menores al límite inferior calculado según el criterio de rechazo, por lo tanto, no deberían incluirse para obtener el promedio de absorbancia de los 3 experimentos; sin embargo, no fueron rechazados debido a que los valores de absorbancia aumentan provocando una disminución de los porcentajes de remoción de cromo a calcular para la comparación de resultados. De no incluirse estos valores se descartarían los experimentos 1 y 2 al no poseer el mismo número de repeticiones.

Tabla N° 19. Promedios de Absorbancia después del proceso de bioadsorción

N° de ensayo	Condiciones				Absorbancias			
	Cantidad de sustrato (g)	Conc. cromo (mg/L)	Tamaño de partícula (mm)	Tiempo (min)	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3	Promedio
1	0.1	5.0	0.151	15	2.129	2.167	1.524	1.940
2	0.2	5.0	0.531	15	1.999	2.052	1.313	1.788
3	0.1	10.0	0.531	15	3.628	3.756	3.271	3.552
4	0.2	10.0	0.151	15	2.988	3.614	2.610	3.071
5	0.1	5.0	0.531	30	2.113	2.221	1.681	2.005
6	0.2	5.0	0.151	30	1.751	1.935	1.201	1.629
7	0.1	10.0	0.151	30	3.139	3.812	3.010	3.320
8	0.2	10.0	0.531	30	3.279	3.606	2.795	3.227

5.14.1 Cálculo de concentración de cromo en las soluciones a partir de valores de absorbancia posterior al proceso de bioadsorción

Se calculó la concentración de Cromo hexavalente en disolución acuosa, utilizando la ecuación obtenida de la curva de calibración: $y = 0.1403x + 0.3306$, sustituyendo en "y", los valores promedio de absorbancia medidos antes y después del proceso de bioadsorción (Tabla N° 18).

El contenido de cromo obtenido, en el sustrato de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose empleado para realizar los ensayos de bioadsorción, fue de 1.79 ppm; cantidad que fue restada de los valores de concentración calculados mediante la ecuación de curva de calibración, para obtener la concentración final. Los valores corregidos se detallan en la Tabla N° 20.

Tabla N° 20. Concentración de cromo VI según los promedios de absorbancia y concentraciones corregidas después del proceso de bioadsorción.

PROMEDIOS				
N° de Ensayo	Concentración teórica (mg/L)	Absorbancia promedio	Concentración real (mg/L)	Concentración corregida (mg/L)
1	5	1.940	11.471	9.751
2	5	1.788	10.388	8.668
3	10	3.552	22.958	21.238
4	10	3.071	19.530	17.810
5	5	2.005	11.934	10.214
6	5	1.629	9.254	7.534
7	10	3.320	21.310	19.590
8	10	3.227	20.642	18.922
ANTES DEL PROCESO DE BIOASORCION				
C. teórica (mg/L)	Absorbancia Promedio	C. real (mg/L)	C. corregida (mg/L)	
5	2.430	14.961	13.241	
10	4.008	26.211	24.491	

Según los resultados de la Tabla N°20, el ensayo 6 (sombreado), mostró la mayor captación de cromo por parte del sustrato, pues se obtuvo la menor concentración final de cromo: 7.534 mg/L.

Las condiciones de este ensayo fueron:

Cantidad de sustrato	Concentración de cromo	Tiempo de agitación	Tamaño de partícula
0.2 g de sustrato	5.0 mg/L	30 min	0.151 mm

Los valores de concentración de cromo calculados a partir de los valores de absorbancia sustituidos en la ecuación de línea recta de la curva de calibración, son elevados de manera tal que sobrepasan aproximadamente el doble de la concentración teórica empleada de las soluciones; por tal razón fue necesario realizar cálculos para corregir las concentraciones usando como divisor el valor de concentración del límite de cuantificación calculado (Tabla N° 21)

Tabla N° 21. Concentraciones de Cromo VI ajustadas, según el límite de cuantificación del espectrofotómetro Genesys 10s.

N° Ensayo.	C Teórica (mg/L)	R1	R2	R3	PROM
		C ajustada (mg/L)	C ajustada (mg/L)	C ajustada (mg/L)	C ajustada (mg/L)
1	5	4.5115	4.6216	2.75856034	3.96387532
2	5	4.1348	4.2884	2.14721068	3.52347177
3	10	8.8547	9.2255	7.82030376	8.63350505
4	10	7.0003	8.8141	5.9051278	7.23985961
5	5	4.4651	4.7780	3.21345085	4.15220578
6	5	3.4163	3.9494	1.8227028	3.06278648
7	10	7.4378	9.38779271	7.06408451	7.96324176
8	10	7.8435	8.79093	6.44114528	7.69185273
ANTES DEL PROCESO DE BIOADSORCIÓN					
Concentración Teórica	R1	R2	R3	PROM	
	C ajustada (mg/L)	C ajustada (mg/L)	C ajustada (mg/L)	C ajustada (mg/L)	
5 mg/L	5.7550	4.7728	5.5348	5.3542	
10 mg/L	11.0572	9.2811	9.4434	9.9272	

*R1, R2, R3 = Repetición 1,2, y 3 **C ajust. = Concentración ajustada

Como se muestra en la Tabla N° 21, las concentraciones de cromo después del proceso de bioadsorción, son menores que las concentraciones de cromo obtenidas a partir de las absorbancias medidas antes del proceso de bioadsorción: 5.3542 mg/L para las soluciones de 5mg/L y 9.9272 mg/L para las soluciones de 10 mg/L.

Los resultados obtenidos de absorbancia mostraron una disminución de la concentración de cromo en solución, por tanto, el proceso de bioadsorción es efectivo para la remoción de este ion metálico, la cual es probable que depende de la protonación o desprotonación de grupos carboxílicos presentes en las paredes celulares de los cladodios, además la presencia de mucílago contribuye al secuestro de iones. Entre los monómeros contenidos en su cadena se encuentran: L-arabinosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-Xilosa y ácido galacturónico.

En base a las concentraciones después del contacto con el sustrato, los experimentos 4 y 6 (Ver Tabla N° 21) son los experimentos en los que puede apreciarse una reducción de alrededor de 2 unidades numéricas, en cambio los experimentos 7,8 y 5 se pueden apreciar una disminución de 1 unidad siendo las condiciones con menor rendimiento obtenido.

5.15 Medición de Turbidez posterior al proceso de bioadsorción.

Finalizado el proceso de bioadsorción, se procedió a la medición de los valores de turbidez de cada una de las disoluciones, esto se realizó en el Laboratorio de Aguas de la Facultad de Química y Farmacia, obteniéndose los resultados que se muestran en la Tabla N°22.

Tabla N° 22. Valores de Turbidez antes y después de la adición de sustrato.

N° de Ensayo	Cantidad de sustrato (g)	Concentración de cromo (mg/mL)	Tamaño de partícula (mm)	Turbidez promedio (UNT)	
				Antes	Después
1	0.1	5	0.151	1	8.666
2	0.2	5	0.531	1	7.333
3	0.1	10	0.531	1	6.000
4	0.2	10	0.151	1	13.333
5	0.1	5	0.531	1	6.666
6	0.2	5	0.151	1	13.000
7	0.1	10	0.151	1	7.666
8	0.2	10	0.531	1	10.666

Los resultados muestran que después de la adición del sustrato hay un aumento de turbidez, presentando un mayor aumento el ensayo 4, cuyas condiciones incluían el nivel alto de cantidad de sustrato y el tamaño de partícula menor.

Los resultados del parámetro fisicoquímico de Turbidez, mostraron un aumento en promedio de 8.916 en las soluciones en las que se empleó el nivel bajo de concentración de cromo (5 mg/L) y predomina en los experimentos en los cuales se aplicó el nivel alto de cantidad de sustrato (0.2 g), y 9.416 para las soluciones con el nivel alto de concentración de cromo (10 mg/L) y predomina específicamente en los experimentos en los que se empleó el nivel alto de la variable de cantidad de sustrato (0.2 g); este aumento se debe a que el mucílago actúa como agente coagulante de partículas coloidales en agua, en el cual el ácido galacturónico es la molécula responsable de la formación de puentes químicos en el proceso de floculación, sin embargo este proceso se ve afectado cuando la turbidez es baja porque la coagulación se realiza muy difícilmente causando rompimiento de flóculos en pequeñas partículas que atraviesan el filtro alterando la calidad del agua, cuyo resultado es evidenciado en un aumento de turbidez.

5.16 Medición de Conductividad posterior al proceso de bioadsorción.

Finalizado el proceso de bioadsorción, se procedió a la medición de los valores de conductividad de cada disolución, esto se realizó en el Laboratorio de Química Física de la Facultad de Química y Farmacia, obteniéndose los resultados descritos en Tabla N° 23.

Tabla N° 23. Resultados de conductividad obtenidos posterior al proceso de bioadsorción

N° Ensayo	[Cr+6] inicial (mg/L)	R1		R2		R3	
		COND. (µs)	° C	COND. (µs)	° C	COND. (µs)	° C
1	5	6.75	26.7	5.84	26.4	6.13	27.3
2	5	6.61	26.6	5.74	26.4	6.08	27.2
3	10	6.49	26.6	6.12	26.4	5.7	27.4
4	10	6.33	26.5	5.96	26.4	5.66	27.1
5	5	6.67	25.8	5.51	26.4	6.16	27.2
6	5	6.55	25.6	5.76	26.4	6.02	27.2
7	10	6.45	26.4	6.06	26.4	5.68	27.2
8	10	6.48	26.4	6.05	26.4	5.67	27.2
Antes del proceso de bioadsorción	5	7.10	27.1	6.77	26.6	6.27	27.5
	10	6.62	27.4	6.62	26.7	5.96	27.5

*R1, R2, R3 =Repetición 1, 2, 3 ** [Cr+6] = concentración de cromo inicial ***COND. = Conductividad

Las medidas de conductividad fueron tomadas a distintas temperaturas y corregidas posteriormente a 25 °C. (Tabla N°24)

Tabla N° 24. Valores de Conductividad Corregida a 25 °C.

N° Ensayo	[Cr+6]	C. antes del proceso de bioadsorción	C. R1	C. R2	C. R3	C. PROM.
1	5	6.4599	6.5377	5.6879	5.872	6.0325
2	5	6.4599	6.414	5.5905	5.8348	5.9464
3	10	6.1433	6.2975	5.9606	5.4502	5.9028
4	10	6.1433	6.1537	5.8048	5.4417	5.8001
5	5	6.4599	6.5696	5.3665	5.9116	5.9492
6	5	6.4599	6.4758	5.6099	5.7772	5.9543
7	10	6.1433	6.282	5.9022	5.4509	5.8784
8	10	6.1433	6.3112	5.8924	5.4414	5.8817

*R1, R2, R3 =Repetición 1, 2, 3 ** [Cr+6] = concentración de cromo inicial ***C.= Conductividad (mS) **** prom. = promedio

Los datos muestran una disminución en los valores de conductividad, comparando las soluciones antes de ponerlas en contacto con el sustrato bioadsorbente y después, lo que significa que el tratamiento de bioadsorción disminuye la concentración de cromo en solución.

Para comparar los resultados era necesario que estos estuvieran ajustados a una misma temperatura de referencia, en este caso 25°C, por lo que se utilizó un cálculo matemático expuesto en la metodología, para llevar a cabo dicha operación

De acuerdo a los resultados, la conductividad medida después del proceso de bioadsorción fue menor con respecto a la conductividad medida antes de dicho proceso, lo que indica que los iones cromo fueron secuestrados por el mucilago presente en el sustrato bioadsorbente.

5.17 Cálculo del porcentaje de remoción de concentración de Cromo hexavalente en el proceso de bioadsorción empleando sustrato de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

5.17.1 Porcentajes de remoción a partir de valores de absorbancia.

Finalizado el proceso de bioadsorción, se procedió a calcular los porcentajes de remoción de cromo, empleando las fórmulas descritas en metodología y los valores de concentración corregidos con el límite de cuantificación (Ver Tabla N°21), obteniéndose los resultados descritos en Tabla N°25.

Tabla N° 25. Concentraciones de Cromo VI ajustadas, según el límite de cuantificación del espectrofotómetro Genesys 10s.

N° Ensayo	Condiciones				C. Teórica (mg/L)	C. ajustada	% remoción de Cr
	Sustrato (g)	Cromo (mg/m L)	Tiempo (min)	Diámetro (mm)			
	Promedio de las 3 repeticiones						
1	0.1	5.0	15	0.151	5	3.9639	25.9667
2	0.2	5.0	15	0.531	5	3.5235	34.1921
3	0.1	10.0	15	0.531	10	8.6335	13.0320
4	0.2	10.0	15	0.151	10	7.2399	27.0707
5	0.1	5.0	30	0.531	5	4.1522	22.4492
6	0.2	5.0	30	0.151	5	3.0628	42.7963
7	0.1	10.0	30	0.151	10	7.9632	19.7838
8	0.2	10.0	30	0.531	10	7.6919	22.5176
Antes del proceso de bioadsorción							
Concentración Teórica					Promedio (R1, R2, R3)		
					Concentración ajustada		
5 mg/L					5.3542		
10 mg/L					9.9272		

Los resultados muestran que la concentración de cromo en solución después del proceso de bioadsorción, es menor respecto a las concentraciones iniciales; lo cual indica que se ha producido remoción de cromo. Específicamente las condiciones utilizadas en el ensayo 6 (Fila sombreada) permitieron la obtención del más alto porcentaje de cromo removido.

A continuación, se muestra en el gráfico, los porcentajes de remoción reflejados en la tabla anterior.

