



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE  
MÉXICO**

---

**FACULTAD DE QUÍMICA**

**Evaluación del crecimiento de la *Arthrospira maxima*  
utilizando diferentes dosis de un coagulante polielectrolito  
catiónico para formar agregados microbianos**

**T E S I S**  
**PARA OBTENER EL TÍTULO DE**  
**INGENIERA QUÍMICA**

**P R E S E N T A**  
**PAMELA PÉREZ TOVAR**

**ASESORES**

Dr. Sergio Adrián García González

Dr. Alfonso Durán Moreno



México, Cd. Mx.,

2021



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

**JURADO ASIGNADO:**

Presidente:            Profesor Sergio Adrián García González

Vocal:                Profesor Oscar Hernández Meléndez

Secretario:           Profesor Alberto Rosas Aburto

1er. Suplente:        Profesor David Fragozo Osorio

2do. Suplente:       Profesor Alfonso Durán Moreno

**SITIO DONDE SE DESARROLLÓ LA INVESTIGACIÓN:**

|   |
|---|
| Laboratorio 301 de Ingeniería Ambiental<br>Facultad de Química, Conjunto E<br>Universidad Nacional Autónoma de México |
|---|

Asesor del Tema: \_\_\_\_\_  
Dr. Sergio Adrián García González

Supervisor Técnico: \_\_\_\_\_  
Dr. Alfonso Durán Moreno

Sustentante: \_\_\_\_\_  
Pamela Pérez Tovar

## Dedicatoria

Dedico esta tesis a mis padres y hermanos,  
quienes me apoyaron incondicionalmente.

## Agradecimientos

Me van a faltar páginas para agradecer a las personas que se han involucrado en la realización de este trabajo, sin embargo merecen reconocimiento especial mi Madre y mi Padre, Isabel e Ismael, que con su esfuerzo y dedicación me ayudaron a culminar mi carrera universitaria y me dieron el apoyo suficiente para no decaer cuando todo parecía complicado e imposible.

Asimismo, agradezco infinitamente a mis hermanos, Ismael y Regina, que con sus palabras me hacían sentir orgullosa de lo que soy y de lo que les puedo enseñar. Ojala algún día yo me convierta en esa fuerza para que puedan seguir avanzando en su camino.

De la misma manera agradezco a mis Abuelitos, tías y primos que siempre han estado apoyándome.

También agradezco a mis amigos, aquellos que se convierten en amigos de vida y aquellos que serán mis colegas, gracias por todo su apoyo, aventuras y aprendizajes.

De igual forma, agradezco a mi Director de Tesis, que gracias a sus consejos y correcciones hoy puedo culminar este trabajo. A los Profesores que me han visto crecer como persona, y gracias a sus conocimientos hoy puedo sentirme dichosa y contenta.

## Nomenclatura

|                                |  |
|--------------------------------|--|
| ADN                            | Ácido Desoxirribonucleico  |
| ADNr                           | Ácido Desoxirribonucleico ribosómico                                   |
| ARN                            | Ácido Ribonucleico   |
| B <sup>+3</sup>                | Ion Boro   |
| °C                             | Símbolo de la unidad de temperatura: Grados Celsius o grado centígrado |
| C <sup>+4</sup>                | Ion Carbono  |
| Ca <sup>+2</sup>               | Ion Calcio   |
| Ca(OH) <sub>2</sub>            | Hidróxido de Calcio o Cal hidratada                                    |
| Cb                             | Concentración de Biomasa   |
| cel/ml                         | Unidad de concentración celular  |
| Co <sup>+2</sup>               | Ion Cobalto (II)   |
| CO <sub>2</sub>                | Dióxido de Carbono   |
| CO <sub>3</sub> <sup>-2</sup>  | Ion Carbonato  |
| Cu <sup>+2</sup>               | Ion Cúprico  |
| Fe <sup>+2</sup>               | Ion Hierro (II)  |
| g/mol                          | Unidad de concentración molar  |
| h                              | Unidad de tiempo; hora.  |
| H <sup>+</sup>                 | Ion Hidrógeno  |
| HCl                            | Ácido Clorhídrico  |
| H <sub>2</sub> CO <sub>3</sub> | Ácido Carbónico  |
| K <sup>+</sup>                 | Ion Potasio  |
| K <sub>s</sub>                 | Constante de saturación  |

|           |  |
|-----------|--|
| $K_i$     | Constante de inhibición de luz   |
| LED       | Un diodo emisor de luz, del inglés light-emitting diode.   |
| mg/l      | Unidad de concentración de sólidos suspendidos totales   |
| min       | Unidad de tiempo; minutos.   |
| $Mg^{2+}$ | Ion Magnesio   |
| $MgCO_3$  | Carbonato de Magnesio  |
| $Mn^{+2}$ | Ion Manganeso (II)   |
| $Mo^{+4}$ | Ion Molibdeno (IV)   |
| $N_2$     | Nitrógeno molecular  |
| nm        | Unidad de longitud de onda; nanómetro  |
| NTU       | La unidad nefelométrica de turbidez, expresada con el acrónimo NTU del inglés Nephelometric Turbidity Unit |
| $O_2$     | Oxígeno molecular  |
| $P^{-3}$  | Ion Fosforo  |
| pH        | Potencial de Hidrógeno   |
| RPM       | Revolución por minuto es una unidad de frecuencia.   |
| $S_8$     | Azufre   |
| s         | Unidad de tiempo; segundo.   |
| SST       | Sólidos Suspendidos Totales  |
| $t_g$     | Tiempo de generación   |
| t         | Tiempo   |
| $Zn^{+2}$ | Ion Zinc   |
| $\mu$     | Tasa de crecimiento  |

# Índice

|   |            |
|---|------------|
| <i>Dedicatoria</i> .....  | <i>II</i>  |
| <i>Agradecimientos</i> .....  | <i>IV</i>  |
| <i>Nomenclatura</i> .....   | <i>V</i>   |
| <i>Índice</i> .....   | <i>VII</i> |
| <i>Índice de Tablas</i> .....   | <i>IX</i>  |
| <i>Índice de Figuras</i> .....  | <i>X</i>   |
| <br>  |            |
| <b>RESUMEN</b> .....  | <b>1</b>   |
| <b>ABSTRACT</b> .....   | <b>2</b>   |
| <br>  |            |
| <b>Capítulo 1</b> .....   | <b>4</b>   |
| 1.1 INTRODUCCIÓN .....  | 4          |
| 1.1.1 PROBLEMÁTICA .....  | 4          |
| 1.2 JUSTIFICACIÓN .....   | 5          |
| 1.2 HIPÓTESIS .....   | 7          |
| 1.3 OBJETIVOS .....   | 7          |
| 1.3.1 Objetivo general .....  | 7          |
| 1.3.2 Objetivos particulares .....  | 7          |
| <br>  |            |
| <b>Capítulo 2</b> .....   | <b>8</b>   |
| 2. ANTECEDENTES .....   | 8          |
| 2.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS CIANOBACTERIA .....                            | 8          |
| 2.1.1 Clasificación de las Cianobacterias .....                                     | 9          |
| 2.1.2 Parámetros fisicoquímicos de crecimiento de cianobacterias .....              | 10         |
| 2.2 <i>Spirulina maxima</i> ( <i>Arthorspira</i> ) .....                            | 12         |
| 2.2.1 Ciclo de vida .....   | 14         |
| 2.2.2 Factores que influyen en el crecimiento de la <i>Arthrospira maxima</i> ..... | 15         |
| 2.2.3 Importancia y aplicación actual .....   | 19         |
| 2.2.4 Cultivo Industrial de <i>Spirulina</i> .....                                  | 21         |
| 2.3 PARTÍCULAS EN SUSPENSIÓN .....  | 22         |
| 2.3.1 Tamaño de las partículas en suspensión .....                                  | 22         |
| 2.3.2 Comportamiento de los Coloides en el Agua .....                               | 23         |
| 2.3.3 La Doble Capa .....   | 25         |
| 2.3.4 Factores de Estabilidad e Inestabilidad .....                                 | 26         |
| 2.4 COAGULACIÓN .....   | 27         |
| 2.4.1 Mecanismo de Coagulación .....  | 28         |
| 2.4.2 Compresión de la Doble Capa .....   | 28         |
| 2.4.3 Absorción y Neutralización de las Cargas .....                                | 28         |
| 2.4.4 Atrapamiento de Partículas dentro de un Precipitado .....                     | 29         |
| 2.4.5 Tipos de Coagulantes .....  | 29         |
| 2.4.6 Influencia de la Dosis del Coagulante .....                                   | 33         |



|   |           |
|---|-----------|
| 2.4.7 Dosificación del coagulante.....  | 33        |
| 2.4.8 Polielectrolito Líquido Catiónico de Sintetizada por Policondensación Secuencial de Dimetilamina y Epicloridrina (FL 3249)..... | 33        |
| 2.5 FLOCULACIÓN.....  | 34        |
| 2.5.1 Tipos de Floculación.....   | 35        |
| 2.5.2 Parámetros de la Floculación.....   | 35        |
| 2.5.3 Aplicación de la coagulación - floculación en microalgas en la actualidad.....  | 36        |
| 2.6 PARÁMETROS DE CRECIMIENTO.....  | 38        |
| 2.6.1 Curva de crecimiento.....   | 38        |
| 2.6.2 Modelo cinético que define el crecimiento de la <i>Arthrospira maxima</i> .....   | 39        |
| 2.6.4 Fases de Crecimiento.....   | 42        |
| 2.6 PRUEBA DE JARRAS.....   | 44        |
| <b>Capítulo 3.....</b>  | <b>45</b> |
| 3.1 MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS.....  | 45        |
| 3.1.1 Reactivos y compuestos químicos.....  | 45        |
| 3.1.3 Materiales.....   | 45        |
| 3.1.3 Equipos.....  | 46        |
| 3.2 METODOLOGÍA.....  | 46        |
| 3.2.1 Condiciones generales.....  | 46        |
| 3.2.2 Técnicas para medición y caracterización de la <i>Arthrospira maxima</i> .....  | 47        |
| 3.2.3 Solución madre.....   | 49        |
| 3.2.4 Prueba de Jarras para determinar la dosis óptima de coagulante.....   | 50        |
| 3.2.4 Prueba de Jarras para determinar el crecimiento de la <i>Arthrospira maxima</i> con el uso del coagulante.....                  | 51        |
| <b>Capítulo 4.....</b>  | <b>52</b> |
| 4.1 RESULTADOS.....   | 52        |
| 4.1.1 Crecimiento de sólidos suspendidos totales de la <i>Arthrospira maxima</i> para el primer experimento.....                      | 53        |
| 4.1.2 Cinética de velocidad específica de crecimiento para el primer experimento.....   | 55        |
| 4.1.3 Comportamiento de la turbidez en la <i>Arthrospira maxima</i> en el primer experimento.....                                     | 60        |
| 4.1.4 Crecimiento de sólidos suspendidos totales de la <i>Arthrospira maxima</i> para el segundo experimento.....                     | 61        |
| 4.1.5 Cinética de velocidad específica de crecimiento para el segundo experimento.....  | 62        |
| 4.1.6 Comportamiento de la turbidez en la <i>Arthrospira maxima</i> en el segundo experimento.....                                    | 64        |
| 4.2 DISCUSIÓN Y ANÁLISIS DE RESULTADOS.....   | 65        |
| 4.2.1 Determinación de dosis óptima.....  | 65        |
| 4.2.2 Comportamiento de la turbidez en la <i>Arthrospira maxima</i> en el primer experimento.....                                     | 68        |
| 4.2.3 Crecimiento de la <i>Arthrospira maxima</i> con la dosis óptima.....  | 69        |
| 4.3 CONCLUSIONES.....   | 71        |
| 4.4 BIBLIOGRAFÍA.....   | 72        |
| <b>ANEXOS.....</b>  | <b>82</b> |

## Índice de Tablas

|  |    |
|--|----|
| <i>Tabla 1. Clasificación taxonómica de Spirulina (Arthrospira) maxima</i> .....                               | 14 |
| <i>Tabla 2. Composición del Medio de cultivo Zarrouk</i> .....   | 18 |
| <i>Tabla 3. Composición de la Solución A<sub>5</sub> de micronutrientes</i> .....                              | 19 |
| <i>Tabla 4. Empresas dedicadas a producir Spirulina y su ubicación global</i> .....                            | 22 |
| <i>Tabla 5. Tiempos de decantación de diferentes partículas en función de sus dimensiones</i> .....            | 23 |
| <i>Tabla 6. Clasificación de polímeros de acuerdo con su peso molecular</i> .....                              | 31 |
| <i>Tabla 7. Coagulantes orgánicos sintéticos usados en el tratamiento de agua</i> .....                        | 32 |
| <i>Tabla 8. Clasificación de los artículos obtenidos según especie de microalga</i> .....                      | 37 |
| <i>Tabla 9. Reactivos y compuestos químicos utilizados en la metodología experimental</i> .....                | 45 |
| <i>Tabla 10. Materiales utilizados en la metodología experimental</i> .....                                    | 45 |
| <i>Tabla 11. Cantidades de coagulante asignada para cada jarra</i> .....                                       | 50 |
| <i>Tabla 12. Porcentajes de crecimiento a distintas cantidades de coagulante</i> .....                         | 54 |
| <i>Tabla 13. Porcentaje de crecimiento de jarra sin coagulante y con dosis óptima de coagulante</i> ....       | 61 |
| <i>Tabla 14. Parámetros cinéticos obtenidos para cada Jarra con distinta dosis de coagulante añadido</i> ..... | 66 |
| <i>Tabla 15. Parámetros cinéticos para la dosis óptima de coagulante</i> .....                                 | 69 |
| <i>Tabla 18. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 1. Primera Prueba</i> .....                              | 82 |
| <i>Tabla 19. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 2. Primera Prueba</i> .....                              | 82 |
| <i>Tabla 20. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 3. Primera Prueba</i> .....                              | 83 |
| <i>Tabla 21. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 4. Primera Prueba</i> .....                              | 83 |
| <i>Tabla 22. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 5. Primera Prueba</i> .....                              | 83 |
| <i>Tabla 23. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 6. Primera Prueba</i> .....                                | 84 |
| <i>Tabla 24. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 1. Segunda Prueba</i> .....                                | 84 |
| <i>Tabla 25. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 2. Segunda Prueba</i> .....                                | 85 |
| <i>Tabla 26. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 3. Segunda Prueba</i> .....                                | 85 |
| <i>Tabla 27. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 4. Segunda Prueba</i> .....                                | 86 |
| <i>Tabla 28. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 5. Segunda Prueba</i> .....                                | 86 |
| <i>Tabla 29. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 6. Segunda Prueba</i> .....                                | 87 |
| <i>Tabla 30. ANEXO Datos Experimentales de la Arthrospira maxima sin coagulante añadido</i> .....              | 87 |
| <i>Tabla 31. ANEXO Datos Experimentales de la Arthrospira maxima con dosis óptima de coagulante</i> .....      | 88 |

## Índice de Figuras

|  |    |
|--|----|
| Figura 1. Micrografía electrónica de la <i>Spirulina maxima</i> (Ciferri, 1983). .....   | 13 |
| Figura 2. Ciclo de la vida de la <i>Arthrospira maxima</i> (Modificado de Sánchez et al., 2003b). .....  | 15 |
| Figura 3. Recorrido de las células, desde la zona exterior, con saturación de luz, a la zona interior, fotolimitada, en fotobiorreactores tubulares de diferente diámetro (Martínez García, 2014). .....       | 17 |
| Figura 4. Partículas sin carga, están libres para chocar y aglomerar (Zeta-Meter Inc., 2018). .....  | 24 |
| Figura 5. Partículas cargadas, se repelen unas a otras (Zeta-Meter Inc., 2018). .....  | 24 |
| Figura 6. Maneras de visualizar la Doble Capa (Zeta-Meter Inc., 2018). .....   | 25 |
| Figura 7. Adición de un coagulante que produce un colapso en la nube de iones (Elaboración propia, modificación de SEDEPAL, 2000). .....   | 27 |
| Figura 8. Balance de masa global. Elaboración propia .....   | 39 |
| Figura 9. Curva de crecimiento típica, en la cual se muestran las diferentes fases, marcadas como: fase lag, fase exponencial, fase estacionaria y fase de muerte (Modificado de: Pepper & Gerba, 2020). ..... | 43 |
| Figura 10. Reactor biológico con <i>Arthrospira maxima</i> .....   | 46 |
| Figura 11. Técnicas aplicadas para la caracterización de la <i>Arthrospira maxima</i> .....  | 48 |
| Figura 12. Solución madre del coagulante polielectrolito catiónico. ....   | 49 |
| Figura 13. Prueba de jarras para la determinación de la dosis óptima de coagulante. ....   | 51 |
| Figura 14. Formación de microflóculos con la adición de un coagulante polielectrolito. ....  | 52 |
| Figura 15. Formación de microfloculos en Prueba de Jarras a distintas dosis de coagulante. ....  | 52 |
| Figura 16. Gráfica 1: Crecimiento de los SST de la <i>Arthrospira maxima</i> a distintas dosis de coagulante de la primera prueba. ....  | 53 |
| Figura 17. Gráfica 2: Crecimiento de los SST de la <i>Arthrospira maxima</i> a distintas dosis de coagulante de la segunda prueba. ....  | 53 |
| Figura 18. Gráfica 3: Porcentaje de crecimiento a distintas dosis de coagulante. ....  | 54 |
| Figura 19. Gráfica 4: Jarra 1 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Sin coagulante añadido. ....  | 56 |
| Figura 20. Gráfica 5: Jarra 2 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 2mg/l .....   | 56 |
| Figura 21. Gráfica 6: Jarra 3 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 4mg/l .....   | 56 |
| Figura 22. Gráfica 7: Jarra 4 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 6mg/l .....   | 57 |
| Figura 23. Gráfica 8: Jarra 5 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 8mg/l .....   | 57 |
| Figura 24. Gráfica 9: Jarra 6 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 10 mg/l .....   | 57 |
| Figura 25. Gráfica 10: Jarra 1 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Sin coagulante añadido .....   | 58 |
| Figura 26. Gráfica 11: Jarra 2 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 2mg/l .....  | 58 |

|   |           |
|---|-----------|
| <i>Figura 27. Gráfica 12: Jarra 3 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 4mg/l .....</i>    | <i>58</i> |
| <i>Figura 28. Gráfica 13: Jarra 4 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 6mg/l .....</i>    | <i>59</i> |
| <i>Figura 29. Gráfica 14: Jarra 5 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 8mg/l .....</i>    | <i>59</i> |
| <i>Figura 30. Gráfica 15: Jarra 6 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 10mg/l .....</i>   | <i>59</i> |
| <i>Figura 31. Gráfica 16: Comportamiento de la turbidez de la Arthrospira maxima a distintas dosis de coagulante de la primera prueba. ....</i>                             | <i>60</i> |
| <i>Figura 32. Gráfica 17: Comportamiento de la turbidez de la Arthrospira maxima a distintas dosis de coagulante de la segunda prueba. ....</i>                             | <i>60</i> |
| <i>Figura 33. Gráfica 18: Crecimiento de los SST de la Arthrospira maxima a dosis óptima de coagulante. ....</i>  | <i>61</i> |
| <i>Figura 34. Gráfica 19: Reactor sin coagulante añadido que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. ....</i>              | <i>62</i> |
| <i>Figura 35. Gráfica 20: Reactor sin coagulante añadido que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. ....</i>        | <i>62</i> |
| <i>Figura 36. Gráfica 21: Jarras con dosis óptima de coagulante que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. ....</i>       | <i>63</i> |
| <i>Figura 37. Gráfica 22: Jarras con dosis óptima de coagulante que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. ....</i> | <i>63</i> |
| <i>Figura 38. Gráfica 23: Comportamiento de la turbidez de la Arthrospira maxima (Dosis óptima vs sin coagulante añadido).....</i>  | <i>64</i> |

## RESUMEN

En el presente trabajo se realizó el análisis y la evaluación del crecimiento de la *Arthrospira maxima* utilizando un coagulante polielectrolito catiónico para la formación de agregados microbianos, lo que permite un mayor paso de luz. Puesto que esta cianobacteria es fotoautótrofa, los fotones de luz son una principal fuente de energía, esto produce un aumento en su tasa de crecimiento.

La concentración óptima de coagulante es la que produce la mejor desestabilización de las partículas coloidales, por lo que el primer experimento se basó en encontrar dicha dosis, para ello se hizo uso de la prueba de jarras, en estas se trató el *Arthrospira maxima* a distintas dosis de coagulante, obteniendo un valor de dosis óptima de 4 mg/L del polielectrolito líquido catiónico sintetizado por policondensación secuencial de dimetilamina y epíclorhidrina, del cual se obtuvo mayor crecimiento de sólidos suspendidos totales en comparación con las otras dosis.

Ya con la dosis óptima determinada se procedió al segundo experimento, el cual consiste en utilizar nuevamente la prueba de jarras, sin embargo se deja un blanco, es decir, una jarra sin coagulante añadido y las demás contienen la dosis óptima de coagulante, esto para comparar la cinética de crecimiento. De este experimento se puede comprobar que con el uso de un coagulante polielectrolito catiónico se consigue una mejor tasa de crecimiento de hasta el 40%.

De esta manera se puede comprobar que mediante el proceso de coagulación-floculación hay una mejor exposición de luz, destacando la importancia de la optimización de los procesos de la unidad con sugerencias de áreas de mejora en las tecnologías ya existentes.

PALABRAS CLAVE: *Arthrospira maxima*, coagulación, polielectrolito

## **ABSTRACT**

In the current work, a cationic polyelectrolyte coagulant is used to form microbial aggregates for the analysis and evaluation of the growth of *Arthrospira maxima*, which allows a greater passage of light through. Since this cyanobacterium is photoautotrophic, light photons are a major source of energy, which results in an increase in its growth rate.

The optimal coagulant concentration is the one that produces the best destabilization of colloidal particles. Therefore, the first experiment was based on finding the dose mentioned above, for that reason the jar test was used, in which *Arthrospira maxima* was treated with different doses of coagulant. The optimal dosage value of cationic liquid polyelectrolyte formed by the sequential polycondensation of dimethylamine and epichlorhydrin is 4mg/L, which results in a greater growth of total suspended solids compared to the other doses.

After determining the optimal dose, the second experiment was carried out, which included the jar test again, however, one sample was left without added coagulant and the others contained the optimal dose. The purpose of this experiment is to compare the growth kinetics,

and it can be seen that with the use of a cationic polyelectrolyte coagulant a better growth rate of up to 40% is achieved.

In this way it can be confirmed that better exposure can be achieved through the coagulation-flocculation process, thus highlighting the importance of optimizing the process of the device and suggesting improvements to the existing technology.

