

**UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONIO GUILLERMO URRELO**



**Facultad de Ingeniería**

**Carrera Profesional de Ingeniería Ambiental y Prevención de Riesgos**

**CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS FORMADORES DE  
BIOFILMS EN LOS FILTROS LENTOS DE LA PLANTA DE  
TRATAMIENTO DE AGUA POTABLE SANTA APOLONIA DE  
CAJAMARCA 2018 - 2019**

**Tesis presentada en cumplimiento parcial de los requerimientos para optar el  
Título Profesional de Ingeniero Ambiental y Prevención de Riesgos**

**Bach. Jorge Luis Pérez Idrugo  
Bach. Yorly Anthony Zárate Idrugo**

**Asesor:  
Mg. Blgo. Marco Alfredo Sánchez Peña**

**Cajamarca - Perú**

**Setiembre - 2019**

COPYRIGHT © 2019 BY  
JORGE LUIS PÉREZ IDRUGO  
YORLY ANTHONY ZÁRATE IDRUGO  
Todos los derechos reservados

**UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONIO GUILLERMO URRELO**

**FACULTAD DE INGENIERÍA**

**CARRERA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AMBIENTAL Y**

**PREVENCIÓN DE RIESGOS**

**APROBACIÓN DE TESIS PARA OPTAR TÍTULO**

**PROFESIONAL DE INGENIERO AMBIENTAL Y PREVENCIÓN DE  
RIESGOS**

**TÍTULO DE LA TESIS**

**CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS FORMADORES DE  
BIOFILMS EN LOS FILTROS LENTOS DE LA PLANTA DE  
TRATAMIENTO DE AGUA POTABLE SANTA APOLONIA DE  
CAJAMARCA 2018 - 2019**

**Presidente:** \_\_\_\_\_

**Secretario:** \_\_\_\_\_

**Vocal:** \_\_\_\_\_

**Asesor:** \_\_\_\_\_

## **DEDICATORIA**

A nuestro padre celestial por guiar mi camino, a mi madre y hermanos, porque fueron mi motivo y ejemplo para seguir adelante con sus enseñanzas, su amor, su comprensión y apoyo para llegar a crecer profesionalmente.

***Bach. Jorge Luis Pérez Idrugo***

A nuestro padre celestial por guiar mi camino, a mis padres y hermanos por su apoyo incondicional, en este camino y deseo de superación y crecer profesionalmente

***Bach. Yorly Anthony Zarate Idrugo***

## **AGRADECIMIENTO**

- Agradecer a Dios por otorgarnos salud, sabiduría y por bendecirnos con una familia que siempre nos apoya incondicionalmente.
- Agradecemos a nuestro asesor Mg. Blgo. Marco Alfredo Sánchez Peña por su tiempo y su apoyo incondicional para la realización de este trabajo de investigación.
- Se agradece a la Doctora Consuelo Plasencia Alvarado, por su orientación y su tiempo para la realización de este trabajo de investigación.
- Se agradece a la Empresa E.P.S Sedacaj S.A, por haber aprendido de ellos y por brindarnos la oportunidad de realizar este trabajo.
- Se agradece al Mg. Ing. Manuel Fernández Vargas, por habernos brindado su apoyo y confianza para la realización de este trabajo de investigación.

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación se enfoca en la caracterización de microorganismos formadores de biofilms en los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia, pues la vida útil de los filtros disminuye por la presencia de microorganismos; para ello, se realizó tres colectas: una en época de sequía y dos en épocas lluvias intensas, teniendo en cuenta la medición de los siguientes parámetros: tirante de agua, turbidez, pH, temperatura del agua y temperatura ambiental.

Se extrajeron dos tipos de muestras, una para arena y otra de sustrato de tecnopor. Se identificaron las diferentes poblaciones de especies de microorganismos en un área  $1\text{mm}^2$  de con la ayuda de la cámara Gridder Sedgewick Rafter (Model #1801 – G20. Made in USA) en donde se identificó y caracterizó, tanto para arena como para el sustrato de tecnopor, 6 phylum, 17 clases, 31 ordenes, 36 familias y 40 géneros de microorganismos. Asimismo, en gabinete, se determinó que las especies con mayor valor de importancia para dichas muestras son la *Navícula sp* con 166,756%, seguida de la *Nitzschia sp* con un valor de 158,463% y finalmente la *Spirogyra sp* con un valor de 139,73%.

De acuerdo al análisis estadístico efectuado a los resultados obtenidos, no existe correlación entre los diferentes géneros identificados y los parámetros considerados, ya que los valores de p son menores a 0,05, lo que indica que son muy parecidos, por lo tanto, no existe una correlación de directa.

**Palabras Clave:** Caracterización, microorganismos, Biofilm, filtros.

## ABSTRACT

This research work focuses on the characterization of biofilm-forming microorganisms in the slow filters of the Santa Apolonia Potable Water Treatment Plant, since the useful life of the filters is reduced by the presence of microorganisms; For this, three collections were made: one during the dry season and two during heavy rains, taking into account the measurement of the following parameters: water, turbidity, pH, water temperature and ambient.

Two types of samples were extracted, one for sand and one for technopor substrate. The different populations of species of microorganisms were identified in a 1mm<sup>2</sup> with the help of the Gridded Sedgewick Rafter chamber (Model # 1801 - G20. Made in USA) where it was identified and characterized, both for sand and for the substrate of technopor, 6 phylum, 17 classes, 31 orders, 36 families and 40 genera of microorganisms. Likewise, in the cabinet, it was determined that the species with the greatest importance for these samples are the *Navícula sp* with 166,756%, followed by the *Nitzschia sp* with a value of 158,463% and finally the *Spirogyra sp* with a value of 139,73%.

According to the statistical analysis performed on the results obtained, there is no correlation between the different genres identified and the parameters considered, since the values are less than 0,05, which indicates that they are very similar since there is no data variability.

**Keywords:** Characterization, microorganisms, Biofilm, filters.

## ÍNDICE

Dedicatoria .....	i
Agradecimiento .....	ii
Resumen .....	iii
Abstract .....	iv
<b>CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>1</b>
1. Planteamiento del problema de investigación.....	1
1.1. Descripción de la realidad problemática.....	1
1.2. Definición del problema .....	2
1.3. Objetivos.....	2
1.3.1. General .....	2
1.3.2. Especifico .....	2
1.4. Justificación e importancia .....	3
<b>CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO .....</b>	<b>5</b>
2. Fundamento teórico de la investigación.....	5
2.1. Antecedente teóricos.....	5
2.2. Bases teóricas.....	8
2.2.1. Agua .....	8
2.2.2. Contaminación del agua .....	9
2.2.3. Agua potable.....	10
2.2.4. Planta de tratamiento de agua potable .....	11
2.2.5. Filtros lentos .....	13
2.2.6. Biofilms .....	17
2.2.7. Biopelículas .....	20
2.2.8. Plancton .....	21
2.2.9. Perifiton .....	22

2.2.10.	Bacterias.....	23
2.2.11.	Algas .....	25
2.2.12.	Características .....	26
2.2.13.	Clasificación de las algas.....	30
2.2.14.	Rotíferos.....	32
2.2.15.	Crustáceos Braquiópodos .....	33
2.2.16.	Crustáceos Copépodos.....	34
2.2.17.	Anabaena .....	35
2.2.18.	Chaetophora.....	35
2.2.19.	Closterium.....	35
2.2.20.	Coelastrum.....	36
2.2.21.	Cyclotella.....	36
2.2.22.	Cymbella.....	36
2.2.23.	Desmidium.....	37
2.2.24.	Diatoma.....	37
2.2.25.	Draparnaldia.....	37
2.2.26.	Eunotia.....	38
2.2.27.	Fragilaria.....	39
2.2.28.	Frustulia .....	39
2.2.29.	Genicularia.....	39
2.2.30.	Gomphonema.....	40
2.2.31.	Gonatozygon.....	40
2.2.32.	Lecane .....	41
2.2.33.	Melosira .....	41
2.2.34.	Microcodon.....	42
2.2.35.	Microspora.....	42

2.2.36.	Mougeotia .....	43
2.2.37.	Mytilina.....	43
2.2.38.	Navícula .....	43
2.2.39.	Nitzschia .....	44
2.2.40.	Oedogonium.....	44
2.2.41.	Oscillatoria rubescens .....	44
2.2.42.	Oscillatoria tenuis .....	45
2.2.43.	Parametium .....	45
2.2.44.	Penium .....	46
2.2.45.	Phormidium .....	47
2.2.46.	Pinnularia .....	48
2.2.47.	Spirogyra.....	48
2.2.48.	Spirotaenia .....	48
2.2.49.	Stauroneis.....	49
2.2.50.	Stentor .....	49
2.2.51.	Synchaeta .....	50
2.2.52.	Synedra .....	51
2.2.53.	Tabellaria .....	51
2.2.54.	Ulothrix.....	51
2.2.55.	Zygnema .....	52
2.2.56.	Prueba de Tukey .....	53
2.2.57.	Desviación estándar .....	54
2.2.58.	Varianza.....	54
2.2.59.	Planta de tratamiento de agua potable Santa Apolonia.....	54
2.3.	Discusión teórica.....	59
2.4.	Definición de términos básicos / Marco Conceptual .....	61

2.5.	Hipótesis .....	62
2.5.1.	Operaciones de variables.....	63
CAPÍTULO III: MÉTODO DE INVESTIGACIÓN .....		64
3.	Metodología de la investigación .....	64
3.1.	Tipo de Investigación.....	64
3.2.	Diseño de Investigación.....	64
3.2.1.	Localización del área de estudio .....	65
3.3.	Población y muestra.....	67
3.3.1.	Población .....	67
3.3.2.	Muestra.....	67
3.3.3.	Unidad de análisis .....	67
3.4.	Técnicas e Instrumentos de recolección de datos .....	67
3.4.1.	Materiales y equipos.....	68
3.4.2.	Recolección de muestras .....	70
3.4.3.	Toma de muestras.....	70
3.4.4.	Conservación de muestras .....	73
3.4.5.	Trabajo de laboratorio .....	73
3.5.	Técnicas para el procesamiento y análisis de datos.....	75
3.6.	Interpretación de datos.....	76
CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....		77
4.	Resultados y discusiones.....	77
4.1.	Presentación, análisis e interpretación de los resultados .....	77
4.1.1.	Resultados del Filtro N° 1 .....	79
4.1.2.	Resultados del filtro N° 2.....	86
4.1.3.	Resultados del filtro N° 3 .....	93
4.1.4.	Análisis estadístico de pH vs Filtro.....	102

4.1.5. Análisis estadístico de Turbidez vs Filtro .....	104
4.1.6. Análisis estadístico de Temperatura del agua (°C) vs Filtro .....	107
4.1.7. Análisis estadístico de Temperatura ambiental (°C) vs Filtro.....	109
4.1.8. Análisis un solo factor: Superficie (Arena) vs Filtro .....	111
4.1.9. Análisis un solo factor: Tecnopor vs Filtro .....	113
4.1.10. Análisis estadístico de Microorganismos vs medio de crecimiento .....	114
4.1.11. Análisis estadístico de Microorganismos vs Filtro .....	115
4.2. Discusión de datos .....	117
4.3. Corroboración de Hipótesis .....	119
<b>CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....</b>	<b>120</b>
5.1. Conclusiones .....	120
5.2. Recomendaciones .....	121
<b>LISTA DE REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>122</b>
<b>ANEXOS.....</b>	<b>125</b>
ANEXO A .....	125
ANEXO B .....	129
ANEXO C .....	131

## LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Definición de variables .....	63
Tabla 2. Coordenadas de la ubicación de la Planta Santa Apolonia .....	66
Tabla 3. Fórmulas para calcular el Índice de diversidad.....	75
Tabla 4. Fórmulas para calcular el valor de p .....	75
Tabla 5. Clasificación Taxonómica de fitoplancton y Zooplancton identificados en los filtros de la PTAP Santa Apolonia Sedacaj S.A.....	77
Tabla 6. Datos recopilados del filtro N° 1, para las muestras de arena y sustrato de tecnopor - época de estiaje .....	79
Tabla 7. Resultados de población microorganismos de la muestra de arena época de estiaje - filtro N° 1.....	80
Tabla 8. Cálculo del valor de importancia de diversidad para la muestra de arena en época de estiaje - filtro N° 1.....	81
Tabla 9. Resultados de la muestra del sustrato de tecnopor, época de estiaje - filtro N° 1 .....	83
Tabla 10. Cálculo del valor de importancia de diversidad para muestra de sustrato de tecnopor en la época de estiaje – filtro N° 1 .....	84
Tabla 11. Datos del Filtro N° 2 - Época de lluvias intensas para las muestras de arena y sustrato de tecnopor.....	86
Tabla 12. Resultados de la muestra de arena época de lluvias intensas.....	87
Tabla 13. Cálculo del valor de importancia de diversidad para muestra de arena en la época de lluvias intensas – filtro N° 2.....	88
Tabla 14. Resultados de la muestra de sustrato de tecnopor - Época de lluvias intensas filtro N° 2 .....	90

Tabla 15. Cálculo del índice de importancia de diversidad para muestra de sustrato de tecnopor en la época de lluvias intensas – filtro N° 2 .....	91
Tabla 16. Datos recopilados del filtro N° 3 - época de lluvias intensas para las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	93
Tabla 17. Resultados de la muestra de arena- época de lluvias intensas filtro N° 3 .....	94
Tabla 18. Cálculo del valor de importancia de diversidad para la muestra de arena en la época de lluvias intensas – Filtro N° 3 .....	95
Tabla 19. Resultados de la muestra de sustrato de tecnopor - época de lluvias intensas filtro N° 3 .....	97
Tabla 20. Cálculo del valor de importancia de diversidad para la muestra de sustrato de tecnopor en la época de lluvias intensas – filtro N° 3 .....	98
Tabla 21. Resumen de las especies identificadas en los tres filtros para las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	101
Tabla 22. Hipótesis estadística para pH .....	102
Tabla 23. Medidas de un solo factor pH vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	102
Tabla 24. Análisis de Varianza para pH.....	102
Tabla 25. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	103
Tabla 26. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor .....	103
Tabla 27. Hipótesis estadística para turbidez .....	104

Tabla 28. Medidas de un solo factor turbidez vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor.....	104
Tabla 29. Análisis de Varianza para turbidez.....	104
Tabla 30. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	105
Tabla 31. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor .....	105
Tabla 32. Hipótesis estadística para temperatura del agua (°C).....	107
Tabla 33. Medidas de un solo factor temperatura del agua (°C) vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	107
Tabla 34. Análisis de Varianza para temperatura del agua (°C) .....	107
Tabla 35. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	108
Tabla 36. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor .....	108
Tabla 37. Hipótesis estadística de ANOVA para temperatura ambiental (°C) ...	109
Tabla 38. Medidas de un solo factor temperatura ambiental (°C) vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	109
Tabla 39. Análisis de Varianza para temperatura ambiental (°C).....	110
Tabla 40. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	110
Tabla 41. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor .....	110

Tabla 42. Medidas de microorganismos en la muestra de superficie (arena) vs los filtros .....	111
Tabla 43. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena .....	112
Tabla 44. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos en la muestra de arena .....	112
Tabla 45. Medidas de microorganismos en la muestra de sustrato de tecnopor vs los filtros .....	113
Tabla 46. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de sustrato de tecnopor.....	113
Tabla 47. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos en la muestra de sustrato de tecnopor.....	113
Tabla 48. Medidas de microorganismos vs el medio de crecimiento .....	114
Tabla 49. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	114
Tabla 50. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos vs medio de crecimiento.....	115
Tabla 51. Medidas de microorganismos vs filtro .....	115
Tabla 52. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de microorganismos en los filtros.....	116
Tabla 53. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos vs filtro .....	116
Tabla 54. Colectas de muestras para arena y sustrato de tecnopor .....	129

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Etapas del proceso del Tratamiento del Agua Potable .....	57
Figura 2. Diseño de los filtros lentos del Tratamiento del Agua Potable.....	58
Figura 3. Flujo del agua cruda de la Planta de Tratamiento Santa Apolonia. ....	58
Figura 4. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj S.A. .	66
Figura 5. Distribución de la colecta de la muestra de sustrato artificial (tecnopor) .....	71
Figura 6. Distribución dela colecta de la muestra de arena.....	72
Figura 7. Cálculo promedio para microorganismos identificados .....	73
Figura 8. Resultado de abundancia por género identificados en las doce muestras del filtro N° 1. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj S.A. Época de estiaje en la muestra de arena (noviembre, 2018) .....	82
Figura 9. Resultado de abundancia por género identificadas en las doce muestras del filtro N° 1 - Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj S.A. Época de estiaje en la muestra de sustrato de tecnopor (noviembre, 2018)..	85
Figura 10. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las nueve muestras del filtro N° 2. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj SA. época de lluvias intensas en la muestra de arena (diciembre, 2018).....	89
Figura 11. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las nueve muestras del filtro N°2. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj SA. Época de lluvias intensas en la muestra de sustrato de tecnopor (diciembre, 2018). .....	92