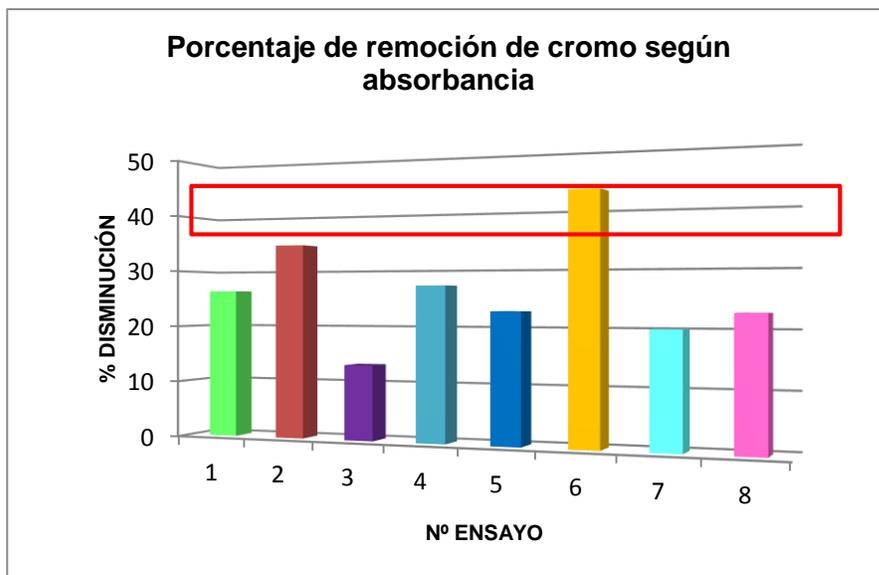


Figura N° 28. Gráfico de los porcentajes de remoción de Cromo VI según absorbancia.

El gráfico muestra que el ensayo que cumple con la mayor capacidad de remoción de cromo es el número 6, las condiciones para este ensayo fueron: **0.2 g de sustrato, 5.0 mg/L de cromo, 30 min de agitación y 0.151 mm de diámetro de partícula del sustrato**; mientras que el ensayo con el que se obtuvo el menor porcentaje de remoción fue el número 3, cuyas condiciones fueron: **0.1 g de sustrato + 10.0 mg/L de cromo + 15 min de agitación + 0.531 mm de diámetro de la partícula de sustrato**, esta diferencia se debe a que ante una menor cantidad utilizada de sustrato a una elevada concentración de cromo, los sitios de unión disponibles para el secuestro de iones cromo sean mucho más rápidamente ocupados provocando una saturación lo cual limita la absorbancia.

5.18 Porcentajes de disminución de cromo a partir de valores de conductividad.

Los valores de conductividad usados fueron los promedios, que se muestran en la Tabla N° 24 y los porcentajes de eliminación de cromo obtenidos para cada ensayo se muestran en la Tabla N° 26.

Tabla N° 26. Porcentajes de eliminación de Cromo VI según conductividad

N° de Ensayo	[Cr ⁺⁶] inicial (mg/L)	[Cr ⁺⁶] final Promedio (mg/mL)	[Cr ⁺⁶] final corregido Promedio (mg/mL)	Porcentaje Eliminación de Cromo (%)
1	5	4.6746	2.8846	42.3073
2	5	4.6093	2.8193	43.6133
3	10	9.6086	7.8186	21.8140
4	10	9.4469	7.6569	23.4310
5	5	4.6119	2.8219	43.5620
6	5	4.6133	2.8233	43.5333
7	10	9.5705	7.7805	22.1950
8	10	9.5752	7.7852	22.1480

Según se muestra en la Tabla N°25, con el proceso de bioadsorción y según los datos de conductividad, los porcentajes de eliminación para cromo VI son mayores al 40% para las soluciones de Concentración de Cromo de 5 mg/L y mayores al 20% para las soluciones de Concentración de Cromo de 10 mg/L. Además, se resaltan los ensayos en los que se obtuvo un mayor porcentaje de eliminación de cromo, se muestran a continuación en la Figura N° 29.

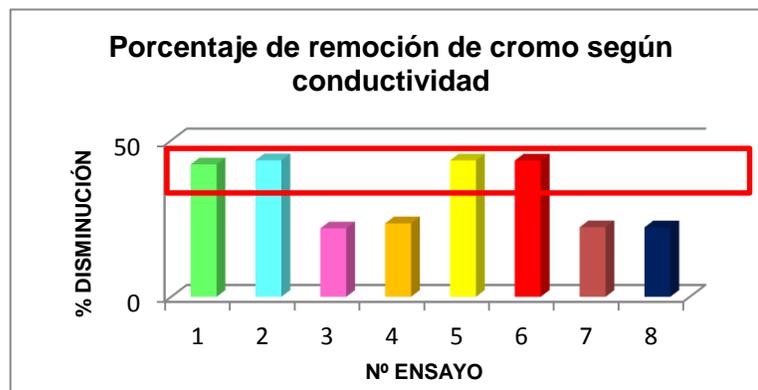


Figura N° 29. Gráfico de los porcentajes de remoción de Cromo VI según conductividad.

En el gráfico se muestra que los ensayos que cumplen con la mayor capacidad de remoción de cromo son el 2, 5 y 6

Los porcentajes de eliminación de cromo mayoritarios tanto para conductividad como para absorbancia están alrededor del 43%, este porcentaje es cercano al reportado en antecedentes de estudios de bioadsorción empleando *Opuntia spp* ⁽⁹⁾, en uno de los cuales se reporta que el biomaterial sin un tratamiento químico de acidificación, tenía una adsorción máxima del 52% del ion metálico, a pH 2. Esto implica que *Opuntia guatemalensis* Britton & Rosees una especie vegetal que tiene una alta capacidad de remoción de cromo hexavalente con base a los resultados obtenidos en el laboratorio, por lo que es recomendable utilizarla para tratamientos de aguas residuales.

Los porcentajes de disminución mayoritarios coinciden en el ensayo N° 6 en ambos gráficos, razón por la cual se considera que posee las condiciones que favorecen el proceso de bioadsorción, y confirma que una mayor superficie de contacto proporcionada por el sustrato de diámetro menor, ejerce una influencia significativa en el proceso.

5.19 Análisis Estadístico de influencia de variables en el proceso de bioadsorción de cromo hexavalente con sustrato de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose.

5.19.1 Análisis de variables en parámetro de absorbancia

Con los datos de absorbancia promedio mostrados en la Tabla N° 19, se realizó el análisis estadístico de la influencia de las variables, haciendo uso del análisis de varianza (ANOVA), con el programa estadístico MiniTab, obteniéndose los datos de la Tabla N°27.

Tabla N° 27. Análisis de Varianza para los datos de absorbancia, obtenidos antes y después del proceso de bioadsorción.

Variables	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados Ajustados	Media de Cuadrados Ajustados	Valor F	Valor p
Modelo	3	224.266	74.755	813.91	0.000
Lineal	3	224.266	74.755	813.91	0.000
Sustrato	1	7.720	7.720	84.06	0.001
Cromo	1	214.173	214.173	2331.84	0.000
Diámetro	1	2.373	2.373	25.84	0.007
Error	4	0.367	0.092		
Total	7	224.633			

La tabla ANOVA basada en el análisis de varianza, muestra que, para la determinación de absorbancia, las variables que influyen en el proceso de bioadsorción son: **la cantidad de sustrato, cantidad de cromo y diámetro de la partícula de sustrato**. Para considerarse estadísticamente significativas, el valor de P para cada una de ellas fue menor a 0.05.

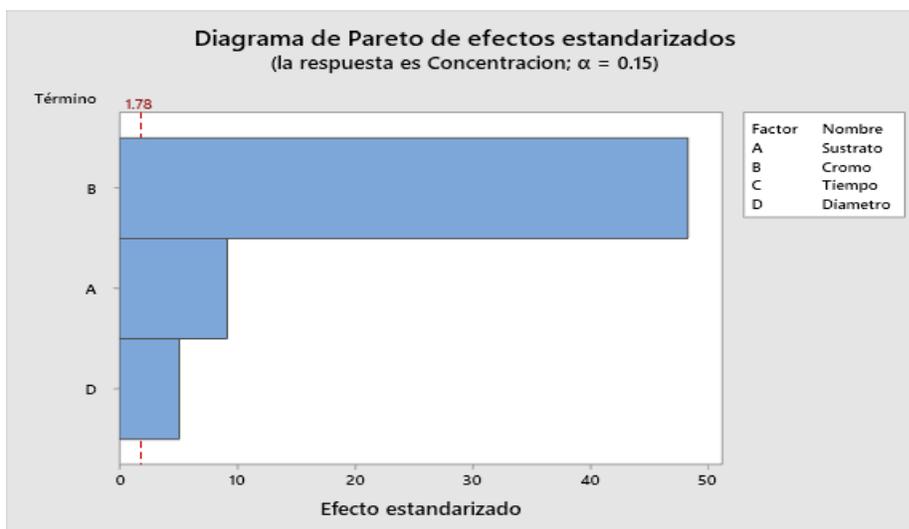


Figura N° 30. Diagrama de Pareto de efectos estandarizados para absorción.

El diagrama de Pareto muestra que las variables que influyen en el proceso de bioadsorción según los datos de absorción, son: la cantidad de sustrato, cantidad de Cromo y diámetro de la partícula de sustrato, siendo las barras que sobrepasan el valor de $\alpha = 1.78$

Igualmente se puede apreciar que la variable estadísticamente más significativa, es la cantidad de cromo, al presentar la barra de mayor longitud que sobrepasa la línea de referencia.

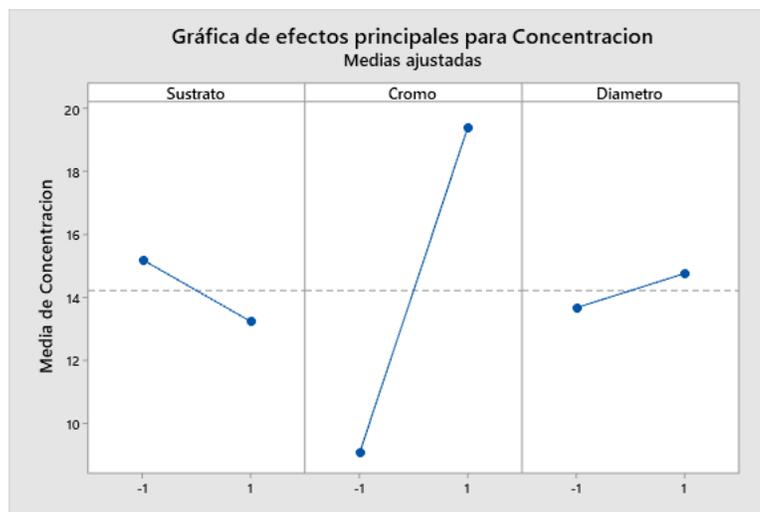


Figura N° 31. Gráfica de efectos principales para absorbancia

La gráfica de efectos principales para absorbancia confirma que las tres variables que influyen en el proceso de bioadsorción de cromo VI, son la **cantidad de sustrato, cantidad de cromo y diámetro de partícula del sustrato.**

La línea que representa la cantidad de cromo, muestra una inclinación evidente, por lo que se considera como el efecto principal del modelo. Siendo éste directamente proporcional al nivel empleado, es decir, que a mayor cantidad de cromo que se coloque en las soluciones, mayor cantidad de cromo será detectado por el espectrofotómetro UV-Visible, sin embargo dependerá de la disponibilidad de los sitios de unión proporcionados por la cantidad de sustrato adicionada, ya que aunque exista una mayor disponibilidad de cromo ante una menor cantidad de sitios de unión no se producirá el efecto de disminución de la concentración esperado, al provocar una saturación lo cual detiene el proceso de adsorción de cromo.

5.19.2 Análisis de variables en parámetro de turbidez

Con los datos obtenidos se realizó el análisis estadístico de la influencia de las variables, tomando en cuenta los valores de turbidez promedios de los tres ensayos realizados, utilizando el análisis de varianza (ANOVA), (Tabla N° 28), con el programa estadístico MiniTab, obteniéndose los siguientes datos:

Tabla N° 28. Análisis de Varianza para los datos de turbidez obtenidos antes y después del proceso de bioadsorción.

Variabes	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados Ajust.	Media de Cuadrados Ajust.	Valor F	Valor p
Modelo	2	47.389	23.694	13.08	0.010
Lineal	2	47.389	23.694	13.08	0.010
Sustrato	1	29.389	29.389	16.23	0.010
Diámetro	1	18.000	18.000	9.94	0.025
Error	5	9.056	1.811		
Total	7	56.444			

En este caso, solo dos términos causan mayor influencia en el proceso de bioadsorción: **La Cantidad de sustrato y Diámetro de partícula de sustrato**, pues como ya se mencionó anteriormente, son las únicas variables cuyo valor de P es menor que 0.05.

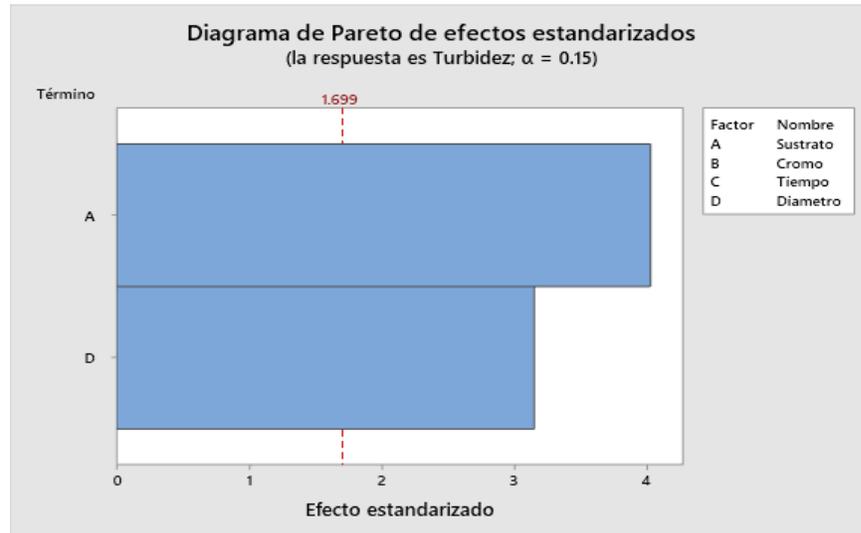


Figura N° 32. Diagrama de Pareto de efectos estandarizados para turbidez.