**KEY WORDS:** *Arthrospira maxima*, coagulation, polyelectrolyte

# Capítulo 1

## 1.1 INTRODUCCIÓN

### 1.1.1 PROBLEMÁTICA

La *Spirulina maxima* (*Arthrospira*) es una cianobacteria microscópica filamentosa que a lo largo de la historia se ha empleado como alimento. Actualmente, la *Spirulina* es un suplemento nutricional reconocido por la Organización Mundial de la Salud (OMS) como uno de los mejores por su alta concentración de nutrientes, tales como vitaminas, minerales, ácidos grasos esenciales, ácidos nucleicos (ADN y ARN), clorofila y una amplia gama de fitoquímicos, además de una alta cantidad de proteína completa, es decir, contiene los 9 aminoácidos esenciales que nuestro organismo necesita y que no puede producir por sí mismo. En este sentido la *Spirulina* puede ser empleada como suplemento alimenticio con el fin de incrementar la calidad de la alimentación en México (Sánchez Hernández, 2019; Gutierrez *et al.*, 2015).

Para obtener un mayor crecimiento y aprovechamiento de los beneficios que ofrece el alga *Spirulina*, se han elaborado diversas investigaciones en las cuales se estudia ampliamente el efecto de las condiciones de cultivo (temperatura y pH), el medio de cultivo y la fuente de luz (única y combinada) sobre la tasa de crecimiento de la espirulina. Se encontró que la temperatura y el pH óptimos son de 30°C y 8.5-10.5, respectivamente (Wen-qing *et al.*, 2016).

Debido a que esta alga verde-azul es foto-autótrofa, los fotones de luz son una principal fuente de energía, por lo que la tasa de crecimiento específico de las algas también está influenciada por la fuente de luz. Dado que los fotones podrían ser absorbidos por las



microalgas como nutrientes, las propiedades de la fuente de luz, tales como la longitud de onda y la intensidad son definitivamente críticas para el crecimiento de las microalgas fotoautotróficas (Chih-Yu Wang *et al.*, 2007). Se han hecho investigaciones en las cuales se suministra luz artificial al sistema, de estas, se ha encontrado que al exponer la *Arthrospira maxima* a luz LED roja (longitud de onda, 620-630 nm), se obtiene una mayor tasa de crecimiento a comparación con la luz LED blanca, luz LED verde y luz LED azul (Plasencia Juan, 2012).

Sin embargo, a pesar de sus grandes aplicaciones e investigaciones, aun se llega a un límite en el crecimiento de la cianobacteria debido a la dispersión de los microorganismos, pues dificulta el paso de la luz, ya que se observa que el crecimiento por debajo del umbral muestra un patrón de crecimiento similar al de la oscuridad, es decir, nulo o con una tasa de crecimiento muy baja (Chih- Yu Wang *et al.*, 2007).

## 1.2 JUSTIFICACIÓN

Como se puede observar, ya están muy estudiadas las condiciones de crecimiento del alga *Spirulina*, por lo que, se requiere encontrar un proceso mediante el cual, las partículas coloidales presentes en el medio a condiciones óptimas de crecimiento formen núcleos de agregados microbianos, permitiendo así un mayor paso de luz y a su vez, obtener una mayor tasa de crecimiento.

La mayoría de los sólidos suspendidos en agua, poseen una carga negativa, tal como la *Arthrospira maxima* (Hernandez & Labbé, 2014). Esto causa que las partículas se repelen unas a otras, tal rechazo evita que las partículas se aglomeren, haciendo que permanezcan en suspensión, dificultando así el paso de la luz cuando se llega a un crecimiento máximo (Roberti Pérez, 2018; Chih-Yu Wang, 2007).

En la literatura científica, los procesos de coagulación-floculación son utilizados para el tratamiento de aguas residuales, cuyo propósito es aglomerar las partículas de sólidos suspendidos, para luego separarlas por métodos como decantación y/o filtración (Andía Cárdenas, 2000). Para eliminar estas partículas se requiere desestabilizarlas y para ello es necesario la adición de reactivos químicos conocidos como coagulantes, estos deben tener cargas opuestas a las de los sólidos en suspensión. Una vez que la carga se neutraliza, las partículas suspendidas son capaces de aglomerarse para finalmente formar microflóculos, estos resultan ser demasiado pequeños para ser visibles a simple vista. Se necesita una agitación rápida de alta energía para dispersar adecuadamente el coagulante y promover las colisiones entre las partículas, consiguiendo la formación de microflóculos (Roberti Pérez, 2018; Mazille & Spuhler, 2018). El paso siguiente a la coagulación es la floculación, etapa donde por medio de una agitación suave, aumenta el tamaño de las partículas suspendidas más grandes y visibles, conocidas como flóculos. Una vez que el flóculo ha alcanzado su tamaño y resistencia óptimos, el agua está lista para el proceso de separación (sedimentación, flotación o filtración) (Sánchez, 2016; Mazille & Spuhler, 2018). Sin embargo se planea suspender el proceso de floculación, dejando la agitación y suministrando luz LED roja (longitud de onda, 620-630 nm), pues gracias a que *Arthrospira maxima* es foto-autótrofa, se espera que los microflóculos formados gracias a la coagulación puedan transformar la energía suministrada por la luz en materia orgánica, obteniendo así una mayor tasa de crecimiento específico (Chih-Yu Wang, 2007; Plasencia Juan, 2012).

## 1.2 HIPÓTESIS

Para esta investigación se planteó la siguiente hipótesis:

Si se utiliza un polielectrolito catiónico en un medio de cultivo de la *Arthrospira maxima* a condiciones óptimas, las cargas de ésta se neutralizarán, obteniendo núcleos de agregados microbianos, los cuales facilitan el paso de luz y por tanto se obtiene una mayor tasa de crecimiento.

## 1.3 OBJETIVOS

### 1.3.1 Objetivo general

Evaluar el crecimiento de *Arthrospira maxima* en condiciones de luz LED roja 620–630 nm utilizando diferentes dosis de un polielectrolito catiónico, como coagulante para formar agregados microbianos que permitan un mayor crecimiento.

### 1.3.2 Objetivos particulares

- Determinar las condiciones óptimas para el crecimiento de la *Arthrospira maxima*, mediante el proceso de coagulación-floculación, haciendo uso de un coagulante polimérico.
- Analizar el crecimiento del alga *Arthrospira maxima* por medio de la medición de sólidos suspendidos totales.
- Determinar la dosis óptima de coagulante polielectrolito catiónico añadido, con el cual se obtiene una mayor tasa de crecimiento.

# Capítulo 2

## 2. ANTECEDENTES

### 2.1 CARACTERISTICAS GENERALES DE LAS CIANOBACTERIAS

Los microorganismos fotosintéticos se agrupan en dos categorías: bacterias fotosintéticas y microalgas. Las primeras realizan fotosíntesis anaeróbica y poseen bacterioclorofila, químicamente diferente de la clorofila *a* presente en los otros organismos fotosintéticos. (Betancourt, 1997).

Las cianobacterias ocupan una posición intermedia entre estas bacterias y las algas eucariotas; pues tienen en común con las algas y las plantas superiores una fotosíntesis que conlleva una producción de oxígeno, así como el poseer clorofila *a*, entre otros pigmentos, y por ello se clasificaron como algas verde-azules o cianofíceas. (Schlegel, 1997). Las cianobacterias son microorganismos foto-autótrofos. Son los únicos procariontes foto-autótrofos que llevan a cabo la fotosíntesis aeróbica con dos fotosistemas, proceso que se asemeja al que realizan las plantas. Esta diferencia radica en que tienen una estructura membranosa llamada tilacoide, el cual proporciona el sitio en cual se desarrolla tanto la fotosíntesis como la respiración (Whitton & Potts, 2000).

Las cianobacterias son el grupo con mayor riqueza, debido a sus formas y es el más extendido de procariontes fotosintéticamente activos. Algunas son móviles, como la *Spirulina*, El movimiento no se da nunca mediante flagelos sino por deslizamiento o reptación sobre superficies sólidas.

Además de ser autótrofos fotosintéticos, las cianobacterias tienen características microbianas, tales como una tasa de crecimiento, un alto contenido proteico y un

metabolismo variable que responde rápidamente a los cambios en las condiciones ambientales, características de considerable valor en biotecnología. De esta forma además de los cultivos extensivos de la cianobacteria del género *Spirulina* y de otras microalgas que se han desarrollado durante años (Whitton & Potts, 2000).

### **2.1.1 Clasificación de las Cianobacterias**

La diversidad morfológica de las cianobacterias es considerable, se conocen tanto formas unicelulares como filamentosas y ocurre una gran variación entre estos tipos morfológicos y pueden clasificarse en 5 grupos por criterios morfológicos:

- Grupo 1: Cianobacterias *chroococcales*, éstas células se presentan aisladas o en forma de agregados celulares. La multiplicación se da exclusivamente por división binaria. A él pertenecen *Synechococcus*, *Gloeocapsa*, *Gloeotheca* y *Gloeobacter violaceus*.
- Grupo 2: Las cianobacterias pleurocapsales abarcan igualmente formas unicelulares, pero sólo aquellas que se reproducen por división múltiple. Como por ejemplo *Pleurocapsa*, *Dermocarpa* y *Myxosarcina*.

Los tres grupos siguientes se caracterizan por formar reuniones filamentosas de células; forman tricomas, estos son, cadenas de células. El crecimiento es intercalar, por división celular en el interior del tricoma. Los tricomas son móviles por deslizamiento. La reproducción se realiza por “rotura” del tricoma y formación de hormogonios. Entre estas cianobacterias formadoras de tricoma se diferencian en tres grupos:

- Grupo 3: Cianobacterias filamentosas sin heterocistos: Los tricomas constan exclusivamente de células vegetativas. Como ejemplo tenemos a la *Spirulina*, *Lyngbya*, *Phormidium* y *Plectonema*.

- Grupo 4: Cianobacterias filamentosas con heterocistos: Anabaena, Nostoc y Calothrix.
- Grupo 5: Cianobacterias filamentosas con heterocistos: se diferencian a las anteriores por la división celular en más de un plano. El género más conocido es *Fischerella*.

### **2.1.2 Parámetros fisicoquímicos de crecimiento de cianobacterias**

En el ambiente natural de las microalgas y cianobacterias son capaces de crecer bajo requerimientos mínimos y en diversas condiciones, lo cual explica su amplia diversidad de hábitat. No obstante, para lograr un cultivo masivo de cianobacterias y microalgas en crecimiento activo es necesario un inóculo viable de tamaño mínimo, suministro de nutrientes y microelementos (Betancourt 1997; Ciferri, 1983).

El crecimiento celular se define como el aumento ordenado de todos los componentes químicos que llevan un incremento de los constituyentes y estructuras celulares.

Para un crecimiento óptimo, el cultivo debe contener los nutrientes necesarios y en las cantidades adecuadas. Los nutrientes, a partir de los cuales los microorganismos sintetizan sus principales biomoléculas y obtienen su energía, están disueltos en agua, razón por la cual el crecimiento celular depende de la disponibilidad del agua.

Los elementos necesarios para el crecimiento de cianobacterias y microalgas pueden clasificarse en función de la cantidad en que son requeridos. Los macronutrientes son los elementos que forman parte de las moléculas estructurales;  $C^{+4}$ ,  $H^+$ ,  $O_2$ ,  $N_2$ ,  $S_8$ ,  $P^{-3}$  y en función de la especie, también pueden incluirse el  $Mg^{2+}$ ,  $Ca^{+2}$  y  $K^+$ . Los micronutrientes se requieren en concentraciones en el medio de  $\mu g L^{-1}$  o menores y forman parte de moléculas

esenciales como factores de crecimiento o bien son necesarios como cofactores de enzimas:  $\text{Fe}^{+2}$ ,  $\text{B}^{+3}$ ,  $\text{Mn}^{+2}$ ,  $\text{Cu}^{+2}$ ,  $\text{Zn}^{+2}$ ,  $\text{Mo}^{+4}$ ,  $\text{Co}^{+2}$  y vitaminas (Apella & Araujo, 2005).

La nutrición presenta un aspecto de aprovisionamiento de energía y otro de suministro de materiales para la síntesis celular, podemos considerar dos “clasificaciones”, se pueden dividir en *fitótrofas*, cuando utilizan la luz como fuente de energía (algas y cianobacterias) y *quimiótrofas* si utilizan compuestos químicos como fuente de energía.

La luz constituye un factor fundamental en todo cultivo masivo de cianobacterias y microalgas, tanto por sí misma como por sus interrelaciones con otros parámetros. La radiación fotosintéticamente activa cae dentro del espectro visible (400-700 nm). Representa la fuente de energía para la fotosíntesis y, por tanto, la intensidad luminosa, la longitud de onda y el fotoperiodo afectan al crecimiento y metabolismo de estas especies (Darley, 1982).

La salinidad es otro de los parámetros a tener en cuenta, ya que puede afectar el crecimiento de las microalgas y cianobacterias en cultivo o bien en función de su actividad osmótica o de su composición elemental. La célula de estos microorganismos se encuentra separada del medio por una membrana plasmática libremente permeable al agua pero no a los solutos; en respuesta a salinidades altas, debe equilibrar su presión osmótica con el exterior aumentando la síntesis de solutos o la incorporación de éstos del medio circundante. Aparte de esta respuesta osmorregulatoria, la adaptación a salinidades altas implica algunos cambios fisiológicos, tales como la pérdida de la actividad fotosintética. Generalmente, las salinidades altas no son favorables para el crecimiento de las cianobacterias.

El pH es otro de los factores importantes en el cultivo masivo de las especies microalgales y de cianobacterias, pues determina la solubilidad del CO<sub>2</sub> y de los minerales, así como la distribución relativa de las formas inorgánicas del carbono (CO<sub>2</sub>, H<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> y CO<sub>3</sub><sup>-2</sup>) e influye directa o indirectamente en su metabolismo. Cada especie tiene un óptimo de pH para su cultivo; un descenso de este suele ser letal; en cambio suelen soportar mejor los incrementos de pH (Betancourt, 1997).

La agitación constituye el requisito más importante para la obtención de altos rendimientos de biomasa en cianobacterias y microalgas, dado que implica una serie de efectos positivos, tales como mejorar la distribución de nutrientes y luz a las células de cultivo, y evitar que éstas se depositen en el fondo de recipiente de cultivo, produciendo además una estimulación general del metabolismo celular. Otro factor importante para iniciar un cultivo masivo es la densidad inicial óptima o tamaño del inóculo. Concentraciones demasiado bajas pueden perderse por foto-oxidación u otras causas, por el contrario, las concentraciones en exceso producen pérdidas provocadas por la respiración o una ineficiente utilización de la energía luminosa, debido al propio ensombrecimiento. Su cultivo sin necesidad de utilizar sustrato orgánico puede ser económicamente ventajoso sobre otros microorganismos (Betancourt, 1997; Vonshak & Tomaselli, 2000).

## 2.2 *Spirulina maxima* (*Arthorspira*)

El término “Spirulina” ha sido ampliamente utilizado para referirse indistintamente a dos géneros, *Arthorspira* y *Spirulina*, así como a dos especies de cianobacterias, *S. platensis* y *S. maxima*, las que tienen más importancia económica, ya que son cultivadas y vendidas para elaborar una gran cantidad de productos a los que se les atribuyen propiedades. Sin embargo,



desde 1989 se ha reconocido que estos dos géneros son distintos y que en realidad estas especies pertenecen al género *Arthrospira*. *Arthrospira maxima* y *A. platensis* son cianobacterias filamentosas, no diferenciadas, multicelulares, cuyas células cilíndricas tienen un ancho de 3 a 12  $\mu\text{m}$  y a veces llega a 16 $\mu\text{m}$ , sus tricomas (filamentos) tienen un patrón de arreglo en forma de hélice abierta y llegan a medir 100-200 $\mu\text{m}$ ; la inclinación de una vuelta de la hélice (*helix pitch*) generalmente varía de 10 a 70 $\mu\text{m}$  y el diámetro de la misma mide de 20 a 100 $\mu\text{m}$ . Estas dos últimas características dependen en gran medida de las condiciones ambientales y de crecimiento (Ramírez & Olvera, 2006).

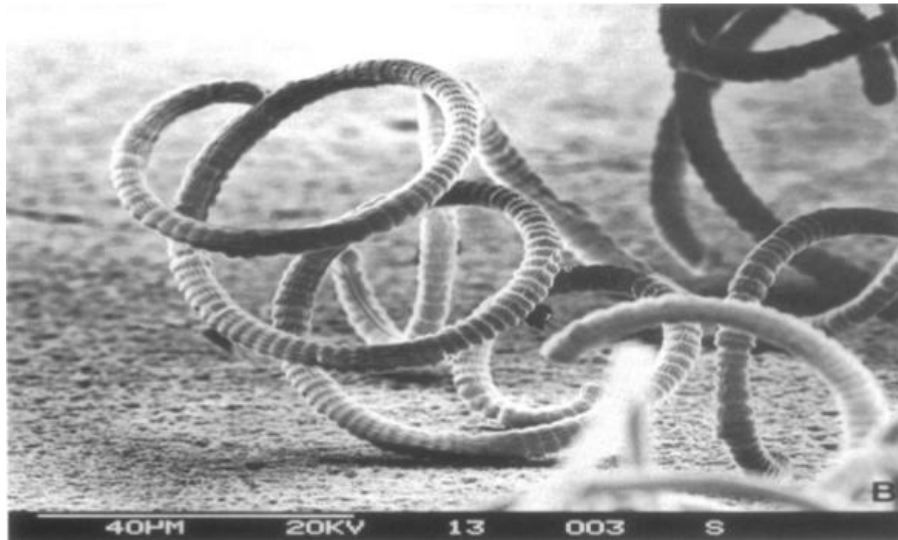


Figura 1. Micrografía electrónica de la *Spirulina maxima* (Ciferri, 1983).

La reproducción se lleva a cabo por fisión binaria transversal. El alargamiento del tricoma se debe a numerosas divisiones transversales de las células del mismo. La multiplicación ocurre solo por fragmentación y la fragmentación del tricoma es intracelular, involucrando la destrucción de la célula intercalar (Vonshak & Tomaselli, 2000).

Las vesículas de gas presentes en la *Arthrospira* se localizan en los espacios intertilacoidales y les confieren la capacidad de flotar. Mediante este mecanismo se regulan las migraciones

diurnas dentro de la columna de agua permitiendo que estos organismos se mantengan en aquellas zonas en donde la fotosíntesis es óptima y la cantidad de nutrientes es adecuada (Fay, 1983).

De acuerdo con la clasificación del manual de bacteriología determinativa de Bergey, *Spirulina (Arthrospira)* pertenece a las bacterias fotosintéticas oxigénicas que cubren los grupos cianobacterias y *Prochlorales* (Castenholz & Waterbury, 1989; Whitton, 1992), las cuales están por filogenia relacionadas con la secuencia de la ARNr (ácido ribonucleico ribosomal). En función de los datos, estos procariontes se clasifican dentro del grupo de las eubacterias. La clasificación taxonómica de la *Spirulina maxima* se presenta en la siguiente tabla (Tabla 1).

Tabla 1. Clasificación taxonómica de *Spirulina (Arthrospira) maxima*

|                           |
|---------------------------|
| Dominio: Bacteria         |
| Phylum: Cyanobacteria     |
| Clase: Cyanobacteria      |
| Orden: Oscillatoriales    |
| Familia: Oscillatoriaceae |
| Género: <i>Spirulina</i>  |
| Especie: <i>maxima</i>    |

Fuente: (Uribe, 2016)

### 2.2.1 Ciclo de vida

Un aspecto fundamental de la biología de *Spirulina* es su ciclo de vida, debido a las implicaciones taxonómicas, fisiológicas y de cultivo (Ciferri, 1983; Richmond, 1986). Este

periodo se resume en las siguientes etapas fundamentales: a) fragmentación de los tricomas, b) ampliación de los hormogonios celulares, c) proceso de maduración y d) elongación de tricomas. Los tricomas maduros se dividen en varios filamentos pequeños u hormogonios a través de la formación previa de células especializadas, necridios celulares, en el que el material celular se reabsorbe permitiendo la fragmentación. El número de células en el hormogonio se incrementa por fisión binaria. En este proceso, los tricomas crecen longitudinalmente y se lleva a su forma helicoidal (Figura 2) (Balloni *et al.*, 1980).

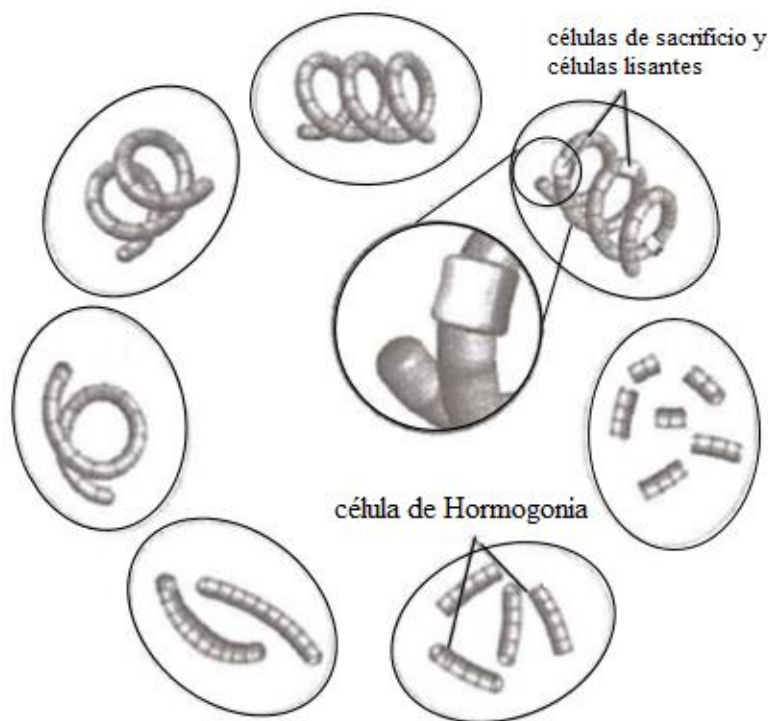


Figura 2. Ciclo de la vida de la *Arthrospira maxima* (Modificado de Sánchez et al., 2003b).

### 2.2.2 Factores que influyen en el crecimiento de la *Arthrospira maxima*

En el crecimiento de la *Arthrospira maxima* varios factores externos e internos afectan su crecimiento. Los factores determinantes en la productividad de un cultivo de microalgas son

la temperatura, el pH, los nutrientes del medio y la luz que incide sobre cada célula, pues es esencial para su crecimiento autotrófico y la actividad fotosintética. Los fotobiorreactores son los sistemas de cultivo cuyo objetivo consiste en facilitar el aporte de nutrientes y luz a las células microalgales y adecuar (en medida de lo posible) las condiciones ambientales a las condiciones óptimas de crecimiento de la especie en concreto que se va a cultivar. Estos sistemas pueden ser cerrados o abiertos (Molina Grima *et al.*, 1996; Singh & Singh, 2015).