Figura 12. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las cuatro muestras del filtro N° 3 Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj SA. época de lluvias intensas en la muestra de arena (enero, 2019).....	96
Figura 13. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las doce muestras del Filtro N°3. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia – Sedacaj SA. Época de lluvias intensas en la muestra de sustrato de tecnopor (enero, 2019). .....	100
Figura 14. Diagrama de pH para las muestras de arena y sustrato de tecnopor..	103
Figura 15. Diagrama de turbidez para las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	106
Figura 16. Diagrama de temperatura del agua (°C) para las muestras de arena y sustrato de tecnopor.....	108
Figura 17. Diagrama de temperatura ambiental (°C) para las muestras de arena y sustrato de tecnopor.....	111
Figura 18. Diagrama de microorganismos en la muestra de arena en los tres filtros .....	112
Figura 19. Diagrama de microorganismos en la muestra de sustrato de tecnopor en los filtros .....	114
Figura 20. Diagrama de microorganismos vs medio de crecimiento para las muestras de arena y sustrato de tecnopor .....	115
Figura 21. Diagrama de microorganismos vs filtro.....	116
Figura 22. Gonatozygon sp .....	125
Figura 23. Navícula sp .....	125
Figura 24. Drapanaldia sp .....	125

Figura 25. Daphnia sp .....	125
Figura 26. Nitzschia sp.....	125
Figura 27. Closterium sp .....	125
Figura 28. Diatoma sp .....	126
Figura 29. Tabellaria sp.....	126
Figura 30. Ulotrix sp .....	126
Figura 31. Nitzschia sp .....	126
Figura 32. Navicula sp .....	126
Figura 33. Spirogyra sp .....	126
Figura 34. Fijación de las muestras de sustrato de tecnopor de 5x5 cm en los filtros lentos .....	127
Figura 35. Colecta de la muestra de sustrato de arena y de sustrato de tecnopor en los filtros lentos.....	127
Figura 36. Medición del tirante de agua y de la temperatura del agua en los filtros lentos .....	127
Figura 37. Medición del pH y la turbiedad en el laboratorio de la EPS de Sedacaj SA – Santa Apolonia.....	128
Figura 38. Resultados de las muestras de sustrato de tecnopor y arena, con su respectivo etiquetado.....	128
Figura 39. Identificación las muestras en 1mm <sup>2</sup> con la cámara Gridder Sedgewick Rafter para la muestra de arena en el laboratorio de Ecología de la Universidad Nacional de Cajamarca .....	128
Figura 40. Análisis las muestras en 1mm <sup>2</sup> con cámara Gridder Sedgewick Rafter para la muestra de sustrato de tecnopor .....	129

Figura 41. Identificación de las diferentes poblaciones bajo la supervisión del Mg. Blgo. Marco Sánchez Peña. ....	129
Figura 42 Autorización para la realización de tesis .....	131

# **CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN**

## **1. Planteamiento del problema de investigación**

### **1.1. Descripción de la realidad problemática**

La Planta de Tratamiento de Agua Potable (PTAP) Santa Apolonia viene captando un promedio de 70 litros por segundo en los meses de lluvia (diciembre - abril), y un caudal mínimo de 30 litros por segundo en época de estiaje, pasando por una serie de procesos desde sedimentación, floculación y filtración; siendo esta última etapa afectada por fenómenos hidrológicos y climáticos, los cuales ayudan a la proliferación de biofilms.

Los microorganismos que conforman los biofilms son diversos y su desarrollo se debe a las condiciones ambientales como la temperatura, radiación solar, pH, turbidez, entre otras; y también a la presencia de nutrientes en el agua cruda. El crecimiento de biofilms interviene directamente en el proceso de tratamiento del agua potable, incrementando su costo de producción, por el uso de sustancias químicas, como el sulfato de cobre, utilizado para evitar que los microorganismos se adhieran a las paredes de los filtros.

La proliferación de microorganismos formadores de los biofilms se da sobre todo en épocas de estiaje, lo que conlleva a realizar mantenimiento constante de los filtros lentos en la planta de tratamiento, puesto que, de no hacerlo, pierden su capacidad filtrante y se tiene que

cambiarlos (arena), acarreado un sobrecosto en la producción de agua potable.

Los microorganismos que forman los biofilms son de diversa especie y género, por lo que su control necesita de mecanismos diversos. Es de suma importancia identificarlos y clasificarlos taxonómicamente, permitiéndonos proponer las medidas más adecuadas para su control; ello se verá reflejado en un menor costo de producción de agua potable en las plantas de tratamiento.

## **1.2. Definición del problema**

¿Qué microorganismos formadores de biofilms están presentes en los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable?

## **1.3. Objetivos**

### **1.3.1. General**

- Caracterizar los microorganismos formadores de biofilms en los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable de Santa Apolonia.

### **1.3.2. Específicos**

- Identificar y clasificar taxonómicamente los microorganismos formadores de biofilms presentes en los filtros lentos en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia.

- Analizar las características poblacionales (dominancia, frecuencia, densidad poblacional, densidad y valor de importancia) de los microorganismos identificados en los biofilms presentes en los filtros lentos en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia.
- Determinar el valor de significancia a través de prueba ANOVA, para los siguientes parámetros; pH, turbidez, temperatura del agua y temperatura ambiental.
- Realizar propuestas conceptuales sobre posibles alternativas de reducción de los microorganismos formadores de biofilms presentes en los filtros lentos en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia.

#### **1.4. Justificación e importancia**

Los microorganismos formadores de biofilms provocan un impacto negativo en las plantas de tratamiento de agua potable. Es importante buscar soluciones para su reducción o eliminación en los filtros lentos, ya que interrumpen el proceso de tratamiento de agua potable e incrementan el costo de producción.

La Empresa Prestadora de Servicios Sedacaj S.A., en reiteradas ocasiones ha tratado de reducir la proliferación de microorganismos formadores de biofilms; sin embargo, estas actividades se han ejecutado de forma empírica, mas no en un marco de investigación científica; por ello, es importante realizar una caracterización taxonómica de los

microorganismos formadores de biofilms presentes en los filtros lentos, ya que nos permitirá dar soluciones ha dicho problema.

Al caracterizar a los microorganismos formadores de biofilms, vamos a estar en la capacidad de realizar propuestas, a nivel teórico, para su control, tanto antes de que lleguen a la planta (medio ambiente) y dentro de la misma; lo que nos permitirá producir agua potable en mejores condiciones de salubridad para la población.

## CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO

### 2. Fundamento teórico de la investigación

#### 2.1. Antecedente teóricos

Lucero y Paredes (2017) en su trabajo de investigación titulado “Determinación del índice trófico de la calidad de agua a partir de presencia de diatomeas epilíticas en el río Cutuchi, sector Lasso, Cantón Latacunga”, determinó la calidad del agua en base a la presencia de diatomeas epilíticas en el Río Cutuchi, mediante una identificación taxonómica de cada especie; se indica la presencia de 53 especies, 21 familias de diatomeas epilíticas; siendo las especies más representativas *Nitzschia incospicua* 38,9 % del total de especímenes, familia: *Bacillariaceae*; *Navicula erifugia* 11,1 % familia *Naviculaceae*; *Achnantheidium straubianum* 5,5 % familia: *Achnanthaceae*; *Brachysira microcephala* 5,1 % familia: *Brachysiraceae*. Se obtiene un índice de diversidad de 2,78 nits/ind<sup>2</sup>. (nits: unidad de logaritmo natural), concluyendo que la diatomea nos da un rango más claro del estado ecológico del agua.

Saavedra (2015) en su trabajo de investigación titulado “Diversidad Algal en el Canal Daniel Escobar y la Planta de Tratamiento de Agua Potable Curumuy”, se logró identificar durante los periodos de diciembre del 2012 a junio del 2013, 53 especies, 43 géneros, 30 familias, 16 órdenes y 5 divisiones de fitoplancton. La división *Chlorophyta* tuvo el mayor número de especies (24), seguido de *Bacillariophyta* (16), *Cyanophyta*

(8), Euglenophyta (3) y Pyrrophyta (2). La mayor densidad total se presentó en el mes de mayo en la estación E8 y la menor densidad total en el mes de febrero en las estaciones E7 y E8; Obteniendo los valores, para el Índice de Shannon Wiener, bajos y estuvieron comprendidos entre: 0,0729 (mayo, E8) y 2,603 (junio E4). Además, las estaciones presentan una similitud de especies, pues los valores del índice de Sorensen son mayores al 0,5.

Gómez (2015) en su trabajo de investigación titulado “Análisis de la Formación y Eliminación de Biofilms en la Red de Agua de Distribución de Agua Potable de Santa Marianita, Cantón Arenillas, Provincia el Oro” se analizó la formación y eliminación de biofilms, el cual contamina el agua potable de la que se abastece el sector; para ello se realizó cortes en la red para verificar la existencia de microorganismos. Con los cortes se descubrió una capa de 0,5 mm y de 0,8 mm aproximadamente, se analizó en laboratorio y se determinó que el agua tenía bajos índices de cloro residual, no entre los rangos que indicaba la norma INEN 1108; llegando a la conclusión que el biofilm en crecimiento es independiente del sustrato biomaterial subyacente. Otra conclusión a la que arribaron es que la plata interrumpe los procesos metabólicos de los microorganismos, llevando a la muerte celular, ya que genera su efecto antimicrobiano por elución progresiva de los materiales expuestos.

Jaramillo (2013) en su trabajo de investigación titulado “Evaluación de una Manta Sintética no Tejida en un Sistema Piloto de Filtración Lenta

para el Tratamiento de Agua”, evalúa la remoción de turbiedad, color aparente, materia orgánica con tasa de filtración de  $6,9 \text{ m}^3/\text{m}^2 \times \text{día}$  y  $12\text{m}^3/\text{m}^2 \times \text{día}$ ; asimismo, se realizó seguimiento a la capa biológica, en donde se determinó que a medida que pasa el tiempo la remoción va disminuyendo por el crecimiento de la capa biológica y de las algas verdes y pardas en su interior. Entre las poblaciones más comunes encontradas fueron: algas diatomáceas con un 37%, *Synedra*, *Pinularia stauroneis* y *Gonmphonemas* con un 30%, amebas en un 19% de la comunidad de microorganismos y cianobacterias constituye un 7% del total de la comunidad; siendo las algas diatomeas las más obturadoras.

Asimismo, Yezid Solarte (2013) en su trabajo Titulado “Estudio de Comunidades de Protozoos en Filtros Lentos de Arena” evaluó las poblaciones de los microorganismos en dos filtros, el primero (FL1) expuesto a radiación solar, en tanto que el segundo filtro (FL2) se cubrió con polietileno de color negro. Utilizando el método del cuadrante y teniendo en cuenta las dimensiones de los filtros, se obtuvieron como resultados las mismas poblaciones de microorganismos en los dos filtros, pero con diferencias en el número de individuos, así, en el filtro FL1 predominaron las algas filamentosas y en el FL2 las algas unicelulares.

Sánchez, Latorre y Galvis (2002) en su artículo científico titulado “Comportamiento de la población de algas y protozoos después de la limpieza de la biomembrana en un filtro lento en arena”, examinaron el efecto de la limpieza de la biomembrana sobre poblaciones de algas y

protozoos en un filtro lento, con la técnica de raspado y arado del filtro. Se determinó el tiempo en que tardan en recuperarse las poblaciones, obteniendo como resultados un patrón de crecimiento en forma de “S”, representado a través de un modelo logístico. El periodo de recuperación para la técnica de raspado, abarcó en algas entre 44 y 275 horas, protozoos entre 68 y 320 horas y; con arado, algas entre 128 y 260 horas, protozoos entre 200 y 210 horas.

## **2.2. Bases teóricas**

### **2.2.1. Agua**

El agua es un compuesto con características únicas, de gran significación para la vida, el más abundante en la naturaleza y determinante en los procesos físicos, químicos y biológicos que gobiernan el medio natural. Hoy en día se sabe que la molécula de agua resulta de la combinación de un átomo de oxígeno con dos de hidrógeno: molécula aparentemente simple, pero cuyas propiedades extraordinarias constituyen el fundamento mismo de la vida terrestre. (García et al., 2015, p.115)

El agua, además de ser una sustancia imprescindible para la vida, por sus múltiples propiedades, es ampliamente utilizada en actividades diarias tales como la agricultura (70% al 80%), la industria (20%), el uso doméstico (6%), entre otras, convirtiéndose en uno de los recursos más apreciados en el planeta. De ahí la

importancia de conservar y mantener la calidad de las fuentes naturales, de manera que se garantice su sostenibilidad y aprovechamiento para las futuras generaciones. (Arcos, Ávila, Estupiñán y Gómez, 2005, p.70)

### **2.2.2. Contaminación del agua**

Ríos, Agudelo y Gutiérrez (2017), afirman: “Las principales actividades que favorecen la contaminación de aguas son las agropecuarias como movilización de animales, cultivos, abonos orgánicos mal procesados y disposición inadecuada de aguas residuales que afectan la calidad microbiológica de las fuentes de agua”. (p.237)

El agua apta para consumo humano puede contaminarse cuando entra al sistema de distribución, a través de conexiones cruzadas, rotura de las tuberías del sistema de distribución, conexiones domiciliarias, cisternas y reservorios defectuosos, grifos dañados y durante el tendido de nuevas tuberías o reparaciones realizadas sin las mínimas medidas de seguridad. De igual manera, la construcción defectuosa en las estructuras de pozos o depósitos y ausencia o irregular mantenimiento de estas instalaciones son causas que predisponen el ingreso y multiplicación de microorganismos a partir de distintas fuentes. Además, existen otros factores que permiten el desarrollo de microorganismos en el agua dentro de los sistemas de distribución

y almacenamiento como: cantidad y tipo de nutrientes, oxígeno, temperatura, pH, concentración de desinfectante y material de las tuberías. (Arcos et al., 2005, p.70)

### **2.2.3. Agua potable**

El agua potable, definida como “adecuada para el consumo humano y para todo uso doméstico habitual, incluida la higiene personal”, es libre de microorganismos causantes de enfermedades. Las posibles consecuencias de la contaminación microbiana para la salud son tales que su control debe ser objetivo primordial y nunca debe comprometerse. La presencia o aumento de bacterias, parásitos, virus y hongos en el agua surge usualmente por efecto directo o indirecto de cambios en el medio ambiente y en la población tales como urbanización no controlada, crecimiento industrial, pobreza, ocupación de regiones antes deshabitadas, y la disposición inadecuada de excretas humanas y animales. Los cambios relacionados con las actividades antropogénicas se ven reflejados directamente en el entorno y, por consiguiente, en el recurso hídrico. (Ríos-Tobón, Agudelo-Cadavid y Gutiérrez-Builes, 2017, p.237)

La vigilancia y control del agua para consumo humano está definida como la evaluación y examen, de forma continua y vigilante, desde el punto de vista de la Salud Pública, de la inocuidad y aceptabilidad de los sistemas de abastecimiento de

agua de consumo. Incluye conocer la calidad del agua en sus fuentes y sistemas de potabilización, identificar los microorganismos y las formas parasitarias macroscópicas presentes en ella, con el fin de establecer medidas de intervención y conservación del recurso hídrico y, por tanto, evitar la propagación de contaminantes y enfermedades transmitidas por el agua a la población. (Ríos-Tobón, Agudelo-Cadavid y Gutiérrez-Builes, 2017, p.238)

#### **2.2.4. Planta de tratamiento de agua potable**

Se denomina Planta de Tratamiento de Agua Potable (PTAP) al conjunto de estructuras en las que se trata el agua de manera que se vuelva apta para el consumo humano.