Las variables o factores A y D (Cantidad de sustrato y Diámetro de partícula de sustrato) cruzan dicha línea de referencia o alfa, por lo tanto, son estadísticamente significativos en el proceso de bioadsorción, según los valores de turbidez.

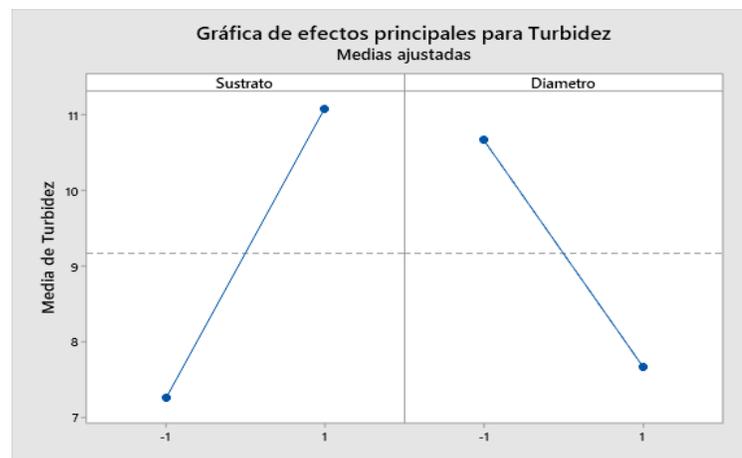


Figura N° 33. Gráfica de efectos principales para turbidez

Las líneas del gráfico turbidez muestran que efectivamente las variables que influyen en el proceso de bioadsorción son la Cantidad de sustrato y el Diámetro de la partícula de sustrato, de la siguiente manera: La turbidez es alta a un nivel alto de sustrato y será baja a un nivel bajo de sustrato; en cambio para la variable de diámetro de partícula, a nivel bajo la turbidez es alta y a nivel alto, la turbidez es baja.

5.19.3 Análisis de variables en parámetro de conductividad

Utilizando el promedio de los valores de conductividad corregida a 25°C (Tabla N°24), se realizó el análisis estadístico de la influencia de las variables, haciendo uso del ANOVA (Tabla N° 29), con el programa estadístico MiniTab, obteniéndose los siguientes resultados:

Tabla N° 29. Análisis de Varianza para los datos de conductividad corregida, obtenidos antes y después del proceso de bioadsorción.

Variables	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados Ajust.	Media de Cuadrados Ajust.	Valor F	Valor p
Modelo	1	0.02199	0.021987	11.74	0.014
Lineal	1	0.02199	0.021987	11.74	0.014
Cromo	1	0.02199	0.021987	11.74	0.014
Error	6	0.01124	0.001873		
Total	7	0.03322			

La tabla ANOVA muestra que, para la determinación de conductividad, solo la variable **Concentración de Cromo**, fue considerada por causar mayor influencia en la bioadsorción.

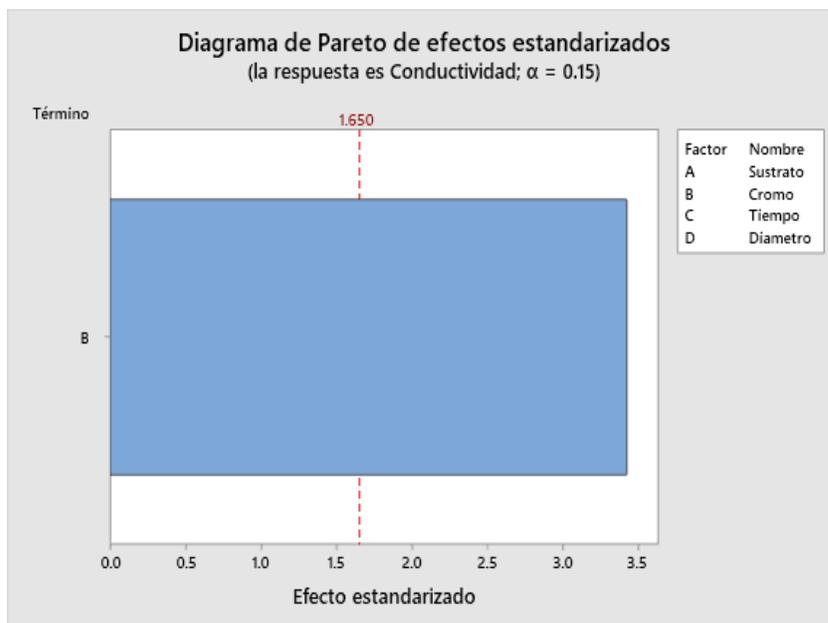


Figura N° 34. Diagrama de Pareto de efectos estandarizados para conductividad.

El diagrama de Pareto (Figura N° 34) muestra que la variable Cromo, es estadísticamente significativa para el proceso de bioadsorción según los datos de conductividad corregida a 25°C, pues es la única barra que sobrepasa el valor de $\alpha = 1.650$

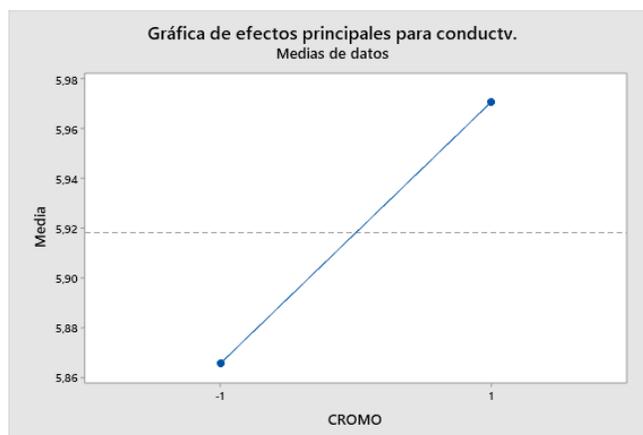


Figura N° 35. Gráfica de efectos principales para conductividad

La línea inclinada del gráfico muestra que la cantidad de cromo es un efecto principal pues influye en la determinación de conductividad, su comportamiento a nivel bajo provoca una disminución en la respuesta y a nivel alto un aumento.

La tabla ANOVA estima la variación en la respuesta que es atribuible a cada variable aleatoria, P es el nivel crítico asociado a un valor estadístico F , que debe ser menor de 0.05 y mayor que 0, y es quien permite decidir si un factor es estadísticamente significativo en un determinado proceso. En base a lo anterior, se comprobó que más de una variable influía en los parámetros de evaluación del proceso de bioadsorción, siendo estas: para absorbancia, la concentración de cromo, cantidad de sustrato y diámetro de partícula; para turbidez, cantidad de sustrato y diámetro de partícula y para conductividad solo la concentración de cromo; mientras que la variable Tiempo no mostró significancia estadística en dicho proceso.

Además, la prueba ANOVA permitió aceptar la hipótesis nula planteada: *que, de las cuatro variables evaluadas, al menos dos, debían ser significativamente influyentes en el proceso de bioadsorción.*

Por otro lado, los diagramas de Pareto mostraron los valores absolutos de los efectos estandarizados desde el más grande hasta el más pequeño para cada variable. En el diagrama se reflejaba una línea punteada de color rojo que es el nivel de significancia denotado por α o alfa, las barras que sobrepasaron más dicha línea, fueron las de las variables que influyeron estadísticamente con mayor magnitud en la bioadsorción de cromo. Para absorbancia fue la concentración de cromo, para turbidez fue la cantidad de sustrato y para conductividad únicamente la cantidad de cromo.

5.20 Propuesta de manejo de residuo de sustrato contaminado con cromo hexavalente

De acuerdo al estudio de Remoción de Cr (Vi) en residuos líquidos de laboratorios de servicios analíticos por fotocátalisis heterogénea y bioadsorción, la fotocátalisis se puede emplear en soluciones de cromo hexavalente, empleando las variables: pH= 1, cantidad de fotocatalizador (TiO₂) 0,5 g y 30 minutos de irradiación con luz UV y es posible obtener porcentajes de remoción del $96,07 \pm 0,65$ %, es decir que se reduce en grandes proporciones el ion cromo a su estado de oxidación +3 reduciendo el impacto ambiental que genera el estado +6.⁽²⁴⁾

En base a lo anterior, el residuo de sustrato bioadsorbente compuesto por cladodios de *Opuntia*, resultante de la filtración de las soluciones de dicromato de potasio (5.0 mg/L y 10.0 mg/L) finalizado el tiempo establecido de contacto sustrato-solución, del proceso de bioadsorción, antes de ser desechado es posible realizar una dispersión en agua desmineralizada y empleando las condiciones de 40 mg de TiO₂ , 12 mg de ácido fórmico y una radiación de 20 minutos con luz Uv; todo esto con el fin de producir la reducción del cromo hexavalente adsorbido a su estado de oxidación +3 y emplearlo posteriormente como abono orgánico en suelos con deficiencia de este mineral para nutrir las plantas y que estas puedan captarlo a través de sus raíces y permitir una disponibilidad nutricional a las personas que lo consuman.

CAPÍTULO VI
CONCLUSIONES

6.0 CONCLUSIONES

1. La especie vegetal en estudio, se le identificó con el número de voucher 5143 y fue depositada en la colección nacional del herbario MHES del Museo de Historia Natural de El Salvador), el cual certifica que corresponde a la *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose; además, con esta caracterización se geo-localiza la planta en la zona metropolitana de San Salvador, lugar donde no había registro de su existencia.
2. El Diseño Factorial Fraccionado 2^{k-1} , se utilizó cuando los recursos son limitados o el número de factores incluidos en el diseño es grande. En este estudio, permitió elegir adecuadamente una parte o fracción de los tratamientos de la factorial completa, todo con la intención de estudiar el efecto de los factores principales utilizando menos corridas experimentales.
3. La variable concentración de cromo, analizada a partir de los resultados de absorbancia, mostró disminución luego del proceso de bioadsorción, comprobándose que es efectivo para la remoción de este ion metálico. Esta captación de iones cromo, probablemente sea producida gracias a la protonación o desprotonación de grupos carboxílicos existentes en las paredes celulares de los cladodios, además del alto contenido de mucílago presente, cuya cadena o conformación química consiste en monómeros entre los que se encuentran: L-arabinosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-Xilosa y ácido galacturónico.
4. La comparación de los resultados de conductividad medidos antes y después del proceso de bioadsorción, muestra que el sustrato secuestra los iones de cromo en solución, pues las soluciones de 5mg/L de cromo

disminuyeron en un 40% su conductividad y las soluciones de 10 mg/L, un 20%.

5. Los resultados del parámetro fisicoquímico de Turbidez, revelaron un aumento de 8.916 UNT en las soluciones en las que se empleó el nivel bajo de concentración de cromo (5 mg/L), y predomina en los experimentos en los cuales se aplicó el nivel alto de cantidad de sustrato (0.2 g); de igual manera se produjo un aumento de 9.416 UNT para las soluciones con el nivel alto de concentración de cromo (10 mg/L) y específicamente en los experimentos en los que se empleó el nivel alto de cantidad de sustrato (0.2 g). Este aumento de turbidez se relaciona directamente con la variable “cantidad de sustrato”, y se debe a que el mucílago de los cladodios actúa como agente coagulante de partículas coloidales en agua, en el cual el ácido galacturónico es la molécula responsable de la formación de puentes químicos en el proceso de floculación.

6. El ensayo número 6 cumple con la mayor capacidad de remoción de cromo, en las condiciones: **0.2 g de sustrato, 5.0 mg/L de cromo, 30 min de agitación y 0.151 mm de diámetro de partícula del sustrato**. Mientras que el ensayo con el que se obtuvo el menor porcentaje de remoción fue el 3, cuyas condiciones fueron: **0.1 g de sustrato + 10.0 mg/L de cromo + 15 min de agitación + 0.531 mm de diámetro de la partícula de sustrato**, diferencia que se debe a que ante una menor cantidad utilizada de sustrato a una elevada concentración de cromo, los sitios de unión disponibles para el secuestro de iones cromo, son rápidamente ocupados provocando una saturación en el sustrato lo cual significa una bioadsorción limitada o escasa.

7. El análisis estadístico realizado a través de las gráficas de efectos principales obtenidos con el programa estadístico MiniTab, confirmó que las variables influyentes en el proceso de bioadsorción de Cromo VI son: **la cantidad de sustrato utilizado, la cantidad de cromo en solución y el diámetro de la partícula del sustrato**. El tiempo de agitación de las soluciones no es estadísticamente influyente en dicho proceso.