- La luz

La luz es una clave esencial para el crecimiento de las microalgas y es sin duda el principal factor limitante de los cultivos foto-autótrofos de microalgas, ya que estas utilizan la luz para procesar la fotosíntesis, pero la energía lumínica no puede ser almacenada por éstas, por lo que la luz debe ser suministrada de forma sostenible. La parte interna de éstas no puede alcanzar la luz y la falta de fotones. A través del proceso fotosintético, las microalgas autótrofas convierten el dióxido de carbono del aire en compuestos orgánicos y la luz visible es la principal fuente de energía, ya que la clorofila, ficobilina y carotenoides pueden ser absorbidas en este rango de luz visible (Carvalho *et al.*, 2011).

Es difícil entender que la luz, un nutriente que llega continuamente, pueda ser un factor limitante. Para ello hay que entender que las microalgas absorben la luz muy intensamente, en mucha mayor cantidad de lo que pueden asimilar. Esto explica por qué incluso estando iluminados por intensidades de iluminación tan altas, los cultivos pueden estar fotolimitados. Pues, conforme la concentración de biomasa aumenta, el cultivo se hace cada vez más opaco y la luz penetra menos en su interior, produciendo zonas oscuras. En esta situación de limitación por luz, es lógico que la velocidad específica de crecimiento disminuya (Sevilla, 2014).

Se han hecho investigaciones en las cuales se suministra luz artificial al sistema, de estas, se ha encontrado que al exponer la *Arthrospira maxima* a luz LED roja (longitud de onda, 620-630 nm), se obtiene una mayor tasa de crecimiento en comparación de la luz LED blanca, luz LED verde y luz LED azul (Chih-Yu Wang, 2007; Plasencia Juan, 2012; Fontoura *et al.*, 2018).

En los cultivos poco densos la disponibilidad de luz queda asegurada suministrando luz a la intensidad a la que se alcanza la producción máxima. Por ello, en cultivos densos se hace necesario una adecuada agitación del cultivo, que haga circular las células constantemente entre zonas iluminadas y deficientes en luz, como muestra la siguiente imagen (Figura 3). La geometría del reactor condicionará el recorrido realizado por las células mientras son impulsadas por la agitación (Molina Grima *et al.*, 1996).

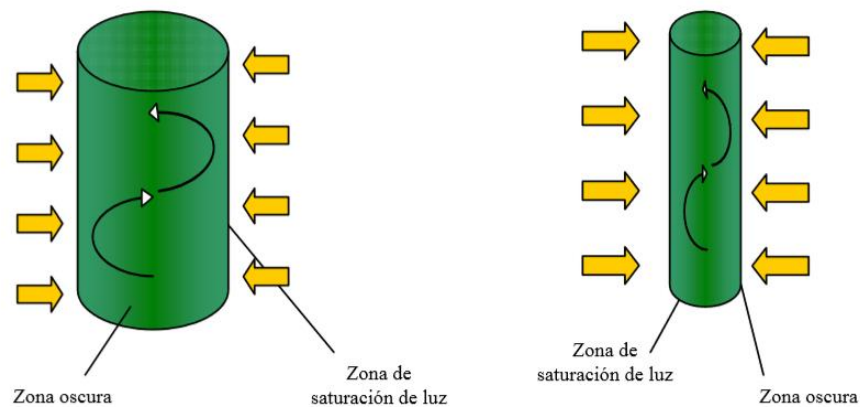


Figura 3. Recorrido de las células, desde la zona exterior, con saturación de luz, a la zona interior, fotolimitada, en fotobiorreactores tubulares de diferente diámetro (Martínez García, 2014).

- La temperatura

La temperatura en el crecimiento microalgal es un factor a tener en cuenta, ya que esta influye en los coeficientes de velocidad de reacciones biosintéticas (Richmond, 1986). La relación entre temperatura y velocidad de crecimiento crece exponencialmente hasta que se alcanza

la temperatura óptima. La *Spirulina maxima* muestra un mejor crecimiento a temperaturas que oscilan entre los 20-40°C. El efecto de la temperatura en el crecimiento de la *Spirulina* mostró una influencia significativa en las composiciones de proteínas y carbohidratos, pero no afectó las composiciones de lípidos y ácido  $\alpha$ -linoleico (Oliveira *et al.*, 1999).

- pH, alcalinidad y el medio de cultivo

El pH del medio influye en la proporción de las especies del equilibrio químico del CO<sub>2</sub>, y por tanto, en la alcalinidad, como en la forma química en que se encuentran algunos nutrientes y micronutrientes. Cada especie de microalga necesita cierto rango de pH al cual su crecimiento es óptimo, dependiendo de qué especies químicas estén más habituadas a asimilar. Como se ha comentado anteriormente, el pH se controla fácilmente con la adición de un ácido o una base (Molina Grima, 1996). Los rangos de pH óptimos para el crecimiento de la espirulina son de 9,5 a 10 (Wen-Qing *et al.*, 2016).

Se usa un medio de cultivo de Zarrouk, modificado, el cual a continuación se muestra una tabla (Tabla 2) con los reactivos utilizados y la cantidad requerida en gramos por litro (Wen-Qing *et al.*, 2016) :

Tabla 2. Composición del Medio de cultivo Zarrouk

| Reactivo                               | Cantidad (g/L) |
|--|----------------|
| NaHCO <sub>3</sub>                     | 16.00          |
| NaNO <sub>3</sub>                      | 2.50           |
| NaCl                                   | 1.00           |
| KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>        | 0.050          |
| K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>         | 1.00           |
| MgSO <sub>4</sub> • 7 H <sub>2</sub> O | 0.20           |
| CaCl <sub>2</sub> • 2 H <sub>2</sub> O | 0.04           |
| FeSO <sub>4</sub> • 7 H <sub>2</sub> O | 0.01           |
| EDTA                                   | 0.08           |

Se le adiciona 1mL por cada litro de medio de una solución (A<sub>5</sub>) de micronutrientes, la cual contiene los compuestos de la siguiente tabla (Tabla 3):

Tabla 3. Composición de la Solución A<sub>5</sub> de micronutrientes

| Compuesto                              | Cantidad (g/L) |
|--|----------------|
| H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>         | 2.86           |
| MnCl <sub>2</sub> • 4 H <sub>2</sub> O | 1.80           |
| MoO <sub>3</sub>                       | 0.01           |
| ZnSO <sub>4</sub> • 7 H <sub>2</sub> O | 0.22           |
| CuSO <sub>4</sub> • 5 H <sub>2</sub> O | 0.08           |

### 2.2.3 Importancia y aplicación actual

El valor de la *Spirulina* (*Arthrospira*) radica precisamente en la gran variedad de macronutrientes y micronutrientes que contiene, algunos de las cuales no pueden ser sintetizados por el organismo humano, así como en algunas de sus propiedades, tales como incrementar los niveles de energía, reducir el estrés, incrementar el rendimiento en atletas, mejorar el apetito y ofrecer protección antioxidante (Ramírez & Olvera, 2006).

Esta cianobacteria es fuente rica en proteínas, aminoácidos, vitaminas, minerales y otros nutrientes, por lo que uno de sus principales usos es como suplemento alimenticio ya sea en polvo, encapsulado, en tabletas, como sustituto de harina, en pastas para sopa, botanas, salsas, barras de granola, golosinas o vegetales (Sánchez *et al.*, 2003; Laboratorios Almar, 2004).

En los países en desarrollo, la desnutrición representa un grave problema, por lo que la producción de fuentes alternativas de alimento es de suma importancia (Ramírez & Olvera, 2006). La *Spirulina* representa una de esas alternativas, pues además de sus propiedades nutritivas, su cultivo tiene pocas dificultades ya que crece en aguas altamente alcalinas y por

ello la probabilidad de contaminación con otros microorganismos es limitada; su pared celular es delgada, formada por mucopolímeros y polisacáridos y no posee celulosa, lo que facilita su digestión, en contraposición a las algas verdes como *Chlorella*. Al cosecharla no se requieren de grandes esfuerzos y, finalmente, estudios de toxicidad revelan que es inocua (Chamorro & Salazar-Jacobo, 1995) pudiéndose utilizar como suplemento alimenticio para animales y humanos (Laboratios Almar, 2004).

Actualmente se le emplea cada vez más como fuente de pigmentos naturales, vitaminas y ácidos grasos, así como para la obtención de aditivos utilizados en fórmulas farmacéuticas y alimentos. (Robledo, 1997; Sekar & Chandramohan, 2008).

Por otro lado, en los últimos años se han hecho diferentes estudios acerca de los efectos que *Spirulina* tiene sobre algunos roedores y en el humano (Ramírez & Olvera, 2006). Algunos de estos efectos son la inmuno-regulación, efectos antioxidantes, anticancerígenos, antivirales, antitóxicos y contra la hiperlipidemia y la hiperglicemia (Belay, 2002). Se ha comprobado a nivel experimental, *in vivo* e *in vitro*, su efectividad en el tratamiento de algunos tipos de alergias, anemia y leucemia (Liu *et al.*, 2000), en otros tipos de cáncer, en reducción de hepatotoxicidad, en enfermedades virales y cardiovasculares, diabetes, obesidad, inmunodeficiencia y procesos inflamatorios, entre otros (Chamorro *et al.*, 2002).

Varias de las propiedades antes mencionadas se deben a algunos de los constituyentes de *Spirulina*, entre los que destacan los ácidos grasos poli-insaturados  $\omega$ -3 y  $\omega$ -6, el  $\beta$ -caroteno,  $\alpha$ -tocoferol, ficocianina, compuestos fenólicos y un complejo aislado, el Ca-Spirulan (Ca-SP) que tiene actividad antiviral (Chamorro *et al.*, 2002).



#### **2.2.4 Cultivo Industrial de Spirulina**

Dentro del universo de las algas existen alrededor de 200 especies de microalga, siendo solo unas pocas las que tienen valor comercial (Enzing *et al.*, 2014; Priyadarshani & Rath, 2012). Una de las microalgas más comercializadas y estudiadas es la espirulina, la cual representó un valor de mercado de aproximadamente 700 millones de dólares en el año 2016 y se espera un aumento en el tamaño de mercado del 10% anual, lo cual indica que para el año 2026 el mercado valga 2,000 millones de dólares (Enzing *at al.*, 2014; Persistence Market Research, 2017). En cuanto a volumen, las ventas mundiales al año 2015 ascendieron a 11, 336 ton, lo que representa un crecimiento anual de 7.5% respecto a las 9,128 ton del año 2012 (Digital Journal, 2019). Adicionalmente, la participación de mercado de consumo de espirulina en el año 2016 corresponde en 36% a América del Norte, 30% a Europa, 22% a Asia y el Medio Oriente y 4% a América Latina (Meticulous Research, 2017). En cuanto a producción, el 70% es producida en China, India y Taiwán (García *et al.*, 2018).

Las empresas productoras más grandes del mundo se encuentran ubicadas en Estados Unidos, Tailandia, China, Pakistán, India y Chile (Argento *et al.*, 2016). Solo en áreas con buena luz solar y altas temperaturas continuas durante todo el año se pueden lograr niveles de producción económicamente favorables. En ese sentido las zonas de California, Hawaii, algunas partes de China, Taiwán, India y Tailandia, son las que cuentan con una mayor ventaja comparativa y por ende son hogar de las empresas líderes en lo concerniente a producción (TAAU Australia, 2019). En la siguiente tabla (Tabla 4) se detallan las empresas principales dedicadas a la producción de *Spirulina*.

Tabla 4. Empresas dedicadas a producir *Spirulina* y su ubicación global

| <b>Nombre de la Compañía</b>            | <b>Ubicación</b>               |
|---|--------------------------------|
| Earthrise Farms                         | Calipatria, California (USA)   |
| Cyanotech Corporation                   | Kailua, Hawaii (USA)           |
| Myanma Microalgae Biotechnology Project | Yangon (Birmania)              |
| Hainan DIC Microalgae                   | Hainan (China)                 |
| Nao Pao Resins Chemical                 | Tainan, Taiwán (China)         |
| Solarium Biotechnology                  | La Huayca (Chile)              |
| Far East Biotechnology                  | Pig-Tung Conty, Taiwán (China) |
| DIC LIFETEC                             | Japón                          |
| Neotech Food                            | Banpong, Rajburi, Tailandia    |
| TAAU Australia                          | Darwin, Australia              |
| Sosa Texcoco                            | Lago de Texcoco, México        |
| Hills-Koor Algae Production             | Elat, Israel.                  |

Fuente: (Deza & Mendiola, 2019).

## 2.3 PARTÍCULAS EN SUSPENSIÓN

Las partículas en suspensión de una fuente de agua superficial provienen de la erosión de suelos, de la disolución de sustancias minerales y de la descomposición de sustancias orgánicas. A este aporte natural se debe adicionar las descargas de desagües domésticos, industriales y agrícolas. En general la turbiedad del agua es causada por las partículas de materias inorgánicas, en tanto que el color está formado por las partículas de materias orgánicas e hidróxidos de metal (Raymond, 1992).

### 2.3.1 Tamaño de las partículas en suspensión

Las partículas se clasifican de acuerdo a su tamaño, así a las partículas con diámetro inferior a 1 micrómetro ( $\mu\text{m}$ ) que corresponden a partículas de materias orgánicas o inorgánicas, se depositan muy lentamente (Edeline, 1990).

La tabla siguiente (Tabla 5) indica los tiempos de decantación de las diferentes partículas en función de: sus dimensiones; densidad y de la temperatura del agua.

Tabla 5. Tiempos de decantación de diferentes partículas en función de sus dimensiones.

| Tipo de Partículas | Diámetro (mm) | Tiempo de Caída |
|--------------------|---------------|-----------------|
| Grava              | 10            | 0.2 s           |
| Arena Gruesa       | 1.0           | 20.9 s          |
| Arena fina         | 0.1           | 34.83 min       |
| Lodo fino          | 0.01          | 58 h            |
| Bacterias          | 0.001         | 249.1 d         |
| Coloides           | 0.0001        | 66.59 d         |

Fuente: (SEDEPAL, 2000)

Se observa fácilmente que a la misma densidad, las partículas más pequeñas tienen un tiempo de duración de caída más grande, esto imposibilita la decantación sin la adición de un factor externo (Andía Cárdenas, 2000).

### 2.3.2 Comportamiento de los Coloides en el Agua

Las partículas coloidales se caracterizan por ser hidrofílicas (tienen afinidad por el agua) e hidrófobas (es decir, que rechazan el agua), los primeros se dispersan espontáneamente dentro del agua y son rodeados de moléculas de agua que previenen todo contacto posterior entre estas partículas; las partículas hidrofóbicas no son rodeadas de moléculas de agua, su dispersión dentro del agua no es espontáneo por lo que requiere de la ayuda de medios químicos y físicos (Edeline,1990; Raymond,1992).

Las suspensiones coloidales son comúnmente acuosas, aunque también pueden ser utilizadas suspensiones no acuosas. En cada caso las propiedades físicas y cualidades de las suspensiones están fuertemente afectadas por las propiedades de los coloides. Podremos cambiar las características de una suspensión al comprender las interacciones de un coloide individual con otro. En ocasiones se busca maximizar las fuerzas repulsivas entre ellos, para así producir suspensiones estables. Las repulsiones mutuas entre partículas adyacentes

impiden la unión de grandes y rápidas sedimentaciones de aglomerados. Por su tamaño microscópico, las fuerzas de unión en la superficie del coloide y el líquido son las que determinan su comportamiento.

Cada coloide contiene una carga eléctrica que suele ser de naturaleza negativa, estas cargas producen fuerzas de repulsión electrostática entre los coloides vecinos. Si la carga es suficientemente elevada los coloides permanecen discretos, dispersos y en suspensión. Reduciendo o eliminando estas cargas se obtiene el efecto opuesto y los coloides se aglomeran y sedimentan fuera de la suspensión (Adaptado de Zeta-Meter Inc., 2018).

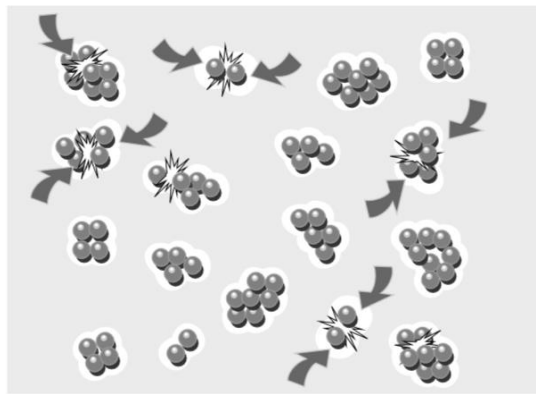


Figura 4. Partículas sin carga, están libres para chocar y aglomerar (Zeta-Meter Inc., 2018).

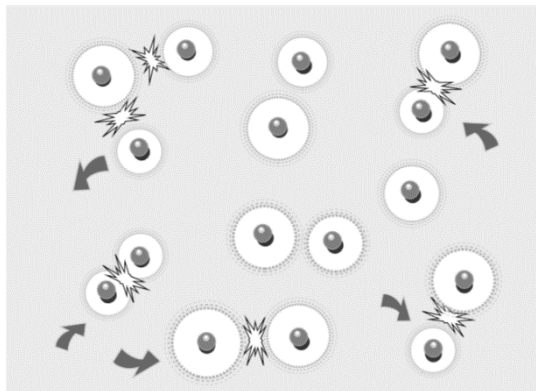


Figura 5. Partículas cargadas, se repelen unas a otras (Zeta-Meter Inc., 2018).

### 2.3.3 La Doble Capa

Se usa el modelo de la doble capa para visualizar la atmósfera iónica en la proximidad del coloide cargado y para explicar cómo actúan las fuerzas eléctricas de repulsión. Se entiende este modelo como una secuencia de etapas que ocurren alrededor de un solo coloide negativo, si los iones que neutralizan sus cargas son repentinamente sacados.

Inicialmente, la atracción del coloide negativo hace que algunos iones positivos (contra-ion) formen una rígida capa adyacente alrededor de la superficie del coloide; esta capa de contra-iones es conocida como la capa de Stern. Otros iones positivos adicionales son todavía atraídos por el coloide negativo, pero estos son ahora rechazados por la capa de Stern, así como por otros iones positivos que intentan acercarse al coloide. Este equilibrio dinámico resulta en la formación de una capa difusa de contra-iones. Los contra-iones tienen una alta concentración cerca de la superficie, la cual disminuye gradualmente con la distancia, hasta que se logra un equilibrio con la concentración de los contra-iones en el seno de la disolución.

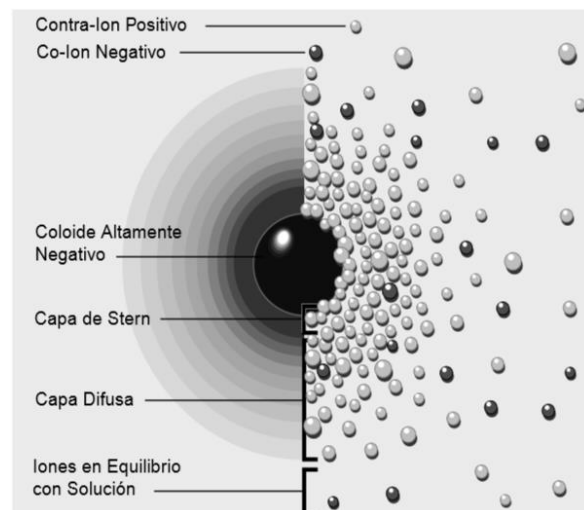


Figura 6. Maneras de visualizar la Doble Capa (Zeta-Meter Inc., 2018).

En forma similar, aunque opuesta, en la capa difusa hay un déficit de iones negativos (co-iones), de los cuales su concentración se incrementa gradualmente al alejarse del coloide, mientras que las fuerzas repulsivas del coloide son compensadas por los iones positivos, hasta alcanzar nuevamente el equilibrio. Los contra-iones de la capa de Stern y de la capa difusa son los que juntos se hacen llamar doble capa. (Adaptado de Zeta-Meter Inc., 2018).

### **2.3.4 Factores de Estabilidad e Inestabilidad**

Las suspensiones coloidales están sujetas a ser estabilizadas y desestabilizadas.

- Entre las fuerzas de estabilización o repulsión podemos mencionar las siguientes (Barrenechea, 2004):
  - a) La carga de las partículas.
  - b) La hidratación, que generalmente es importante para los coloides hidrofílicos.
- Los factores de atracción o desestabilización son los siguientes ( Barrenechea, 2004):
  - a) El movimiento browniano. Permite que las partículas entren en contacto, lo que constituye un requerimiento para la desestabilización.
  - b) La fuerza de Van der Waals. Una fuerza débil de origen eléctrico, es un factor muy importante, pues constituye la principal fuerza atractiva entre las partículas coloidales. Estas fuerzas siempre atractivas que decrecen rápidamente con la distancia, se deben a la interacción de dipolos permanentes o inducidos en las partículas.

## 2.4 COAGULACIÓN

La coagulación es un proceso de desestabilización química de las partículas coloidales que se producen al neutralizar las fuerzas que los mantienen separados, por medio de la adición de coagulantes químicos y la aplicación de la energía de mezclado (Andía, 2000).

En resumen, la coagulación es la fase del proceso global en la que los constituyentes de un agua determinada se desestabilizan y la floculación es la fase en la que las partículas desestabilizadas, o las partículas formadas durante la desestabilización, son inducidas a juntarse en agregados (Bratby, 1980).

En la siguiente figura (Figura 7) se muestra como las sustancias anulan las cargas eléctricas de la superficie del coloide permitiendo que las partículas coloidales se aglomeren formando flóculos.

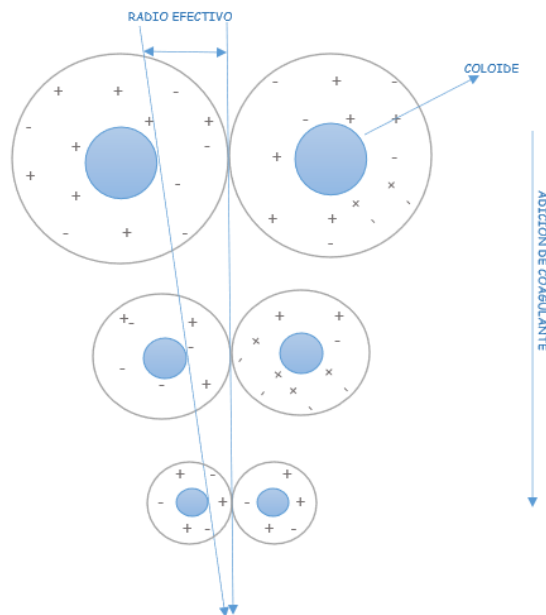


Figura 7. Adición de un coagulante que produce un colapso en la nube de iones (Elaboración propia, modificación de SEDEPAL, 2000).

### **2.4.1 Mecanismo de Coagulación**

La desestabilización se puede obtener por los mecanismos fisicoquímicos siguientes:

- Compresión de la Doble Capa
- Absorción y neutralización de cargas
- Atrapamiento de partículas en un precipitado
- Adsorción y puente

A continuación veremos los primeros dos mecanismos:

### **2.4.2 Compresión de la Doble Capa**

Cuando se aproximan dos partículas semejantes, sus capas difusas interactúan y generan una fuerza de repulsión, cuyo potencial de repulsión está en función de la distancia que los separa y cae rápidamente con el incremento de iones de carga opuesta al de las partículas, esto se consigue solo con los iones del coagulante.