Según Chulluncuy (2011), en el tratamiento del agua para consumo humano se emplean diferentes procesos; la complejidad de estos dependerá de las características del agua cruda. A continuación, describiremos los principales:

##### **a. Cribado**

“En este proceso se eliminan los sólidos de mayor tamaño que se encuentran en el agua (ramas, madera, piedras, plásticos, etcétera) por medio de rejas, en las que estos materiales quedan retenidos”. (Chulluncuy, 2011, p.156)

## **b. Coagulación – floculación**

“La coagulación consiste en la adición de coagulantes con el fin de desestabilizar las partículas coloidales para que sean removidas. Este proceso ocurre en fracciones de segundo, depende de la concentración del coagulante y del pH final de la mezcla. Mientras que la floculación es el proceso por el cual las partículas desestabilizadas chocan entre sí y se aglomeran formando los floc”. (Chulluncuy, 2011, p.156)

## **c. Sedimentación**

“Es el proceso físico mediante el cual las partículas en suspensión presentes en el agua son removidas o separadas del fluido, debido al efecto de la gravedad. Dichas partículas deberán ser más densas que el agua, y el resultado que se obtenga será un fluido clarificado y una suspensión más concentrada”. (Chulluncuy, 2011, p.157)

## **d. Filtración**

“Es un proceso que consiste en la separación de partículas y pequeñas cantidades de microorganismos (bacterias, virus) a través de un medio poroso. Es la fase responsable de que se cumplan los estándares de calidad para el agua potable. Desde el punto bacteriológico, los filtros tienen una eficiencia de remoción superior a 99%. El tamaño de las partículas que quedan

retenidas en mayor o menor proporción en los granos del lecho filtrante varía desde flóculos de 1mm hasta coloides, bacterias y virus inferiores a  $10^{-3}$  mm. Cuando el floc tiene un volumen mayor que el de los poros del lecho filtrante quedará retenido por cernido en los intersticios del lecho; sin embargo, en el caso de las bacterias cuyo tamaño es mucho menor que el de los poros quedarán removidas por una serie de fenómenos”. (Chulluncuy, 2011, p.157)

#### **e. Desinfección**

“Es el último proceso de tratamiento del agua, que consiste en la destrucción selectiva de los organismos potencialmente infecciosos. Lo que significa que no todos los organismos patógenos son eliminados en este proceso, por lo que requieren procesos previos como la coagulación, sedimentación y filtración para su eliminación”. (Chulluncuy, 2011, p.157)

#### **2.2.5. Filtros lentos**

La filtración lenta en arena es el sistema de tratamiento de agua más antiguo utilizado por la humanidad. Es muy sencillo y efectivo porque copia exactamente el proceso de purificación que se da en la naturaleza al atravesar el agua de lluvia a los estratos de la corteza terrestre hasta encontrar los acuíferos o ríos subterráneos. La filtración biológica (o filtración lenta) se consigue

al hacer circular el agua cruda a través de un manto poroso de arena. Durante el proceso las impurezas entran en contacto con la superficie de las partículas del medio filtrante y son retenidas, desarrollándose adicionalmente procesos de degradación química y biológica que reducen a la materia retenida a formas más simples, las cuales son llevadas en solución o permanecen como material inerte hasta un subsecuente retiro o limpieza. (Cánepa, 2014, p.2)

Blasio y Palacios (2014) afirman: La filtración biológica consiste en circular agua cruda a través de arena. El principio consiste en la formación de una capa biológica, desarrollándose procesos de degradación química y biológica que reducen la materia retenida a formas más simples.

Los filtros contienen los siguientes componentes:

- a. **Caja del filtro:** se determina por lecho de arena, capa de soporte y sistema de drenaje, agua sobrenadante y borde libre. (Blasio y Palacios, 2014 p.14)
- b. **Capa sobrenadante de agua cruda:** proporciona carga hidráulica para pasar agua sobre el lecho filtrante, crea un periodo de retención. (Blasio y Palacios, 2014 p.14)
- c. **Lecho de arena filtrante:** compuesto por material granular (arena). Se describe en función de diámetro efectivo y coeficiente de uniformidad. (Blasio y Palacios, 2014 p.14)

- d. Sistema de drenaje: sirve para:** soporte de material filtrante, asegura recolección uniforme del agua, llenado de los filtros. (Blasio y Palacios, 2014 p.14)
  
- e. Estructura de entrada y salida: sirve para:** regular caudales de ingreso, ingreso de flujo uniforme, drenaje, graduación del líquido sobrenadante. (Blasio y Palacios, 2014 p.14)
  
- f. Dispositivos reguladores:** sirven para controlar operaciones más importantes por medio de válvulas, vertederos y otros dispositivos. (Blasio y Palacios, 2014 p.14)

Los mismos autores destacan como ventajas de este tratamiento que mejora la calidad física, química y bacteriológica del agua sin uso de químicos, además de una operación sencilla, económica y eficaz.

El diseño consta de dos etapas:

**a. Primera**

- Definir capacidad del almacenamiento.
- Aprovechar infraestructura existente.
- Identificar alternativas de pre tratamiento.
- Estimar costos de construcción, operación y mantenimiento.

## **b. Segunda**

- Conceptualización y ejecución del diseño estructural.
- Definición de especificaciones técnicas: materiales y equipos utilizados en diseño. (p. 14-16)

Darío, Latorre y Galvis (2015) con respecto a los microorganismos que se desarrollan en los filtros lentos de arena, afirman:

El crecimiento biológico se da en el lecho de arena, especialmente sobre la superficie se forma una capa de depósitos inertes y material biológico llamado biomembrana. Tanto la biomembrana como el crecimiento biológico sobre el lecho, tienen un rol importante sobre la efectividad de la filtración lenta en arena. Ambos pueden requerir semanas o meses para desarrollarse. Cuando la biomembrana se ha desarrollado completamente hasta el punto en el cual se colmata la superficie del medio filtrante, causa pérdidas de carga mayores a las establecidas inicialmente, y entonces el filtro deberá ser drenado y la capa superficial tendrá que ser removida (entre 1 y 2 cm.). Estudios previos en filtración lenta en arena han presentado que la población bacteriana declina con la profundidad en el filtro, sugiriendo esta situación que gran parte de la cantidad de biomasa en el filtro está asociada con la biomembrana. (p.42)

### **2.2.6. Biofilms**

En un principio, el estudio de los biofilms estuvo ligado al ensuciamiento biológico o biofouling que causaba problemas en la industria definiéndose a los biofilms o biopelículas como una comunidad de bacterias adheridas a una superficie sólida e inmersa en un medio líquido. Estudios posteriores, con técnicas más avanzadas permitieron a Donlan en 2002 efectuar una descripción ampliamente aceptada de un biofilms, estableciendo que es “una comunidad microbiana sésil, caracterizada por células que están adheridas irreversiblemente a un sustrato o interfase, o unas con otras, encerradas en una matriz de sustancias poliméricas extracelulares que ellas han producido, y que exhiben un fenotipo alterado en relación con la tasa de crecimiento y transcripción génica”.

Resulta interesante que, a pesar de que los biofilms pueden estar formados por una o más especies de diferentes géneros, los mismos presentan similitudes en relación a las características estructurales y al comportamiento resultante. Por ejemplo, el tipo de estructuras observada para las microcolonias de biofilms maduros es, sorprendentemente, similar para comunidades de una o más especies que crecen en diferentes tipos de hábitat. (Nazar. 2007, p. 1)

Ramos et al. (2012) definen a los biofilms de la siguiente manera: Los biofilms son estructuras colectivas de microorganismos que se forman en presencia de agua y se adhieren a superficies. Estas comunidades están revestidas por una capa protectora que ellas mismas segregan. De este modo, las bacterias que forman parte de los biofilms son capaces de resistir a los biocidas y a los antibióticos de un modo más eficaz que aquellas que viven como organismos libres, soportando dosis considerablemente altas de antimicrobianos. (p.2)

Las características que tienen las bacterias para su acumulación neta es controlada por cuatro procesos: crecimiento, deposición, decaimiento y separación. El crecimiento es proporcional a la tasa de utilización de sustrato, el cual depende de la cantidad de biomasa adherida, del transporte de masa y de la cinética de utilización de sustrato. La deposición de bacterias suspendidas, la que además incrementan la acumulación de biomasa adherida, está controlada por la concentración de bacterias suspendidas y por parámetros físico-químicos que afectan el transporte y adherencia sobre la superficie. La biomasa decae primero que todo por el suministro de energía para el mantenimiento, reduce la biomasa adherida y ocurre en proporción a la biomasa activa. El desprendimiento puede ser el mayor mecanismo de pérdida de la biomasa adherida y la mayor fuente de biomasa suspendida, la tasa de desprendimiento es proporcional

a la cantidad de biomasa adherida y a las fuerzas hidrodinámicas.  
(Darío, Latorre y Galvis, 2015, p.45)

El biofilm es una población de células que crecen unidas a una superficie envueltas en una matriz de exopolisacáridos.  
(Herrera, 2004, p.71)

La formación de biopelículas (biofilms) es un suceso natural en los ambientes acuáticos, inclusive en los sistemas de distribución de agua, constituyéndose entre otros en el interior de las tuberías. En ocasiones, el flujo de agua es mínimo en las paredes de los tubos estancándose cuando los dispositivos no están en uso. Las partículas precipitan desde el agua hacia la cara interna de las conducciones, promoviendo la adherencia de microorganismos planctónicos. Una vez que estos llegan a ser sésiles cambian su fenotipo, presentando después de la adherencia un lapso de tiempo asociado a la superficie en el que entran en una fase de crecimiento y producción de exopolisacáridos, recubriéndolos en una capa de “limo”. Dentro de las biopelículas los microorganismos pueden señalizarse, transferir nutrientes e intercambiar material genético. Los exopolisacáridos insolubles escudan a los microorganismos de los desplazamientos y de la penetración por organismos predadores, antibióticos y desinfectantes; entonces la capa exterior crece rápidamente pudiéndose formar “enjambres de células”. De esto se deduce que,

en caso de que aconteciese la separación de microorganismos de las biopelículas, podrían producirse infecciones; tanto por su ingestión como por aerosolización de los mismos. (Gea y Loza, 2012, p.46)

Gea y Loza (2012), también afirman: Debido a la diversidad de biopelículas y al desarrollo de fenotipos especiales, los microorganismos de las biopelículas no son tan susceptibles a los biocidas como los planctónicos. Una vez que los microorganismos se adhieren a las superficies el desarrollo de los fenotipos en las biopelículas se produce rápidamente y a no ser que se realicen desinfecciones regulares, será muy difícil prevenir completamente la formación de la biopelícula. La eliminación y destrucción de biopelículas establecidas requiere tratamientos severos, mayormente usando biocidas oxidantes. Sin embargo, dependiendo de la naturaleza de las biopelículas diferentes biocidas pueden ser útiles, aplicándose selectivamente bajo condiciones prácticas. (p.46)

### **2.2.7. Biopelículas**

Biopelículas o biofilms son términos que usualmente se utilizan para nombrar a una comunidad microbiana sésil que se adhieren a un sustrato o interfase. Van Leeuwenhoek, en el siglo XVII, fue el primero en descubrir la presencia de microorganismos adheridos a superficies dentales, por lo que se le reconoce como el

descubridor de las biopelículas bacterianas. En la década de los 70', Characklis estudió los lógamos microbianos en sistemas de agua industriales. Recién, en el año 2002, Donlan acuñó el término biofilm (en idioma inglés) o biopelícula (para el idioma español). (Nazar, 2007, p.61)

“Una biopelícula, conocida habitualmente como ‘biofilm’ es una comunidad sésil muy dinámica de microorganismos, caracterizada por células irreversiblemente unidas a un sustrato o interfaz o entre sí, embebidas en una matriz extracelular de sustancias polimerizadas producidas por ellas y que exhiben un fenotipo alterado con respecto al índice de crecimiento y transcripción de genes”. (Farinati, 2010, p.3)

#### **2.2.8. Plancton**

El plancton es una comunidad acuática constituida por organismos vegetales fotosintéticos (fitoplancton), representados principalmente por microalgas, las cuales forman parte de varios grupos (algas verdes, rojas, diatomeas, fito flagelados, cianobacterias). La mayoría vive sin movimiento, en la zona fótica, suspendidos y a merced de los movimientos del agua. El otro constituyente de esta comunidad es el zooplancton, representado por organismos animales invertebrados, cuya característica distintiva es su tamaño, mayormente microscópico, con movilidad limitada y dependientes de los movimientos verticales y

horizontales del agua. Ambos componentes de esta comunidad se encuentran muy bien representados en ambientes acuáticos que no poseen corriente (lenticos) como lagunas, lagos, bofedales, embalses y estanques. (Ministerio del Ambiente MINAM, 2014, p.12)

### **2.2.9. Perifiton**

Perifiton es la matriz de algas y microorganismos heterótrofos adherida a estructuras sumergidas en casi todos los ecosistemas acuáticos.

Son los productores primarios y, por lo tanto, sensibles, al cambio ambiental en ambientes loticos. Esta cualidad ha adquirido un valor importante en el estudio de los lagos, ya que se utilizan como bioindicadores debido a que miden y cuantifican la magnitud del estrés, así como las características del hábitat y la respuesta ecológica al daño de un ecosistema. Las microalgas que lo conforman son sensibles a las fluctuaciones internas del cuerpo de agua y a las condiciones ambientales que prevalecen, viéndose afectada su distribución.

Debido a que esta comunidad se adjunta al sustrato, se puede integrar de forma física y química a las perturbaciones de la corriente y de los nutrientes.

Características de la comunidad del perifiton:

- De manera natural presenta un gran número de especies.
- Identificación de especies a un nivel experimentado por los biólogos.
- Facilidad de la toma de muestras, ya que si bien se requiere personal capacitado no se necesitan muchas personas.

(MINAM, 2014, p. 26)

### **2.2.10. Bacterias**

Las poblaciones bacterianas tienen la habilidad de adaptarse rápida y óptimamente a los cambios en los ambientes en los que existen. De esta manera, en ambientes propicios con ausencia o baja incidencia de factores estresantes se las pueda encontrar en forma individual, también llamada planctónica. Sin embargo, los cambios bruscos en el ambiente que las rodea, entre ellos, la baja presión de oxígeno, o la presencia de antimicrobianos, conducen a un cambio importante en el comportamiento de la bacteria individual, la cual tiende a contactar y “comunicarse” con las bacterias aledañas para conformar una pátina bacteriana, llamada biofilm. (Meneses y Landoni, 2012, p.45)

Las bacterias que se encuentran más frecuentemente en el agua son las bacterias entéricas que colonizan el tracto gastrointestinal del hombre y son eliminadas a través de la materia

fecal. Cuando estos microorganismos se introducen en el agua, las condiciones ambientales son muy diferentes y por lo tanto su capacidad de reproducirse y de sobrevivir son limitadas. Debido a que su detección y recuento a nivel de laboratorio son lentos y laboriosos, se ha usado el grupo de las bacterias coliformes como indicadores, ya que su detección es más rápida y sencilla. (Arcos, Ávila, Estupiñán y Gómez, 2005, p.72)

Los biofilms están estructurados principalmente por grandes colonias de bacterias sésiles incrustadas en una matriz polimérica extracelular o glicocálix. Las células bacterianas, que componen el 15% - 20% del volumen, no se dividen al interior de los biofilms, lo cual podría atribuirse al hecho de adoptar un fenotipo alterado, diferente al de las mismas bacterias en estado de libre flotación. La matriz es muy hidratada debido a que incorpora grandes cantidades de agua dentro de su estructura, llegando este elemento a representar hasta el 97% de ésta. Además de agua y gérmenes, la matriz está formada por exopolisacáridos, los que constituyen su componente fundamental, producidos por los propios microorganismos integrantes. En menor cantidad se encuentran otras macromoléculas como proteínas, ácidos nucleicos, y diversos productos que proceden de la lisis bacteriana. (Nazar, 2007, p.63)

Los exopolisacáridos pueden estar asociados con iones metálicos y cationes bivalentes. Pueden tener carga neutra o carga

polianiónica, según el tipo de exopolisacárido, lo que les permitiría interactuar con distintos antimicrobianos, de forma tal que estos pueden quedar atrapados en la matriz sin capacidad para actuar sobre las bacterias. (Nazar, 2007, p.63)

### **2.2.11. Algas**

Las microalgas son organismos autótrofos fotosintéticos, producen su propio alimento; en su gran mayoría son unicelulares, forman filamentos o placas de células; pero cada individuo es independiente, no tiene movimiento o es muy limitado. Las microalgas perifíticas representan una de las comunidades con mayor variabilidad espacial en términos de biomasa y composición (50), ninguna de la especie mantiene a lo largo del año un tamaño considerable de su población, en parte debido a que las perturbaciones en los ecosistemas modifican su estructura. Las comunidades perifíticas responden a ciertas condiciones para su distribución y abundancia, entre ellas se cuenta: las condiciones fisicoquímicas del agua y la red de drenaje de los sistemas, así como del tipo de sustrato, la hidrología, la desecación, el pastoreo, los gradientes, la concentración de nutrientes y la luz. (Arcos, Ávila, Estupiñán y Gómez, 2005, p.77)

Se refiere a un grupo de eucariotas que contienen clorofila y llevan a cabo fotosíntesis oxigénica, diferentes a las cianobacterias, la mayoría son microscópicas, aunque algunas algas marinas

crecen hasta treinta metros de largo. Son unicelulares, en colonias o forman agregados celulares, cuando no hay al lado de la otra se llaman filamentosas. La mayoría contiene clorofila y son verdes, sin embargo, algunas son de color rojo o marrón, puesto que poseen otros elementos que enmascaran la clorofila.