8. El análisis cuantitativo de Cromo en *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose por Espectroscopia de Absorción Atómica, reportó una concentración de 1.79 ppm en los cladodios frescos, lo cual demostró que la especie vegetal absorbe cromo del suelo en bajas concentraciones

CAPÍTULO VII
RECOMENDACIONES

7.0 RECOMENDACIONES

1. Para la recolección y procesamiento de cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose es necesario tomar en cuenta que, para evitar contaminación con hongos, los cladodios deben ser transportados rápidamente al laboratorio luego de su recolección, lavarlos con agua destilada y someterlos al proceso de secado, iniciando con una temperatura de 54°C durante 24 horas y reduciendo la temperatura a 50°C máximo las 48 horas posteriores.
2. Realizar investigaciones empleando los recursos naturales propios del país, tales como las especies pertenecientes a la familia Cactaceae, ya que antecedentes demuestran que poseen características y metabolitos secundarios que las facultan para ser materiales bioadsorbente, coagulantes y floculantes, de metales pesados y otras especies contaminantes del agua.
3. Promover el cultivo de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose en El Salvador, así como de otras especies con capacidad bioadsorbente para utilizarlas en el tratamiento de aguas residuales como una opción de bajo coste.
4. Realizar análisis para la disminución de turbidez de las soluciones obtenidas posterior al proceso de bioadsorción, debido a que este parámetro es un requisito obligatorio de calidad de aguas residuales tratadas.
5. Aplicar esta investigación al campo, partiendo de las condiciones de los ensayos 2 (0.2 g de sustrato + 5.0 mg/L + 15 min + 0.531 mm partícula) y 6 (0.2 g de sustrato + 5.0 mg/L + 30 min + 0.151 mm partícula), ya que se consideran las combinaciones más apropiadas para una optimización del

proceso de bioadsorción realizado, al obtener un 43% de remoción del ion cromo.

6. Evaluar el uso de fotocátalisis para tratar el sustrato resultante de la finalización del proceso de bioadsorción, utilizando como punto de partida las condiciones que propone la bibliografía consultada: cantidad de fotocatalizador (TiO_2) 0,5 g y 30 minutos de irradiación con luz UV, manteniendo el $\text{pH} = 1$. Lo anterior se propone con el fin de reducir el impacto al suelo que genera el vertido directo de este sustrato, debido a que contiene cromo en estado de oxidación +6.

7. Para investigaciones posteriores relacionadas con este estudio, se debe realizar un análisis estadístico previo de todos los datos que se vayan obteniendo a lo largo del proceso, por ejemplo, aplicar la desviación típica y el coeficiente de variación ya que con estos valores podemos conocer de qué manera fluctúan los datos respecto a la media del conjunto; todo esto, para obtener resultados de mejor calidad y disminuir el porcentaje de error.

BIBLIOGRAFÍA

1. Abraján, M. (2008). “*Efecto Del Método De Extracción En Las Características Químicas Y Físicas Del Mucílago Del Nopal (Opuntia ficus-indica) y Estudio de su aplicación como Recubrimiento Comestible*”. Universidad Politécnica de Valencia. Departamento de Tecnología de Alimentos., Valencia, España.
2. Allouche, F., Mameri, N., & Guibal, E. (2011). *Pb (II) Biosorption on Posidoniaoceanica biomass. Chemical Engineering Journal* 168.
3. Amorós, A. (2017). “*Análisis de Agua*”. Universidad Politécnica de Cartagena.
4. Anónimo. (s.f.) *Evaluación de las tecnologías de tratamiento de aguas subterráneas contaminadas con Cromo*. Universidad Politécnica de Cataluña, España.
5. Artunduaga C., O. F. (2015). *Tratamientos para la Remoción De Cromo (Vi) Presente En Aguas Residuales*. Revista Nova (Colombia).
6. Aruwa, C. E., Amoo, S. O., & Kudanga, T. (2018). *Opuntia (Cactaceae) plant compounds, biological activities and prospects – A comprehensive review*. Food Research International, 112 (June), 328–344.
<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.06.047>
7. Asociados, M. &. (2010). *Medición de Turbidez*. Obtenido de <http://www.metas.com.mx/guiametAs/La-Guia-MetAs-10-01-Turbidez.pdf>

8. Basualto S, Bruhn, C. Freer, J. Mansilla, H, Tapia, J, Villaseñor, J, (2002). *Estudio de reducción fotocatalizada de cromo hexavalente*. Boletín de la Sociedad Chilena de Química, 469-476. Disponible en: <https://dx.doi.org/10.4067/S0366-16442002000400018>
9. Bhatnagar, A., & Sillanpää, M. (2010). *Utilization of agro-industrial and municipal waste materials as potential adsorbents for water treatment-A review*. Chemical Engineering Journal, 157 (2–3), 277–296. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2010.01.007>
10. Campos Medina, E. (2008). *Estudio de la adsorción de cromo hexavalente utilizado como biomaterial la Ectodermis de Opuntia*. Revista de Estudios Urbanos, Regionales, Territoriales, Ambientales y Sociales, 10 (1), 16–31.
11. Cárdenas, Yolanda. (2000). *Tratamiento De Agua Coagulación Y Floculación*. SEDAPAL: Evaluación de Platas y Desarrollo Tecnológico. Lima, Perú.
12. Casas, S. (2017). *Extracción del mucílago de la penca de tuna y su aplicación en el proceso de coagulación-floculación de aguas turbias*. Facultad De Química e Ingeniería Química. E.A.P. de Ingeniería Química. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú.
13. Caviedes Rubio, D. I., Muñoz Calderón, R. A., Perdomo Gualtero, A., Rodríguez Acosta, D., & Sandoval Rojas, I. J. (2015). *Tratamientos para la Remoción de Metales Pesados Comúnmente Presentes en Aguas Residuales Industriales*. Primera Revisión. Ingeniería y Región, 13(1), 73. <https://doi.org/10.25054/22161325.710>

14. Ceren L., J. G., Menjívar, C., J. E., & Arias M., Á. S. (2015). *Diversidad de Cactus de El Salvador*, Museo de Historia Natural de El Salvador. El Salvador.
15. Ceroni Stuva, A., & Castro Cepero, V. (2013). *Manual de Cactus*. Ministerio Del Ambiente Perú, 1, 29.
16. Contreras Lozano, K. P., Aguas Mendoza, Y., Salcedo Mendoza, G., Olivero Verbel, R., & Mendoza Ortega, G. P. (2015). *El Nopal (Opuntia ficus-indica) como coagulante natural complementario en la clarificación de agua*. *Producción + Limpia*, 10(1), 40–50.
<https://doi.org/10.22507/pml.v10n1a3>
17. Cuberos, E.; Rodríguez, A.; Prieto, E. (2009). *Niveles de Cromo y Alteraciones de Salud en una Población Expuesta a las Actividades de Curtiembres en Bogotá, Colombia*. Departamento de Toxicología, Departamento de Salud Pública. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
18. Cuellar, N., & Herman, R. (2001). *La Contaminación del Agua en El Salvador: Desafíos y Respuestas Institucionales*. El Salvador: Publicaciones PRISMA. No 42 al 45. [Artículo de Internet]:
www.bvsde.paho.org/bvsacg/fulltext/gestagua.pdf, consultado el 20 de mayo de 2019.
19. Díaz Ayala, F. (2009). *Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas*. Centro Nacional de Investigación y Desarrollo Tecnológico.

20. E. D. Reyes, C. F. (2006). *Remoción de metales pesados con carbón activado como soporte de biomasa*. Universidad Autónoma de Nuevo León, México.
21. E. Matteoda, M. B. (2009). *Cromo en aguas subterráneas y superficiales en el entorno de una curtiembre, relación con valores de fondo natural*. Boletín Geológico y Minero. Universidad Nacional de Río Cuarto, Córdoba - Argentina, 619-621.
22. Escalante Arévalo, S., & Rivas García, E. (2014). *Determinación de la presencia de cromo hexavalente en muestras de agua del lago de Ilopango por el método de absorción atómica*.
<https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
23. Escobar, M., & Lobo, G. (2014). *Evaluación del uso de cáscara de huevo como sustrato adsorbente para la remoción de Cromo (VI) en solución acuosa*. Revista del Colegio de Médicos Veterinarios del Estado Lara, 3.
24. Espinoza J. Sandra G, Murillo W. *Remoción de Cr (Vi) en residuos líquidos de laboratorios de servicios analíticos por fotocatalisis heterogénea y bioadsorción*. Producción + Limpia. Disponible en:
<https://dx.doi.org/10.22507/pml.v13n1a3>
25. García, M., Sánchez, F. D., & Marín, R. (s.f.). *El Medio Ambiente en Colombia: El Agua*.
26. González, C. 2011. *Monitoreo de la calidad del agua: La Turbidez*. Colegio de Ciencias Agrícolas del Recinto Universitario de Mayagüez, Universidad de Puerto Rico.

27. González, R. (2004). *Curso: Calibración de Espectrofotómetros Ultravioleta Visible*. CASMET. Querétaro, Querétaro. México.
28. Hammel, B. Flickr. 2003. *Opuntia guatemalensis Britton & Rose, Manual de Plantas de Costa Rica*. Testigo: Hammel 18849: Obtenido de <http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/InfGE005.pdf>
29. Higdon J. (2001). *Chromium*. Limus Pauling Institute Oregon State University
30. Hueso, M. (2013). *Bioadsorción de Cadmio por Biomasa De Opuntia*. Universidad Politécnica de Cartagena.
31. Industrial, S. de C. y F. (2000). *Determinación De La Conductividad Electrolítica - Método De Prueba*. Norma Mexicana NMX-AA-093-SCFI-2000.
32. Industrial, S. de C. y F. (2001). *Análisis de agua - Determinación de turbiedad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas- Método de prueba*. Norma Mexicana NMX-AA-038-SCFI-2001.
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166777/NMX-AA-038-SCFI-2001.pdf>
33. Industrial, S. de C. y F. (2014). *Análisis de Agua. Medición de Cromo Hexavalente en Aguas Naturales, Salinas, Residuales y Residuales Tratadas*. Norma Mexicana NMX-AA-044-SCFI-2014.

34. Lichtfouse, E. (2012.). *Environmental chemistry for a sustainable world: volume 2 remediation of air and water pollution*. Springer.
35. López F, C. T. (2015). *Especiación y determinación de cromo en agua potable mediante el Análisis por Inyección en flujo con Microcolumna Acoplada (Fia) y Detección Espectrofotométrica en el Ultravioleta Visible (UV-VIS)*. Universidad Santo Tomas De Aquino, Bogotá. Disponible en: <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
36. López, E., & Maldonado, S. (2017). *Determinación de la factibilidad del uso de Opuntia ficus-indica como material biosorbente para la retención de cromo hexavalente (Cr+ 6)*. Revista de Energía Química y Física, 4(13), 1–11. Instituto Tecnológico Superior de Abasolo. Guanajuato. México.
37. Mañay, N., Clavijo, G., & Díaz, L. (2017). *Capítulo 5 Absorción atómica con horno de grafito*.
38. Martínez, F. S., & Pérez, I. de Los Ángeles. (2009). *Calibración de un Espectrofotómetro UV-Visible y Evaluación de la Incertidumbre*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua (Unan-León). <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/1513/1/214676.pdf>
39. Medina, E. (2008). *“Estudio de la Adsorción de Cromo Hexavalente Utilizando como Biomaterial la Ectodermis de Opuntia”*. México.

40. Montgomery, D. C. (2007). *Diseño y Análisis de Experimentos*. Arizona: Limusa Wiley.
41. Naturales, M. d. (2017). *Informe de la calidad de agua de los ríos de El Salvador*. San Salvador, El Salvador. Unidad de Comunicaciones MARN.
42. Ortiz Rodríguez, L. (2010). “*Efecto de la deshidratación osmótica sobre las propiedades físico-químicas, mecánicas y sensoriales del nopal (opuntia spp) liofilizado*”. En Universidad Veracruzana.
43. Ospina, Maritza C. (2008) “*Montaje de curvas de calibración para análisis de gomas, fosfatos, sílice, azúcar y sulfitos por espectrofotometría UV - Visible en el Laboratorio de Aseguramiento de Calidad del Ingenio Pichichi S.A.*” Facultad De Tecnología, Tecnología Química de Pereira Universidad Tecnológica de Pereira.
44. Ovando Franco, M. (2012). *Modificación de biopolímero extraído de nopal (Opuntia ficus indica) y su aplicación para la remoción de metales pesados en agua*.
45. Piña, D. (2017). *La valoración económica y mercantilización del agua de consumo humano en el Estado de México. Algunos determinantes*. Espiral, Espiral, vol. XXIV, núm. 68.
46. Químicas, U. A. (2008). “*Espectrometría: Espectrometría De Absorción Atómica*”. Obtenido de: <http://fcq.uach.mx/index.php/docencia/columna->

2/material-de-estudio/category/15 analisis instrumental?download=56:
lectura9

47. Quispe Jiménez, H. G. (2012). *Aplicación del mucílago extraído de nopal (opuntia ficus-índica) en la clarificación del agua del río Uchusuma*. Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann.
<http://repositorio.unjbg.edu.pe/handle/UNJBG/529>
48. Ramírez, M. (2012). *Determinación de isothermas de sorción en harina de maíz a tres temperaturas y su ajuste a modelos matemáticos*. Instituto Politécnico Nacional, México, DF.
49. Reyna Lizeth Torres-Ponce, Dayanira Morales-Corral, M. de L. B.-C. y G. V. N.-, & Moorillón. (2015). *El nopal: planta del semi desierto con aplicaciones en farmacia, alimentos y nutrición animal*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. México. Ciencias Agrícolas, 66, 1129–1142.
50. Roig, B. (2006). *Evaluación de las tecnologías de tratamiento de aguas subterráneas contaminadas con Cromo*. 101.
51. Rosique, M. (2013). *Bioadsorción de cadmio por biomasa de Opuntia*. Universidad Politécnica de Cartagena, 124.
52. Sáenz, C., Berger, H., & Corrales, J. (2006). “*Utilización agroindustrial del nopal*. *Boletín De Servicios Agrícolas de la FAO*” 76.