Existe por otro lado un potencial de atracción o fuerzas de atracción  $E_a$  entre las partículas llamadas fuerzas de Van der Waals, que dependen de los átomos que constituyen las partículas y de la densidad de estos últimos (SEDEPAL, 2000).

### **2.4.3 Absorción y Neutralización de las Cargas**

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

El potencial eléctrico en la superficie del plano de corte es el potencial electrocinético (Potencial Zeta), este potencial rige el desplazamiento de coloides y su interacción mutua.



Después de la teoría de la doble capa, la coagulación es la considerada como la anulación del potencial obtenido por adición de reactivos químicos conocidos como coagulantes, en la que la fuerza natural de mezcla debido al movimiento browniano no es suficiente. Por lo que se requiriere una energía complementaria necesaria; por ejemplo realizar la agitación mecánica o hidráulica. Cuando se adiciona un exceso de coagulante de agua a tratar, se produce la reestabilización de la carga de la partícula; esto se explica debido a que el exceso de coagulante es absorbido en la superficie de la partícula, produciendo una carga invertida a la carga original (Andía, 2000).

#### **2.4.4 Atrapamiento de Partículas dentro de un Precipitado**

Las partículas coloidales desestabilizadas, se pueden atrapar dentro de un flóculo, cuando se adiciona una cantidad suficiente de coagulante; este fenómeno puede tener una relación inversa entre la turbiedad y la cantidad de coagulante requerida. En otras palabras, una concentración importante de partículas en suspensión puede requerir menor cantidad de coagulante (Andía, 2000).

#### **2.4.5 Tipos de Coagulantes**

Un punto muy importante mencionado anteriormente es la existencia de la carga de neutralización implicada en la desestabilización de los coloides que, en algunos casos, puede ser dominante durante la desestabilización. Estos se promueven por medio de coagulantes de los cuales pueden describirse como electrolitos simples. Estos coagulantes se clasifican normalmente en coagulantes inorgánicos y coagulantes orgánicos (Bratby, 1980; Cruz, 2011; Hendricks, 2006).

- Coagulantes inorgánicos

Los coagulantes inorgánicos son generalmente metálicos, los cuales se dividen en dos categorías generales: las basadas en el aluminio y las basadas en el hierro. Los coagulantes de aluminio incluyen sulfato de aluminio, cloruro de aluminio, cloruro de polialuminio y aluminato de sodio. Los coagulantes de hierro incluyen el sulfato férrico, sulfato ferroso y cloruro férrico. Otras sustancias químicas utilizadas como coagulantes son la cal hidratada,  $\text{Ca(OH)}_2$  y carbonato de magnesio,  $\text{MgCO}_3$  (Bratby, 1980).

- Coagulantes Orgánicos

Los coagulantes orgánicos tienen a una gran variedad de productos naturales o sintéticos, solubles en agua, macro compuestos moleculares que tienen la capacidad de desestabilizar o mejorar la floculación de los componentes de una masa de agua.

Entre ellos pueden ser:

- Naturales: Almidones y sus derivados, polisacáridos de compuestos celulósicos, ciertos compuestos proteínicos, etc. Dan precipitados voluminosos que sedimentan rápidamente (Cruz, 2011).
- Sintéticos: Los coagulantes orgánicos sintéticos son moléculas de cadenas largas formadas de unidades químicas llamadas monómeros, las cuales se repiten en toda la extensión del polímero.

Estas unidades generalmente son iónicas e imparten al polímero una carga eléctrica, por lo que comúnmente se les denomina polielectrolitos. Tienen aplicaciones en el tratamiento de agua como coagulante, floculantes y acondicionadores de lodos. Su uso como coagulante no produce gran cantidad de lodos en comparación a los coagulantes inorgánicos (Hendricks, 2006). Según el carácter iónico de estos grupos activos, se distinguen (Mangini *et al.*, 2003):

- Polielectrolitos no iónicos: No están cargados iónicamente y su función principal es crear puentes entre partículas, ayudándolas a aglomerarse.
- Polielectrolitos aniónicos: Caracterizados por tener grupos ionizados negativamente (grupos carboxílicos).
- + Polielectrolitos catiónicos: caracterizados por tener en sus cadenas una carga eléctrica positiva, debida a la presencia de grupos amino. Tienen la capacidad de coagular organismos vivos, tales como algas y bacterias.

Como una medida de la longitud del polímero puede utilizarse el peso molecular y este puede variar como lo muestra la Tabla 6 (Bolto & Gregory, 2007).

Tabla 6. Clasificación de polímeros de acuerdo con su peso molecular

| <b>Clasificación</b> | <b>Peso molecular (g/mol)</b> | <b>Usos</b>                    |
|----------------------|-------------------------------|--------------------------------|
| Bajo                 | $10^4 - 10^5$                 | Coagulante - Floculante        |
| Medio                | $10^5 - 10^6$                 | Coagulante – Floculante        |
| Alto                 | $10^6 - 5*10^6$               | Floculante/ Espesante de lodos |
| Muy Alto             | $> 5* 10^6$                   | Floculante/ Espesante de lodos |

Fuente: (Bolto & Gregory, 2007).

Los polímeros catiónicos de bajo y medio peso molecular se pueden utilizar como sustitutos de coagulantes inorgánicos, funcionando como neutralizadores de carga. En cambio, los polímeros de alto y muy alto peso molecular permiten la formación de enlace entre los microflóculos, flóculos y partículas, se usan como coadyudantes de coagulación (Hendricks, 2006). En la siguiente tabla (Tabla 7) se presentan las principales características de los polímeros orgánicos sintéticos más comúnmente utilizados en el tratamiento de agua (Hendricks, 2006; Tillman, 1996).

Tabla 7. Coagulantes orgánicos sintéticos usados en el tratamiento de agua.

| Tipo de Polímero | Ejemplo                                 | Peso molecular (g/mol) | Dosis típicas (mg/L) | Usos                                   | Observaciones  |
|------------------|---|------------------------|----------------------|--|--|
| Catiónico        | Poliamina                               | $10^4 - 10^7$          | 0.5 – 10             | Coagulante y floculante                | Reacciona con el cloro                                 |
|                  | PoliDADMAC                              | $10^4 - 10^6$          | 0.5 – 10             | Coagulante, remoción color y turbiedad | Uso común como coagulante                              |
| Aniónico         | Poliacrilamida parcialmente hidrolizada | $10^4 - 10^7$          | 0.1 – 10             | Floculante                             | Producto de hidrólisis controlada de la poliacrilamida |
| No iónico        | Poliacrilamida                          | $10^5 - 10^7$          | 0.1 – 1              | Floculante                             | Incrementa la resistencia de flóculos                  |

La selección del polielectrolito adecuado se hará mediante pruebas de jarra. En general, la acción de los polielectrolitos puede dividirse en tres categorías (Mangini *et al.*, 2003):

- En la primera, los polielectrolitos actúan como coagulantes rebajando la carga de las partículas. Puesto que las partículas del agua residual están cargadas negativamente, se utilizan a tal fin los polielectrolitos catiónicos.
- La segunda forma de acción de los polielectrolitos es la formación de puentes entre las partículas. El puente se forma entre las partículas que son adsorbidas por un mismo polímero, las cuales se entrelazan entre sí provocando su crecimiento.
- La tercera forma de actuar se clasifica como una acción de coagulación-formación de puentes, que resulta al utilizar polielectrolitos catiónicos de alto peso molecular. Además de disminuir la carga, estos polielectrolitos formarán también puentes entre las partículas.

#### **2.4.6 Influencia de la Dosis del Coagulante**

A poca cantidad de coagulante añadido, la formación de los microflóculos es muy escasa, con valores de turbiedad elevada.

A alta cantidad de coagulante añadido se forma una gran cantidad de microflóculos con tamaño muy pequeño, de velocidad de sedimentación muy baja, con turbiedad igualmente elevada (Baca & Moore, 2016).

#### **2.4.7 Dosificación del coagulante**

La dosificación es uno de los procesos más importantes para que el proceso, al ser adicionada esta debe ser de forma constante y uniforme en la unidad de mezcla rápida, para que el coagulante sea completamente dispersado y mezclado con al agua, así mismo el sistema de dosificación debe ser proporcional a un caudal constante y fácilmente regulable.

La concentración óptima de coagulante es la que produce la mejor desestabilización de las partículas coloidales, permite la formación de microflóculos, que posteriormente se puedan aglomerar para formar flóculos más pesados y compactos, de esta manera se puede retener con más facilidad en los sedimentadores (Álvarez, 2010).

#### **2.4.8 Polielectrolito Líquido Catiónico Sintetizado por Policondensación Secuencial de Dimetilamina y Epiclorhidrina (FL 3249)**

FL3249 es una poliamina de alto peso molecular en forma líquida con excelentes aplicaciones en tratamiento de agua potable, industrial, municipal, textil, papelera y minera, así como en aplicaciones directas en la fabricación de diversas clases de papeles.

- Propiedades

Solubilidad: Completamente soluble en agua.

Forma física: líquido claro a ligeramente amarillento-ámbar.

Sólidos no volátiles: 50%

pH: 4.0 – 6.0

Viscosidad (cps): 5,000 – 9,000

- Regulación

FL3249 cumple con las normas de Food and Drug Administration (FDA) con el siguiente certificado: 21 CFR 176.170 and 176.180

## **2.5 FLOCULACIÓN**

La floculación se limita a los fenómenos de transporte de las partículas coaguladas para provocar colisiones entre ellas promoviendo su aglomeración. (Aguilar & Sáez, 2002). Es el proceso que sigue a la coagulación, el cual consiste en la agitación de la masa coagulada, la cual sirve para permitir el crecimiento y aglomeración de los flóculos recién formados con la finalidad de aumentar su tamaño y peso necesarios para sedimentar con facilidad. La floculación es favorecida por el mezclado lento que permite juntar poco a poco los flóculos; un mezclado demasiado intenso los rompe y raramente se vuelven a formar en su tamaño y fuerza óptimos (Andía, 2000).

### **2.5.1 Tipos de Flocculación**

Existen dos tipos de flocculación, los cuales se explicaran brevemente a continuación (Jimenez, 2012):

- **Flocculación Pericinetica:** Se da por acción de la agitación de las partículas que tienen al interior del líquido, denominado movimiento browniano que es el movimiento constante e irregular de los coloides, también por la gravedad y por causa del peso de las partículas que, al descender tienden a aglomerarse, y se realiza en un tiempo muy corto después de desestabilizar las partículas (Jiménez, 2012).
- **Flocculación Ortocinetica:** Se basa en las colisiones de las partículas debido al movimiento del agua, el que es inducido por una energía exterior a la masa de agua y que puede ser de origen mecánico o hidráulico. Después de que las partículas en el agua son coaguladas, es necesario que se produzca una aglomeración de los microfloculos formados; para que esto suceda, se produce primero la flocculación pericinetica para posteriormente producirse la flocculación ortocinetica (Jiménez, 2012).

### **2.5.2 Parámetros de la Flocculación**

Los parámetros que influyen en el proceso de flocculación son los siguientes (Andía, 2000):

- Grado de agitación proporcionada: Hidráulica o Mecánica.
- Gradiente de Velocidad: Energía necesaria para producir la mezcla.
- Número de colisiones: Choque entre microfloculos
- Tiempo de retención: Tiempo que permanece el agua en la unidad de flocculación
- Densidad y tamaño del floculo.

### **2.5.3 Aplicación de la coagulación - floculación en microalgas en la actualidad**

El estado del arte de la coagulación-floculación química para concentrar microalgas ha evolucionado desde el uso de coagulantes, como de coadyudantes asociados al tratamiento de aguas residuales, hasta sofisticadas composiciones de mezclas entre polímeros orgánicos y sales minerales o, incluso, biofloculantes mezclados con metales, pasando por compuestos naturales derivados de plantas.

El estudio de la coagulación- floculación no solamente está enfocado a encontrar sustancias que permitan obtener los mejores resultados en cuanto a porcentaje de eficiencia o tiempo de floculación y sedimentación, sino que además incluye el análisis del efecto que puedan tener variables como el pH, el potencial zeta, la presencia de materia orgánica en el medio, la combinación de métodos sobre los resultados mismos de la floculación y, más aún, en etapas posteriores del procesado, pensando en que el producto final tenga la más alta calidad y que todo el proceso sea sostenible y respetuoso con el medio ambiente (Sandoval & Rubio, 2016). Algunos de los artículos escritos con base al uso de coagulación-floculación en algas, se encuentra en la siguiente tabla (Tabla 8).



Tabla 8. Clasificación de los artículos obtenidos según especie de microalga

| Especie                          | Coagulantes   |
|----------------------------------|---|
| <i>Botryococcus braunii</i>      | Sulfato de aluminio   |
| <i>Chaetoceros calcitrans</i>    | NaOH, NaOH con Magnafloc (polielectrolito) y Quitosano  |
| <i>Chlamydomonas reinhardtii</i> | Almidón modificado 05, Alumbre férrico, Clorosulfato de polialuminio, Quitosano, Poliacrilamida catiónica   |
| <i>Chlorella minutissima</i>     | Sulfatos y cloruros de aluminio, magnesio, hierro, calcio y zinc  |
| <i>Chlorella Protothecoides</i>  | Ácido alfa glutámico, Greenfloc 120 y Quitosano, almidón catiónico  |
| <i>Chlorella vulgaris</i>        | Quitosano, derivados de Moringa, ácido alfa glutámico, polielectrolitos, alumbre férrico, Mg-Sericita, Tanfloc, Drenaje ácido de minería, Flopam FO 4550 SH, Flopam FO 4990 SH. |
| <i>Conticriba weissflogii</i>    | FLOPAM FO 4240 SH   |
| <i>Nannochloropsis oculata</i>   | Tanfloc, Flopam FO 4550 SH, Flopam FO 4990 SH y Zetag 8185 y Harina se semillas de Moringa Oleífera   |
| <i>Nannochloropsis sp.</i>       | Ca(OH) <sub>2</sub>   |
| <i>Scenedesmus spp.</i>          | FeCl <sub>3</sub> , Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> , Alumbre y Quitosano   |
| <i>Schizochytrium limacinum</i>  | Sulfato de aluminio   |
| <i>Selenastrum Capricornutum</i> | Sulfato de Cobre (II)   |
| Mezcla de especies               | Ecotan, Tanfloc, Aflok  |

Fuente: (Sandoval & Rubio, 2016).

## 2.6 PARÁMETROS DE CRECIMIENTO

El crecimiento de un cultivo de microalgas se expresa como el incremento de biomasa ya sea en forma de número de células (cel/mL), en peso seco (total y/u orgánico), cantidad de proteína, de pigmentos, medidos directamente o en unidades arbitrarias de fluorescencia, volumen de las células o carbono celular total, calculado para un periodo de tiempo o una fase de crecimiento específica (Arreondo Vega et al., 1997).

Este incremento puede ser estimado por diferentes métodos, entre los cuales los más utilizados son el recuento celular, la determinación de los cambios de densidad óptica del cultivo por espectrofotometría o finalmente la cuantificación de la biomasa en peso seco, total u orgánico, o de sus componentes bioquímicos que son de interés para los fines de cultivo en particular (proteínas, pigmentos o ácidos grasos, entre otros).

### 2.6.1 Curva de crecimiento

Las microalgas se reproducen principalmente por división celular, que es binaria en la mayoría de los casos, por lo cual presentan un crecimiento rápido cuando se inoculan en un medio de cultivo no limitante y se mantiene en condiciones adecuadas.

En general, las condiciones ambientales cambian con la edad de cultivo, por lo cual cambia también la velocidad de crecimiento poblacional. Esto permite reconocer diferentes fases de crecimiento, que sirven para describir la forma en la cual cambia la concentración celular o de biomasa.

Para esto se utilizan principalmente los parámetros poblacionales definidos como velocidad específica de crecimiento, también conocida como tasa de crecimiento ( $\mu$ ) y el tiempo de duplicación o de generación ( $t_g$ ).

## 2.6.2 Modelo cinético que define el crecimiento de la *Arthrospira maxima*

Un modelo matemático es una representación de un sistema real que suele centrarse en un conjunto de propiedades y características seleccionadas de este último. Los modelos son los componentes esenciales de los métodos modernos de ingeniería de sistemas de procesos (es decir, simulación, optimización y control) (Mochamad, B; 2009).

El principio más básico para todos los modelos cuantitativos es la conservación de la masa. La conservación de la masa de un componente en un sistema dinámico y abierto establece que (Wanner, *et al.*, 2006):

$$\left[ \begin{array}{c} \text{Tasa neta de} \\ \text{acumulación en el} \\ \text{sistema} \end{array} \right] = \left[ \begin{array}{c} \text{Flujo de masa} \\ \text{hacia el sistema} \end{array} \right] - \left[ \begin{array}{c} \text{Flujo de masa} \\ \text{hacia fuera del} \\ \text{sistema} \end{array} \right] \pm \left[ \begin{array}{c} \text{Producción o} \\ \text{consumo de masa} \\ \text{en el sistema} \end{array} \right]$$

Figura 8. Balance de masa global. Elaboración propia

A nivel macroscópico, los balances de masa globales pueden escribirse basándose en la continuidad. Los balances de masa globales son también el resultado de la integración de los balances locales y constituyen la principal forma de ingeniería del balance de masa. En términos matemáticos, para cualquier componente, esto se escribe como:

$$\frac{dm}{dt} = F_{in} - F_{ef} + F_{gen}$$

Donde  $m$  es la masa del componente,  $F_{in}$  y  $F_{ef}$  son los caudales másicos del componente en el afluente y el efluente, respectivamente,  $F_{gen}$  es la suma de los caudales de todos los procesos por los que se produce o consume el componente y  $t$  es el tiempo (Wanner *et al.*, 2006).

A nivel microscópico, se consideran los procesos de transformación, estos se representan matemáticamente con expresiones de tasa, o ecuaciones que indican la rapidez con la que se produce o consume el componente. La tasa es proporcional a las concentraciones de uno o más de los componentes y a uno o más parámetros cinéticos (Wanner et al., 2006).

Un modelo muy utilizado para relacionar el efecto de la concentración de sustrato sobre la velocidad específica de formación de biomasa.

El crecimiento celular es el resultado de numerosas interacciones entre reacciones bioquímicas y fenómenos de transporte con múltiples fases y sistemas multicomponentes. La mezcla heterogénea entre células jóvenes y viejas experimenta durante el proceso de crecimiento un cambio continuo mientras se adapta a un medio ambiente cuyas condiciones físicas y químicas varían permanentemente. A causa de la imposibilidad para modelar exactamente la cinética de crecimiento, deben hacerse algunas suposiciones con el propósito de obtener modelos simples para la predicción de su comportamiento (Duarte et al., 1996):

- Las células pueden ser representadas por un componente simple tal como masa celular, número de células, o la concentración de proteínas ADN (ácido desoxirribonucleico) o ARN (ácido ribonucleico).
- La población celular está distribuida uniformemente. La suspensión de células es homogénea, se ignora la naturaleza heterogénea de las células y la concentración celular se expresa como masa de células secas por unidad de volumen.
- Se toma en cuenta el tratamiento adecuado del medio tal que se pueda considerar un nivel constante de condiciones ambientales tales como pH, temperatura y concentración de oxígeno disuelto.

El modelo de Monod describe la interacción entre el crecimiento de microorganismos en un cultivo por lotes y la utilización del sustrato limitativo del crecimiento en aquellos sistemas

donde prácticamente el sustrato es transformado en biomasa, la ecuación que describe esta interacción se muestra a continuación (Duarte et al., 1996):

$$\mu = \mu_{max} * \frac{S}{K_S + S}$$

Donde:  $\mu$  es la tasa de crecimiento específica,  $\mu_{max}$  es la tasa de crecimiento específica máxima,  $S$  es la concentración del sustrato limitante, y  $K_S$  es la constante de saturación.

Cuando varios sustratos son limitantes de la tasa, la ecuación de Monod suele ampliarse para incluir los efectos de cada sustrato que influyen en la tasa de síntesis microbiana. Para primera instancia, la tasa de síntesis microbiana puede estar limitada por la concentración del electrón donante ( $S_1$ ) y el electrón receptor ( $S_2$ ); entonces la tasa específica de crecimiento puede ser descrita por una expresión multiplicativa de Monod (Wanner et al., 2006):

$$\mu = \mu_{max} * \frac{S_1}{K_{S_1} + S_1} * \frac{S_2}{K_{S_2} + S_2}$$

Utilizando el mismo principio, la ecuación también se utilizó como modelo cinético de crecimiento limitado por la luz, puede modelarse mediante la adición de un término específico que describa el efecto de la concentración del inhibidor sobre la tasa de crecimiento específica, como se muestra a continuación:

$$\mu = \mu_{max} * \frac{S}{K_S + S} * \frac{I}{K_I + I}$$

Donde:  $\mu_{max}$  es la tasa de crecimiento específica máxima,  $S$  es la concentración del sustrato limitante,  $K_S$  es la constante de saturación,  $K_I$  la constante de inhibición de la luz, e  $I$  la intensidad de la luz (Wanner et al., 2006; Mochamad, 2009).

#### **2.6.4 Fases de Crecimiento**

Las fases de crecimiento de los microorganismos tales como las microalgas, se dan por medio de las siguientes fases (Arredondo & Domenico, 2014):

1. Fase lag o fase de adaptación: el comportamiento inicial depende de las condiciones de las células del inóculo, de las cuales depende también el éxito del nuevo cultivo.

Cuando las células del inóculo no se encuentran en condiciones metabólicas adecuadas se presenta una fase de retardo del crecimiento, por lo cual el cultivo no será exitoso. Los cambios de las condiciones ambientales como temperatura, iluminación y pH. También pueden causar un retardo del crecimiento en la fase inicial de un cultivo.

2. Fase de aceleramiento: en esta fase, diferentes componentes estructurales se incrementan secuencialmente, iniciando con RNA (ácido ribonucleico), seguido de las proteínas y del peso individual. La concentración celular es generalmente la última que muestra este incremento.

3. Fase exponencial: durante este periodo la velocidad de crecimiento adquiere su valor máximo y, en vista de la falta de factores limitantes, permanece aproximadamente constante. Por este motivo, la concentración celular aumenta rápidamente, aunque en general no se alcanzan valores muy elevados.

4. Fase de desaceleración: en esta fase se empieza a notar el efecto de una menor disponibilidad de uno de los factores que regulan el crecimiento, por lo cual las condiciones de cultivo son sub-óptimas. En consecuencia, la tasa de división celular disminuye aunque, en vista del alto número de células, la concentración celular alcanza su máximo valor. En este periodo la composición bioquímica de la biomasa cambia de manera opuesta a la mencionada para la fase de aceleración.