Contienen uno o más cloroplastos. Muchas son fototrofas obligadas, incapaces de crecer en la oscuridad con fuentes orgánicas de carbón. Algunas son fotoheterótrofas, estos organismos predominan en estanques, lagos y océanos. En la mayoría de los ambientes acuáticos, en las zonas óxicas, cianobacterias y algas son las más abundantes, las algas que flotan son el fitoplancton y las que se adhieren al fondo o a los lados son las algas bentónicas. (Arcos, Ávila, Estupiñán y Gómez, 2005, p.77)

#### **2.2.12. Características**

Dreckmann, Senties y Nuñez (2013), determinan las siguientes características:

- **Organización celular.** La organización celular que presentan las algas, con excepción de los representantes de las algas verde azules, es de tipo eucariótica, es decir, presentan núcleo delimitado por una doble membrana, mitocondrias, cloroplastos, retículo endoplásmico, complejo de Golgi y lisosomas. En contraste, las algas verde-azules, presentan una

organización celular de tipo procariota; no tienen organelos celulares y su ADN se encuentra en una sola molécula circular en el citoplasma.

- **Estructuras de locomoción.** Las algas, con excepción de las algas verde azules y las algas rojas, presentan en algún momento de su ciclo de vida estructuras de locomoción denominadas flagelos. En los diferentes grupos de algas, estos órganos varían tanto en número como en forma, sin embargo, típicamente presentan dos flagelos o múltiplos de dos, que pueden ser isocontos, anisocontos heterocontos.
  
- **Pared celular.** La mayoría de las algas presentan una pared celular conformada principalmente de celulosa y glicoproteínas. Las diatomeas presentan una pared celular de sílice y las algas verde azules presentan una pared celular de mureína. Otros grupos presentan además incrustaciones de carbonato de calcio. Las euglenoideos carecen de pared celular, sin embargo, presentan un periplasto o película semirrígida alrededor de la célula, este hecho les da la apariencia como de células desnudas.
  
- **Cloroplastos.** Los caracteres ultra-estructurales de los cloroplastos de las algas (como el número de membranas que lo rodean, así como el número y arreglo de los tilacoides) han sido de los más importantes a considerar para la separación de

las divisiones que conforman al grupo. Por su origen evolutivo, observamos que algunos grupos presentan la típica doble membrana, mientras que otros presentan tres o cuatro membranas, siendo generalmente la última membrana continua con el retículo endoplásmico. De estos cloroplastos algunos presentan tilacoides aislados o en bandas apiladas de 2, 4 ó 6, denominado este arreglo como grana. En algunos casos, como en las algas rojas, uno o dos tilacoides se agrupan paralelos a la membrana interna del cloroplasto semejando una membrana más.

- **Pigmentos fotosintéticos.** La clorofila a es el pigmento fotosintético (por excelencia) común en todas las algas y plantas embriófitas, alcanza un espectro de absorción de luz de 663 – 430 nm. Sin embargo, las algas presentan también otro tipo de clorofilas y pigmentos accesorios que les permiten un espectro de absorción mayor de la luz, de esta manera pueden abarcar una distribución más profunda en la columna de agua y realizar de manera óptima la fotosíntesis. Encontramos entonces, además de la clorofila a, a la clorofila b, la clorofila c (en sus formas c1 y c2) y la clorofila d, esta última, de origen bacteriano, presenta el rango de absorción más amplio.
- **Sustancias de reserva.** En las células algales podemos encontrar diferentes sustancias de reserva producto del

metabolismo. Las sustancias de reserva que podemos encontrar son principalmente el almidón, aunque también encontramos crisolaminarina, laminarina, manitol y paramilion en los diferentes grupos. Estas sustancias forman gránulos que se encuentran dispersos en el citoplasma celular, en los cloroplastos o en los pirenoides.

- **Nutrición.** Las algas son organismos principalmente autótrofos (fotoautótrofos o quimioautótrofos). La fotosíntesis es su principal vía de nutrición, sin embargo, existen grupos que presentan también una forma de nutrición heterótrofa (osmotrófica, fagotrófica o saprobiótica). Algunos organismos presentan un tipo de nutrición mezclada de autotrofia y heterotrofia, la cual se denomina mixotrofia, y a los organismos que la presentan se les denomina mixótrofos.
  
- **Niveles de organización.** El Nivel de organización se define como el grado de complejidad morfológica y fisiológica de un organismo. En las algas, reconocemos diferentes tipos de organización, comenzando desde el nivel unicelular que es el más sencillo hasta el pseudoparénquima de las algas pardas que es el más complejo.

### 2.2.13. Clasificación de las algas

La clasificación de las algas se basa en si son microalgas (unicelulares) o macroalgas (multicelulares). Las macroalgas son clasificadas en tres grupos, Chlorophyta (algas verdes), Phaeophyta (algas pardas) y Rodophyta (algas rojas). Las microalgas, son Chrysochyta, Diatomeas y Dinoflagelados.

Según Graham, Graham y Wilcox (2009), las algas se clasifican en:

- **Chlorophyta (algas verdes).** Se considera que abarca entre 6,000 y 8,000 especies, de las cuales la mayoría son pertenecientes a ecosistemas dulceacuícolas y una pequeña proporción se distribuye en los océanos. La tendencia es a ser sésiles (sin movimiento), aunque algunas se pueden encontrar flotando en la columna de agua. Como su nombre indica, son verdes dada la presencia de clorofila, pero algunas presentan diferentes pigmentos accesorios que pueden hacer variar su coloración y presentarlas con tonos oscuros o amarillos. Pueden reproducirse asexualmente por fragmentación, sin embargo, la tendencia es reproducirse sexualmente.
- **Rodophyta. (algas rojas).** Son macroalgas que se presentan en ecosistemas marinos ubicados principalmente en regiones tropicales. Agrupan aproximadamente 6,000 especies y la

coloración roja característica se debe a la acumulación de un pigmento llamado ficoeritrina. Este pigmento es considerado un pigmento accesorio a la clorofila, el cual permite absorber la poca luz que ingresa a grandes profundidades.

- **Phaeophyta (algas pardas).** Son las que comúnmente forman los bosques marinos en zonas templadas y árticas. Este grupo es netamente marino y abarca aproximadamente 1,500 especies. Por lo general, son muy grandes (macroalgas) representadas por los géneros Laminaria, Macrocystis y Nerocystis. La coloración se considera que está dada por un pigmento accesorio llamado fucoxantina, en función de su cantidad pueden ser más oscuras o más claras.
- **Chrysophyta.** Grupo muy diverso que se encuentra principalmente en ambientes de agua dulce con temperaturas bajas. Son organismos generalmente flagelados y unicelulares, pueden contener fucoxantina y diferentes tipos de clorofila. La reproducción es asexual y, en condiciones de ausencia de luz, se ha evidenciado que pueden llegar a consumir otros organismos, presentando características heterótrofas.
- **Diatomeas.** Son organismos comunes en agua dulce que presentan una morfología característica debido a la presencia de un caparazón calcáreo constituido muchas veces por silicio. En los ecosistemas se ubican principalmente en las rocas de los

bentos, allí, proporcionan alimento para especies raspadoras y oxigenan las profundidades.

- **Dinoflagelados.** Son muy conocidas porque algunas especies pueden ser bioluminiscentes y, en la oscuridad, generan un patrón de luminiscencia característico en determinados océanos. Se considera que existen en promedio 2,000 especies, las cuales se pueden distribuir en diferentes hábitats, como lo son aquellos a temperaturas menores a 0 °C. En este grupo se encuentran la mayoría de algas que tienen endosimbiosis con otros organismos, también se agrupan algunas otras que secretan toxinas, las cuales pueden ser letales para peces y determinados vertebrados.

#### **2.2.14. Rotíferos**

El filo Rotífera abarca unas 2,000 especies de pequeños invertebrados acuáticos. De tamaño microscópico, puesto que su talla varía aproximadamente entre 20 a 2000  $\mu\text{m}$ , los rotíferos constituyen el grupo de metazoos más pequeños. Muy pocos rotíferos son parásitos, la mayoría de ellos viven de forma libre, alimentándose por filtración de microalgas, bacterias o detritos; algunos géneros como *Asplanchna* son depredadores. Muchas especies de rotíferos se mueven nadando o reptando, pero hay muchas especies que tienen vida sésil, de modo que viven fijos,

principalmente sobre plantas acuáticas. (Red de Información Ambiental de Andalucía, 2015)

### **2.2.15. Crustáceos Braquiópodos**

La clase Brachiopoda se puede considerar un grupo primitivo que colonizó las aguas continentales desde el mar con gran éxito, hallándose actualmente distribuidos en un amplio abanico de ambientes interiores, habitando aguas lenticas y loticas desde dulces a hipersalinas. El nombre de este grupo, que abarca al menos 800 especies, significa “animales con branquias en las patas” y se caracteriza principalmente por sus apéndices torácicos (toracópodos). De forma general los toracópodos portan estructuras branquiales y se caracterizan por ser aplanados o laminares, son además birrámeos y están provistos de numerosas sedas. (Red de Información Ambiental de Andalucía, 2015)

La mayoría de las especies son planctónicas, siendo su modo de alimentación la filtración, por lo que junto a rotíferos y copépodos influyen en las comunidades de fitoplancton. También existen numerosas especies bentónicas, muchas de ellas adaptadas a raspar el alimento (familia Eurycercidae) y también hay especies depredadoras (familia Podonidae). (Red de Información Ambiental de Andalucía, 2015)

### **2.2.16. Crustáceos Copépodos**

La clase Copépoda constituye un grupo de pequeños crustáceos que ha tenido un enorme éxito evolutivo, tanto por su abundancia como por su diversidad y adaptabilidad. Son el grupo de metazoos con el número de individuos más alto de la biosfera y, además, es extraordinariamente diverso, pues se conocen al menos 11,500 especies, siendo en su mayoría especies marinas. Aparecen adaptados en los sistemas acuáticos a todo tipo de ambientes, son ubicuos en los océanos y habitan en una elevada diversidad de aguas continentales, encontrándose también en las aguas subterráneas y formando parte de la fauna cavernícola. En el medio marino son el principal eslabón trófico entre el fitoplancton y los niveles superiores. En el agua dulce constituyen una fracción importante de la biomasa del plancton, aproximadamente del 50%. (Red de Información Ambiental de Andalucía, 2015)

Hay especies planctónicas; bentónicas que viven en el sedimento; especies semiacuáticas que viven en la película de agua entre musgos y hojarasca. Tanto en el medio marino, como dulce, existen numerosas especies parásitas de otros animales, cuya morfología es muy distinta a los copépodos de vida libre. (Red de Información Ambiental de Andalucía, 2015)

### **2.2.17. Anabaena**

Conocidas vulgarmente como algas verdes azuladas. Al igual que las bacterias, son organismos procariotas, cuyas células no presentan sistemas de membranas internas que aíslen los orgánulos del citoplasma. Tiene forma filamentosa solitaria, que a veces se encuentra inserta en masas gelatinosas. Los filamentos son rectos o ligeramente curvados. Las células son esféricas o en forma de tonel. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

### **2.2.18. Chaetophora**

Es un alga pluricelular de talos ramificados y cortos y de color verde claro. Las células terminales de las ramas de más edad se suelen prolongar en un largo pelo transparente que es característico de este género. Chaetophora vive en aguas con cierta carga de materia orgánica fija sobre otras plantas acuáticas, algas o piedras y con frecuencia se extiende dando lugar a densas poblaciones. (Guillén, 2010)

### **2.2.19. Closterium**

Células solitarias, libres, fusiformes y muy alargadas, puntiagudas en los dos extremos y desprovista de vaina gelatinosa. Presentan un plasto parietal con numerosos pirenoides. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

### **2.2.20. Coelastrum**

Coelastrum se reúne en esferas, estrellas redondas, que pueden agrupar de 8, 16, 32, 64..., en saltos dobles de vida y que en el caso de Coelastrum microporum dejan hueco su interior. Es una bolita de estrella, intensamente verde en primavera que se va dorando hacia el otoño. Cada uno de sus individuos tiene un cloroplasto en forma de copa con un pequeño pirenoide. Todos los individuos están unidos por una fina película gelatinosa y se van volviendo opacos a medida que el tiempo pasa y acumulan en su interior gránulos de almidón. (Guillén, 2010)

### **2.2.21. Cyclotella**

La Cyclotella es también una diatomea de agua dulce, presenta forma de disco. Sus dos valvas están adornadas con unas estrías radiales que no llegan al centro. Algunas especies de Cyclotella se agrupan uniéndose cara con cara hasta formar pequeñas estructuras filamentosas. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

### **2.2.22. Cymbella**

Las valvas son dorsiventrales o asimétricas con respecto al eje apical y simétricas al eje transapical. Las fisuras terminales del rafe se desvían al lado dorsal. Los poros apicales están presentes en ambos polos y a menudo producen tallos mucilaginosos. Las

estrías son uniseriadas. Uno o más estigmas pueden estar presentes en el lado ventral de la zona central. Internamente, el rafe proximal puede ser continuo en toda el área central. (Guamán y González, 2016)

#### **2.2.23. Desmidium**

Cenobios planos generalmente de 2-6 células cilíndricas o algo ovoides, de 7,5 - 11,3 x 2,9 - 4 - 6  $\mu\text{m}$ , de polos redondeados, con una espina larga en cada polo del cenobio y una más corta en los polos de las células internas. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

#### **2.2.24. Diatoma**

Son microalgas unicelulares o coloniales, de plastos marrones o amarillos. Las células se encuentran impregnadas en sílice formando valvas que suelen situarse a modo de caja, y que pueden presentar una ornamentación característica de cada especie. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.25. Draparnaldia**

Plantas embebidas en una envoltura mucilaginosa suave, consisten en filamentos uniseriados erectos, ramificados. Ejes principales de células cilíndricas o rectangulares grandes en forma de barril, unidas basalmente por rizoides. Células de los ejes

principales, cada una con un gran parietal, en forma de banda, cloroplasto completo o reticulado con margen liso o laciniado, y varios pirenoides. Lateralmente, en los ejes principales, surgen fascículos de ramas secundarias, cuyas células intercaladas contienen cloroplastos de un solo laminado que cubren casi toda la pared. Terminan en células puntiagudas o con pelo largo multicelular. Ramas secundarias muy divididas, a menudo de aspecto mechonado, cada célula con cloroplasto parietal y 1-3 pirenoides. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

#### **2.2.26. Eunotia**

Las especies de Eunotiaceae (Eunotia, Actinella, Amphicampa) son inusuales entre las diatomeas ráfidas ya que el frústulo tiene un rafe muy corto. Los nódulos terminales están posicionados en el manto. Desde el nódulo terminal, el rafe se encuentra en el manto de la valva y de a poco adquiere una forma curva. Las valvas son asimétricas al eje apical. El margen dorsal es convexo, liso u ondulado. El margen ventral es recto o cóncavo. Presenta estrías uniseriadas que se extienden a través de la cara de la valva. Puede estar presente una rimopórtula en un vértice de cada valva, aunque en ocasiones puede haber dos rimopórtulas, o pueden estar ausentes. Las células se encuentran libres o unidas

por los tallos mucilaginosos o en colonias similares a cintas largas.  
(Guamán y González, 2016)

#### **2.2.27. Fragilaria**

Diatomea de células dilatadas en el centro que se unen formando cintas curvadas y retorcidas. Las valvas son muy estrechas y presentan sutiles estrías transversales. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.28. Frustulia**

Las valvas son romboides a lineares-lanceoladas con márgenes rectos a ondulares. Las estrías están dispuestas en patrones que aparecen para formar filas apicales y transapicales. Presenta nervios longitudinales que se extienden más allá de la longitud de la valva. El rafe se encuentra entre las costillas longitudinales. Al término de la valva, las costillas forman una sola punta. Las células vivas poseen un solo plástido en forma de H. (Guamán y González, 2016)

#### **2.2.29. Genticularia**

Forma frágiles filamentos que se desmontan con suma facilidad para dejar libres a sus células. Éstas, tubulares y con un característico ensanchamiento en sus dos extremos, carecen de constricción central y presentan su pared celular recubierta de

minúsculos granos y ocasionalmente de una muy tenue envuelta gelatinosa salpicada de bacterias. Las células de *Genicularia* presentan dos cloroplastos que se disponen en su pared, retorciéndose en espiral de dos a seis veces, una espiral delicada, más o menos rizada pero siempre poco comprimida y que con frecuencia se va deshaciendo con el paso del tiempo. Esta disposición en espiral de sus cloroplastos es muy similar a la que muestran todas las especies del género *Spirogyra* con la que se podría confundir en ocasiones. (Guillén, 2010)