53. Salazar, A. (2007). *"Generación de un estudio de línea base de información para la cuenca hidrográfica del río Turbio en el estado Lara, a través de la caracterización de su principal cuerpo de agua"*. Trabajo de grado no publicado para optar al título de especialista en calidad ambiental: Instituto Universitario de Tecnología "Andrés Bello".
54. Scheinvar, L., Olalde, G. y D. Sule (2011). *"Especies silvestres de nopales mexicanos. Informe final SNIB-CONABIO, proyecto No. GE005"*. Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de Biología. México D.F.
55. Schiewer, S., & Volesky, B. (1996). *"Modeling Multi-Metal Ion Exchange in Biosorption. Environmental Science and Technology 30"*.
56. Severiche Sierra, C. A., & González García, H. (2013). Verificación analítica para las determinaciones de cromo hexavalente en aguas por espectrofotometría. *Ingenierías USB Med*, 4(1), 22–26.
<https://doi.org/10.21500/20275846.279>
57. Silva Casas, M. N. (2017). *Extracción del mucílago de la penca de tuna y su aplicación en el proceso de coagulación-floculación de aguas turbias*. Repositorio-de-Tesis-UNMSM.
<http://cybertesis.unmsm.edu.pe/handle/cybertesis/7155>
58. Susana, I., Muñoz, R., Rosario, L., Martínez, M., Osnel, I., Roque, G., Elina, I., & Santana, F. (2005). Empleo de un producto Coagulante Natural para Clarificar Agua. *Revista CENIC. Ciencias Químicas*, 36.

59. Tejada Tovar, C., Quiñones Bolaños, E., Tejada Benítez, L., & Marimón Bolívar, W. (2015). Revista Producción + Limpia. In *Absorción de cromo hexavalente en soluciones acuosas por cascaras de naranja (Citrus Sinensis)*.
60. Tirjoo, H. (n.d.). *El Agua*.
61. Vázquez González, O. (1994). *Extracción de Coagulantes Naturales del Nopal y Aplicación en la clarificación de aguas superficiales*. Universidad Nacional Autónoma de Nuevo León.

ANEXOS

ANEXO N° 1

REACTIVOS, EQUIPOS Y MATERIALES.

REACTIVOS

REACTIVOS	CARACTERISTICAS
Agua	Conductividad máxima 5,0 $\mu\text{S}/\text{cm}$ a 25 ° C y pH de 5,0 a pH 8,0.
Acetona	Grado reactivo
Ácido Nítrico en agua (1:1)	Mezclar a volúmenes iguales ácido nítrico y agua.
Ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4).	Grado reactivo
Ácido sulfúrico 3 mol/L	Diluir 167 mL de ácido sulfúrico concentrado con agua y llevar al aforo a 1 L.
Ácido sulfúrico 0,1 mol/L	Diluir 17 mL de ácido sulfúrico 3 mol/L a 500 mL con agua
Ácido fosfórico concentrado (H_3PO_4).	Grado reactivo
Hidróxido de sodio (NaOH).	Grado reactivo
Hidróxido de sodio 5 mol/L	Disolver 200 g de hidróxido de sodio en 1 L de agua. Almacenar en frasco de plástico.
Hidróxido de sodio 1 mol/L	Disolver 40 g de hidróxido de sodio en 1 L de agua. Almacenar en frasco de plástico

REACTIVOS	CARACTERISTICAS
Sulfato de amonio $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$.	Grado reactivo
Hidróxido de amonio NH_4OH .	Grado reactivo
Disolución buffer	Disolver 33 g de sulfato de amonio en 75 mL de agua y adicionar 6,5 mL de hidróxido de amonio llevar al aforo a 100 mL con agua.
1,5 Difenilcarbazona ($\text{C}_{13}\text{H}_{14}\text{N}_4\text{O}$)	Grado reactivo
Disolución de difenilcarbazona	Pesar 250 mg de 1,5- difenilcarbazona y disolver en 50 mL de acetona. Almacenar en frascos de color ámbar; esta disolución es transparente al momento de prepararla, después toma un color amarillo claro. Descartar la disolución cuando comience a decolorarse, debe conservarse en refrigeración.
Dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$)	Grado reactivo 99.9% pureza
Disolución de referencia madre de cromo hexavalente con una concentración de masa de $\gamma(\text{Cr}^{+6}) = 500 \text{ mg/L}$ de Cr^{+6}	Pesar 141,4 mg de dicromato de potasio previamente secado a 105°C durante 2 h, disolver con agua y llevar al aforo a 100 mL, 1 mL de esta disolución es equivalente a $500,0 \mu\text{g}$ de Cr^{+6} .
Disolución de referencia de trabajo de cromo hexavalente con una concentración de masa de $\gamma(\text{Cr}^{+6}) = 5 \text{ mg/L}$ de Cr^{+6}	Tomar 1 mL de la disolución de referencia madre de Cr^{+6} y llevar al aforo a 100 mL con agua.

EQUIPOS

EQUIPO	ESPECIFICACION
	La sensibilidad debe permitir la detección de diferencias en la turbiedad de 0,02 o menos unidades y debe de cubrir un intervalo de 0 a 40 unidades.
Turbidímetro	<p>El equipo debe de cumplir con las siguientes características:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Fuente de luz. Lámpara de tungsteno - Distancia recorrida por la luz incidente y dispersada dentro del tubo. No debe exceder 10 cm. - Ángulo de aceptación del haz de luz por el receptor. Centrado a 90º del haz de luz incidente y sin exceder a $\pm 30^\circ$ a partir del detector. Detector y sistema de filtro debe tener una respuesta pico entre 400 nm y 600 nm.
Celdas de vidrio de cristal incoloro y transparente	Deben de mantenerse cuidadosamente limpias por dentro y por fuera y evitar que se rayen o estrellen.
Balanza analítica	Con precisión de 0,1 mg.
Termómetro	Hasta 100°C
Celda de conductividad	N/A
Medidor de conductividad (Conductímetro)	Consistente en una fuente de corriente alterna, un puente de Wheatstone o equivalente, un indicador de valor nulo y una celda de conductividad u otro instrumento que mida el índice de corriente alterna y su voltaje a través de la celda, proporcionando una lectura lineal de la conductividad.

EQUIPO	ESPECIFICACION
Espectrofotómetro disponible (Espectrofotómetro Genesys S10)	Para utilizarse a 540 nm y equipado con celdas de cuarzo de 1 cm o mayor de paso óptico de luz.
Microscopio Óptico	Acoplado a cámara digital
Computadora	<ul style="list-style-type: none"> • Poseer programa para medición de partícula en microfotografía. • Poseer programa estadístico MiniTab.
Espectrofotómetro de Absorción atómica	Según disponibilidad
Calculadora Científica	modelo fx-300MS
Estufas	<ul style="list-style-type: none"> • Modelo Thermo Scientific. • Modelo Precision Scientific.
Molino de Cuchillas.	Malla de 2 mm
Hotplate.	N/A
Impresora.	N/A
Cronómetro.	N/A

MATERIALES

Cuchillo de acero inoxidable.	Cubeta plástica limpia.
Tijera de poda.	Etiqueta de recolección.
Machete.	Cinta adhesiva industrial.
Recipiente plástico hermético.	Guantes de nitrilo.
Bandejas metálicas para estufa.	Lapiceros.
Tamiz de 500 μm.	Plumón permanente para rotulado de cristalería.
Libreta de notas.	Papel toalla.
Kleenex.	Cristalería de Laboratorio
Algodón.	Balones volumétricos 50mL, 100 mL, 250 mL, 500 mL
Pipetas volumétricas 1 mL, 2 mL, 5 mL, 10 mL.	Embudos de vidrio.
Pipeta mohr 1 mL, 5 mL.	Beaker 50 mL, 100 mL, 250 mL.
Pipetas Pasteur (goteros de vidrio).	Agitadores magnéticos medianos.
- Papel indicador de pH.	Soporte metálico con aro metálico.
Papel Bond tamaño carta.	Folders.
Pisetas.	Fasteners.

ANEXO N° 2

Ubicación de sitio de muestreo de material vegetal



Figura N° 6. Ubicación de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose

ANEXO N° 3

Identificación: Recolección de muestra



FIGURA N° 7 Diagrama de procedimiento para recolección de muestra para identificación

ANEXO N° 4

Muestreo de material vegetal



1. Recolectar cladodios



2. Almacenar e identificar



**3. Trasladar a Laboratorio de Química Física de la
Facultad de Química y Farmacia**

**Figura N° 8 Diagrama procedimiento para recolección de muestra para
ensayos**

ANEXO Nº 5

Limpieza y secado de cladodios



Figura Nº 9 Diagrama de procedimiento de limpieza y secado de cladodios

ANEXO N° 6

Molienda y tamizado de sustrato

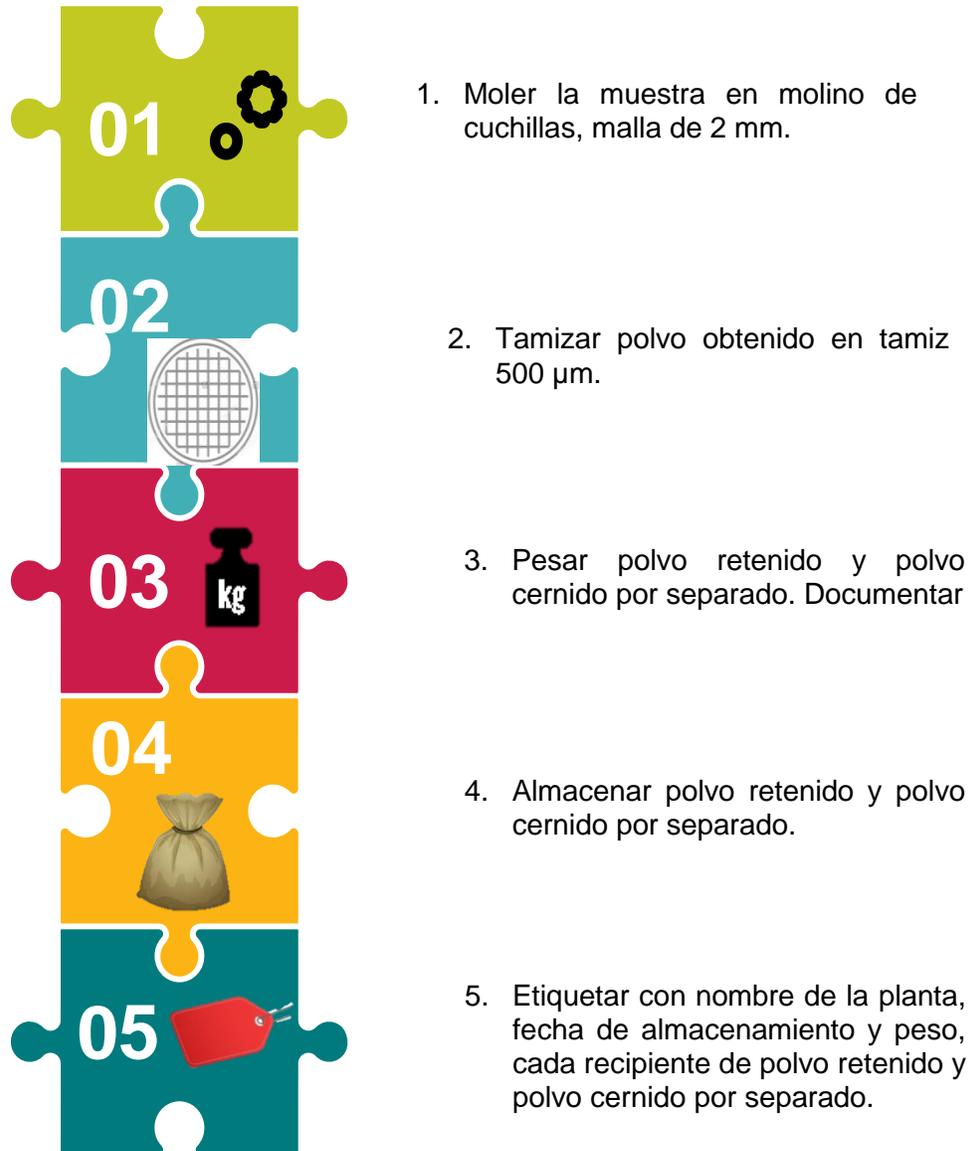


Figura N° 10 Diagrama de procedimiento para molienda y tamizado de cladodios

ANEXO N° 7

Determinación de tamaño de partícula



Figura N° 11 Diagrama de Procedimiento para Determinación de tamaño de partícula

ANEXO N° 8

NMX-AA-044-SCFI-2014

Norma mexicana análisis de agua. -

**Medición de cromo hexavalente en aguas naturales, salinas,
residuales y residuales tratadas- Método de prueba**



SECRETARÍA DE
ECONOMÍA

- 8.1** Cada laboratorio que utilice este método debe operar un programa de control de calidad en referencia a la norma mexicana NMX-AA-115-SCFI-2001 (véase 3 Referencias).

9 CALIBRACIÓN

9.1 Curva de calibración

- 9.1.1** Empleando la disolución de referencia de trabajo de cromo hexavalente de concentración de masa $\gamma(\text{Cr}^{+6}) = 5 \text{ mg/L}$ de Cr^{+6} (véase 6.17) preparar las disoluciones de calibración en el intervalo de concentración de masa de $0,1 \text{ mg/L}$ a $1,0 \text{ mg/L}$ Cr^{+6} . Por ejemplo, medir 2 mL, 5 mL, 10 mL, 15 mL y 20 mL, llevar al aforo de 100 mL. Ajustar el pH entre 9,3 y 9,7 adicionando 1 mL de la disolución buffer (véase 6.12) más 0,6 mL de la disolución de hidróxido sodio 5 mol/L (véase 6.10) ó 1 mol/L (véase 6.11). Posteriormente ajustar a pH de $2,0 \pm 0,5$ agregando 0,25 mL (5 gotas) de ácido fosfórico (véase 6.6) y de acuerdo al pH del estándar, utilizar ácido sulfúrico (véase 6.3, 6.4 y 6.5), finalmente, seguir el procedimiento que se describe para las muestras para el desarrollo de color (véase 10.4).