5. Fase estacionaria: durante esta fase las condiciones de cultivo son limitantes y la natalidad es igual a la mortalidad, por lo cual la concentración celular y los componentes de la biomasa permanecen sin cambios relevantes. Este comportamiento se debe a la baja concentración de algún nutriente esencial o al alto valor de pH, con consiguiente poca disponibilidad de sustrato fotosintético, o a una excesiva concentración de oxígeno, aunque con frecuencia el motivo más importante es la pobre penetración de la luz causada por la alta concentración celular (efecto de autosombreado). Otro factor que puede limitar el crecimiento es la excreción de productos catabólicos al medio de cultivo.
6. Fase de muerte: la tasa de mortalidad es superior a la de natalidad, por lo cual la concentración disminuye. Además se registra una disminución de la biomasa unitaria como resultado de un incremento en la proporción entre respiración y fotosíntesis y a la ausencia de nutrientes, que conlleva la muerte o lisis celular.

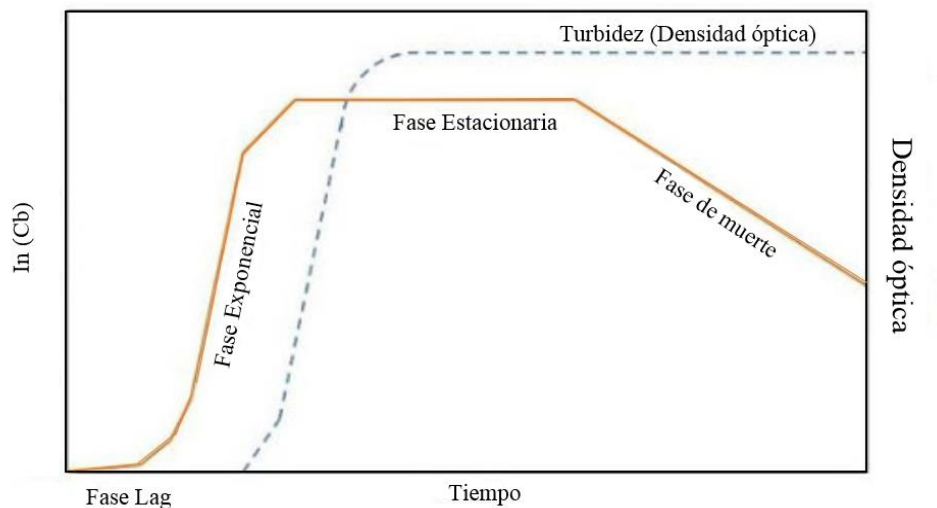


Figura 9. Curva de crecimiento típica, en la cual se muestran las diferentes fases, marcadas como: fase lag, fase exponencial, fase estacionaria y fase de muerte (Modificado de: Pepper & Gerba, 2020).

## 2.6 PRUEBA DE JARRAS

Es un proceso unitario para el tratamiento de aguas, es utilizada a pequeña escala con el fin de predecir el funcionamiento de una operación a gran escala de tratamiento, permite comparar varias combinaciones químicas, los tiempos de coagulación, floculación y la velocidad de agitación las cuales todas están sujetas a situaciones similares. La prueba de jarras se lleva a cabo con el fin de establecer la concentración más óptima de coagulante (Hernán, 2009).

Mediante estos ensayos es posible determinar el coagulante o floculante óptimo, mezclado necesario, pH óptimo, dosis óptima y rendimiento máximo alcanzable. Es un método para determinar si un efluente puede ser tratado de manera rentable y con la eficiencia deseada mediante tratamiento de coagulación-floculación (Jiménez B., 2001).



# Capítulo 3

## 3.1 MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS

### 3.1.1 Reactivos y compuestos químicos

Tabla 9. Reactivos y compuestos químicos utilizados en la metodología experimental

| Formula                                | Nombre Químico   |
|--|--|
| NaHCO <sub>3</sub>                     | Bicarbonato de Sodio   |
| NaNO <sub>3</sub>                      | Nitrato de Sodio   |
| NaCl                                   | Cloruro de Sodio   |
| KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>        | Fosfato Diácido de Potasio   |
| K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>         | Sulfato de Potasio   |
| MgSO <sub>4</sub> • 7 H <sub>2</sub> O | Sulfato de Magnesio, heptahidratado  |
| CaCl <sub>2</sub> • 2 H <sub>2</sub> O | Cloruro de Calcio, bihidratado   |
| FeSO <sub>4</sub> • 7 H <sub>2</sub> O | Sulfato de Hierro (II), heptahidratado   |
| EDTA                                   | Ácido Etilendiaminotetraacético  |
| A <sub>5</sub>                         | Solución de microelementos A <sub>5</sub>  |
| HCl                                    | Ácido clorhídrico  |
| FL 3249                                | Polielectrolito líquido catiónico sintetizado por policondensación secuencial de dimetilamina y epiclorhidrina |
| H <sub>2</sub> O                       | Agua   |

### 3.1.3 Materiales

Tabla 10. Materiales utilizados en la metodología experimental.

| Material             | Cantidad (pz) | Capacidad (ml) |
|----------------------|---------------|----------------|
| Agitador             | 1             | -              |
| Bureta               | 1             | 50             |
| Embudo Buchner       | 1             | 250            |
| Matraz aforado       | 6             | 50             |
| Matraz Aforado       | 1             | 1000           |
| Matraz Erlenmeyer    | 3             | 250            |
| Matraz Kitasato      | 1             | 2000           |
| Micropipeta          | 3             | 3              |
| Pipeta graduada      | 2             | 5 y 10         |
| Pinzas               | 1             | -              |
| Vaso de precipitados | 3             | 100            |
| Vaso de precipitados | 6             | 1000           |
| Soporte Universal    | 1             | -              |

### 3.1.3 Equipos

Los equipos requeridos para la elaboración de los experimentos se encuentran a continuación:

- \* Balanza de Humedad (OHAUS™ Analizadores de humedad estándar MB35).
- \* Luces LED (30 W, ADESI PRO MODELO: CE-0008-BL).
- \* pH-metro (Starter 300, medidor portátil para pH).
- \* Prueba de Jarras (ControlAgua Cam3 R200).
- \* Turbidímetro (HI98703-CXNI J01 Hanna Instruments).

## 3.2 METODOLOGÍA

### 3.2.1 Condiciones generales

Se tiene un reactor de aproximadamente 25 L de *Arthrospira maxima* (Figura 10), cultivado con el medio Zarrouk modificado, a temperatura ambiente, la cual oscila entre 20-23°C, operando a una agitación constante de 60 RPM y está expuesto a luz LED roja, a este reactor se le toman 3 muestras diarias de 50ml cada una y se les realizan los parámetros de alcalinidad, sólidos suspendidos totales, pH y turbidez.

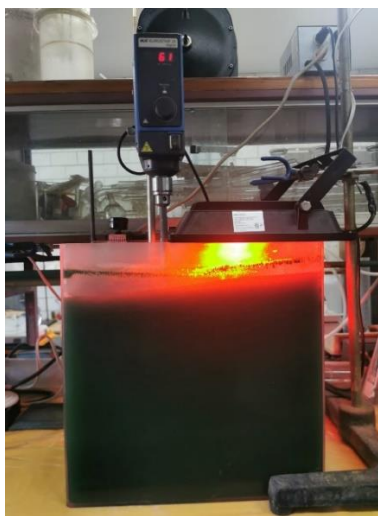


Figura 10. Reactor biológico con *Arthrospira maxima*

### 3.2.2 Técnicas para medición y caracterización de la *Arthrospira maxima*

A Continuación se mencionan las técnicas aplicadas para la medición y caracterización de la *Arthrospira maxima* en los experimentos:

- Turbidez: Se agregan 10 ml aproximadamente de la *Arthorspira Maxima* tomada del reactor a una celda, ésta se coloca en un medidor portátil de turbidez (HI98703-01 Hanna Instruments), el cual solo se debe prender, colocar la celda y apretar el botón “Read” en unidades de NTU (unidad nefelométrica de turbidez). Posteriormente se registra el dato obtenido y se regresan los 10ml al matraz aforado para seguir con las demás técnicas.
- Sólidos Suspendidos Totales: Se recorta el papel filtro de un diámetro adecuado, tomando de referencia el diámetro del orificio inferior de un Embudo Büchner, posteriormente se pesa el papel filtro a utilizar y se registra el valor obtenido.

El Embudo Büchner se adapta a la boca del Kitasato mediante un tapón perforado que cierre y mantenga el vacío. Se conecta el vacío por medio de una manguera de plástico a la boquilla del matraz Kitasato. Sobre el fondo del embudo se coloca el papel filtro. Se abre la perilla del vacío y se vierte dentro del embudo los 50ml del matraz aforado, posteriormente se cierra al vacío y se toma el papel filtro que queda con la *Arthorspira Maxima*, el cual se coloca en la balanza de humedad (OHAUS™ Analizadores de humedad estándar MB35), y se deja secar a temperatura de 100°C. Se pesa el papel filtro ya seco y se hace uso de la siguiente ecuación para conseguir los sólidos suspendidos totales:

$$SST \left( \frac{mg}{L} \right) = \frac{(masa_{filtrado} - masa_{papelFil})}{0.05L} * \left( \frac{1000mg}{g} \right)$$

- pH: Se toma el pH-metro (Starter 300, medidor portátil para pH) y se calibra por medio de 3 soluciones, una de estas con pH de 4 (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>), otra de 7 (H<sub>2</sub>O) y una última de 10 (NaOH).

Ya calibrado el potenciómetro, se toma el medio ya filtrado y se sumerge el electrodo en la solución, posteriormente se oprime el botón que dice “read” y se espera a que de la lectura final, se registra el dato final.

- Alcalinidad: Se agrega una gota de fenolftaleína a la solución y se titula con ácido clorhídrico 0.1M, al llegar la solución a un color rosa palo se anota el valor obtenido. Posteriormente se agrega 1 gota de Naranja de Metilo, la solución adquiere un color amarillo pálido y se vuelve a titular nuevamente con ácido 0.1M hasta llegar a un color salmón. Finalmente para conocer la alcalinidad total, se hacen los cálculos para la alcalinidad a la fenolftaleína y al naranja de metilo, la ecuación para el cálculo se encuentra a continuación:

$$\text{Alcalinidad Total} = \frac{V_T * N * C * 1000}{M}$$

Donde:  $V_T$ , es el volumen gastado de ácido clorhídrico utilizando tanto fenolftaleína como naranja de metilo ( $Vol_{Fenolftaleína} + Vol_{naranja}$ ).  $N$ , es la concentración normal del ácido clorhídrico,  $C$  es el peso equivalente gramo de carbonato de calcio ( $CaCO_3$ ), patrón escogido para la expresión del resultado (50 g/eq); 1000 es debido al factor de conversión a miligramos por litro (mg/l) y  $M$  es el volumen en mililitros de la muestra de agua titulada (Araujo et. al., 1999).



Figura 11. Técnicas aplicadas para la caracterización de la *Arthorspira maxima*

### 3.2.3 Solución madre

Primero se elabora una solución madre del coagulante utilizado, este es un polielectrolito líquido catiónico sintetizado por policondensación secuencial de dimetilamina y epiclorhidrina. La relación que se tomó en cuenta es tomar 10 mg del coagulante por cada 100 ml de solución. Por lo que, al elaborar 1000ml de solución, pesamos 0.01mg del coagulante.



Figura 12. Solución madre del coagulante polielectrolito catiónico.

### 3.2.4 Prueba de Jarras para determinar la dosis óptima de coagulante

Posteriormente se procedió a hacer la prueba de jarras para determinar la dosis óptima de coagulante, que permitiera un mejor paso de luz y así estas crecieran. Se tomaron 5 L de muestra del reactor principal y 1.2 L del medio de cultivo modificado de Zarrouk, se mezclaron y posteriormente se procedió a hacer la medición de 3 muestras de 50mL cada una. Se realizó a la medición de sólidos suspendidos, turbidez, pH y alcalinidad para tener los valores iniciales y así poder comparar el crecimiento de la *Arthorspira maxima* a lo largo de los siguientes días.

Cada jarra se llenó con un litro de la mezcla mencionada anteriormente y se operó a temperatura ambiente, 60 RPM y fue expuesta a la luz LED roja (Figura 13). También se asignó un rango de entre 0mg/L- 10mg/L de la solución madre del coagulante (polielectrolito líquido catiónico sintetizado por policondensación secuencial de dimetilamina y epíclorhidrina). La dosis de cada jarra se encuentra en la siguiente tabla:

Tabla 11. Cantidades de coagulante asignada para cada jarra.

| Jarra | Cantidad (mg/L) |
|-------|-----------------|
| 1     | 0               |
| 2     | 2               |
| 3     | 4               |
| 4     | 6               |
| 5     | 8               |
| 6     | 10              |

Para corroborar su crecimiento, se hizo principalmente la medición de sólidos suspendidos totales. Sin embargo, también se midieron los parámetros de turbidez, pH y alcalinidad, (técnicas ya descritas anteriormente) esto para observar cómo afecta el proceso de coagulación en el medio. Este proceso se hizo de manera diaria durante 2 semanas y el experimento se repitió 2 veces.

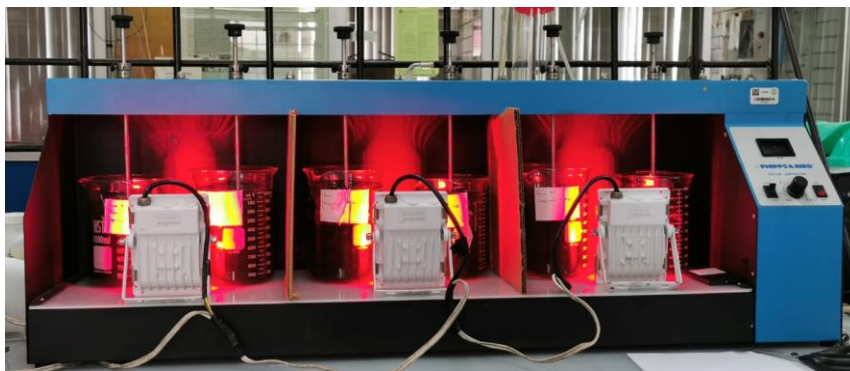


Figura 13. Prueba de jarras para la determinación de la dosis óptima de coagulante.

#### 3.2.4 Prueba de Jarras para determinar el crecimiento de la *Arthrospira maxima* con el uso del coagulante

Con la cantidad óptima de coagulante ya determinada, se emplea una prueba de jarras, a la cual se le agrega un blanco y al resto de las jarras se le colocan la dosis de coagulante óptima. Nuevamente se les hacen las mediciones de los parámetros previamente mencionados (turbidez, pH, alcalinidad y sólidos suspendidos totales). Este proceso se hace de manera diaria por dos semanas.

# Capítulo 4

## 4.1 RESULTADOS

En la siguiente figura (Figura 14) se observa la variación que experimenta la *Arthrospira maxima* mientras se le adiciona el coagulante polielectrolito líquido catiónico sintetizado por policondensación secuencial de dimetilamina y epíclorhidrina, el cual produce un cambio en el medio formando microfloculos, facilitando y mejorando el paso de la luz.



Figura 14. Formación de microfloculos con la adición de un coagulante polielectrolito.



Figura 15. Formación de microfloculos en Prueba de Jarras a distintas dosis de coagulante.



#### 4.1.1 Crecimiento de sólidos suspendidos totales de la *Arthrospira maxima* para el primer experimento

A continuación se muestran las gráficas (Figuras 16 y 17), las cuales muestran el crecimiento de SST (sólidos suspendidos totales) en el tiempo de la *Arthrospira maxima* en cada una de las jarras, éstas tienen distintas dosis de coagulante.

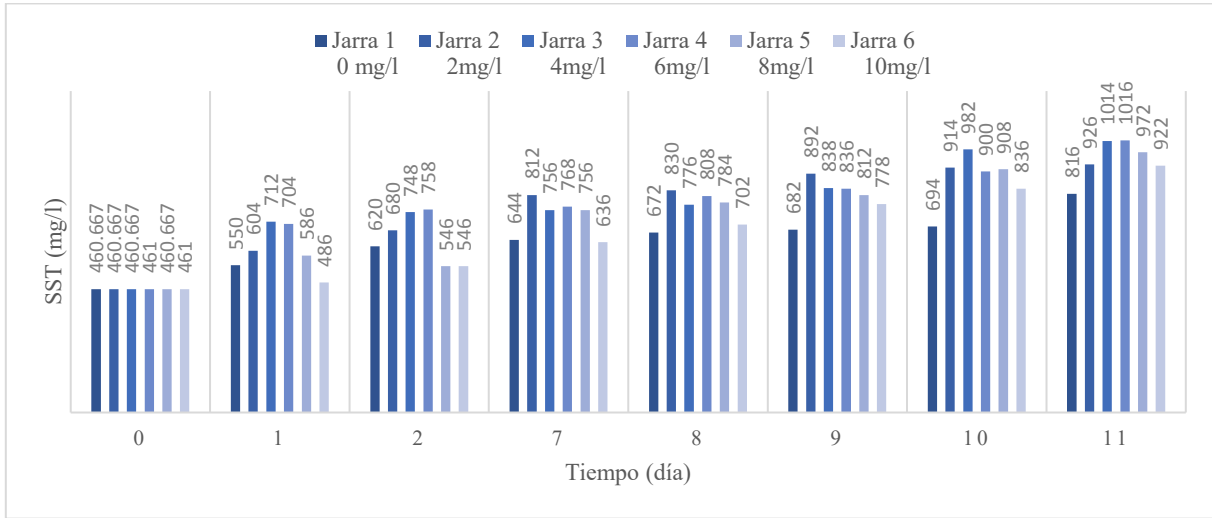


Figura 16. Gráfica 1: Crecimiento de los SST de la *Arthrospira maxima* a distintas dosis de coagulante de la primera prueba.

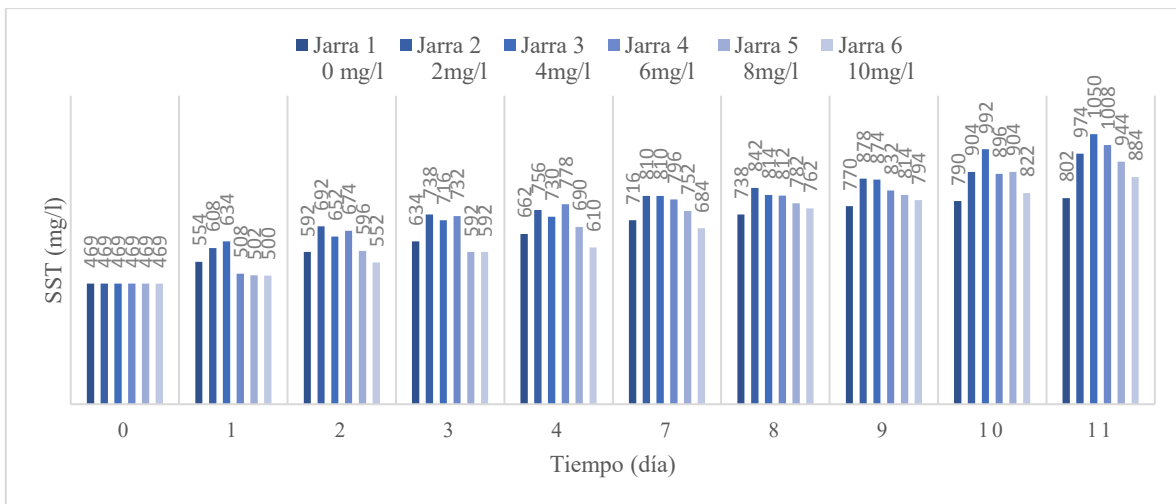


Figura 17. Gráfica 2: Crecimiento de los SST de la *Arthrospira maxima* a distintas dosis de coagulante de la segunda prueba.

Por lo que se determina el porcentaje de crecimiento para cada una de las dosis con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ de crecimiento} = \frac{SST_{final} - SST_{inicial}}{SST_{inicial}} * 100$$

Los porcentajes de crecimiento obtenidos se encuentran en la siguiente tabla (Tabla 12):

Tabla 12. Porcentajes de crecimiento a distintas cantidades de coagulante.

| Cantidad de coagulante (mg/L) | SST (mg/l)  | % de crecimiento (primera prueba) | SST (mg/L)  | % de crecimiento (segunda prueba) |
|-------------------------------|-------------|-----------------------------------|-------------|-----------------------------------|
| 0                             | 816         | 50.359                            | 802         | 41.480                            |
| 2                             | 926         | 55.959                            | 974         | 51.814                            |
| <b>4</b>                      | <b>1014</b> | <b>58.424</b>                     | <b>1050</b> | <b>55.302</b>                     |
| 6                             | 1016        | 55.424                            | 1008        | 53.439                            |
| 8                             | 972         | 55.101                            | 944         | 50.282                            |
| 10                            | 922         | 54.837                            | 884         | 46.908                            |

La primera prueba inicio con 461 mg/l de sólidos suspendidos totales, mientras que la segunda comenzó con 469 mg/l. De manera más gráfica y visual se obtiene la Gráfica 3 (Figura 18), en la cual se puede observar de manera más clara cuál es la jarra que contiene la dosis que más sólidos suspendidos totales genera dentro del proceso de coagulación-floculación de la *Arthrospira maxima*. Este experimento se realizó dos veces para verificar que en ambas pruebas el resultado sea el mismo.

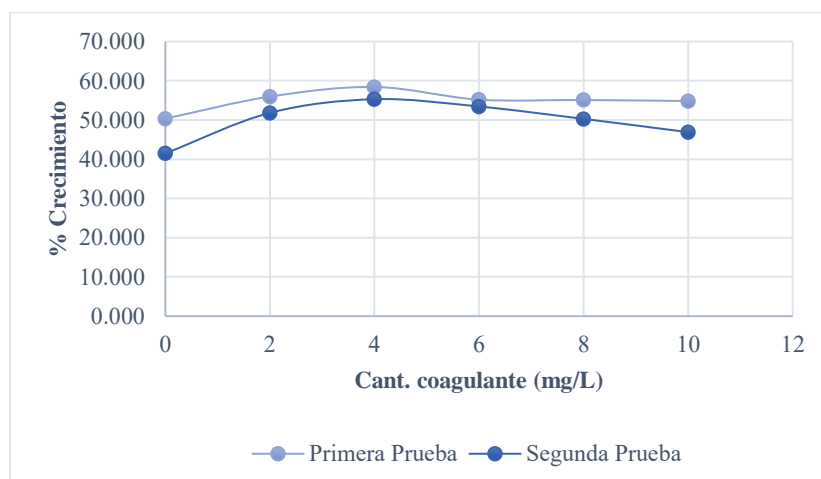


Figura 18. Gráfica 3: Porcentaje de crecimiento a distintas dosis de coagulante.