#### **2.2.30. Gomphonema**

Género de diatomea que agrupa células cuyas caras pleurales son cuneiformes. Las células se pueden encontrar fijas a sustratos mediante pedúnculos gelatinosos simples. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.31. Gonatozygon**

El alga *Gonatozygon* tiene un nombre difícil y es un alga de transición, pero es fácil de reconocer. Unas veces vive aislada, en otras ocasiones forma hileras soldadas que construyen filamentos. El núcleo de *Gonatozygon* se sitúa en el centro de la célula y a ambos lados, equilibrados e iguales, se disponen dos cloroplastos en forma de lámina que a veces se retuercen un poco en espiral como queriendo imitar a *Spirogyra*. Los cloroplastos de

Gonatozygon están salpicados de pecas verdes, son pirenoides que guardan sustancias de reserva fabricadas en la fotosíntesis. Los extremos de la célula están ensanchados ligeramente y toda la pared transparente del alga está cubierta de pequeños y finos granos que en algunas especies se transforman en espinas. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

### **2.2.32. Lecane**

Lecane lunaris es un rotífero tímido que se esconde dentro de su caparazón. Igual que en la mayoría de los rotíferos la cabeza de Lecane está rematada por una corona de cilios, no tan activa ni aparente como la de Philodina, más bien recuerda a una corta melena, pero cumple perfectamente su función. Lecane hace su digestión de algas y detritus que son los principales alimentos de su dieta, mueve su estómago y su tubo digestivo, tan completo y casi tan complejo como el nuestro en un ser que mide solo unas decenas de micras. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

### **2.2.33. Melosira**

Género de diatomea colonial que agrupa células con forma cilíndrica, un poco más largas que anchas, adheridas unas a otras por la superficie valvar. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.34. Microcodon**

Es un rotífero diminuto y singular, el único representante de su familia, una sola especie con una particularidad que está oculta: un cordón invisible está sujeto a su cola; de no ser así, el potente movimiento de los cilios de su corona, lo lanzarían despedido muy lejos. Este hilo invisible constituye el trapecio en el que se balancea una y otra vez y hace sus acrobáticos saltos sin salir catapultado en el agua. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

#### **2.2.35. Microspora**

Alga filamentosa y verde con células cilíndricas o en forma de pequeño barril. Con frecuencia los extremos de los filamentos presentan un disco adhesivo con el que se fijan al fondo o a las paredes de los lugares donde viven para no ser arrastradas o para sujetarse ancladas y no hundirse. Las paredes celulares de microspora están fabricadas con piezas que se recortan en forma de H, una H tumbada que junto a otras muchas construyen esta escalera irregular y linda en cuyo interior, a cada tramo, se habla de la vida construyéndola en colores de plata y de esmeralda. (Guillén, 2010)

### **2.2.36. Mougeotia**

Mougeotia es un alga fina y alargada, de filamentos cilíndricos no ramificados e interior intensamente verde. Cada célula contiene un cloroplasto rectangular que se acomoda plácidamente en su anchura extendiéndose como una larga y espesa alfombra suave. (Guillén, 2010)

### **2.2.37. Mytilina**

Son reconocidas por su cuerpo de loricado comprimido lateralmente con un surco dorsal. Los márgenes anteriores de las placas loricas laterales son convexas, y se reconoce por la presencia de una pequeña, casi espina en cada uno de los márgenes loricas anteriores, y la ausencia de espinas correspondientes cerca del surco dorsal en el margen anterior. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

### **2.2.38. Navícula**

Incluye individuos con valvas lanceoladas, estriadas transversalmente en la zona media, en sentido opuesto a los polos. Los extremos de la célula son redondeados. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016).

#### **2.2.39. Nitzschia**

Género que agrupa células, en general pequeñas, con valvas lanceoladas que presentan estrías transversales muy finas, apenas visibles y dispuestas densamente. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.40. Oedogonium**

Género de algas verdes filamentosas, que se encuentra comúnmente en cuerpos tranquilos de agua dulce. A menudo están unidos a otras plantas o existen como una masa flotante. Los filamentos de edogonio generalmente no están ramificados y solo tienen una celda de espesor. Cada célula cilíndrica del filamento, con la excepción de la célula basal que sirve de soporte de raíces, contiene un cloroplasto parecido a una red y una gran vacuola central. (Enciclopedia Británica, 2018)

#### **2.2.41. Oscillatoria rubescens**

Microalga filamentosa que presenta un tono ligeramente rosado. Las células terminales desarrollan extremos gradualmente apuntados, presentando una especie de caperuza. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.42. *Oscillatoria tenuis***

Talo de color verdeazulado. Los filamentos son rectos, con extremos no apuntados. Las células son en general cuadradas, siendo las terminales ligeramente cónicas. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.43. *Paramecium***

Género de protozoos microscópicos, unicelulares y de vida libre. La mayoría de las especies se pueden cultivar fácilmente en el laboratorio, lo que las convierte en organismos modelo ideales, adecuados para el estudio biológico. El tamaño del paramecio varía de aproximadamente 0,05 a 0,32 mm (0,002 a 0,013 pulgadas). Su forma básica es un óvalo alargado con extremos redondeados o puntiagudos, como en *P. caudatum*. El término paramecio también se usa para referirse a organismos individuales en una especie de *Paramecium*. *Paramecium* es el único género de la familia *Parameciidae*, que reside dentro del filo *Ciliophora*.

Los paramecios están completamente cubiertos con cilios (finos filamentos de pelo) que baten rítmicamente para propulsarlos y dirigir bacterias y otras partículas de alimentos a la boca. En la superficie ventral, un surco oral se extiende en diagonal posterior a la boca y la garganta. Dentro de la garganta, las partículas de alimentos se transforman en vacuolas de alimentos, y

la digestión tiene lugar dentro de cada vacuola de alimentos; El material de desecho se excreta a través del ano.

Una capa delgada de ectoplasma (citoplasma claro y firme) se encuentra directamente debajo de la película (una membrana corporal flexible) y encierra el endoplasma (la parte interna más fluida del citoplasma). El endoplasma contiene gránulos, vacuolas alimenticias y cristales de diferentes tamaños. Incrustados en el ectoplasma son Tricocistos (cuerpos en forma de huso) que pueden ser liberados por medios químicos, eléctricos o mecánicos. La función precisa de los tricocistos no está clara; pueden extruirse como una reacción a la lesión, o pueden usarse como un dispositivo de anclaje, como un mecanismo de defensa, o como un medio de captura de presas. (Enciclopedia Británica, 2018)

#### **2.2.44. Penium**

*Penium margaritaceum* es casi siempre alga de la montaña amante de las turberas y de las aguas ácidas, un desmido de cuerpo alargado y cilíndrico. Estrechamente emparentado con el género *Netrium* comparte también con él su contorno alargado y cilíndrico y sus preferencias por las aguas frías y limpias de las cumbres. En *Penium margaritaceum* la pared celular está recubierta de pequeñas papilas granulares que se disponen irregularmente salpicando su cuerpo. Su interior, encierra dos cloroplastos que suelen presentar de cuatro a siete costillas longitudinales interrumpidas en la parte

central de cada una de las mitades, esto hace que parezca que existan cuatro cloroplastos en vez de dos. El tamaño de las células de *Penium margaritaceum* oscila entre las 15 y 28 micras de anchura y las 90 - 200 de longitud. (Guillén, 2010)

#### **2.2.45. Phormidium**

El talo está usualmente expandido, más o menos fino, gelatinoso, mucilaginoso, cartilaginoso, membranoso, unido al sustrato o flotando libremente en masas; a veces formando racimos, rara vez viven en filamentos solitarios. La presencia de las vainas es facultativa (en condiciones desfavorables) o casi obligatoria (con frecuencia depende de las condiciones ambientales). Las vainas son firmes o delgadas, incoloras, adheridas al tricoma. Los tricomas son cilíndricos de 2,5 – 11  $\mu\text{m}$  de ancho, sin constricciones o ligeramente constrictas en las paredes transversales. Con movilidad dentro y fuera de las vainas (movimiento lento, ondulado, con o sin oscilación y rotación). Las células son generalmente isodiamétricas, más cortas o largas que el ancho sin vesículas de gas. Las células apicales son puntiagudas, estrechas o redondeadas, con o sin caliptra. (Guamán y González, 2016)

#### **2.2.46. Pinnularia**

Microalga diatomea característica, de rafe ligeramente ondulado, estrías transversales gruesas que a veces presentan poros. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

#### **2.2.47. Spirogyra**

Se estima que son más de 400 especies las que representan a este género que se extiende por todo el planeta viviendo siempre en aguas dulces, cerca de la orilla, en los remansos de los ríos, en charcas, fuentes y lagunas y, sin embargo, esta espiral que parece tan diferente en unas y en otras no es su signo de identidad, aunque sí sea su alma verde. Es esa cinta verde que se asoma pegada a su pared cristalina, son sus cloroplastos, estos cloroplastos recorren toda su longitud, unas veces en muelle separado, otras veces, en apretadas espiras, en ocasiones en cinta lisa. Los cloroplastos son únicos y entonces una sola cinta verde gira y gira en el interior de los filamentos transparentes que les dan cobijo; otras veces son dos, cuatro y hasta doce cintas, que, jugando en trenzas, se disponen en esa armonía de espiral perfecta. (Guillén, 2010)

#### **2.2.48. Spirotaenia**

Es un género de algas verdes basales que pueden ser hermanas de las Chlorokybophyceae. Anteriormente se consideraba que era parte de la Zygnemataceae. Es una

conjugación sexual, un modo de reproducción que antes solo se conocía en Zygnemataceae / Mesotaeniaceae, los grupos hermanos de las plantas terrestres. Esto es sorprendente, ya que la espirotaenia es mucho más basal. El proceso de conjugación es sustancialmente aberrante. La espirotaenia en realidad puede ser más de un linaje distinto que puede no estar estrechamente relacionado. (Enciclopedia Británica, 2018)

#### **2.2.49. Stauroneis**

La mayoría de las especies prefieren las aguas oligotróficas, pero algunas se desarrollan en ambientes eutróficos. Células 2, 3, 4, 5 - 9 radiales en vista apical, constituidas por dos hemisomas unidos por un istmo. Paredes lisas u ornamentadas y terminadas en largos procesos huecos de extremos truncados. (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012)

#### **2.2.50. Stentor**

Es un grupo de protistas que se distinguen de los demás por su forma característica de trompeta. Así mismo, son considerados entre los protistas de mayor tamaño, pudiendo incluso llegar a verse a simple vista. Este género abarca un total de 20 especies. Presentan algunas innovaciones como una boca primitiva, esto les ha permitido ampliar su dieta, ya que no solo se alimentan de bacterias, sino que incluso se ha sabido de especies que se han

alimentado de pequeños rotíferos. Los individuos de este grupo tienen la capacidad de variar su forma cuando se sienten amenazados. En esos casos retraen su cuerpo y se transforman en una estructura esférica, protegiendo todo lo que hay en su interior. (Guillén, 2010)

### **2.2.51. Synchaeta**

Es un rotífero que parece adaptarse a todo. De distribución cosmopolita puede vivir en cualquier masa de agua dulce, pequeña o grande; a cualquier temperatura, aunque prefiera las aguas frescas; a cualquier altura de la columna de agua desde los fondos hasta la superficie. Le gustan las pequeñas algas que engulle enteras y que tritura con su potente aparato masticador. No le importa que tengan una cáscara de cristal, parece que son para él un caramelo, verde, amarillo, pardo, siempre de sabor fresco. Presenta en la cabeza dos característicos palpos ciliados de corta longitud en la parte frontal, un ojo cerebral situado detrás de ellos y dos rodetes de cilios a ambos lados, en la parte más ancha del cuerpo, a modo de orejas rotatorias. Su cola está formada por un pie corto, de forma cónica, y provisto de dos dedos muy poco desarrollados. (Enciclopedia Británica, 2018)

### **2.2.52. Synedra**

Son diatomeas delgadas y de extremos afilados. Diatomeas hermanas, arropadas por una cápsula fina y transparente todas juntas, bien apretadas formando un haz. Cuando las diatomeas se reproducen, habitualmente lo hacen de manera asexual, de tal forma, que cada una de las dos valvas que completan el estuche de cristal que las protege fabrica otra mitad, pero siempre más pequeña. Así, después de varias generaciones, el tamaño ha menguado tanto que, para recuperar la talla inicial, recurren a la reproducción sexual. El resultado de la reproducción sexual de las diatomeas es la formación de una espora especial y grande, la auxospora, a partir de la que volverán a formarse diatomeas de tamaño normal. (Guillén, 2010)

### **2.2.53. Tabellaria**

Constituida por células que forman cadenas en zig-zag. Vistas de lado las células son casi cuadradas, con numerosas bandas intercalares cuyos numerosos septos penetran profundamente. Las valvas se encuentran muy dilatadas en el centro. (Universidad Federal Juiz de Fora, 2016)

### **2.2.54. Ulothrix**

Es un alga filamentosa y no ramificada relativamente frecuente en algunos cursos de aguas lentas, en ellas,

perezosamente flota o se deja transportar por la leve corriente. En ocasiones, sin embargo, prefiere vivir aún más tranquila, y anclada sobre el fondo, completamente sumergida, pero no lejos de la superficie. El género *Ulothrix* comprende cerca de una veintena de especies. Los filamentos son relativamente gruesos y se retuercen levemente, mientras flotan ayudados y protegidos por una envuelta de mucílago, que siempre suele estar presente en las especies planctónicas. Los plastos se sitúan pegados a la pared de cada una de las células y tienen forma de anillo, un anillo casi cerrado que llega a tapizar hasta las tres cuartas partes del interior de la circunferencia de la célula que los cobija y que puede estar salpicado por numerosos pirenoides. (Guillén, 2010)

#### **2.2.55. *Zygnema***

Lleva en cada célula de su largo cuerpo, fino y sin ramificar, la magia de dos estrellas, estrellas que entrelazan sus manos unidas por el núcleo, son sus cloroplastos, verdes. En el centro de cada cloroplasto estrellado, cobijado entre la masa verde y de oro, una esfera verde, un pirenóide, guarda como un tesoro toda la energía sobrante que estas algas han podido obtener del sol. (Guillén, 2010)

### **2.2.56. Prueba de Tukey**

La prueba de Tukey sirve para probar las diferencias entre medias de tratamiento de una experiencia. Cuando realizamos un análisis de varianza, un valor de F significativo nos indica que no todas las condiciones producen el mismo efecto sobre la variable independiente. Con el fin de tener mayores elementos para la toma de decisiones es importante saber dónde se encuentran dichas diferencias significativas y si éstas siguen unas tendencias que nos permitan una mejor toma de decisiones.

Una prueba que nos permite evaluar dicha diferenciación es la prueba de Tukey, que mide la diferencia de los valores de las medias de dos grupos en términos de la varianza intragrupal.

El método de Tukey se utiliza en ANOVA para crear intervalos de confianza para todas las diferencias en parejas entre las medias de los niveles de los factores mientras controla la tasa de error por familia en un nivel especificado. Es importante considerar la tasa de error por familia cuando se hacen comparaciones múltiples, porque la probabilidad de cometer un error de tipo I para una serie de comparaciones es mayor que la tasa de error para cualquier comparación individual. Para contrarrestar esta tasa de error más elevada, el método de Tukey ajusta el nivel de confianza de cada intervalo individual para que

el nivel de confianza simultáneo resultante sea igual al valor que se especifique. (Frías, 2008)

#### **2.2.57. Desviación estándar**

La desviación estándar es una medida de dispersión de frecuencias o datos respecto de su media. Equivale a la raíz cuadrada de la varianza. cuanto mayor sea la dispersión mayor es la desviación estándar. Así, si no hubiera ninguna variación en los datos, es decir, si todos fueran iguales, entonces la desviación estándar sería cero. (Frías, 2008)

#### **2.2.58. Varianza**

La varianza es una medida de dispersión que representa la variabilidad de una serie de datos respecto a su media. Formalmente se calcula como la suma de los residuos al cuadrado divididos entre el total de observaciones.