Para curva de calibración con intervalo de concentración de masa de $0,1 \text{ mg/L}$ a $1,0 \text{ mg/L}$ de Cr^{+6} , utilizar celdas de paso óptico de luz de 1 cm o mayor.

- 9.1.2** Transferir una alícuota de cada disolución de referencia a la celda de 1 cm o mayor de paso óptico de luz y medir su absorbancia a 540 nm.
- 9.1.3** Construir una curva de calibración, graficando la absorbancia leída contra la concentración de masa de cromo hexavalente en mg/L de Cr^{+6} .
- 9.1.4** Para compensar las posibles pérdidas de Cr^{+6} durante las operaciones analíticas se debe seguir el mismo procedimiento a las disoluciones de referencia de Cr^{+6} que el que se realiza a la muestra.

10 PROCEDIMIENTO



SECRETARÍA DE
ECONOMÍA

- 10.1** Llevar las muestras a temperatura ambiente.
- 10.2** Si la muestra no fue filtrada en campo, filtrar la muestra a través de una membrana de 0,45 μm . Usar una porción de muestra para enjuagar la unidad de filtración, entonces recolectar el volumen de filtrado requerido. Ajustar el pH entre 9,3 y 9,7 adicionando 1 mL de la disolución buffer (véase 6.12) más 0,6 mL de la disolución de hidróxido sodio 5 mol/L (véase 6.10) ó 1 mol/L (véase 6.11) por cada 100 mL de muestra para llegar al pH en el intervalo indicado, (nunca diluir a más del 10 % del volumen total de la muestra).
- 10.3** Por cada 100 mL de muestra, agregar 0,25 mL (5 gotas) de ácido fosfórico (véase 6.6). De acuerdo al pH de la muestra, utilizar ácido sulfúrico (véase 6.3, 6.4 y 6.5), ajustar a pH de $2,0 \pm 0,5$ y mezclar.
- 10.4** Medir 100 mL de muestra o una alícuota conveniente de acuerdo al contenido de Cr^{+6} en la muestra y llevar al aforo a 100 mL con agua, añadir 2 mL de disolución de difenilcarbazida (véase 6.15), mezclar y dejar reposar de 5 a 10 min para desarrollo completo del color, transcurrido éste tiempo, leer inmediatamente.
- 10.5** Fijar la longitud de onda en el espectrofotómetro a 540 nm y ajustar con el blanco de reactivos a cero de absorbancia utilizando una celda de 1 cm o mayor de longitud de paso óptico de luz.
- 10.6** Medir la absorbancia de las muestras y disoluciones de referencia.
- NOTA 3** Si la muestra después de filtrada esta turbia y/o con color, tomar una lectura de absorbancia previa a la adición del reactivo difenilcarbazida, restar la absorbancia medida previamente al valor medido conforme a 10.4. y 10.5.
- 11 CÁLCULOS**
- 11.1** Calcular la concentración de masa de $\gamma(\text{Cr}^{+6})$ expresada en mg/L de Cr^{+6} utilizando la siguiente ecuación:

ANEXO N° 9

Preparación de disoluciones de cromo

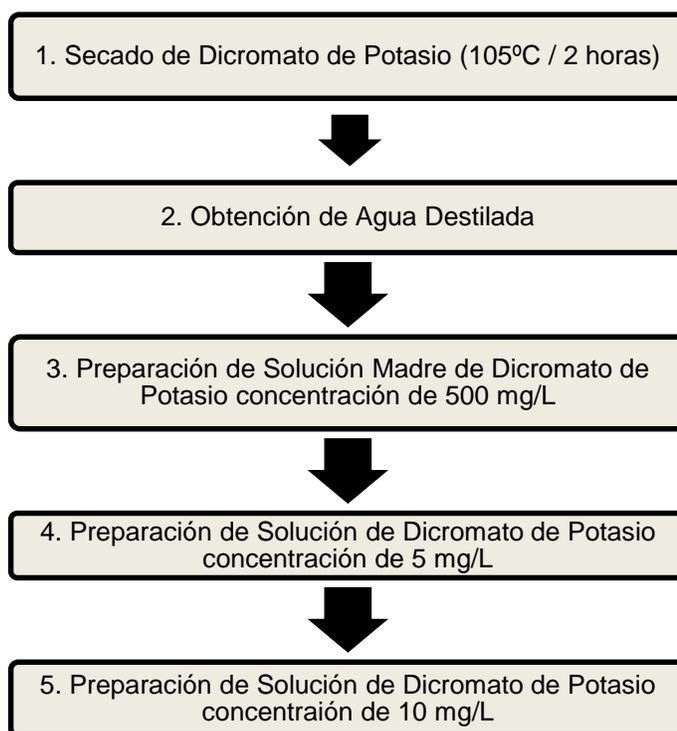


Figura N° 12 Procedimiento de Preparación de soluciones de cromo hexavalente.

ANEXO N° 10

Preparación de la curva de calibración.

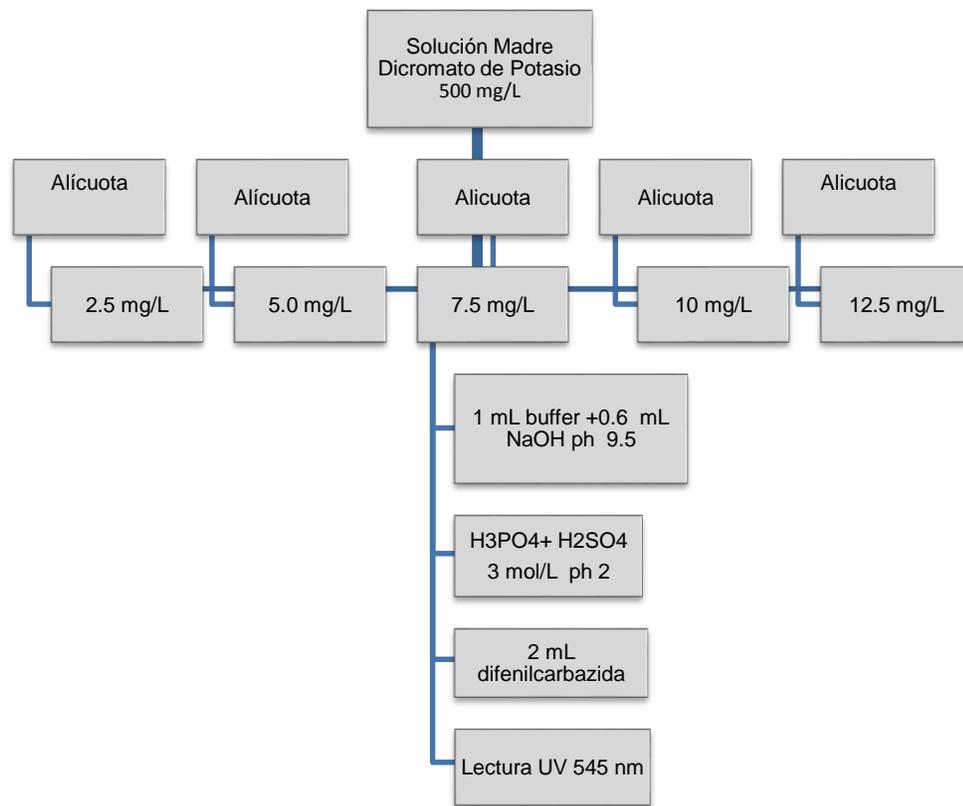


Figura N° 13 Diagrama de Preparación de curva de calibración

ANEXO N° 11

Medición de Absorbancia

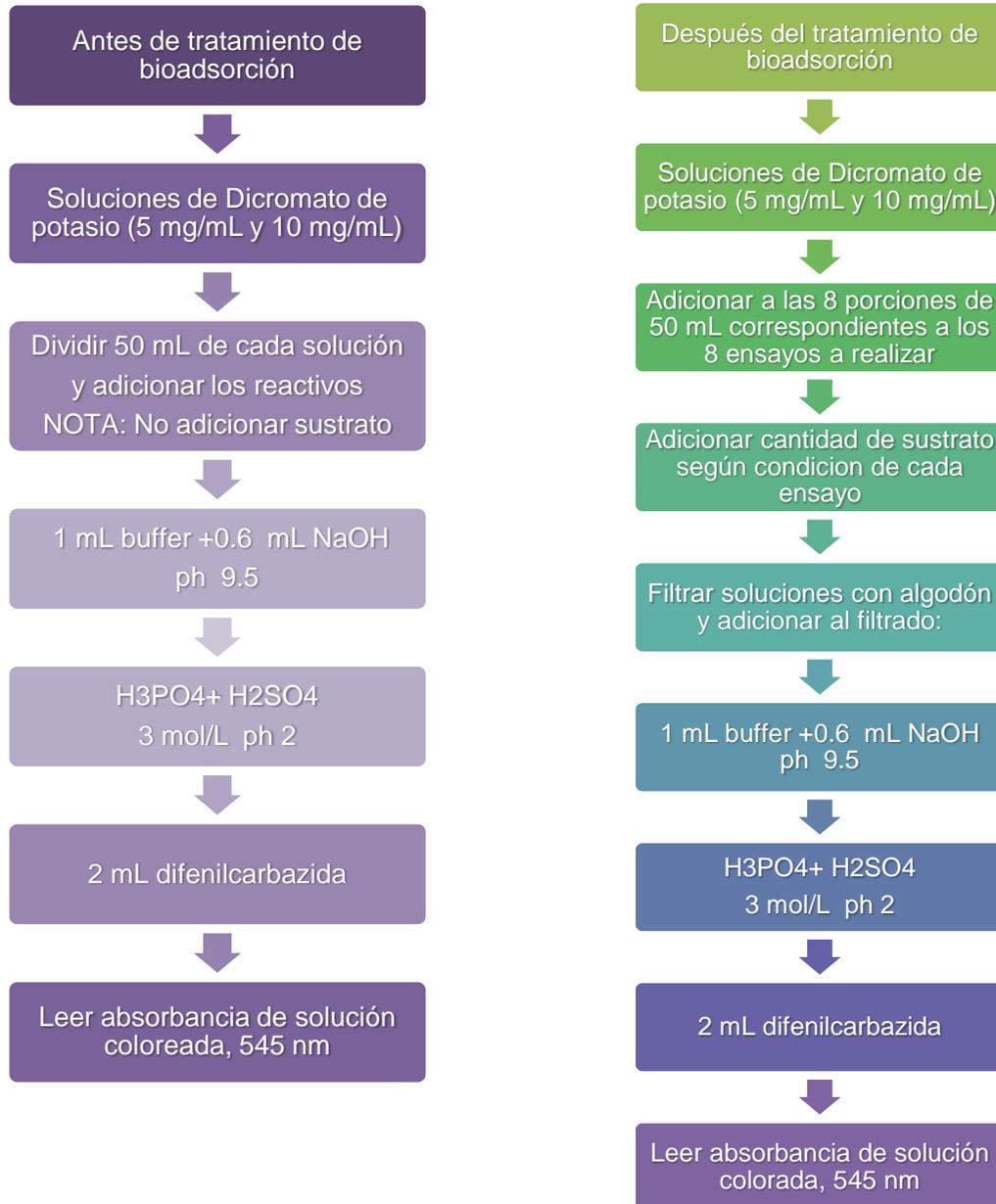


Figura N° 14 Medición de absorbancia de las muestras empleadas antes y después del tratamiento de bioadsorción de cromo vi por Espectroscopia Uv-visible

ANEXO Nº 12

Determinación de Límite de Cuantificación

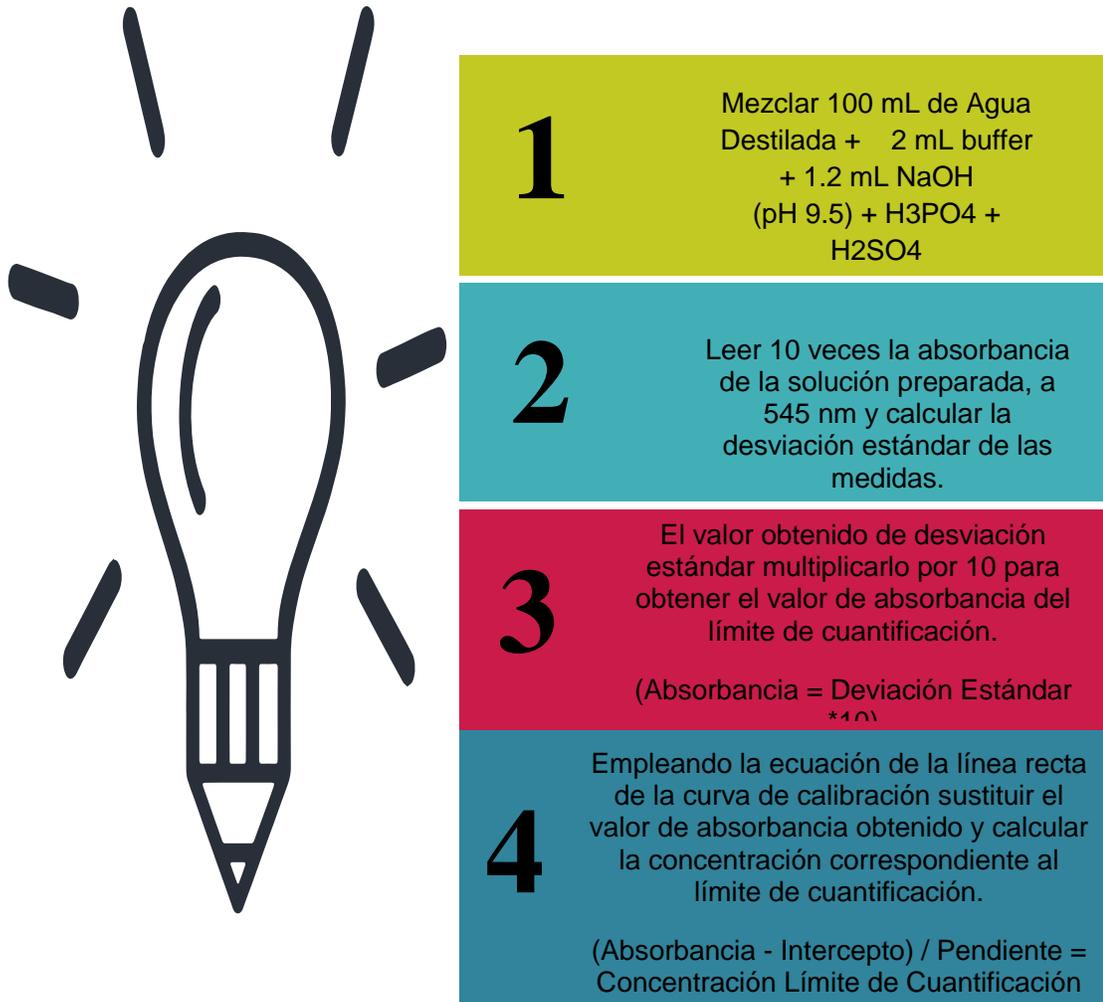


Figura Nº 15 Procedimiento para la determinación de límite de cuantificación del Espectrofotómetro UV-Visible Genesys 10S

ANEXO N° 13

NMX-AA-038-SCFI-2001

**Análisis de agua - Determinación de turbiedad en aguas naturales,
residuales y residuales tratadas - Método de prueba.**



- h) Además el laboratorio debe mantener la información original reportada por los equipos en disquetes o en otros respaldos de información.