#### 4.1.2 Cinética de velocidad específica de crecimiento para el primer experimento

Se requiere una cinética que nos proporcione los parámetros de tasa específica de crecimiento y la constante de inhibición de luz, por lo que el modelo cinético de crecimiento foto-limitado de Monod es en el que obtuvimos un mejor comportamiento con respecto a los datos experimentales. La ecuación que la representa se encuentra a continuación:

$$\mu = \mu_{max} * \frac{S}{K_S + S} * \frac{I}{K_I + I}$$

Donde  $\mu_{max}$  es la tasa de crecimiento específica máxima,  $S$  es la concentración del sustrato limitante,  $K_S$  es la constante de saturación,  $K_I$  la constante de inhibición de la luz, e  $I$  la intensidad de la luz (Wanner et al., 2006; Mochamad, 2009).

Como indica la ecuación de este modelo, el medio de cultivo está limitado por el sustrato y por la luz, por lo que se graficó para cada uno de estos factores. Para las cinéticas se utilizó el programa AQUASIM, el cual contiene herramientas para el análisis de datos mediante los cuales se pueden comparar los datos experimentales y calculados. A continuación se presentan las gráficas de crecimiento de biomasa con respecto a la luminosidad (de la Figura 19 a la 24) y consumo de sustrato respectivamente (de la Figura 25 a la 30), cabe resaltar que las líneas negras discontinuas son la representación de estos factores.

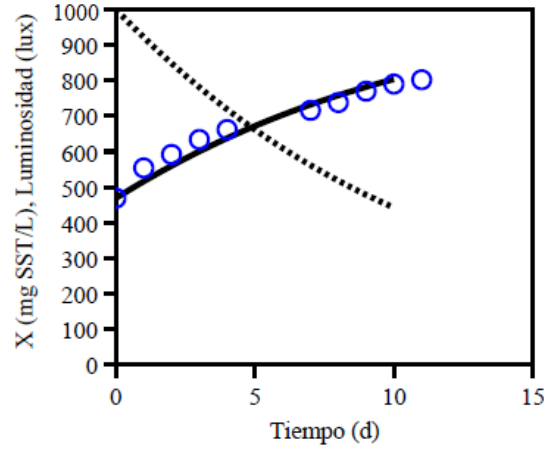


Figura 19. Gráfica 4: Jarra 1 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Sin coagulante añadido.

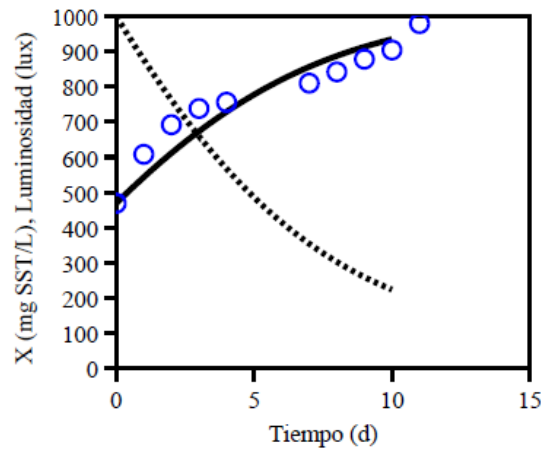


Figura 20. Gráfica 5: Jarra 2 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 2mg/l

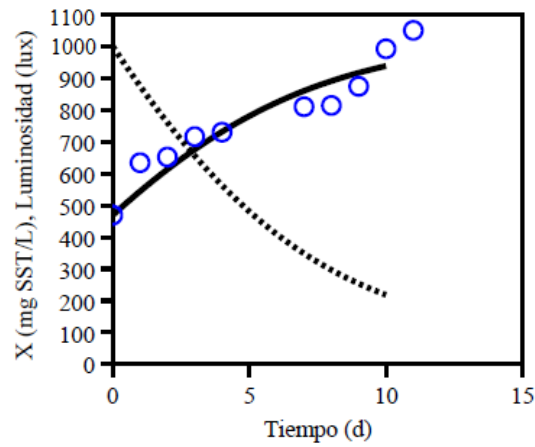


Figura 21. Gráfica 6: Jarra 3 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 4mg/l

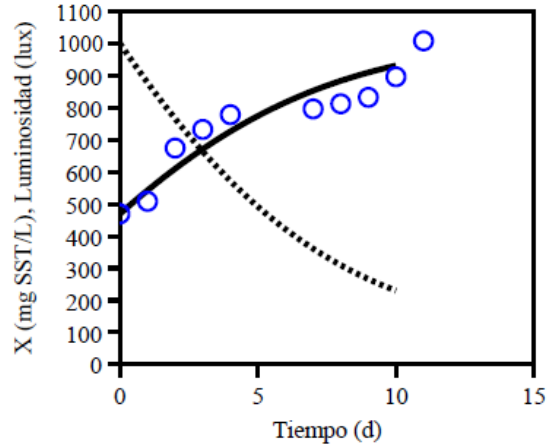


Figura 22. Gráfica 7: Jarra 4 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 6mg/l

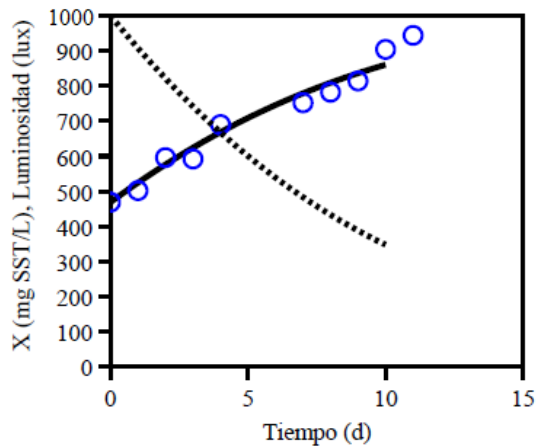


Figura 23. Gráfica 8: Jarra 5 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 8mg/l

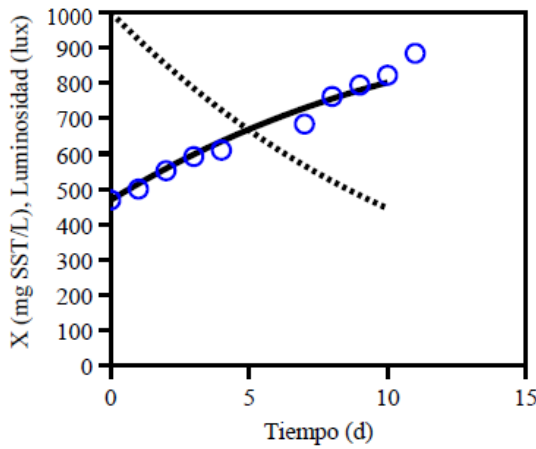


Figura 24. Gráfica 9: Jarra 6 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad. Coagulante añadido: 10 mg/l

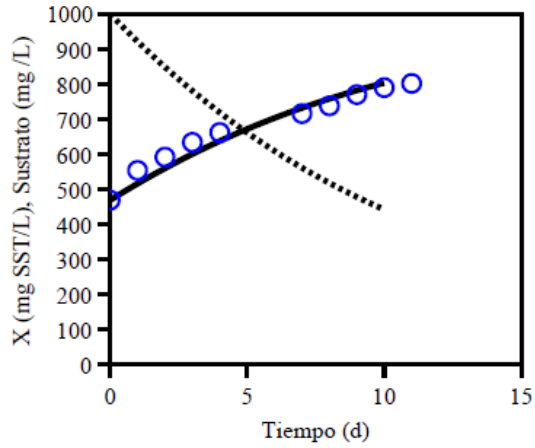


Figura 25. Gráfica 10: Jarra 1 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Sin coagulante añadido

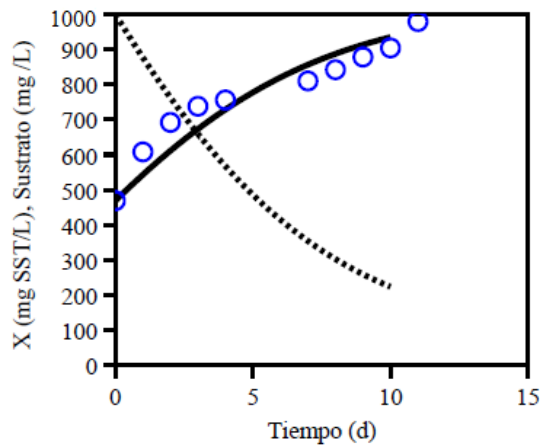


Figura 26. Gráfica 11: Jarra 2 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 2mg/l

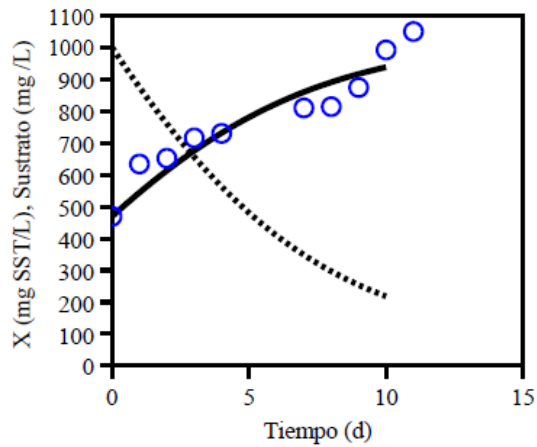


Figura 27. Gráfica 12: Jarra 3 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 4mg/l

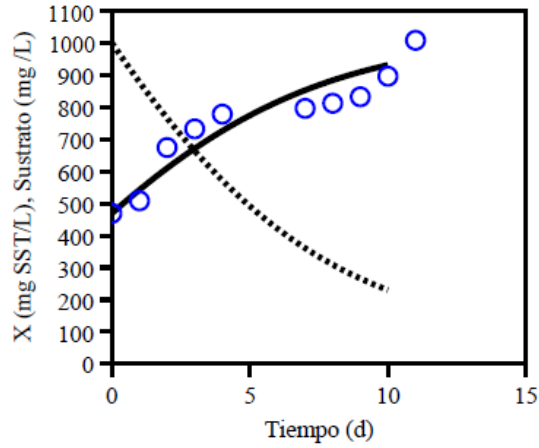


Figura 28. Gráfica 13: Jarra 4 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 6mg/l

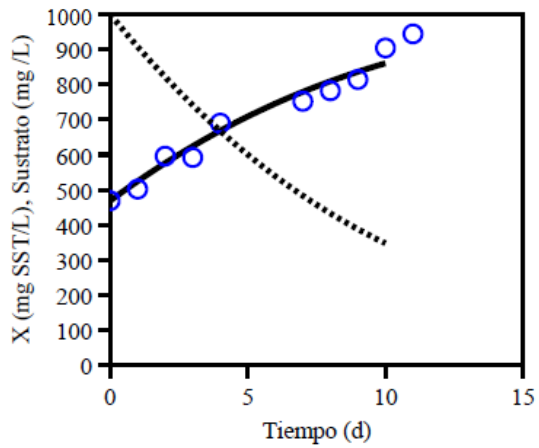


Figura 29. Gráfica 14: Jarra 5 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 8mg/l

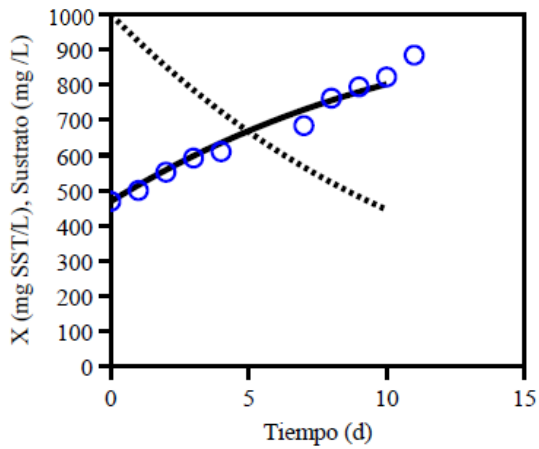


Figura 30. Gráfica 15: Jarra 6 que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato. Coagulante añadido: 10mg/l

#### 4.1.3 Comportamiento de la turbidez en la *Arthrospira maxima* en el primer experimento

A continuación se muestran las Gráficas 16 y 17 (Figuras 31 y 32), las cuales muestran el comportamiento de la turbidez de la *Arthrospira maxima* en cada una de las jarras.

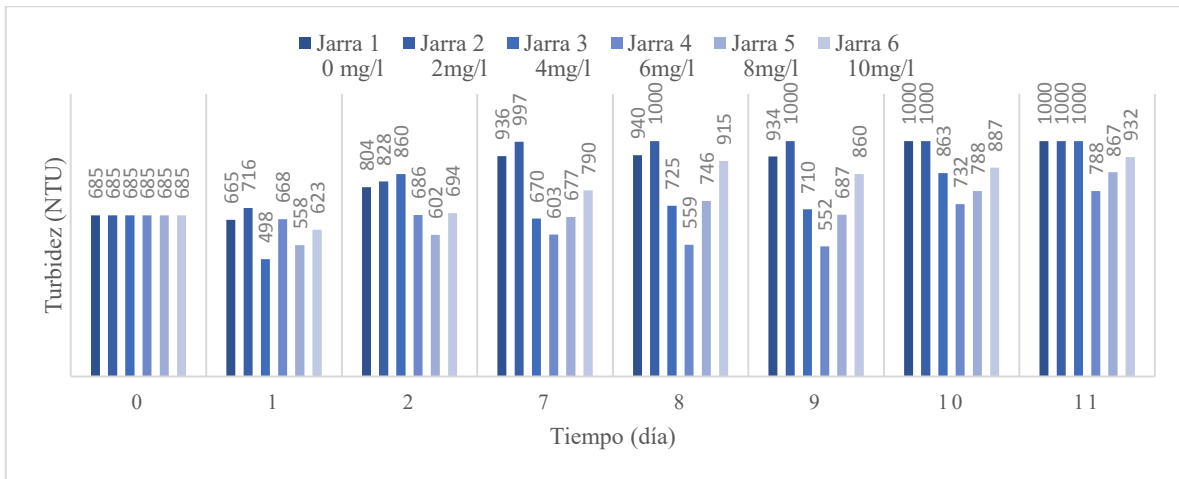


Figura 31. Gráfica 16: Comportamiento de la turbidez de la *Arthrospira maxima* a distintas dosis de coagulante de la primera prueba.

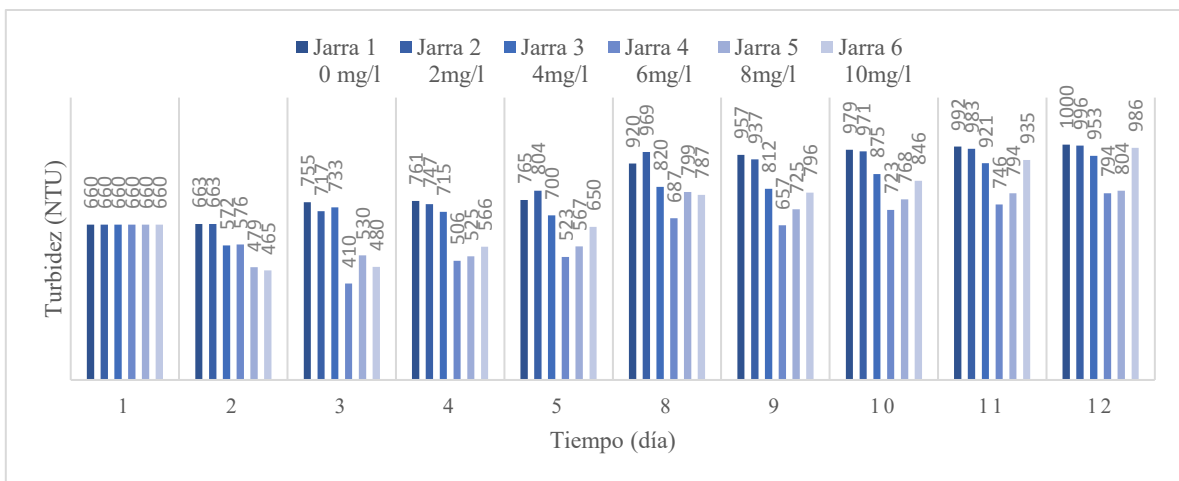


Figura 32. Gráfica 17: Comportamiento de la turbidez de la *Arthrospira maxima* a distintas dosis de coagulante de la segunda prueba.



#### 4.1.4 Crecimiento de sólidos suspendidos totales de la *Arthrospira maxima* para el segundo experimento

A continuación se muestra la Gráfica 18 (Figura 33), en la cual se muestra el crecimiento de SST de la *Arthrospira maxima* sin coagulante añadido y con la dosis óptima de coagulante, determinada en el experimento previo.

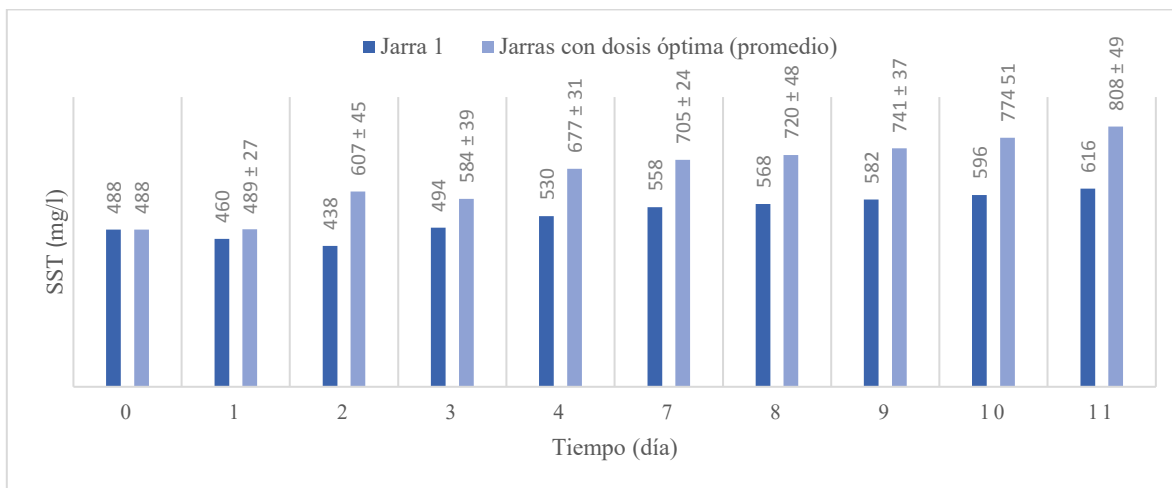


Figura 33. Gráfica 18: Crecimiento de los SST de la *Arthrospira maxima* a dosis óptima de coagulante.

De estos datos también se obtuvieron los porcentajes de crecimiento, los cuales se encuentran en la siguiente tabla (Tabla 13).

Tabla 13. Porcentaje de crecimiento de jarra sin coagulante y con dosis óptima de coagulante

| Cantidad de coagulante (mg/L) | % de crecimiento |
|-------------------------------|------------------|
| 0                             | 26               |
| 4                             | 66               |

#### 4.1.5 Cinética de velocidad específica de crecimiento para el segundo experimento

Para el segundo experimento se utilizaron las ecuaciones anteriormente mencionadas, sólo que para este se tomó la primera jarra, la cual no contenía coagulante y el promedio de SST de las otras 5 jarras, las cuales contenían la dosis óptima de coagulante añadido (4 mg/L). Las siguientes gráficas muestran el comportamiento de la *Arthrospira maxima* con respecto a la luminosidad y consumo de sustrato respectivamente. Primero se muestran las gráficas (Gráficas 19 y 20) correspondientes a la jarra del blanco y posteriormente las gráficas para las jarras con la dosis óptima (Gráficas 21 y 22).

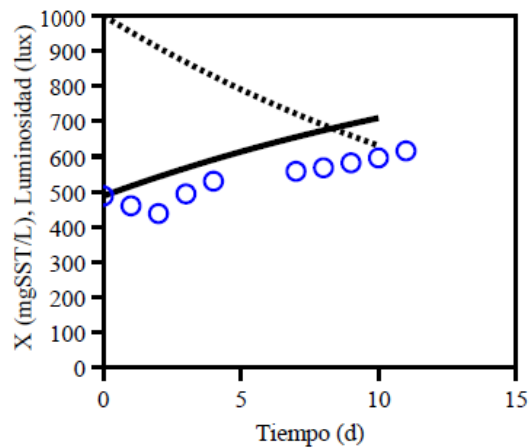


Figura 34. Gráfica 19: Reactor sin coagulante añadido que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad.

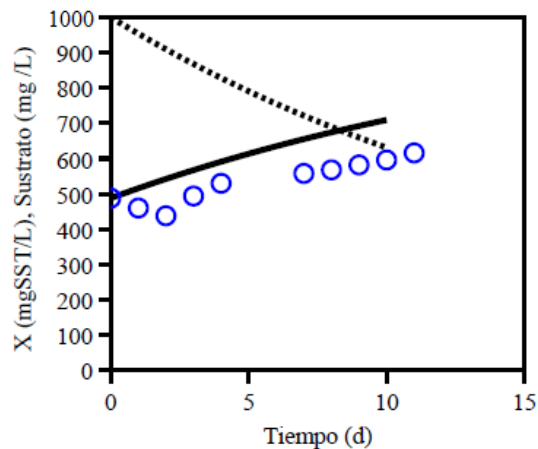


Figura 35. Gráfica 20: Reactor sin coagulante añadido que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato.

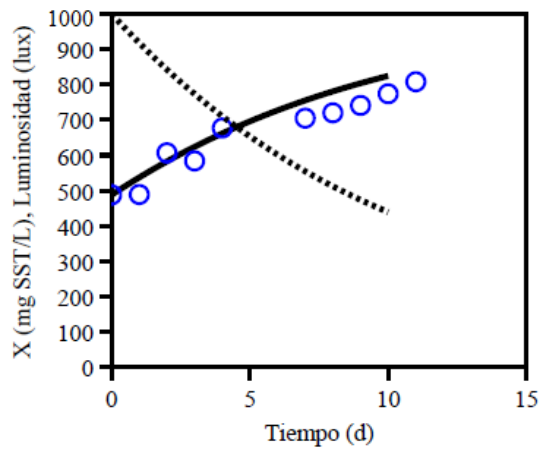


Figura 36. Gráfica 21: Jarras con dosis óptima de coagulante que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto a la luminosidad.

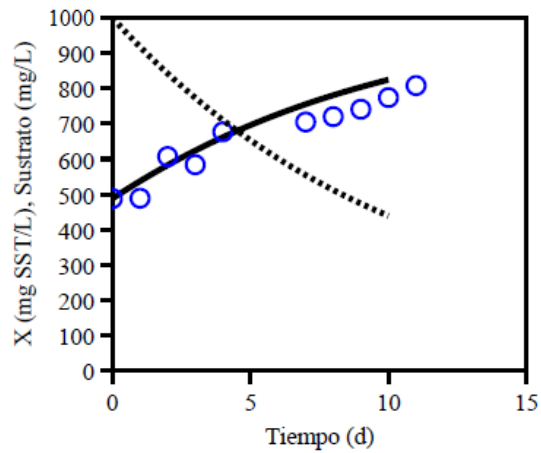


Figura 37. Gráfica 22: Jarras con dosis óptima de coagulante que muestra la curva que ajusta para los datos experimentales con respecto al consumo de sustrato.