También se puede calcular como la desviación típica al cuadrado. Dicho sea de paso, entendemos como residuo a la diferencia entre el valor de una variable en un momento y el valor medio de toda la variable. (Frías, 2008)

#### **2.2.59. Planta de tratamiento de agua potable Santa Apolonia**

La planta de tratamiento es tipo hidráulico convencional con filtración lenta, ubicada en la cota promedio 2793 m.s.n.m, esta

instalación se alimenta de la captación del río Ronquillo. Consta de dos módulos (unidades de floculación, decantación y filtración) similares, paralelos, los cuales no se encuentran interconectados construidos entre los años 1941 y 1945 respectivamente, estos módulos se encuentran en cotas diferentes debido a las dificultades constructivas derivadas de una topografía accidentada. La capacidad máxima de tratamiento es de 100 L/s. (Empresa Prestadora de Servicio de Saneamiento de Cajamarca Sociedad Anónima, EPS. Sedacaj S.A., 2018)

Cuenta con los siguientes componentes:

**a. Cámara de Mezcla Rápida**

Compuesta por dos cámaras unidas por un canal y medidor de control Parshall, en esta cámara se aplica sulfato de aluminio para promover la coagulación, el equipo mecánico instalado se encuentra inoperativo. (EPS. Sedacaj S.A., 2018)

**b. Tanques de Floculación**

Conformada por dos floculadores paralelos, hidráulicos de flujo horizontal con 44 pantallas verticales cada una. El área promedio de cada floculador es de  $120 \text{ m}^2$ , con un volumen de  $79 \text{ m}^3$  y un tiempo de retención de 27 minutos, para una velocidad horizontal de 0,16 m/s para cada unidad. Ambos floculadores

están conectados hidráulicamente a los sedimentadores. (EPS. Sedacaj S.A., 2018)

### **c. Tanques de sedimentación**

Compuesta por 4 unidades de sedimentación de flujo horizontal, ubicándose 2 unidades en cada módulo de la siguiente forma, sedimentadores 1A y 2A, en la terraza superior, sedimentadores 1B y 2B, en la terraza inferior de la planta, las unidades de cada módulo trabajan en forma paralela. Cada tanque presenta un área de  $190 \text{ m}^2$ , con una tasa hidráulica de  $11,3 \text{ m}^3/\text{m}^2 \times \text{día}$  para un caudal de  $25 \text{ L/s}$ , y un tiempo de retención de 300 minutos, presenta una carga hidráulica sobre el vertedero de  $13 \text{ m}^3/\text{m}^2 \times \text{hora}$ . (EPS. Sedacaj S.A., 2018)

### **d. Filtros lentos**

Compuesto por cuatro unidades de filtración lenta (dos por módulo) con fondo fijo y lecho filtrante de grava y arena. Cada unidad cuenta con un área de  $355 \text{ m}^2$  (largo  $26,5 \text{ m}$ ., ancho  $13,37 \text{ m}$ .), contando con una tasa de filtración de  $9,8 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{día}$ . (EPS. Sedacaj S.A., 2018)

En las figuras 1 y 2 se esquematiza el diseño de los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Santa Apolonia.

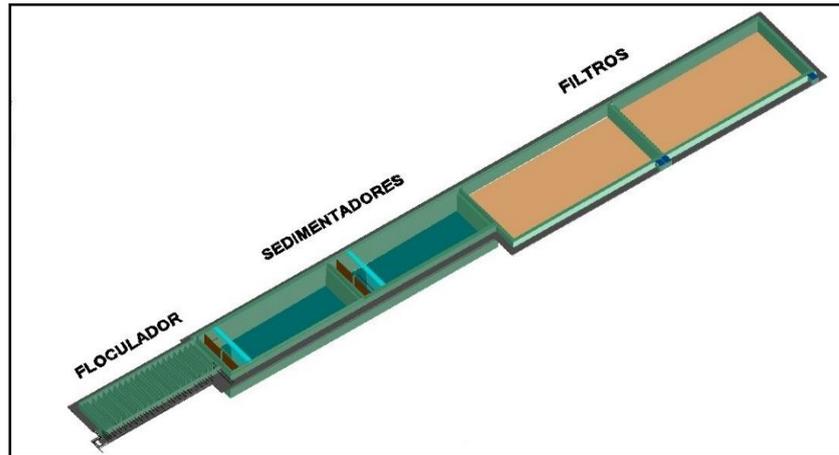


Figura 1. Etapas del proceso del Tratamiento del Agua Potable

Fuente: Área de Catastro Técnico, EPS Sedacaj S.A., 2018

En la presente figura se muestran las tres etapas principales del Tratamiento del agua cruda realizadas en la Planta de Tratamiento Santa Apolonia de la EPS Sedacaj S.A. El flujo de agua cruda ingresa al floculador donde se aglutinan las sustancias coloidales, facilitando la decantación. Luego el flujo de agua pasa a los sedimentadores, para separar las partículas sólidas del líquido, por diferencia de densidades, depositándose en el fondo. Finalmente, el agua llega a los filtros lentos donde se depositan los microorganismos.

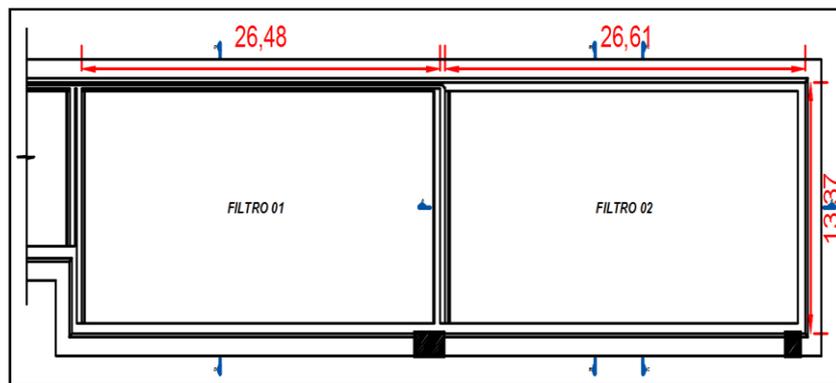


Figura 2. Diseño de los filtros lentos del Tratamiento del Agua Potable  
 Fuente: Área de Ingeniería, EPS Sedacaj S.A., 2018

La presente figura esquematiza las características de diseños de los dos filtros lentos existentes en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia de la EPS Sedacaj S.A.

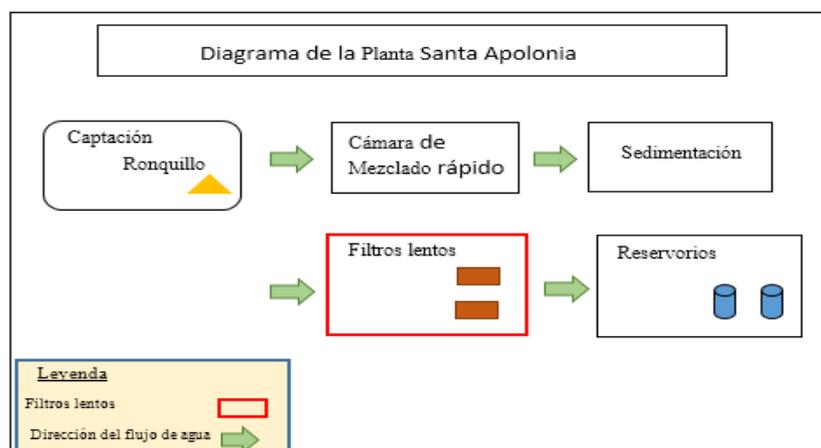


Figura 3. Flujo del agua cruda de la Planta de Tratamiento Santa Apolonia.

Fuente: Elaboración propia

El diagrama de flujo presenta la circulación del agua en la Planta de Tratamiento de Agua Potable de Santa Apolonia, desde su captación del río Ronquillo hasta el depósito en los reservorios

para su distribución en los hogares de Cajamarca. Se resalta del sistema de agua, la componente de los filtros lentos.

### **2.3. Discusión teórica**

La presencia de microorganismos en el agua cruda que ingresa a las Plantas de Tratamiento de Agua Potable (PTAP) es un problema que no solo afecta al sistema de agua potable de Cajamarca, específicamente a la PTAP Santa Apolonia. Diversos estudios y análisis de aguas crudas en otras EPS demuestran que también tienen que lidiar con dicha problemática.

En la EPS Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Arequipa SEDAPAR, de acuerdo a sus análisis de calidad de agua en el punto de captación de Chicote- Caravelí, encontraron la presencia de algas en un total de 160 organismos por litros de agua; más no así protozoarios, copépodos, rotíferos y nematodos.

Por otro lado, en la EPS de Huancavelica, se constató la presencia de huevos de protozoarios en una cantidad de 2 organismos por litro de agua, en la captación de Paltamachay. Además, las pruebas de laboratorio corroboraron la presencia de Coliformes totales y Coliformes fecales.

La EPS Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Loreto SEDALORETO, encargada de prestar el servicio de agua potable para la población de Iquitos, también presenta problemas por la presencia de organismos de vida libre. Si bien la Dirección de Salud Ambiental de

Loreto realiza análisis cualitativos de agua, éstos demuestran que, en las 23 muestras de agua tomadas entre los meses de enero a julio del 2018, en diferentes puntos de la ciudad que van desde las captaciones, planta de tratamiento y red de distribución, determinaron que en todas las muestras hay presencia de microorganismos, de los cuales el 80% pertenecen a algas y diatomeas; por lo que se concluyó que el agua no es apta para el consumo humano.

Al comparar con nuestros análisis de calidad de agua en la PTAP Santa Apolonia, encontramos que, en la zona de captación, el agua cruda que ingresa a la planta trae valores muy elevados de microorganismos; así se tiene la presencia de algas en una cantidad de 184 984 organismos por litro de agua; protozoarios 330 organismo por litro de agua y rotíferos 100 organismos por litro de agua. Ello nos lleva a precisar que el problema de calidad de agua cruda que ingresa a la PTAP Santa Apolonia, es mayor que en otras EPS; por lo que es primordial atender esta problemática, iniciando por la caracterización de los microorganismos existentes en los filtros lentos, lugar donde se van a depositar los organismos que ingresan.

A la salida de agua de la planta, pos tratamiento, tenemos que en el agua aún persiste la presencia de algas, en una cantidad de 704 organismos por litro, protozoarios 88 organismos por litro de agua y 12 nematodos por litro de agua. Estos valores sobrepasan los límites máximos permisibles determinados mediante el Decreto Supremo N° 031-2010-SA, Reglamento de la Calidad del Agua para el Consumo Humano.

## **2.4. Definición de términos básicos / Marco Conceptual**

### **– Agua potable**

Se considera buena un agua para la bebida cuando cumpliendo ciertos requisitos químicos llega al consumidor en buena condición física y libre de sustancias nocivas, inobjetable en su color y gusto y sin contener organismos que puedan perjudicar la salud del que la consume. (Alunni, 2015, p.2)

### **– Planta de Tratamiento de Agua Potable**

“Es una instalación donde el agua cruda es sometida a diversos procesos con el objetivo de eliminar los microorganismos y los contaminantes físicos y químicos hasta los límites aceptables que estipulan las normas” (Chulluncuy, 2011, p.166).

### **– Filtros lentos**

La filtración biológica se consigue al hacer circular el agua cruda a través de un manto poroso de arena. Durante el proceso las impurezas entran en contacto con la superficie de las partículas del medio filtrante y son retenidas, desarrollándose adicionalmente procesos de degradación química y biológica que reducen la materia retenida a formas más simples. (Blasio y Palacios, 2014, p.13)

– **Biofilms**

Los biofilms (o biopelículas) son estructuras complejas conformadas por poblaciones bacterianas, las cuales se comportan como organismos multicelulares. Los biofilms no deben considerarse una mera aglomeración de bacterias, por el contrario, deben ser contemplados como una población que reacciona y actúa como un organismo único, de ahí la clasificación de organismos multicelulares. Los biofilms se encuentran ampliamente distribuidos en la naturaleza ya que representan la forma habitual de crecimiento de las bacterias. (Meneses y Landoni, 2012, p.45)

– **Algas:**

Las algas son un conjunto heterogéneo de organismos autótrofos que presentan gran complejidad morfológica y funcional. Habitan diversos ambientes en todas las regiones acuáticas y terrestres del mundo y forman parte esencial de la biodiversidad biológica de los cuerpos de agua. (Carmona, 2004, p.2)

## **2.5. Hipótesis**

En los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia existen microorganismos formadores de biofilms como algas, protozoos y rotíferos.

### 2.5.1. Operaciones de variables

– **Variable independiente:**

Filtros lentos: muestra de sustrato de tecnopor y muestra de superficie de arena.

– **Variable dependiente:**

Comunidad de microorganismos: clasificación taxonómica y número de individuos.

Tabla 1. Operación de variables

Tipo de variables	Variable	Definición	Indicador	Unidad
<b>Independiente</b>	Filtros lentos en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia	Es el proceso de purificación, mediante el cual se elimina del agua la materia en suspensión y tiene como principal objetivo la eliminación de los microorganismos que lograron pasar el proceso de sedimentación.	Muestra de superficie de arena  Muestra de sustrato de tecnopor	microorganismos/ mm <sup>2</sup>
<b>Dependiente</b>	Comunidad de Microorganismos	Son organismos microscópicos capaces de llevar a cabo todas las funciones vitales, con organización unicelular y capacidad de formar agrupaciones simples de células.	Clasificación taxonómica  Número de individuos	Atlas de Microorganismos Planctónicos - Presentes en los Humedales Andaluces. Catalogo de microalgas y cianobacterias de agua dulce Ecuador.  Nº Org /mL

Fuente: Elaboración propia

## **CAPÍTULO III: MÉTODO DE INVESTIGACIÓN**

### **3. Metodología de la investigación**

#### **3.1. Tipo de Investigación**

El tipo de investigación es descriptiva, puesto que lo que se buscó es identificar y clasificar los organismos de vida libre presentes en las biopelículas formados en los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Santa Apolonia. “Se considera como investigación descriptiva aquella que se reseñan las características o rasgos de la situación o fenómeno objeto de estudio” (Salkind, 1998, citado en Bernal, 2010, p.113).

Asimismo, podemos afirmar que la investigación es básica, pues su propósito es generar conocimiento a partir del análisis de poblaciones de microorganismos presentes en los filtros lentos de la planta de tratamiento de agua potable, más su fin no es solucionar un problema, sino, meramente describirlo.

#### **3.2. Diseño de Investigación**

El diseño de la investigación realizada es No Experimental, dentro de la cual es de tipo Transeccional o Transversal, puesto que solo se recolectaron datos en un único momento, para su posterior identificación, caracterización y descripción, en gabinete, de los microorganismos encontrados en los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable. (Hernández, Fernández y Baptista, 2010)

### **3.2.1. Localización del área de estudio**

La provincia de Cajamarca se ubica al sur del departamento del mismo nombre, en las cabeceras de las cuencas de los ríos Jequetepeque, Chicama, Cajamarquino y Llaucano. La ciudad de Cajamarca es la capital de la provincia del mismo nombre, y se encuentra a una altura de 2730 m.s.n.m. (EPS SEDACAJ S.A, 2015, p. 10)

La localidad de Cajamarca tiene un clima sub húmedo y templado, con temperatura mínima de 4 °C y con máxima de 22 °C, la temperatura promedio anual es de 16 °C. El mes más caluroso es diciembre y el mes más frío es julio. La humedad relativa, en promedio, es del 62,5 %, siendo los meses más húmedos de diciembre a febrero, con un promedio del 67 %; y los más secos corresponde a los meses de julio a octubre, con un promedio de 56,3 %.