De tal forma que permita a un evaluador externo reconstruir cada determinación mediante el seguimiento de la información desde la recepción de la muestra hasta el resultado final.

- 7.3 Cada vez que se adquiriera nuevo material volumétrico debe de realizarse la verificación de la calibración de éste, tomando una muestra representativa del lote adquirido.

8 CALIBRACIÓN

8.1 Calibración del turbidímetro

- 8.1.1 Revisar la calibración del equipo como se describe del inciso 8.1.3 al 8.1.8. Si requiere calibración proceder como se describe a continuación.

Cuando la determinación se realice en campo, la calibración del equipo debe ser verificada antes de salir al sitio de muestreo y en su caso realizar la calibración correspondiente.

- 8.1.2 Prepare al menos tres concentraciones diferentes de estándares para calibrar cada uno de los intervalos del equipo. Preparar las suspensiones a partir de la suspensión de 400 UNT.

NOTA.- Las suspensiones de 40 UNT y menores deben de ser preparadas cada semana.

NOTA.- Algunos equipos han sido calibrados en fábrica y sólo es necesario verificar la calibración como parte del control de calidad.

- 8.1.3 Encender el equipo y dejar estabilizando de acuerdo al manual de operación del equipo.
- 8.1.4 Agitar perfectamente la suspensión para lograr óptima homogeneidad. Enjuagar las celdas dos veces con la suspensión patrón, llenar la celda hasta la marca o bien hasta donde el nivel en donde la parte alta de la interfase líquido - aire no interfiera con la lectura. Verificar que no queden burbujas de aire adheridas a las paredes de la celda.
- 8.1.5 Después de que la celda está llena, limpiar con un paño suave el líquido y suciedad de la superficie externa de la celda.



SECRETARÍA DE
ECONOMÍA

NMX-AA-038-SCFI-2001

10/15

- 8.1.6 Sosteniendo la celda de la parte superior y evitando el contacto con la parte que estará en contacto con el haz de luz, colocar la celda en el porta celda del aparato, cerrar la cubierta protectora del porta celda. Se recomienda tomar varias lecturas homogeneizando entre cada una de ellas, el número de lecturas dependerá de la estabilidad del equipo.
- 8.1.7 Realizar la lectura para cada patrón.
- 8.1.8 Graficar el promedio de la lectura en UNT obtenida para cada disolución patrón contra los valores en UNT de turbiedad de cada suspensión patrón.

9 PROCEDIMIENTO

- 9.1 Preparación y acondicionamiento de la muestra: Analizar la muestra en un periodo no mayor de 24 h. Si la muestra se encuentra en refrigeración, sacarla y permitir que alcance la temperatura ambiente antes de que se realice el análisis.
- 9.2 Análisis de muestras con turbiedad menor a 40 UNT.
 - 9.2.1 Encender el equipo y dejar estabilizando de acuerdo al manual de operación del equipo.
 - 9.2.2 Revisar la calibración del equipo con uno de los estándares dentro del intervalo de trabajo.
- 9.3 Enjuagar la celda dos veces con muestra para evitar errores por dilución. Llenar la celda. Cuando la determinación se realice en campo las celdas deben de estar perfectamente secas para poder determinar la turbiedad de la muestra que se tome.

NOTA.- La muestra debe homogeneizarse perfectamente antes de realizar la lectura.

- 9.2.4 Reemplazar la celda conteniendo la disolución patrón, por la celda que contiene la muestra por analizar y cerrar el compartimento de la celda.
- 9.2.5 Leer la turbiedad de la muestra, homogeneizando la muestra contenida en la celda entre cada lectura. Se recomienda tomar varias lecturas homogeneizando entre cada una de ellas.



- 9.3 Análisis de muestras con turbiedad mayor a 40 UNT.
- 9.3.1 De ser posible y de acuerdo con los intervalos de lectura del equipo, realizar una prelectura para calcular la dilución a realizar.
- 9.3.2 Hacer una dilución de la muestra empleando agua destilada de tal

10 CÁLCULOS

- 10.1 Calcular la turbiedad de la muestra original en base a la dilución realizada.

$$\text{UNT} = \frac{\text{A} * \text{B}}{\text{C}}$$

donde:

A son las UNT encontradas en la muestra;
B es el volumen final mL de la dilución realizada, y
C es el volumen mL de muestra tomada para la dilución.

Reportar los resultados de la siguiente forma con la precisión correspondiente:

Margen de turbiedad UNT	Informe de cifra UNT más próxima
0 - 1,0	0,05
1 - 10	0,1
10 -40	1
40 - 100	5
100 - 400	10
400 - 1 000	50
> 1 000	100

ANEXO N° 14

Medición de Turbidez

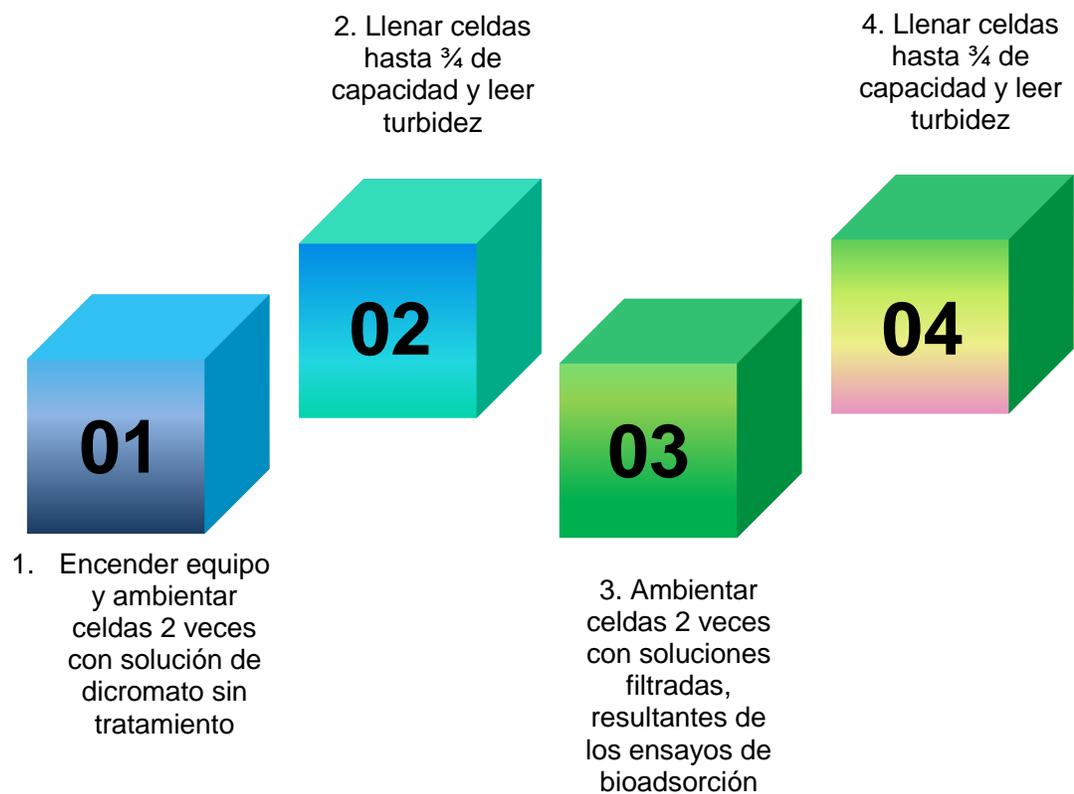


Figura N° 16 Medición de turbidez de las muestras antes y después del proceso de bioadsorción

ANEXO N° 15

NMX-AA-093-SCFI-2000

**Análisis de agua - determinación de la conductividad electrolítica -
método de prueba**



SECRETARIA DE
COMERCIO Y
FOMENTO INDUSTRIAL
DGN

NMX-AA-093-SCFI-2000

16/22

- 9.1.5 Sumergir la celda en la disolución patrón, el nivel de la disolución debe cubrir los orificios de ventilación de la celda, agitar la celda verticalmente para expulsar las burbujas de aire.
- 9.1.6 Seleccionar el rango adecuado de medición en el instrumento, si la lectura no es la correspondiente a la disolución patrón, ajustar con el control de calibración hasta que la lectura del instrumento corresponda al valor de la disolución.
- 9.2 Determinación de la constante de celda

Enjuagar la celda de conductividad al menos con tres porciones de disolución de Cloruro de Potasio (KCl) 0,01 M. Ajustar la temperatura de la cuarta porción a $25^{\circ}\text{C} \pm 0,1^{\circ}\text{C}$, medir la resistencia y anotar el valor de la temperatura. Calcular la constante de celda con la siguiente ecuación:

$$K = (0,001\ 413) (R_{KCl})^{-1} + 0,019\ 1 (t - 25)$$

donde:

- R_{KCl} es la resistencia medida en ohms a 25°C ;
 t es la temperatura observada, $^{\circ}\text{C}$;
0,001 413 es la conductividad de la disolución de KCl en S/cm , y^{-1} .
0,019 1 es la constante para corrección de temperatura en $^{\circ}\text{C}^{-1}$.

10 PROCEDIMIENTO

- 10.1 Medición de la conductividad
- 10.1.1 Preparar el equipo para su uso de acuerdo a las instrucciones del fabricante y seleccionar un electrodo con la constante de celda apropiada para el intervalo de medición en que se usará.
- 10.1.2 La cantidad de la muestra depende del equipo por usar.
- 10.1.3 Las muestras y la disolución de calibración deben estar a 25°C de preferencia o a la temperatura ambiente.
- 10.1.4 Determinar la temperatura de la muestra.



SECRETARIA DE
COMERCIO Y
FOMENTO INDUSTRIAL
DGN

- 10.1.5 Enjuagar la celda con porciones de la disolución de prueba antes de realizar la medición para evitar contaminación de la muestra por electrolitos.
- 10.1.6 Sumergir la celda en la disolución de prueba, el nivel de la disolución debe cubrir los orificios de ventilación de la celda, agitar la celda verticalmente para expulsar las burbujas de aire.
- 10.1.7 Seleccionar el rango adecuado de medición en el instrumento, una vez que se estabilice la lectura, anotar el valor de conductividad.
- 10.1.8 Después de cada determinación, retirar la celda de la disolución y enjuagarla con agua desionizada.
- 10.1.9 Reportar los resultados como conductancia específica o conductividad , mS/m a 25°C.

Muchos instrumentos incorporan correcciones de la constante de celda en una función integral y directamente medida de la conductividad obtenida. En su caso multiplicar el valor de la conductancia obtenida por la constante de celda para obtener la conductividad electrolítica.

El factor de conductancia de disoluciones electrolíticas en agua, es casi siempre positivo y de una magnitud de 1 a 3 % por °C, dependiendo de la concentración de los iones electrolíticos y de su naturaleza.

La temperatura de referencia en las mediciones de conductividad es de 25°C por lo que la mayoría de los instrumentos cuentan con compensador de temperatura.

Si no existe en el instrumento el compensador, es necesario ajustar la temperatura de la disolución a prueba a 25°C. No se recomienda efectuar un ajuste matemático por medio de un factor debido a su naturaleza empírica.

Existen factores de corrección por temperatura muy específicos, para la conversión de valores de conductividad de aguas naturales a distintas temperaturas en °C a la temperatura de referencia de 25°C.



Los electrodos de platino son usados para determinaciones de precisión.

10.2.2 Limpieza de celda

Mezclar una parte por volumen de Alcohol Isopropílico, 1 parte de etil éter, y una parte de HCl (1+1). Limpiar y enjuagar con agua desionizada.

NOTA.- Los electrodos de la celda no se deben lijar o raspar, ya que se puede desprender la capa de platino.

Para remover el negro de platino restante de los electrodos se limpian con agua regia, o por electrólisis con HCl (d= 1,19).