#### 4.1.6 Comportamiento de la turbidez en la *Arthrospira maxima* en el segundo experimento

A continuación se muestra la Gráfica 23 (Figura 38), la cual muestra el comportamiento de la turbidez de la *Arthrospira maxima* en cada una de las jarras a dosis óptima de coagulante y sin coagulante añadido.

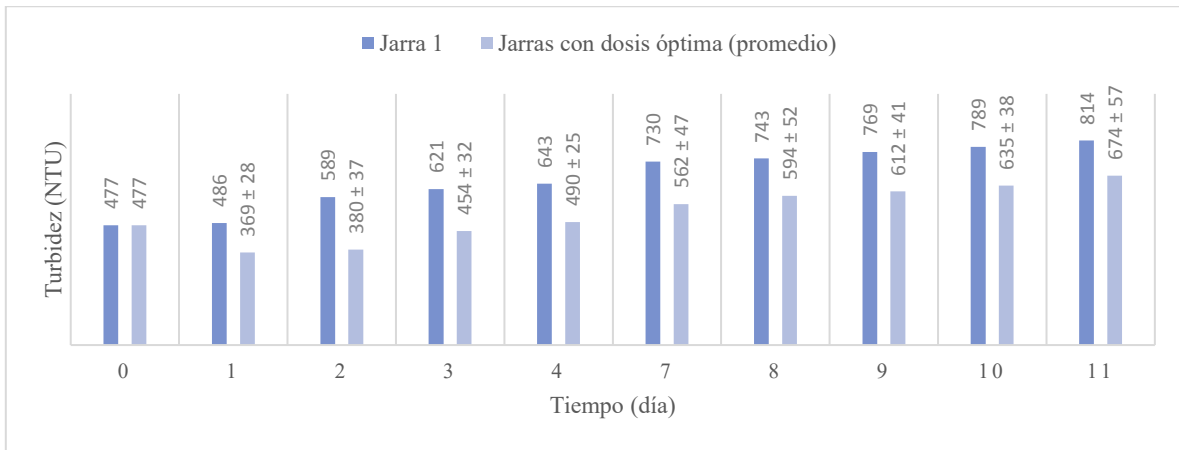


Figura 38. Gráfica 23: Comportamiento de la turbidez de la *Arthrospira maxima* (Dosis óptima vs sin coagulante añadido)

## 4.2 DISCUSIÓN DE RESULTADOS

### 4.2.1 Determinación de dosis óptima

De las imágenes mostradas (Figura 14 y 15) se observa la formación de pequeños microflóculos, sin embargo a mayor cantidad de coagulante, estos microflóculos tienden a ser más pequeños y en mayor cantidad por lo que genera la misma dispersión que si no tuviera coagulante, razón por la cual causa menor cantidad de sólidos suspendidos totales.

En las Gráficas 1 y 2 (Figuras 16 y 17) se observa el crecimiento de los SST de la *Arthrospira maxima* en cada jarra, cada una tiene una dosis distinta de coagulante. Se observa que la primera jarra, la cual no contiene coagulante añadido, tiene SST menores a comparación de las demás jarras, ya que las partículas dentro de esta jarra están más dispersas, por tanto es menor el paso de la luz.

Hasta cierto punto se puede observar que conforme aumenta la dosis de coagulante, también los SST van aumentando, sin embargo empiezan a decaer desde la jarra 4, la cual contiene una dosis de 6 mg/L de coagulante, esto se debe a que cuando se adiciona un exceso de coagulante, se produce una carga invertida a la carga original, la cual impide la aglomeración de las partículas (Andía, 2000). De la tabla de porcentaje de crecimiento (Tabla 12) y a la Gráfica 3 (Figura 18), se determina que la dosis óptima del coagulante polielectrolito es de 4 mg/L, pues es la que obtuvo en ambas pruebas mayor porcentaje de crecimiento, de sólidos suspendidos totales y mayor velocidad específica máxima.

Para verificar que esta es la dosis óptima con la que se obtiene un mayor porcentaje de crecimiento, se utilizó el modelo cinético de crecimiento foto-limitado de Monod para

determinar los parámetros cinéticos de tasa de crecimiento específica máxima ( $\mu_{\max}$ ), constante de saturación ( $K_s$ ) y la constante de saturación para la intensidad de luz ( $K_I$ ).

A continuación se muestra una tabla (Tabla 16), en la cual se pueden observar los valores de los parámetros obtenidos para cada dosis de coagulante, estos valores se obtuvieron con ayuda del programa AQUASIM.

Tabla 14. Parámetros cinéticos obtenidos para cada Jarra con distinta dosis de coagulante añadido

| Reactor | Dosis de coagulante (mg/l) | $\mu_{\max}$ ( $d^{-1}$ ) | $K_s$ (mg/l) | $K_I$ (lux) |
|---------|----------------------------|---------------------------|--------------|-------------|
| 1       | 0                          | 241.85                    | 1142.79      | 1000.00     |
| 2       | 2                          | 243.44                    | 759.41       | 531.59      |
| 3       | 4                          | 279.99                    | 403.19       | 372.14      |
| 4       | 6                          | 268.20                    | 521.92       | 676.48      |
| 5       | 8                          | 259.03                    | 909.15       | 816.96      |
| 6       | 10                         | 244.78                    | 960.65       | 1000.00     |

La dosis de coagulante de 4 mg/L es la que obtiene una tasa específica de crecimiento mayor, es decir, se producen mayor cantidad de microorganismos en menor tiempo. También se observa que la jarra que no tiene cantidad de coagulante añadido es la que menor tasa específica máxima obtiene, esto quiere decir que, la adición de un coagulante para la formación de microflóculos si genera un aumento en la cantidad de sólidos suspendidos totales gracias al paso de la luz. Para las dosis de coagulante posteriores se observa que, conforme aumenta la cantidad de coagulante añadida, disminuye la tasa específica máxima de crecimiento.

De la Gráfica 4 (Figura 19) se observa que la curva de luminosidad con respecto a la curva que ajusta a los datos experimentales es más cerrada, determinando que los microorganismos en el medio producen tal turbiedad que el paso de luz es limitado. Conforme aumenta la

cantidad de coagulante en las jarras posteriores, las curvas de luminosidad van abriéndose (Gráficas 5 y 6), lo cual establece que la formación de microflóculos permite una mayor luminosidad, sin embargo a partir de la cuarta jarra (6mg/L de dosis de coagulante) la curva vuelve a verse cerrada (Gráfica 7), determinando que a un exceso de cantidad de coagulante añadido, se forman una gran cantidad de microflóculos con tamaño muy pequeño y turbiedad elevada, provocando la dispersión de partículas, sin dejar pasar la luz (Baca & Moore, 2016). Otra manera de demostrar lo mencionado anteriormente es por medio de las constantes de inhibición de luz ( $K_I$ ), ya que tanto en la primera jarra, como en la última obtenemos el máximo valor de la constante y esto se debe a que gracias a cantidad de microflóculos en el medio y a la turbidez que estas provocan, la inhibición de luz es mayor. También se puede observar que la jarra 3, la cual contiene la dosis óptima es la que tiene el valor más bajo de las constantes de inhibición, por tanto se intuye que es la jarra en la que se obtiene una mayor luminosidad, por lo que la dosis de esta jarra es la genera la mayor cantidad de sólidos suspendidos totales.

Dentro del análisis también se observa que la tendencia de las constantes de saturación ( $K_S$ ) es similar a las de inhibición, puesto que obtenemos el valor más alto en la primera jarra. En las jarras subsecuentes la constante va disminuyendo hasta llegar a la tercer jarra, la cual obtiene la constante con menor valor, esto quiere decir que aprovecha de mejor manera el sustrato; posteriormente el valor de la constante va aumentando hasta llegar a la última jarra. De la Gráfica 10 (Figura 25) podemos observar que la curva de sustrato con respecto a la curva de reacción es más tenue, por lo que podemos considerar que no se aprovecha de manera eficiente la cantidad de sustrato que hay en el medio, puesto que aún queda suficiente sustrato para producir una mayor cantidad de sólidos suspendidos. Y esto se establece ya que al aumentar la dosis de coagulante, la curva de sustrato va expandiéndose (Gráficas 27 y 28).

A partir de la cuarta jarra, la curva se va atenuando nuevamente (Gráfica 29), comprobando que una mayor luminosidad también mejora el aprovechamiento de sustrato en el medio, y asimismo se puede obtener una mayor producción de sólidos suspendidos totales.

#### 4.2.2 Comportamiento de la turbidez en la *Arthrospira maxima* en el primer experimento

Se observa por medio de la Gráfica 16 y 17 (Figura 31 y 32), la turbidez disminuye desde el primer día, esto se debe por la adición del coagulante, pues se forman los pequeños microflóculos lo que causa que la dispersión de partículas en el medio disminuya y con ella la turbidez.

Se contempla que las jarras 1, 2 y 3 son las que obtuvieron una mayor turbidez a lo largo de los días. En el caso de las Jarras 1 y 2, la “alta” turbiedad se debe a que poca cantidad de coagulante agregado, causa que la formación de los microflóculos sea muy escasa, con valores de turbiedad elevada. La jarra 3 obtuvo la mayor cantidad de sólidos suspendidos totales, debido a que la dosis de coagulante añadido sirve para la formación de agregados moleculares, los cuales permiten el paso de luz suficiente para el crecimiento de estos, y al crecer ocasionan que la turbidez se eleve.

En el caso de las Jarras posteriores, la turbidez no es muy elevada, esto es gracias a que a alta cantidad de coagulante añadido se forma una inversión en la carga, por lo que es muy complicado que los sólidos dispersos se junten para forman agregados, causando la muerte de la *Arthrospira maxima* y con ella, la disminución en la turbidez.



#### 4.2.3 Crecimiento de la *Arthrospira maxima* con la dosis óptima

Se puede observar en la Gráfica 18 (Figura 33) que desde el primer día, los SST aumentan con el uso de la dosis óptima de coagulante y sigue ese comportamiento hasta el día 11. También se determina que la *Arthrospira maxima* obtiene un crecimiento de hasta un 40% mayor con el uso de coagulante, que si no se utilizara.

En las Gráficas 19 y 21 (Figura 34 y 35) se observa que la cinética de la dosis de coagulante ajusta mucho mejor que la que no tiene coagulante añadido. Por lo que con esta gráfica también se confirma que, con la dosis óptima de coagulante se obtiene una tasa específica de crecimiento mayor, es decir produce mayor cantidad de microorganismos, la cual se puede apreciar de manera más clara con la siguiente tabla (Tabla 15):

Tabla 15. Parámetros cinéticos para la dosis óptima de coagulante.

| Reactor      | Dosis de coagulante (mg*L <sup>-1</sup> ) | $\mu_{\max}$ (d <sup>-1</sup> ) | K <sub>s</sub> (mg/l) | K <sub>I</sub> (lux) |
|--------------|---|---------------------------------|-----------------------|----------------------|
| Blanco       | 0   | 137.51                          | 1495.45               | 1000.00              |
| Dosis optima | 4   | 216.04                          | 983.61                | 915.02               |

La razón por la que tasas específicas máximas en este experimento son menores a comparación del experimento anterior, es la temperatura, pues aunque ambos experimentos se hicieron a temperatura ambiente, la época en la que se hizo el segundo fue en invierno, es decir, la temperatura era menor causando que el crecimiento de sólidos suspendidos totales disminuyera con respecto al experimento anterior, por consecuencia afecto también los valores de los parámetros cinéticos.

A pesar de que ambas tasas se vieron afectadas, se observa que la de la jarra que no contiene coagulante es disminuye aproximadamente el 43% de su valor anterior, por lo que, el uso de un coagulante podría servir también como amortiguante a temperaturas bajas, puesto que la

jarra que contienen la dosis óptima de coagulante disminuyo solamente un 22% de su velocidad anterior.

Con respecto a la turbidez se puede observar que las Jarras que contienen la dosis óptima de coagulante tienen una turbidez más baja, pues gracias a la cantidad de coagulante añadido se formaron los agregados, permitiendo que la dispersión de partículas disminuya y con ello la turbidez. Sin embargo se observa que en la primera jarra, empieza a haber un estancamiento y la turbidez, ya no crece tanto como en las otras jarras, esto se debe a que llega a tal punto en el que la dispersión de las partículas no permite el paso de luz, haciendo que no exista incremento tanto en los SST, como en la turbidez, a comparación de las jarras con coagulante. Con ayuda de las gráficas 19 y 20 (Figuras 34 y 35) podemos observar que el paso de la luz en la jarra que no contiene coagulante es casi nulo, puesto que la curva está demasiado cerrada, observado también un comportamiento similar en el consumo de sustrato, ambas causantes que la producción de SST haya disminuido de manera muy drástica. En las Gráficas 21 y 22 observamos que las curvas están notoriamente más alejadas, por lo que se determina que la luminosidad es mayor y por tanto hay mayor consumo de sustrato, sin embargo la diferencia entre los resultados obtenidos entre el experimento anterior y este son muy notorios.

### 4.3 CONCLUSIONES

Se determina que el uso de un coagulante polielectrolito catiónico sí ayuda a mejorar el paso de luz y por consecuencia el crecimiento de los sólidos suspendidos totales y la velocidad específica de crecimiento de la *Arthorspira maxima*, sin embargo hay una dosis en la que los sólidos permanecen más altos, esta es de 4 mg/L, con esta dosis también obtiene una  $\mu_{\max}$  mayor con valor de 279.99 día<sup>-1</sup>.

Las condiciones con las que se favorece el crecimiento de la *Arthorspira maxima* son: temperatura ambiente (20-25°C), pH de entre 9.2-10.5, velocidad a 60 RPM y con exposición LED roja 620–630 nm, añadiendo la cantidad obtenida de la dosis óptima del coagulante, la cual es de 4 mg/L.

Se verifica que el uso de un coagulante aumenta el crecimiento hasta un 40% más que si no se hiciera uso de este, por lo que el uso de esta técnica ayudaría a la producción de la *Arthrospira maxima*.

#### 4.4 BIBLIOGRAFÍA

- Aguilar, Mc.; Sáez, J.; Llorens M.; Soler, A.; Ortuño, J.; (2002); Tratamiento Físicoquímico de las Aguas Residuales: Coagulación-Floculación; Madrid, España, Universidad de Murcia, p.p 112-132.
- Alvarez, Claudia (2010). La Industria Pesquera y su influencia en la Contaminación Ambiental. Universidad Nacional Agraria La Molina, Facultad de Pesquería, Lima, Perú.
- AMERICAN WATER WORKS ASOCIATION (2002). Calidad y tratamiento del agua. Manual de suministros de agua comunitaria. 5ta edición. España: McGraw Hill.
- Andía, Cardenas Yolanda. (2000), SEDEPAL; Tratamiento de Agua, Coagulación y Floculación; Lima, Perú: *Evaluación de Platas y Desarrollo Tecnológico. TRATAMIENTO DE AGUA: COAGULACIÓN-FLOCULACIÓN.*
- Anónimo; (2017); *Potencial Zeta: Un curso completo en 5 minutos*, Zeta-Meter Inc.; [http://depa.fquim.unam.mx/amyd/archivero/PotencialZeta\\_1246.pdf](http://depa.fquim.unam.mx/amyd/archivero/PotencialZeta_1246.pdf), consultado el 19 de enero del 2020.
- Apella, María C., Araujo Paula Z.; (2005); *Microbiología del agua. Conceptos básicos*; Buenos Aires, Argentina, p.p. 34-42.
- Araujo, P. F., Capella, A. M., Moreno, R.C.; (1999), Programa de Capacitación y certificación del sector de agua potable; SENA; 2ª Edición Ministerio de Desarrollo Economico, p.p. 233.
- Arredondo, Vega B., Domenico, V.; Determinación de peso seco y contenido orgánico e inorgánico; México, p.p 23-25.

- Argento, F., Sempere, C., & Lierde, F. (2016); *Factibilidad técnica y económica de la producción de Spirulina*; Buenos Aires, Argentina: Instituto Tecnológico de Buenos Aires.
- Baca, Sergio, & Moore Roomel; (2016); Determinación de la dosis óptima del acoagulante sulfato férrico a partir del pH en el tratamiento del agua de bombeo para la recuperación de harina de pescado de la empresa pesquera CANTABRIA S.A, (tesis para obtener el título de ingeniero químico), Universidad Nacional de Trujillo, Perú.
- Balloni, Tomaselli, W.L.,Giovannetti, L.; Margueri M.C.; (1980) ; Biología fundamental del género *Spirulina*. Consiglio Nazionale delle Ricerche. Fienze-Academia dei Georgofili, CNR, Tipografia Coppini, 49-82.
- Belay, A (2002), The Potencial Application of *Spirulina (Arthrospira)* as a Nutritional and Therapeutic Supplement in Health Managment. *JANA* 5: 27-48.
- Betancourt, F.L; Producción, purificación y cracterización de la ficocianina de *Synechoccus* sp. I09201 aislada en aguas de Cuba. Tesis Dr. Cien. Universidad de Coruña España. Fac de Cienc. 1997. 11-36
- Berrenechea, Martel A.; (2004); Tratamiento de Agua para consumo humano, Capítulo 4, Coagulación; Perú; Organización Panamericana de la Salud, Manual I; p.p 165-166.
- Bolto, B., & Gregory, J.;(2007); *Organic Polyelectrolytes in Water Treatment.*, London, England.
- Bratby, J; (1980). Coagulation and Flocculation. Upllands: Croydon, England.

- Carvalho, A.; Silva, S.; Baptista, J.; Malcata, F.; (2011), *Light requirements in microalgae photobioreactors an overview of biophotonic aspects*. Appl Microbiol :1275-1288.
- Castenholz, R.W. & J.B. Waterbury, (1989); Oxygenic photosynthetic bacteria. Section 19, In: J.Y. Staley, M.P., Brayant, N., Pfenning and J.G. Holt (Eds.), *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, vol. 3, Williams and Wilkins Co., Baltimore, USA, 1710-1806.
- Chamorro G, Salazar M., Favila L., Bourges H., (1996) Farmacología y toxicología del alga *Spirulina*. Resúmen. *Rev. Invest. Clin.* 48: 389-399
- Chamorro G, Salazar M., Gomes de Lima-Araujo K, Pereira dos Santos C., Ceballos G., Fabila- Castillo L., (2002); Actualización en la farmacología de *Spirulina (Arthrospira)*, un alimento no convencional, Arch Latinoamer. Nutr. , 52: 232-240.
- Chih-Yu Wang, Chun-Chong Fu, Yung-Chuan Liu; (2007); Effects of using light-emitting diodes on the cultivation of *Spirulina platensis*, Biochemical Engineering Journal 37 ,p.p 21-25
- Ciferri, O. (1980); *Spirulina*, the edible micro-organism. *Microbiol Rev.* 1983. 47:551-578.
- Cruz, Pérez Francisco Javier, (2011); Abastecimiento de agua: Tema 6 Coagulación-Floculación; Unidersidad Politécnica de Cartagena, Colombia.
- Darley, W.M. *Alga Biology a Physiological Approach*. Blackwell Scientifican Publication. 1982.

- Deza Reynaga Enrique Deza, Mendiola Valdez Luis Miguel; (2019), Plan de negocio para cultivo de microalga *Arthrospira Platensis* como aditivo alimenticio para pollos de engorde (Tesis para el grado de Maestro en Admón.), Universidad ESAN.
- Digital Journal, (2019), Global Spirulina Market, 2019 de Digital Journal: <http://www.digitaljournal.com/pr/3972946#ixzz5e2o9B9Pu> .Consultado el 4 de Febrero del 2020
- Duarte Torres A., (1996); Evaluación de los Parametros cinéticos de la ecuación de Monod; Colombia, Bogotá; p.p. 123-125.
- Edeline, F. (1998); L'épuration physico-chimique des eaux, théorie et technologie, 4<sup>a</sup> edición, CEBEDOC, Liège, Belgica, p.p 287-305.
- Enzing, C., Ploeg, M., Barbosa, M., & Sijtsma, L. (2014). JRC Scientific and Policy Reports. Microalgae- based products for the food and feed sector; an outlook for Europe. (M. Vigani, C. Parisi & E. Rodríguez- Cerezo, Edits.) Sevilla, España: European Comission. Obtenido de <ftp://ftp.jrc.es/pub/EURdoc/JRC85709.pdf> Consultado el 3 de Febrero del 2020
- Fay P (1983), The blue-greens (*Cyanophyta- Cyanobacteria*), Arnold, Londres, U.K.; pp. 88
- Sevilla Fernández José María, (2014), Interacción de las microalgas con la luz, Universidad de Almería, Artículo.
- Fontoura, D., Radmann, M., Hartwig J., Greque, M., Viera, J.A., (2018); *Spirulina cultivated under different light emitting diodes: Enhanced cell growth and phycocyanin production.*; Bioresource Technology 256, p.p. 38-43.

- Fuentes Arderiu X., Cateñeiras Lacambra M.J., Queraltó Compañó J.M.; (1998); Bioquímica clínica y Patología molecular; EDITORIAL REVERTÉ, S.A; Volumen I., Barcelona; p.p 272-273.
- Gallego, Picó Alejandrina; Garcinuño, M.R., Morcillo, O.M.J; (2015); Experimentación en Química Analítica; UNED, Edición digital (epub), p.p 266-276.
- García, J. L., De Vicente, M., & Galan, B. (2018). Presente y futuro del cultivo de las microalgas para su uso como superalimentos. Centro de Investigaciones Biológicas-CSIC e Instituto de Biología Integrativa de Sistemas-CSIC, Madrid., <http://www.publicacionescajamar.es/pdf/publicacionesperiodicas/mediterraneo-economico/31/31-806.pdf> Consultado el 29 de enero de 2020.
- Gutiérrez, S.G., Fabila, C.L., Chamorro, C., G.; (2015), *Nutricional and toxicological aspects of Spirulina (Arthrospira)*, México, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional, Nutrición Hospitalaria; Nutr Hosp. 2015; 32(1):34-40.
- Hernán, R. (2009). Evaluación del Proceso de Coagulación – Floculación de Una Planta de Tratamientos de Agua Potable. Medellín, COLOMBIA: Universidad Nacional de Colombia.
- Hernández, P., A.; Labbé, J.,I.; (2014); Microalgas, cultivo y beneficios, Chile, Revista de Biología Marina y Oceanología, Vol.49, No. 2 On-line v ISSN 0718-1957.
- Hendricks, D.; (2006); Biological Particle Surrogates for Filtration Performance Evaluation, AWWARF, Project #181.
- Jiménez, B. (2001). La contaminación Ambiental en México. México: Editorial Limusa.