El área de estudio se encuentro ubicado dentro de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia, específicamente en los filtros lentos, por medio la observación en campo nos permitió tomar nota respecto al sitio de estudio, a través de tomas fotográficas; obteniendo las siguientes coordenadas. (EPS Sedacaj S.A, 2015, p. 10)

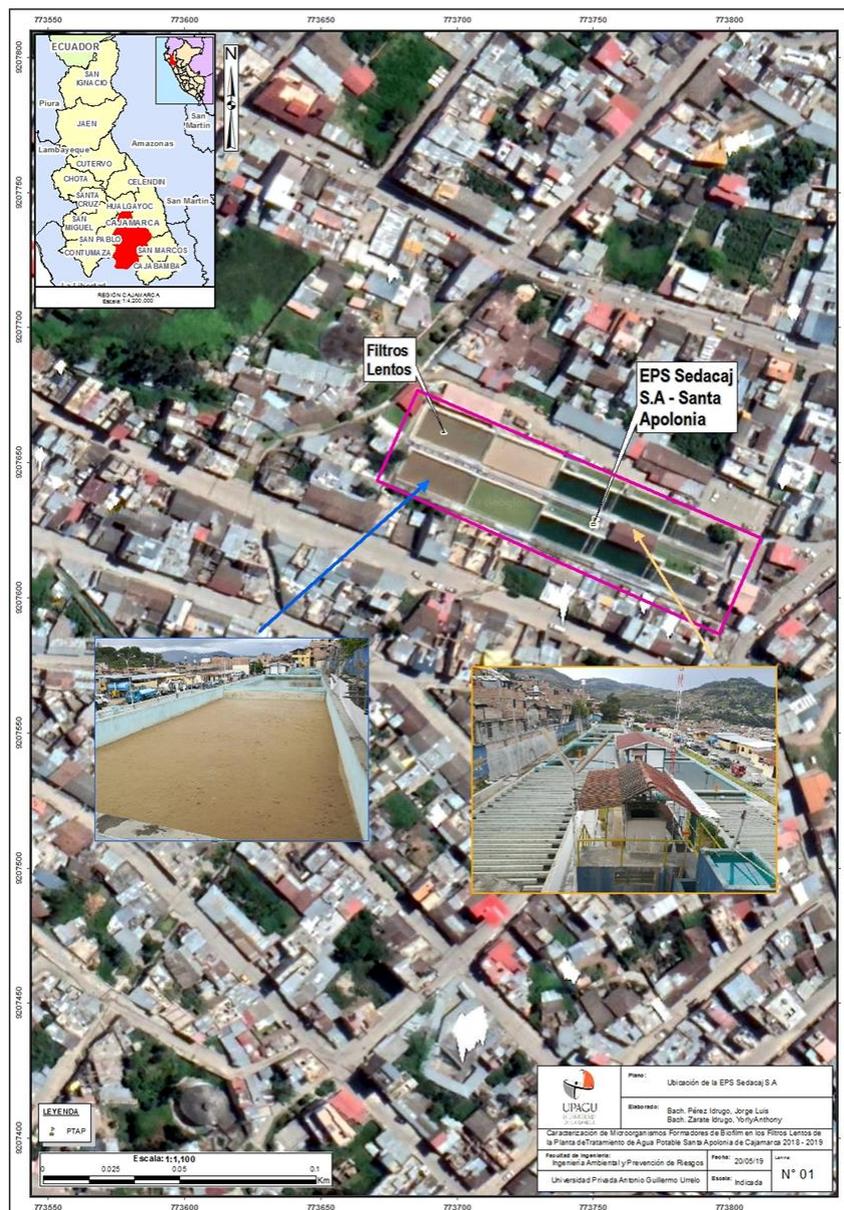


Figura 4. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj S.A.

Fuente: Google Earth

Tabla 2. Coordenadas de la ubicación de la Planta Santa Apolonia

Área de estudio	Coordenada X	Coordenada Y	Cota (m.s.n.m)
Planta de Santa Apolonia (Filtros lentos)	773750,4498	9207628,406	2820

Fuente: Área de Catastro Técnico. EPS Sedacaj S.A.

### **3.3. Población y muestra**

#### **3.3.1. Población**

Está conformado por los filtros lentos, del sistema de tratamiento de agua potable en la Planta de Tratamiento Santa Apolonia de la EPS Sedacaj S.A.

#### **3.3.2. Muestra**

Se tomaron 2 muestras diferentes: la primera fue de sustrato artificial con tecnopor de 5 cm x 5 cm y la otra de arena de los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia, estas muestras se realizaron entre los siguientes periodos, de verano en el mes de noviembre del año 2018 y de invierno en el mes diciembre del año 2018 hasta el mes de enero del año 2019.

#### **3.3.3. Unidad de análisis**

Hojas de ensayo del laboratorio de las muestras de sustrato de tecnopor y arena.

### **3.4. Técnicas e Instrumentos de recolección de datos**

Para la realización del muestreo en los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable, no existe una bibliografía estandarizada,

por tal razón hemos adaptado nuestra propia metodología para la colecta y análisis de las muestras de biofilms.

Se tomó como referencia la guía “Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas” del Ministerio del Ambiente (2013); asimismo, nos apoyamos de fichas técnicas. La frecuencia de muestreo fue, una en la época de estiaje y dos en épocas de lluvias, lo que hace un total de tres muestreos de análisis.

### **3.4.1. Materiales y equipos**

#### **a. Materiales**

- Wader
- Botas
- Wincha
- Libreta de Campo
- Lapicero
- Alcohol
- Tecnopor
- Regla
- Tijera
- Frascos de 100 mL
- Cuter
- Marcadores
- Guantes descartables

- Coler
- Cepillo
- Tecnopor
- Palillos de madera
- Espátula
- Guía metodológica (MINAM 2013)
- Papel toalla
- Guardapolvo
- Porta y cubre objetos
- Pizeta
- Agua destilada
- 02 Probetas
- 02 Pipeta
- 02 Lamina Gridded Sedgewick Rafter de 1mm<sup>2</sup>

**b. Equipos**

- Turbidímetro
- Peachímetro
- Microscopio
- Cámara fotográfica
- Termómetro

### **3.4.2. Recolección de muestras**

Para su mejor análisis, se tomaron dos tipos de muestras en la zona de los filtros lentos: una de sustrato artificial con tecnopor, puesto que dichas muestras fueron dispuestas de forma horizontal y fijadas con mondadientes lo cual nos permitió que los microorganismos suspendidos en el agua cruda se adherían a estos y otra muestra de arena, las cuales se tomaron adyacentes a las muestras de tecnopor, para ello se realizó un raspado de arena con la ayuda de una espátula; dichas muestras se tomaron de forma paralela y recolectadas en frascos de 100 mL.

### **3.4.3. Toma de muestras**

En total se tomaron 66 muestras, 24 muestras se tomaron en el mes de noviembre que corresponde al periodo de estiaje, divididas en 12 para el sustrato de tecnopor y 12 para arena; 18 muestras se tomaron en el mes de diciembre a inicios del periodo de lluvias, 9 para sustrato de tecnopor y 9 para arena; y 24 muestras de tomaron en el mes de enero, periodo de lluvias intensas, divididas en 12 para sustrato de tecnopor y 12 para arena. A continuación, se detalla el procedimiento de la colecta:

#### **a. Toma de muestra con sustrato artificial (tecnopor)**

Para la muestra de sustrato artificial se colocaron planchas de tecnopor de 5 cm<sup>2</sup> en la superficie de la arena, en dichos filtros

las cuales fueron fijadas con mondadientes grandes, estos fueron distribuyeron de forma horizontal, 3 unidades en el punto A, 3 unidades en punto B, 3 unidades en el punto C y 3 unidades en el punto D, haciendo un total de 12 unidades de análisis. Esto permitió la adherencia de los microorganismos, asimismo nos permitió estimar el área de muestreo.

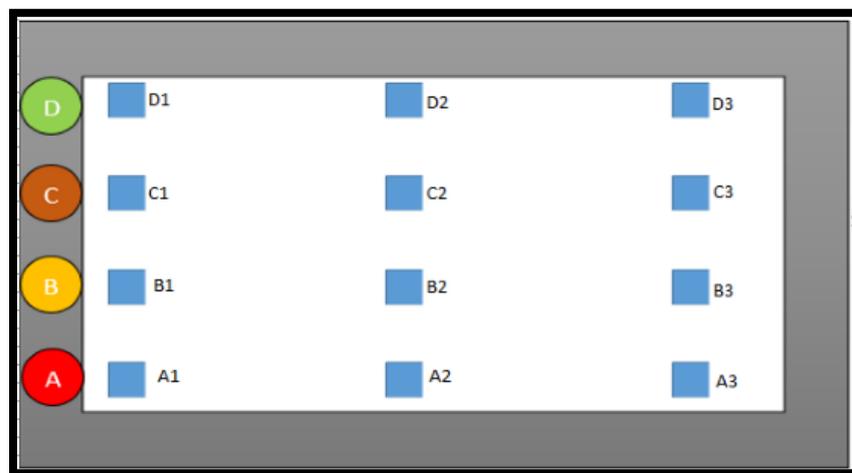


Figura 5. Distribución de la colecta de la muestra de sustrato artificial (tecnopor)

Fuente: Elaboración propia

Se muestra la distribución de las doce muestras tomadas, divididas en cuatro secciones de tres muestras cada una, para dicha colecta.

#### **b. Toma de muestra de arena en los filtros lentos**

De manera paralela, se tomaron muestras de la arena del filtro adyacente a donde se colocaron las muestras de sustrato artificial de tecnopor. Dicha actividad se realizó con la ayuda de una

espátula, con la que realizamos el raspado de la superficie del filtro lento.

Esto nos sirvió para poder determinar el grupo de microorganismos que llegan directamente en el agua y que no se adhirieron a la superficie.

Ambas metodologías se aplicaron in situ, a lo largo de un ciclo de vida del filtro lento.

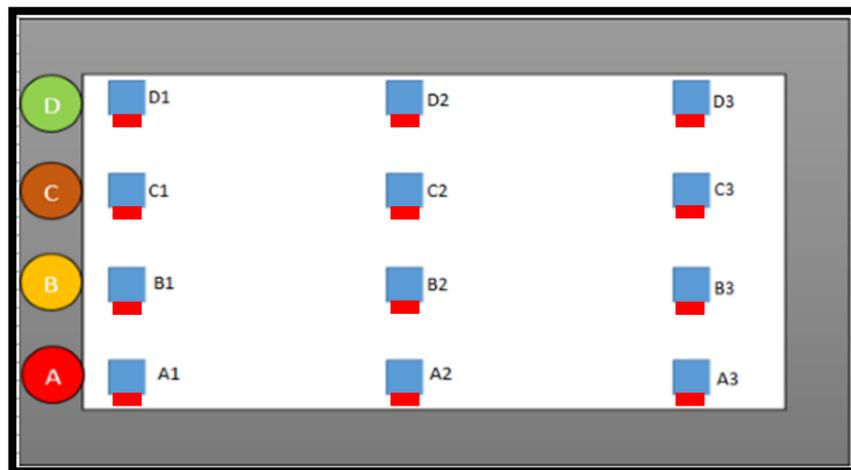


Figura 6. Distribución de la colecta de la muestra de arena  
Fuente: Elaboración propia

Se presenta las doce muestras tomadas adyacentes a las muestras de sustrato de tecnopor, divididas en cuatro secciones de tres cada una, para dicha colecta.

Por consiguiente, para los resultados finales después de su análisis en el laboratorio se calculó los promedios finales para cada género identificado, según su distribución de colecta

(horizontal), este criterio se aplicó para las muestras de sustrato de tecnopor y de arena, la cual se muestra en la figura N° 7.

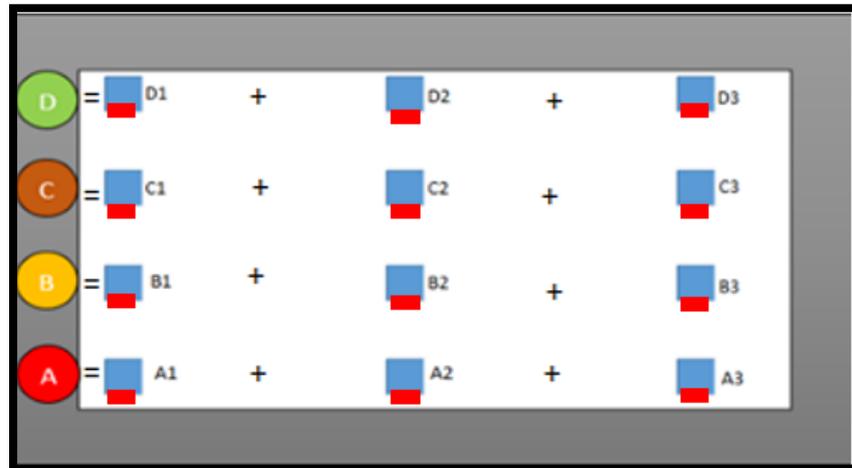


Figura 7. Cálculo promedio para microorganismos identificados  
Fuente: Elaboración propia

#### 3.4.4. Conservación de muestras

Una vez ya tomadas las muestras en los frascos de 100 mL, tanto como de sustrato artificial de tecnopor y de arena, se agregó alcohol de 96°C para su conservación, en seguida estas fueron trasladadas en un cooler para evitar el contacto directo de la radiación solar.

#### 3.4.5. Trabajo de laboratorio

La identificación de microorganismos formadores de biofilms, se realizó en el Laboratorio de Ecología de la Universidad Nacional de Cajamarca (UNC), mediante la orientación de la Dr. Consuelo Plasencia Alvarado y bajo la

supervisión del Mg. Blgo. Marco Sánchez Peña, para ello se utilizó el microscopio como herramienta principal.

Para la evaluación del contenido de muestras se realizaron las siguientes acciones:

**a. Preparación de muestras de la superficie de los filtros lentos**

- Los frascos de muestras de 100 mL se agitaron y se homogenizaron a un volumen de 10 mL, luego se dejó reposar por 15 minutos. Con una pipeta de 100 mL se extrajo 1 mL del fondo de recipiente que luego se colocó en la cámara Gridder Sedgewick Rafter 1mm<sup>2</sup> (Model #1801 – G20. Made in USA), finalmente, se inició la observación en el microscopio.

**b. Preparación de las muestras de los tecnopor**

- Para el análisis de la muestra del sustrato artificial de tecnopor de 5 cm<sup>2</sup>, se realizó el raspado de estos con ayuda de un cepillo, luego se dejó reposar por 20 minutos, para después extraer 1 mL del fondo de recipiente que se colocó en la cámara Gridder Sedgewick Rafter 1 mm<sup>2</sup> (Model #1801 – G20. Made in USA) cubriendo un área de 1mm<sup>2</sup>. Finalmente, se procedió a la observación en el microscopio.

### 3.5. Técnicas para el procesamiento y análisis de datos

La determinación de los resultados se realizó en gabinete con el objetivo de identificar los diferentes microorganismos existentes en los biofilms, para su procesamiento se utilizaron las siguientes fórmulas.

Tabla 3. Fórmulas para calcular el Índice de diversidad

Densidad total	$\frac{N^{\circ} \text{ de individuos totales en todos los cuadros}}{\text{Área o volumen Medio}}$
Densidad relativa de una especie	$\frac{N^{\circ} \text{ de individuos de una especie en todos los cuadros} \times}{N^{\circ} \text{ Total de individuos de todos los cuadros}}$
Densidad de una especie	$\frac{\text{Densidad relativa de una especie} \times \text{Densidad Total}}{100}$
Frecuencia de una especie	$\frac{N^{\circ} \text{ de cuadros en los que aparece una especie}}{N^{\circ} \text{ Total cuadros}}$
Frecuencia relativa de una especie	$\frac{\text{Frecuencia de una especie} \times 100}{\text{Frecuencia total de todas las especies}}$
Promedio de dominancia de la especie	$\frac{N^{\circ} \text{ de cuadros en los que domina la especie}}{N^{\circ} \text{ Total cuadros}}$
Dominancia de una especie	$\text{Densidad de una especie} \times \text{Promedio dominancia de la especie}$
Dominancia total para todas las especies	$\text{Suma de dominancia para todas las especies}$
Dominancia relativa	$\frac{\text{Dominancia de una especie} \times 100}{\text{Suma de las dominancias de todas las especies}}$
Valor de importancia de una especie	$\text{Densd. relativa} + \text{Domin. relativa} + \text{Fre. relativa}$

Fuente: Elaboración propia

Tabla 4. Fórmulas para calcular el valor de p

Desviación estándar	$S = \sqrt{\frac{\sum_i^N ((x_i - \bar{x})^2)}{N}}$
Método de Turkey	$w = q \times \sqrt{\frac{CME}{r}}$

Fuente: Elaboración propia

Asimismo, la identificación de los microorganismos se realizó a través de la observación en el laboratorio y con la ayuda de la guía denominada “Guía para el estudio de los seres vivos de las aguas dulces”. Se fue comparado e identificado los diferentes microorganismos, teniendo en cuenta sus características morfológicas y ecológicas de cada una de ellas.

### **3.6. Interpretación de datos**

Una vez identificados los microorganismos presentes en los filtros lentos, se continuó con la respectiva clasificación Taxonómica desde phylum, clase, orden, familia y género, esto se realizó con la ayuda de las guías denominadas “Microalgas acuáticas: La otra escala de la biodiversidad en la Amazonía Colombiana”, “Catálogo de Microalgas y Cianobacterias de Agua dulce del Ecuador” y “Atlas de Microorganismos Planctónicos en los Humedales Andaluces”.

Por otro lado, obtenidos los datos en campo y laboratorio, con su respectiva codificación se los transcribió al programa Excel (xls), para la elaboración de tablas y gráficos, que nos facilitaron el análisis de los valores más relevantes de cada taxón para identificar los géneros más representativos. Asimismo, con ayuda del programa ANOVA, pudimos determinar realizar el análisis estadístico para determinar la diferencia o parecido entre los resultados de los datos obtenidos en laboratorio con respecto a los microorganismos, con los datos de los parámetros, obtenidos en campo.

## CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4. Resultados y discusiones

#### 4.1. Presentación, análisis e interpretación de los resultados

A continuación, se presenta la clasificación taxonómica de fitoplancton y zooplancton identificados en los filtros de la Planta de Tratamiento de Agua Potable “Santa Apolonia”, de la EPS Sedacaj S.A. correspondiente a las diferentes especies identidades en las coletas del sustrato de tecnopor y arena en un 1mm<sup>2</sup>.