10.2.3 Replatinización de electrodos

Platinización de electrodos de la celda con la solución ($H_2PtCl_6 \cdot 6H_2O$). Se requiere de una celda de platinización que consiste de una fuente de poder de 6 V. d.c., un resistor variable, un miliampermetro y un electrodo. El depósito de platino es de color negro y debe presentar buena adherencia a la superficie del electrodo. El procedimiento de platinizado no es crítico. Una buena capa de platinizado se obtiene usando de 1,5 a 3 C/cm^2 de área de electrodo. Por ejemplo para un electrodo con 10 cm^2 de área en ambos lados, el tiempo de platinizado a una corriente de 20 mA puede ser o será de 2,5 a 25 min. La densidad de corriente puede ser desde 1 a 4 mA/cm^2 de área del electrodo. Durante el platinizado agitar ligeramente la disolución. Cuando no este en uso llenar las celdas con agua para prevenir el secado de los electrodos mientras permanecen almacenados.

11 CÁLCULOS

11.1 Si se cuenta con un conductímetro con compensador de temperatura no se requiere hacer cálculos.

11.2 Cuando se mide la resistencia de la muestra, la conductividad a 25°C es:

$$\sigma = \frac{(1 \times 10^6)K}{Rm1 + 0,0191(t-25)}$$



SECRETARIA DE
COMERCIO Y
FOMENTO INDUSTRIAL
DGN

NMX-AA-093-SCFI-2000
19/22

donde:

- es la conductividad, S/cm;
- K es la constante de celda, cm⁻¹;
- Rm es la resistencia medida de la celda, ohms, y
- T es la temperatura de medición, °C

- 11.3 Cuando se mide la conductividad de la muestra, dicha conductividad a 25°C es :

$$\sigma = \frac{m (1 \times 10^6) K}{1 + 0,0191(t-25)}$$

donde:

- m es la conductividad medida, σ a t°C.

12 INTERFERENCIAS

- 12.1 Cuando el agua contenga grandes cantidades de material en suspensión es preferible dejarla sedimentar antes de medir la conductividad con objeto de disminuir la posibilidad de ensuciar el electrodo de la celda.
- 12.2 Evitar que las grasas y aceites cubran el electrodo, porque afectan la precisión de la lectura.
- 12.3 Eliminar las burbujas de aire presentes en la celda de medición.
- 12.4 La exposición de muestras a la atmósfera puede causar cambios en la conductividad/ resistividad, debido a la pérdida o ganancia de gases disueltos (CO₂ y NH₄). En caso de aguas de bajas concentraciones de materiales disueltos ionizados. El CO₂, normalmente presente en el aire puede drásticamente cambiar la conductividad/ resistividad del agua pura. El contacto con aire puede evitarse usando celdas en línea o de flujo continuo.

ANEXO N° 16 Medición de Conductividad



Figura N° 17 Procedimiento para medición de conductividad antes y después del proceso de bioadsorción

ANEXO N° 17

Diagrama de Trabajo Diseño Factorial 2^{k-1}

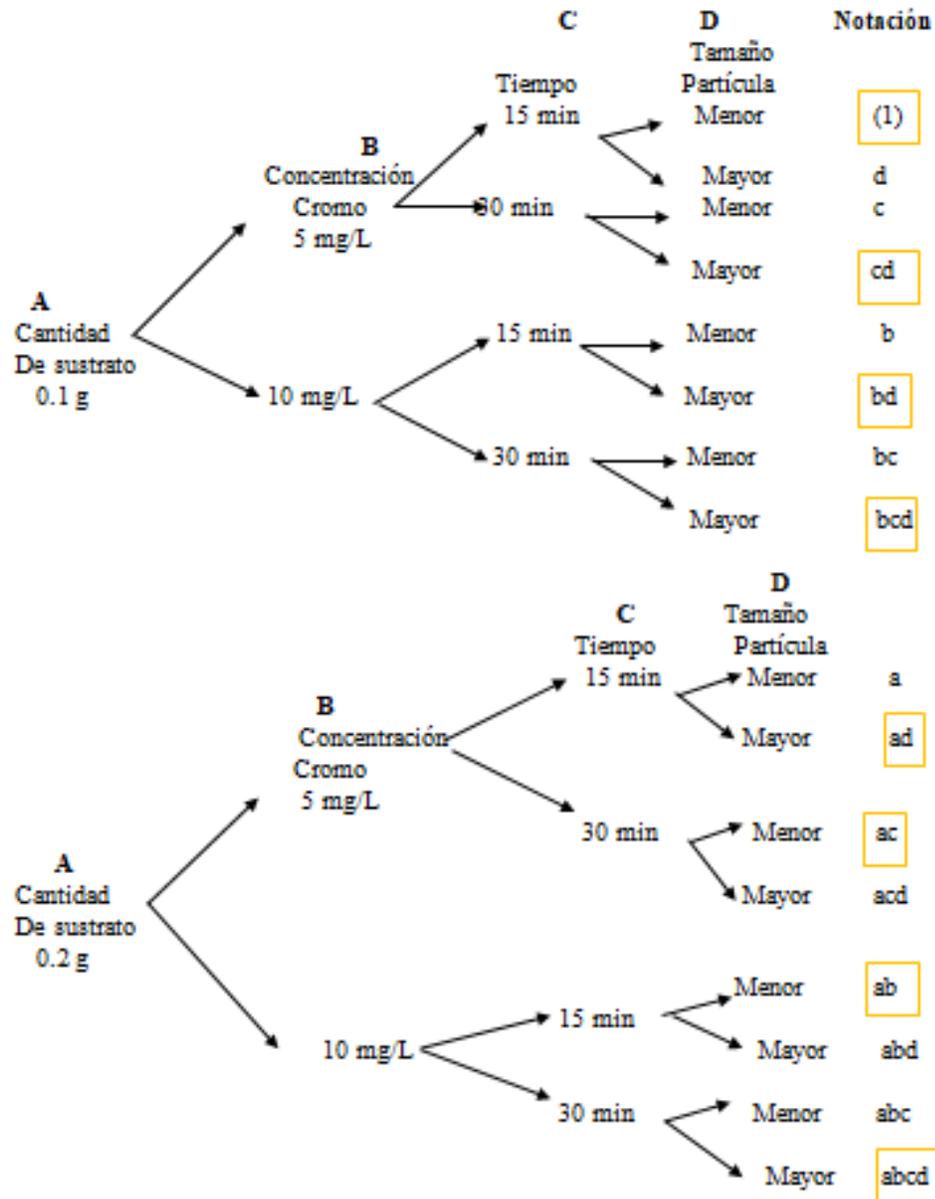


Figura N° 18 Diagrama de trabajo

ANEXO N° 18

Constancia de identificación de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose



MINISTERIO
DE CULTURA

Ingeniero Sergio Armando Maravilla
Jefe Químico y Profesor Universitario III
Presente

Por este medio hago constar que la muestra recolectada en la Calle Castro Morán, Colonia Santa Matilde, Municipio de Mejicanos, Departamento San Salvador, en fecha 23 de mayo de 2019, por Sergio Armando Maravilla, Diana Elias, Raquel Crespín, con características Arbusto de 1 Mt. Flores amarillas. Con dicha información y al examinar la muestra se determina que pertenece a la especie *Opuntia guatemalensis Britton & Rose* de la familia Cactaceae, la cuál será depositada en la colección nacional del herbario MHES del Museo de Historia Natural de El Salvador, bajo el número de Voucher J. Menjívar *et al* 5143.

Para los usos que estime conveniente se extiende la presente constancia de identificación de muestra botánica a los 14 días de octubre del año 2019.

F.

Licda. Jenny Menjívar
Curadora Herbario MHES

Coordinadora Colecciones de Historia Natural MUHNES.



ANEXO N° 19

Limpieza y secado de cladodios



Figura N° 19. Preparación de cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose para el proceso de secado.



Figura N° 20. Proceso de secado de cladodios de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose

ANEXO N° 20

Tamizado de sustrato



Figura N° 21. Tamiz empleado para separación de sustrato bioadsorbente de *Opuntia guatemalensis* Britton & Rose en partícula fina y gruesa.

ANEXO N° 21

Microfotografías de sustrato

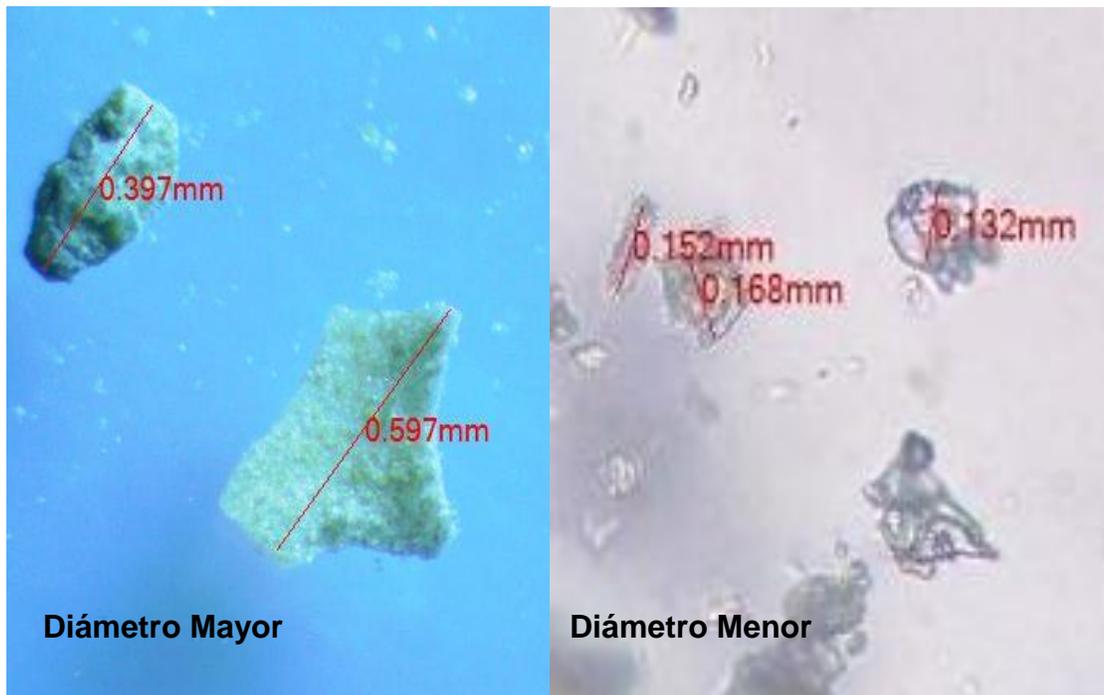


Figura N° 22. Microfotografía de partículas del sustrato, tomada con microscopio óptico.

ANEXO N° 22

Resultados de análisis de cromo en cladodios de

Opuntia guatemalensis Britton & Rose

Por Espectroscopia de Absorción Atómica



RESULTADO DE ANÁLISIS

Fecha de Emisión: Ciudad Universitaria, 28 de agosto de 2019.

Tipo de Muestra: Cladodio Fresco (MXU196)

Análisis solicitado: Cromo

Usuario: Br. Raquel Amarilis Crespín Barrientos

Muestra	Metodología
	AA-HG
ID	ppm Cr
MXU0196-2019	1.79

Resultados reportados 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, 28 de agosto de 2019.

Tipo de Muestra: Cladodio Molido (MXU197)

Análisis solicitado: Cromo

Usuario: Br. Diana Beatriz Elías Anzora

Muestra	Metodología
	AA-HG
ID	ppm Cr
MXU0197-2019	1.72

Resultados reportados 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



ANEXO N° 23

Espectrofotómetro Uv-Vis



Figura N° 23. Soluciones de la curva de calibración para Cromo VI y Espectrofotómetro Uv-Visible modelo Genesys 10S.

ANEXO N° 24

Turbidímetro



Figura N° 25. Medición de turbidez de las disoluciones de dicromato de potasio

ANEXO N° 25

Conductímetro



Figura N° 26. Medidas de conductividad de las muestras

ANEXO N° 26

Soluciones en proceso de bioadsorción

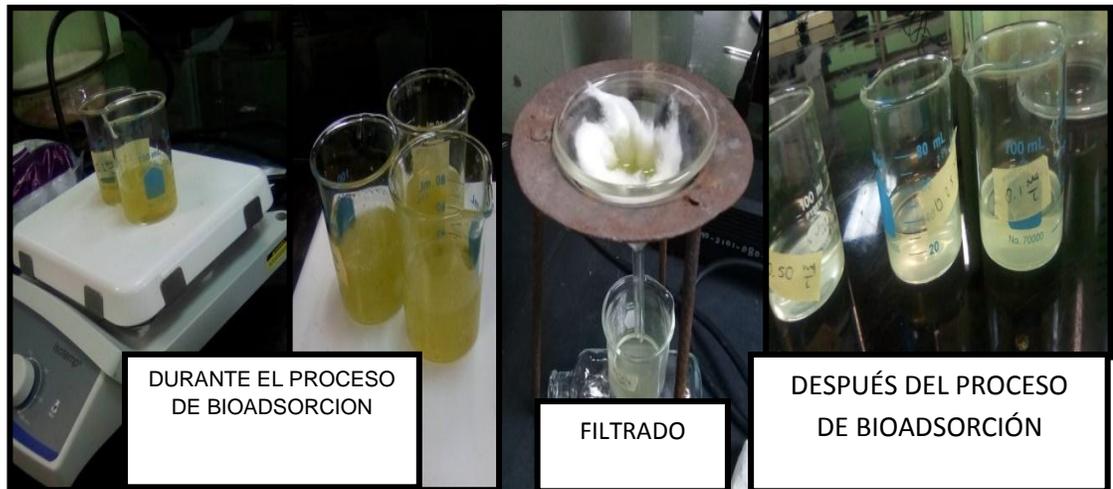


Figura N° 27. Proceso de bioadsorción