- Jiménez, H. (2012). Aplicación del Mucilago extraído de nopal (OPUNTIA FICUS-INDICA) en la Clarificación del Agua del río UCHUSUMA. Tacna: TESIS.
- Laboratorios Almar, (2004), Productos: Spirulina. Laboratorios Almar. [www.geocites.com/labalmar/spirulina.html#9](http://www.geocites.com/labalmar/spirulina.html#9) . Consultado el 29 de Enero del 2020.
- Liu Y, Xu L., Cheng N., Lin L., Zhang C., (2000) *Spirulina platensis & Leukemia* <http://www.gd-1.com/research2.htm> Consultado el 22 de Enero del 2020.
- Loosdrecht M.; (2006); Mathematical Modeling of Biofilm; IWA publishing; p.p. 12-20, 44-46
- Martínez, G., L.; (2014); Eliminación de CO2 con Microalgas Autóctonas (Tesis para optar al grado de Doctor)., Universidad de León: 29-33.
- Mangini, S. P., Prendes, H., Amsler, M. L., Huespe, J. (2003). Importancia de la floculación en la sedimentación de la carga de lavado en ambientes del río Paraná, Argentina. Ingeniería hidráulica en México, 18(3), p.p. 55-70.
- Mazille, F.; Spuhler, D. Coagulation – Flocculation, (2018): <https://sswm.info/water-nutrient-cycle/water-purification/hardwares/semi-centralised-drinking-water-treatments/coagulation-flocculation> Sustainable Sanitation and Water Management (SSWM) Toolbox Consultado el 24 de Enero del 2020
- Meticulous Research. (2017). Global Spirulina Market Outlook- 2017-2022. Obtenido de Meticulous Research: <https://www.meticulousresearch.com/product/globalspirulina-market-outlook-2017-2022/> Consultado el 5 de Febrero del 2020

- Mochamad Bagus Hermato;(2009); Identification of Algae Growth Kinetics, Wageningen University Agrotechnology and Food Science; Wageningen, Países Bajos; p.p. 12-20.
- Molina Grima E., A model for light distribution and average solar irradiance inside outdoor tubular photobioreactors for microalgal mass culture. *Biotechnol Bioeng*, 1997, p.p 701-714.
- Molina-Grima, E., Fernández-Sevilla, J.M., Sánchez Pérez, J.A., García-Camacho, F., (1996). A study on simultaneous photolimitation and photoinhibition in dense microalgal cultures taking into account incident and averaged irradiances. *Journal of Biothechnology*, 45, pp. 5969.
- Molina-Grima, E., Ación-Fernández, F.G., García-Camacho, F., Christi, Y. 1999. Photobioreactors:Light regime, mass transfer and scale up. *Journal of Biotechnology*, 70, 233-249.
- Molina-Grima, E., Ación-Fernández, F.G., García-Camacho, F., Camacho-Rubio, F., Chisti, Y., 2000. Scale-up of tubular photobioreactors. *Journal of Applied Phycology*, 12, pp. 355-368.
- Molina-Grima, E., 2009. Photobioreactor engineering and scale-up.Jornada Técnica Internacional: Producción y uso de las microalgas con fines energéticos. Madrid, 11 de Noviembre de 2009.
- Oliveira, M., Monteiro, M., Robbs P., Leite S.; (1999); Growth and chemical composition of *Spirulina maxima* and *Spirulina platensis* biomass at differet temperatura, Netherland, *Aquaculture International* 7: 261-275.

- Pepper Ian, Gerba Charles; (2020), Análisis de la curva de crecimiento bacteriano y sus aplicaciones ambientales. (Artículo). Recuperado de: <https://www.jove.com/science-education/10100/anlisis-de-la-curva-de-crecimiento-bacteriano-y-sus-aplicaciones?language=Spanish> . Consultado el 20 de Febrero del 2020.
- Persistence Market Research. (2017). Global Market Study on Spirulina: Powder Product Form Segment Anticipated to Dominate the Global Market in Terms of both Value and Volume During 2016 - 2026. Obtenido de Persistence Market Research: <https://www.persistencemarketresearch.com/marketresearch/spirulina-market.as>
- Plasencia Álvarez Juan, (2012, Octubre). Cultivo de microalgas (*Chlorella sorokiniana*) con iluminación mediante LEDs (Light Emmiting Diodes), Madrid, pp. 70-82
- Priyadarshani, I., & Rath, B. (2012). Commercial and industrial applications of micro algae – A review. *Journal Algal Biomass Utilization*, 89-100
- Ramírez Moreno Liliana, Olvera, R.R.; Uso Tradicional y Actual de *Spirulina* sp. (*Arthrospira* sp.); *Interciencia* Vol. 31. 009, Caracas, Venezuela; pp. 657-663
- Richmond, A., 1986 .*Microalgaculture*. CRC, *Critical Reviews in Biotechnology*, Richmond, A. (Ed.), 2004. *Handbook of microalgal culture: Biotechnology and applied phycology*. Ed. Blackwell Science Ltd. UK. p.p. 369-438
- Robertí Pérez Luis, (2018), Adaptación de Coagulation-Floculation, <https://sswm.info/es/gass-perspective-es/tecnologias-de-agua-y-saneamiento/tecnologias-de-abastecimiento-de-agua/coagulaci%C3%B3n-y-floculaci%C3%B3n-y-separaci%C3%B3n> Consultado el 24 de Enero del 2020.

- Robledo D. (1997), Las algas y la biodiversidad. *Biodiversitas*, 13: 2-4
- Sandoval, H.J., Rubio, D.H., (2016); Revisión de artículos sobre floculación de microalgas, BiotecFUA; Aprovechamiento de residuos agroindustriales, p.p. 114-132.
- Sánchez, M.R., Bernal, J., Rozo, C., Rodríguez, I., (2003B); *Spirulina (Arthrospira)*: An edible microorganism: A review. *Univ Sci*. 8(1): 11-12.
- Sánchez Hernández, Manuel (2019). Beneficios de la Espirulina para la salud del ser humano. <https://www.manuelsanchezhernandez.com/beneficios-de-la-espirlina/>  
Consultado el 10 de Enero del 2020
- Sánchez M., Bernal- Castillo J., Rozo C., Rodriguez I., (2003); *Spirulina (Arthrospira): an edible microorganism. A review: [www.javeriana.edu.com/universitas\\_scientiarum/vol8n1/J\\_bernal.htm](http://www.javeriana.edu.com/universitas_scientiarum/vol8n1/J_bernal.htm)*.
- Schlegel, Hans G.; Zaborosch, C.; *Microbiología General*, Ediciones Omega, S.A.; Barcelona, Segunda Edición, 1997; p.p (135-140).
- Sekar, S.; Chandromoham, G.; (2008); A method of mass cultivation of the marine cyanobacterium. In: Subramaniam G, Kaushik BD, Venkataraman GS (ed) *Cyanobacterial Biotechnology*. Science Publishers, New Hampshire.
- Singh, S., Singh, S.P.; (2015); Effect of temperatura and light on the growth of alga species: A review. Elsevier, pp. 432-442.
- TAAU Australia. (2019). Where is Spirulina produced?, de Australian Spirulina: <http://www.australianspirulina.com.au/product.html> Recuperado el 7 de Febrero de 2020

- Tillman, G.; (1996); Water Treatment: Troubleshooting and Problem Solving. Boca Raton, Florida, Estados Unidos de Norteamérica: CRC Press LCC.
- Uribe, Hernández F.; (2016); Efecto de la deficiencia de Nitrgógeno y la Radiación UV en la Actividad Fotosintetica y en los Compuestos Antioxidantes de las Cianobacterias *Spirulina (Arthrospira) maxima* y *Phormidium persicinum*. (Tesis), Centro de Investigaciones Biologicas del Noroeste, S.C., p.p 45-55.
- Vonshak, A.; Tomaselli, L. *Arthrospira (Spirulina)*: Systematics and Ecophysiology. En *The Ecology of Cyanobacteria*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, Holanda. 2008, 505-522.
- Wen-Qing, S; Si-Dong, L.; Gao-Rong, L.; Wen-Hua, W.; Qing-Xiang, Ch.; Yong-Qiang, L.; Xu-Wei, L. (2016). Investigation of main factors affecting the growth rate of *Spirulina*. *Optik –International Journal for Light and Electron Optics* 127(2016), pp. 6688-6694.
- Wanner O., Hermann E., Morgenroth E., Noguera D., Picibeano C., Rittmann B., Van Loosdreht M.; (2006); *Mathematical Modeling of Biofilm*; IWA publishing; p.p. 12-20, 44-46
- Whitton, B.; (1992); Diversity, ecology and taxonomy of the cianobacteria, In: N. Mann, N. Carr (Eds.). *Photosynthetic prokaryotes*, Plenum Press. 1-37

## ANEXOS

A continuación se muestran las tablas con los datos experimentales obtenidos durante los experimentos.

**Primer Experimento:** Datos experimentales durante determinación de la dosis óptima de coagulante.

Primera Prueba

Tabla 16. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 1. Primera Prueba

| JARRA 1. Cantidad de coagulante: 0 mg/l |     |                |      |            |                                      |
|---|-----|----------------|------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH   | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 30-jul-19                               | 1   | 685            | 9.15 | 461        | 2603                                 |
| 31-jul-19                               | 2   | 665            | 9.28 | 550        | 2550                                 |
| 01-ago-19                               | 3   | 804            | 9.48 | 620        | 2700                                 |
| 06-ago-19                               | 8   | 936            | 9.76 | 644        | 3020                                 |
| 07-ago-19                               | 9   | 940            | 9.82 | 672        | 3020                                 |
| 08-ago-19                               | 10  | 934            | 9.87 | 682        | 2980                                 |
| 09-ago-19                               | 11  | 1000           | 9.92 | 694        | 3250                                 |
| 10-ago-19                               | 12  | 1000           | 10.1 | 816        | 3300                                 |

Tabla 17. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 2. Primera Prueba

| JARRA 2. Cantidad de coagulante: 2 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 30-jul-19                               | 1   | 685            | 9.15  | 461        | 2603                                 |
| 31-jul-19                               | 2   | 716            | 9.26  | 604        | 2630                                 |
| 01-ago-19                               | 3   | 828            | 9.57  | 680        | 2800                                 |
| 06-ago-19                               | 8   | 997            | 9.82  | 812        | 3070                                 |
| 07-ago-19                               | 9   | 1000           | 9.87  | 830        | 3120                                 |
| 08-ago-19                               | 10  | 1000           | 9.92  | 892        | 3200                                 |
| 09-ago-19                               | 11  | 1000           | 10.12 | 914        | 3280                                 |
| 10-ago-19                               | 12  | 1000           | 10.33 | 926        | 3510                                 |

Tabla 18. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 3. Primera Prueba

| JARRA 3. Cantidad de coagulante: 4 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 30-jul-19                               | 1   | 685            | 9.15  | 461        | 2603                                 |
| 31-jul-19                               | 2   | 498            | 9.31  | 712        | 2670                                 |
| 01-ago-19                               | 3   | 860            | 9.68  | 748        | 2780                                 |
| 06-ago-19                               | 8   | 670            | 10.01 | 756        | 3140                                 |
| 07-ago-19                               | 9   | 725            | 10.01 | 776        | 3150                                 |
| 08-ago-19                               | 10  | 710            | 10.08 | 838        | 2950                                 |
| 09-ago-19                               | 11  | 863            | 10.29 | 982        | 3280                                 |
| 10-ago-19                               | 12  | 1000           | 10.47 | 1014       | 3330                                 |

Tabla 19. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 4. Primera Prueba

| JARRA 4. Cantidad de coagulante: 6 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 30-jul-19                               | 1   | 685            | 9.15  | 461        | 2603                                 |
| 31-jul-19                               | 2   | 668            | 9.31  | 704        | 2690                                 |
| 01-ago-19                               | 3   | 686            | 9.64  | 758        | 2640                                 |
| 06-ago-19                               | 8   | 603            | 9.95  | 768        | 3110                                 |
| 07-ago-19                               | 9   | 559            | 9.93  | 808        | 3150                                 |
| 08-ago-19                               | 10  | 552            | 10    | 836        | 3110                                 |
| 09-ago-19                               | 11  | 732            | 10.19 | 900        | 3360                                 |
| 10-ago-19                               | 12  | 788            | 10.29 | 1016       | 3430                                 |

Tabla 20. ANEXO Datos Experimentales para la Jarra 5. Primera Prueba

| JARRA 5. Cantidad de coagulante: 8 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 30-jul-19                               | 1   | 685            | 9.15  | 461        | 2603                                 |
| 31-jul-19                               | 2   | 558            | 9.34  | 586        | 2640                                 |
| 01-ago-19                               | 3   | 602            | 9.46  | 546        | 2740                                 |
| 06-ago-19                               | 8   | 677            | 9.95  | 756        | 2980                                 |
| 07-ago-19                               | 9   | 746            | 9.9   | 784        | 3080                                 |
| 08-ago-19                               | 10  | 687            | 10.01 | 812        | 3070                                 |
| 09-ago-19                               | 11  | 788            | 10.29 | 908        | 3290                                 |
| 10-ago-19                               | 12  | 867            | 10.36 | 972        | 3370                                 |

Tabla 21. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 6. Primera Prueba

| JARRA 6. Cantidad de coagulante: 10 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|--|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                    | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 30-jul-19                                | 1   | 685            | 9.15  | 461        | 2603                                 |
| 31-jul-19                                | 2   | 623            | 9.35  | 486        | 2620                                 |
| 01-ago-19                                | 3   | 694            | 9.61  | 546        | 2850                                 |
| 06-ago-19                                | 8   | 790            | 10    | 636        | 3200                                 |
| 07-ago-19                                | 9   | 915            | 10.12 | 702        | 3140                                 |
| 08-ago-19                                | 10  | 860            | 10.14 | 778        | 2810                                 |
| 09-ago-19                                | 11  | 887            | 10.24 | 836        | 3380                                 |
| 10-ago-19                                | 12  | 932            | 10.44 | 922        | 3550                                 |

- Segunda Prueba

Tabla 22. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 1. Segunda Prueba

| JARRA 1. Cantidad de coagulante: 0 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 23-sep-19                               | 1   | 660            | 9.43  | 469        | 3123                                 |
| 24-sep-19                               | 2   | 663            | 9.56  | 554        | 3220                                 |
| 25-sep-19                               | 3   | 755            | 9.64  | 592        | 3220                                 |
| 26-sep-19                               | 4   | 761            | 9.68  | 634        | 3210                                 |
| 27-sep-19                               | 5   | 765            | 9.77  | 662        | 3190                                 |
| 30-sep-19                               | 8   | 920            | 9.97  | 716        | 3380                                 |
| 01-oct-19                               | 9   | 957            | 10.02 | 738        | 3360                                 |
| 02-oct-19                               | 10  | 979            | 10.17 | 770        | 3430                                 |
| 03-oct-19                               | 11  | 992            | 10.23 | 790        | 3510                                 |
| 04-oct-19                               | 12  | 1000           | 10.29 | 802        | 3570                                 |



Tabla 23. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 2. Segunda Prueba

| JARRA 2. Cantidad de coagulante: 2 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 23-sep-19                               | 1   | 660            | 9.43  | 469        | 3123                                 |
| 24-sep-19                               | 2   | 663            | 9.58  | 608        | 3250                                 |
| 25-sep-19                               | 3   | 717            | 9.61  | 692        | 3290                                 |
| 26-sep-19                               | 4   | 747            | 9.68  | 738        | 3290                                 |
| 27-sep-19                               | 5   | 804            | 9.82  | 756        | 3360                                 |
| 30-sep-19                               | 8   | 969            | 10.07 | 810        | 3550                                 |
| 01-oct-19                               | 9   | 937            | 10.15 | 842        | 3570                                 |
| 02-oct-19                               | 10  | 971            | 10.19 | 878        | 3630                                 |
| 03-oct-19                               | 11  | 983            | 10.21 | 904        | 3710                                 |
| 04-oct-19                               | 12  | 996            | 10.27 | 974        | 3780                                 |

Tabla 24. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 3. Segunda Prueba

| JARRA 3. Cantidad de coagulante: 4 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 23-sep-19                               | 1   | 660            | 9.43  | 469        | 3123                                 |
| 24-sep-19                               | 2   | 572            | 9.58  | 634        | 3260                                 |
| 25-sep-19                               | 3   | 733            | 9.67  | 652        | 3490                                 |
| 26-sep-19                               | 4   | 715            | 9.75  | 716        | 3570                                 |
| 27-sep-19                               | 5   | 700            | 9.88  | 730        | 3670                                 |
| 30-sep-19                               | 8   | 820            | 10.18 | 810        | 4260                                 |
| 01-oct-19                               | 9   | 812            | 10.23 | 814        | 4130                                 |
| 02-oct-19                               | 10  | 875            | 10.26 | 874        | 4190                                 |
| 03-oct-19                               | 11  | 921            | 10.29 | 992        | 4250                                 |
| 04-oct-19                               | 12  | 953            | 10.31 | 1050       | 4300                                 |

Tabla 25. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 4. Segunda Prueba

| JARRA 4. Cantidad de coagulante: 6 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 23-sep-19                               | 1   | 660            | 9.43  | 469        | 3123                                 |
| 24-sep-19                               | 2   | 576            | 9.57  | 508        | 3220                                 |
| 25-sep-19                               | 3   | 410            | 9.58  | 674        | 3480                                 |
| 26-sep-19                               | 4   | 506            | 9.67  | 732        | 3540                                 |
| 27-sep-19                               | 5   | 523            | 9.78  | 778        | 3660                                 |
| 30-sep-19                               | 8   | 687            | 9.96  | 796        | 4270                                 |
| 01-oct-19                               | 9   | 657            | 10.07 | 812        | 4210                                 |
| 02-oct-19                               | 10  | 723            | 10.11 | 832        | 4220                                 |
| 03-oct-19                               | 11  | 746            | 10.14 | 896        | 4270                                 |
| 04-oct-19                               | 12  | 794            | 10.17 | 1008       | 4230                                 |

Tabla 26. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 5. Segunda Prueba

| JARRA 5. Cantidad de coagulante: 8 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|---|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 23-sep-19                               | 1   | 660            | 9.43  | 469        | 3123                                 |
| 24-sep-19                               | 2   | 479            | 9.58  | 502        | 3220                                 |
| 25-sep-19                               | 3   | 530            | 9.67  | 596        | 3260                                 |
| 26-sep-19                               | 4   | 525            | 9.73  | 592        | 3320                                 |
| 27-sep-19                               | 5   | 567            | 9.89  | 690        | 3320                                 |
| 30-sep-19                               | 8   | 799            | 10.19 | 752        | 3470                                 |
| 01-oct-19                               | 9   | 725            | 10.25 | 782        | 3470                                 |
| 02-oct-19                               | 10  | 768            | 10.29 | 814        | 3530                                 |
| 03-oct-19                               | 11  | 794            | 10.30 | 904        | 3580                                 |
| 04-oct-19                               | 12  | 804            | 10.33 | 944        | 3640                                 |

Tabla 27. ANEXO Datos Experimentales de la Jarra 6. Segunda Prueba

| JARRA 6. Cantidad de coagulante: 10 mg/l |     |                |       |            |                                      |
|--|-----|----------------|-------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                    | Día | Turbidez (NTU) | pH    | SST (mg/L) | Alcalinidad (mgCaCO <sub>3</sub> /L) |
| 23-sep-19                                | 1   | 660            | 9.43  | 469        | 3123                                 |
| 24-sep-19                                | 2   | 465            | 9.58  | 500        | 3200                                 |
| 25-sep-19                                | 3   | 480            | 9.62  | 552        | 3300                                 |
| 26-sep-19                                | 4   | 566            | 9.68  | 592        | 3400                                 |
| 27-sep-19                                | 5   | 650            | 9.81  | 610        | 3250                                 |
| 30-sep-19                                | 8   | 787            | 10.07 | 684        | 3570                                 |
| 01-oct-19                                | 9   | 796            | 10.13 | 762        | 3440                                 |
| 02-oct-19                                | 10  | 846            | 10.17 | 794        | 3500                                 |
| 03-oct-19                                | 11  | 935            | 10.22 | 822        | 3570                                 |
| 04-oct-19                                | 12  | 986            | 10.26 | 884        | 3650                                 |

**Segundo Experimento:** Datos experimentales durante evaluación de crecimiento de la *Arthrospira maxima* son la dosis óptima de coagulante y sin coagulante añadido.

Tabla 28. ANEXO Datos Experimentales de la *Arthrospira maxima* sin coagulante añadido

| JARRA 1. Cantidad de coagulante: 0 mg/l |     |                |      |            |                                      |
|---|-----|----------------|------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH   | SST (mg/L) | Alcalinidad (mgCaCO <sub>3</sub> /L) |
| 07-oct-19                               | 1   | 477            | 9.29 | 488        | 2980                                 |
| 08-oct-19                               | 2   | 486            | 9.32 | 460        | 3000                                 |
| 09-oct-19                               | 3   | 589            | 9.3  | 438        | 3010                                 |
| 10-oct-19                               | 4   | 621            | 9.33 | 494        | 3000                                 |
| 11-oct-19                               | 5   | 643            | 9.37 | 530        | 2990                                 |
| 14-oct-19                               | 8   | 730            | 9.39 | 558        | 3000                                 |
| 15-oct-19                               | 9   | 743            | 9.43 | 568        | 3020                                 |
| 16-oct-19                               | 10  | 769            | 9.47 | 582        | 3020                                 |
| 17-oct-19                               | 11  | 789            | 9.51 | 596        | 3050                                 |
| 18-oct-19                               | 12  | 814            | 9.55 | 616        | 3040                                 |

Tabla 29. ANEXO Datos Experimentales de la *Arthrospira maxima* con dosis óptima de coagulante

| JARRA 2. Cantidad de coagulante: 4 mg/l |     |                |              |            |                                      |
|---|-----|----------------|--------------|------------|--------------------------------------|
| Fecha                                   | Día | Turbidez (NTU) | pH           | SST (mg/L) | Alcalinidad (mg <sub>CaCO3</sub> /L) |
| 07-oct-19                               | 1   | 477            | 9.29         | 488        | 2980                                 |
| 08-oct-19                               | 2   | 369 ± 28       | 9.34 ± 0.23  | 489 ± 27   | 3020 ± 493                           |
| 09-oct-19                               | 3   | 380 ± 37       | 9.45 ± 0.19  | 607 ± 45   | 3070 ± 255                           |
| 10-oct-19                               | 4   | 454 ± 32       | 9.56 ± 0.22  | 584 ± 39   | 3080 ± 473                           |
| 11-oct-19                               | 5   | 490 ± 25       | 9.63 ± 0.15  | 677 ± 31   | 3160 ± 636                           |
| 14-oct-19                               | 8   | 562 ± 47       | 9.77 ± 0.25  | 705 ± 24   | 3190 ± 254                           |
| 15-oct-19                               | 9   | 594 ± 52       | 9.84 ± 0.17  | 720 ± 48   | 3160 ± 485                           |
| 16-oct-19                               | 10  | 612 ± 41       | 9.99 ± 0.21  | 741 ± 37   | 3190 ± 294                           |
| 17-oct-19                               | 11  | 635 ± 38       | 10.08 ± 0.31 | 774 ± 51   | 3205 ± 395                           |
| 18-oct-19                               | 12  | 674 ± 57       | 10.17 ± 0.23 | 808 ± 49   | 3210 ± 573                           |