Tabla 5. Clasificación Taxonómica de fitoplancton y Zooplancton identificados en los filtros de la PTAP Santa Apolonia Sedacaj S.A.

Phyllum	Clase	Orden	Familia	Genero		
Bacillariophyta	Bacillariophyceae	Eunotiales	Eunotiaceae	<i>Eunotia sp</i>		
		Thalassiosirales	Stephanodiscaceae	<i>cyclotella sp</i>		
		Achánchales	Stephanodiscaceae		<i>Cocconeis sp</i>	
					<i>Stauroneis sp</i>	
		Naviculales	Naviculaceae		<i>Navicula sp</i>	
				Amphipleuraceae	<i>Frustulia sp</i>	
				Pinnulariaceae	<i>Pinnularia sp</i>	
		Bacillariales	Bacillariaceae		<i>Nitzschia sp</i>	
				Hemiaulaceae	<i>Diatoma sp</i>	
		Cymbellales	Gomphonemataceae		<i>Gomphonema sp</i>	
				Cymbellaceae	<i>Combilla sp</i>	
		Coscinodiscophyceae	Thalassiosirales	Melosiraceae		<i>Melosira sp</i>
		Fragilariophyceae	Fragilariales	Fragilariaceae		<i>Fragilaria sp</i>
	<i>Synedra sp</i>					
Tabellariales	Tabellareaceae				<i>Tabellaria sp</i>	
Charophyta	Zygnematophyceae	Desmidiales	Gonatozygaceae	<i>Genicularia sp</i>		
		Zygnematales	Mesotaeniaceae	<i>Spirotaenia sp</i>		
		Desmidiales	Desmidiaceae	<i>Desmidium</i>		
	Peniaceae		<i>Penium sp</i>			
	Zygophyceae	Desmidiales	Closteriaceae	<i>Closterium sp</i>		
Chlorophyta	Zygnematophyceae	Zygnematales	Gonatozygaceae	<i>Gonatozygon sp</i>		
				<i>Spirogyra sp</i>		
				<i>Zygnema sp</i>		

	Chlorophyceae	Chaetophorales	Chaetophoraceae	<i>Chaetophora sp</i>
		Microsporales	Microsporaceae	<i>Microspora sp</i>
	Ulvophyceae	Ulotrichales	Ulotrichaceae	<i>Ulothrix sp</i>
	Oedogoniophyceae	Oedogoniales	Oedogoniaceae	<i>Oedogonium sp</i>
	Chlorophyceae	Chaetophorales	Chaetophoraceae	<i>Draparnaldia sp</i>
		Chlorococcales	Scenedesmaceae	<i>Coelastrum sp</i>
	Zygnematophyceae	Zygnematales	Zygnemaceae	<i>Mougeotia sp</i>
Rotifera	Eurotatoria	Ploima	Mytilinidae	<i>Mytilina sp</i>
		Ploima	Trichotriidae	<i>Trichotria sp</i>
		Ploima	Lecanidae	<i>Lecane sp</i>
	Rotatoria	Ploimida	Brachionidae	<i>Synchaeta sp</i>
	Magnoliopsida	Asterales	Campunulaceae	<i>Microcodon sp</i>
Cyanobacteria	Cyanophyceae	Oscillatoriales	Phormidiaceae	<i>Phormidium sp</i>
		Nostocales	Nostocaceae	<i>Anabaena sp</i>
				<i>Oscillatoria sp</i>
Ciliophora	Oligohymenophorea	Peniculida	Parameciidae	<i>Paramecium sp</i>
	Heterotrichea	Heterotrichida	Stentoridae	<i>Stentor sp</i>

Fuente: Análisis de muestras en laboratorio. Elaboración propia

Se muestra la clasificación taxonómica del zooplankton y fitoplancton encontradas en las muestras analizadas en laboratorio, en las que se caracterizado 6 phylum, 17 clases, 31 ordenes, 36 familias y 40 géneros de microorganismos.

Para el desarrollo de la presente investigación se obtuvieron datos de campo como tirante de agua, pH, turbidez, temperatura del agua y temperatura ambiental, de los cuales se analizó su incidencia en la proliferación de los microorganismos formadores de biofilms, ya que estos reducen la vida útil de los filtros. Los resultados se muestran en las siguientes tablas.

#### 4.1.1. Resultados del Filtro N° 1

Presentamos los datos obtenidos en el filtro N° 1 de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia, como; tirante de agua, seguido de los parámetros como; pH, turbidez, temperatura del agua y temperatura ambiental, los cuales se realizaron en el laboratorio de Sedacaj S.A.

Tabla 6. Datos recopilados del filtro N° 1, para las muestras de arena y sustrato de tecnopor - época de estiaje

Código de muestra	Día de medición	Tirante de agua (cm)	pH	Turbidez (NTU)	Temperatura del agua (°C)	Temperatura ambiental
F1-M1	10/11/2018	12,1	7,64	61,4	16,1	22,2
F1-M2	11/11/2018	22,8	7,7	98	17,3	19,4
F1-M3	12/11/2018	21,4	7,96	111	16,1	21,4
F1-M4	13/11/2018	22,14	7,97	121	15,7	22,3
F1-M5	14/11/2018	28,4	7,98	166	16,1	21,2
F1-M6	15/11/2018	40,52	7,99	177	15,3	23,1
F1-M7	16/11/2018	64	8,02	189	15,2	24,2
F1-M8	17/11/2018	70,8	8,10	188	16,1	22,1
F1-M9	18/11/2018	71,48	8,12	190	15,7	23,5
F1-M10	19/11/2018	75,2	8,15	189	17,2	22,4
F1-M11	20/11/2018	76,12	8,16	196	15,2	23,1
F1-M12	21/12/2018	78	8,19	232	16,4	21,1

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro anterior se observa las 12 muestras que se realizaron durante 15 días que duro el filtro para las dos colectas, tanto para sustrato de tecnopor como de arena, asimismo, se observa que el tirante de agua cruda comienza a crecer en sexto día de colecta, esto nos indica que la tasa de filtración se viene reduciendo (saturando), además se puede notar que el pH comienza a incrementar.

Tabla 7. Resultados de población microorganismos de la muestra de arena época de estiaje - filtro N° 1

Género	Muestras				Total de individuos
	A	B	C	D	
<i>Diatoma sp</i>	5	8	13	14	40
<i>Fragilaria sp</i>	4	4	6	8	22
<i>Stauroneis sp</i>	1	1	3	4	9
<i>Cocconeis sp</i>	1	1	2	2	6
<i>Frustulia sp</i>	2	3	7	7	19
<i>Nitzschiam sp</i>	3	3	4	6	16
<i>Synedra sp</i>	2	3	3	4	12
<i>Navícula sp</i>	16	22	24	27	89
<i>Gomphonema sp</i>	2	3	2	5	12
<i>Cymbella sp</i>	8	12	14	15	49
<i>Pinnularia sp</i>	2	2	4	5	13
<i>Gonatozygon sp</i>	1	1	1	3	6
<i>Closterium sp</i>	2	3	2	4	11
<i>Spirogyra sp</i>	4	8	12	19	43
<i>Oedogonium sp</i>	0	1	1	3	5
Total					352

Fuente: Elaboración propia

Se presenta 15 géneros, formando una población de 352 individuos, identificados en el filtro N°1 en la época de estiaje para la muestra de arena; siendo la *Navícula sp* la más representativa, con un valor total de 89 individuos, seguida de la por *Cymbella sp*, con 49 individuos, la *Spirogyra sp* con 43 individuos y, la que tiene menor presencia de individuos es *Oedogonium sp* con 5 individuos.

A continuación, presentamos la tabla del Cálculo del valor de importancia de diversidad para la muestra de arena en época de estiaje – filtro N° 1, de dicha población.

Tabla 8. Cálculo del valor de importancia de diversidad para la muestra de arena en época de estiaje - filtro N° 1

Género	Tot. Ind.	Densidad (Org/mm <sup>2</sup> )	Dens. Relat. (%)	Veces Domina	Prom. Dom.	Dominancia	Dom. Relat. (%)	Veces Repite	Frec.	Frec. Relat. (%)	Importancia (%)
<i>Diatoma sp</i>	40	10	11,364	0	0	0	0	4	1	6,78	18,143
<i>Fragilaria sp</i>	22	5,5	6,25	0	0	0	0	4	1	6,78	13,03
<i>Stauroneis sp</i>	9	2,25	2,557	0	0	0	0	4	1	6,78	9,336
<i>Cocconeis sp</i>	6	1,5	1,705	0	0	0	0	4	1	6,78	8,484
<i>Frustulia sp</i>	19	4,75	5,398	0	0	0	0	4	1	6,78	12,177
<i>Nitzschia sp</i>	16	4	4,545	0	0	0	0	4	1	6,78	11,325
<i>Synedra sp</i>	12	3	3,409	0	0	0	0	4	1	6,78	10,189
<i>Navicula sp</i>	89	22,25	25,284	4	1	22,25	100	4	1	6,78	132,064
<i>Gomphonema sp</i>	12	3	3,409	0	0	0	0	4	1	6,78	10,189
<i>Cymbella sp</i>	49	12,25	13,92	0	0	0	0	4	1	6,78	20,7
<i>Pinnularia</i>	13	3,25	3,693	0	0	0	0	4	1	6,78	10,473
<i>Gonatozygon sp</i>	6	1,5	1,705	0	0	0	0	4	1	6,78	8,484
<i>Closterium sp</i>	11	2,75	3,125	0	0	0	0	4	1	6,78	9,905
<i>Spirogyra sp</i>	43	10,75	12,216	0	0	0	0	4	1	6,78	18,996
<i>Oedogonium sp</i>	5	1,25	1,42	0	0	0	0	3	0,75	5,085	6,505

Fuente: Elaboración propia

En la presente tabla, se puede observar que, en la colecta de las muestras de arena, la especie con mayor valor de importancia es la *Navícula sp* ya que tiene un valor de 132,06%, seguido por la *Cymbella sp* con un valor de 20,7% y la *Spirogyra sp* con un valor de 18,996%. Tales datos reafirman lo presentado en la tabla anterior.

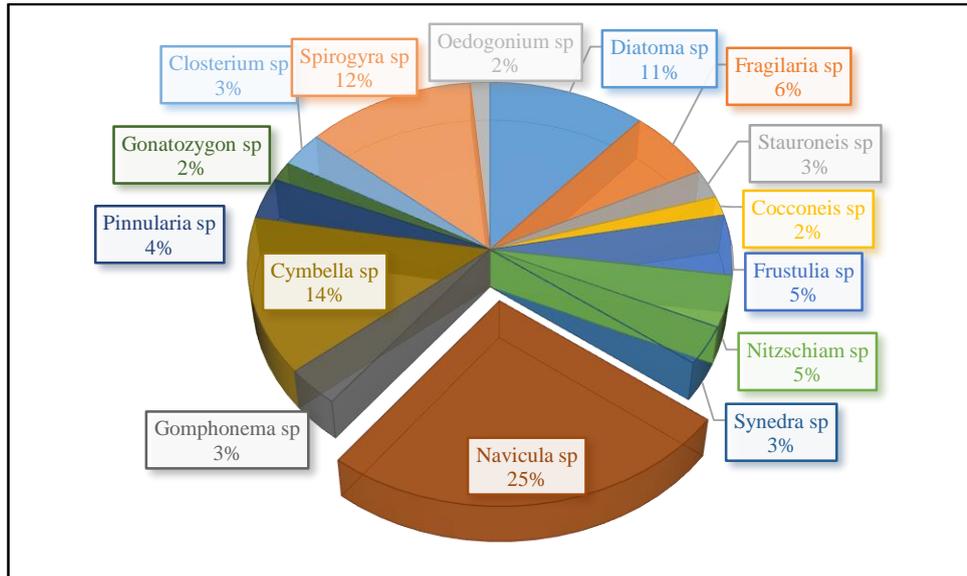


Figura 8. Resultado de abundancia por género identificados en las doce muestras del filtro N° 1. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj S.A. Época de estiaje en la muestra de arena (noviembre, 2018)

En el gráfico se muestra el porcentaje de distribución de individuos del promedio de las cuatro muestras, las que nos indica que la *Navícula sp* es la especie más representativa con un valor de 25%, seguida de *Spirogyra sp* con 12%.

Tabla 9. Resultados de la muestra del sustrato de tecnopor, época de estiaje - filtro N° 1

Género	Muestras				Total de individuos
	A	B	C	D	
<i>Diatoma sp</i>	1	1	2	3	7
<i>Fragilaria sp</i>	1	1	1	2	5
<i>Nitzschia sp</i>	2	6	7	11	26
<i>Synedra sp</i>	1	2	2	2	7
<i>Navicula sp</i>	3	8	13	19	43
<i>Gomphonema sp</i>	1	0	1	2	4
<i>Cymbella sp</i>	2	4	3	5	14
<i>Pinnularia sp</i>	1	0	1	0	2
<i>Spirotaenia sp</i>	1	1	2	2	6
<i>Closterium sp</i>	1	2	3	6	12
<i>Spirogyra sp</i>	12	15	16	23	66
<i>Zygnema sp</i>	0	1	1	2	4
<i>Oedogonium sp</i>	0	0	1	3	4
<i>Mytilina sp</i>	0	1	1	0	2
<i>Synchaeta sp</i>	0	0	1	0	1
<i>Microcodon sp</i>	0	1	0	0	1
<i>Lecane sp</i>	0	1	0	1	2
Total					206

Fuente: Elaboración propia

Se presenta 17 géneros que conforman una población total de 206 individuos, identificadas en el filtro N° 1 en la época de estiaje para la muestra de sustrato de tecnopor. Siendo la *Spirogyra sp* la más representativa, con un valor total de 66 individuos, seguido de la *Navícula sp* con 43 individuos; mientras que la *Synchaeta sp* y la *Microcodon sp* son las que tienen menos individuos con valor de 1 cada una.

Tabla 10. Cálculo del valor de importancia de diversidad para muestra de sustrato de tecnopor en la época de estiaje – filtro N° 1

Género	Tot. Ind.	Densidad (Org/mm <sup>2</sup> )	Dens. Relat. (%)	Veces Domina.	Prom. Dom.	Dominancia.	Dom. Relat. (%)	Veces Repite	Frec.	Frec. Relat. (%)	Importancia (%)
<i>Diatoma sp</i>	7	1,75	3,398	0	0	0	0	4	1	7,692	11,09
<i>Fragilaria sp</i>	5	1,25	2,427	0	0	0	0	4	1	7,692	10,119
<i>Nitzschia sp</i>	26	6,5	12,621	0	0	0	0	4	1	7,692	20,314
<i>Synedra sp</i>	7	1,75	3,398	0	0	0	0	4	1	7,692	11,09
<i>Navicula sp</i>	43	10,75	20,874	0	0	0	0	4	1	7,692	28,566
<i>Gomphonema sp</i>	4	1	1,942	0	0	0	0	3	0,75	5,769	7,711
<i>Cymbella sp</i>	14	3,5	6,796	0	0	0	0	4	1	7,692	14,488
<i>Pinnularia sp</i>	2	0,5	0,971	0	0	0	0	2	0,5	3,846	4,817
<i>Spirotaenia sp</i>	6	1,5	2,913	0	0	0	0	4	1	7,692	10,605
<i>Closterium sp</i>	12	3	5,825	0	0	0	0	4	1	7,692	13,518
<i>Spirogyra sp</i>	66	16,5	32,039	4	1	16,5	100	4	1	7,692	139,731
<i>Zygnema sp</i>	4	1	1,942	0	0	0	0	3	0,75	5,769	7,711
<i>Oedogonium sp</i>	4	1	1,942	0	0	0	0	2	0,5	3,846	5,788
<i>Mytilina sp</i>	2	0,5	0,971	0	0	0	0	2	0,5	3,846	4,817
<i>Synchaeta sp</i>	1	0,25	0,485	0	0	0	0	1	0,25	1,923	2,409
<i>Microcodon sp</i>	1	0,25	0,485	0	0	0	0	1	0,25	1,923	2,409
<i>Lecane sp</i>	2	0,5	0,971	0	0	0	0	2	0,5	3,846	4,817

Fuente: Elaboración propia

En la presenta tabla se puede observar que, en la colecta de las muestras de sustrato de tecnopor, la especie con mayor valor de importancia es la *Spirogyra sp* ya que tiene un valor de 139,731%, seguido de la *Navícula sp* con 28,556%; mientras que la *Synchaeta sp* y la *Microcodon sp* son los géneros con menor valor de importancia con un valor de 2,409% cada una.

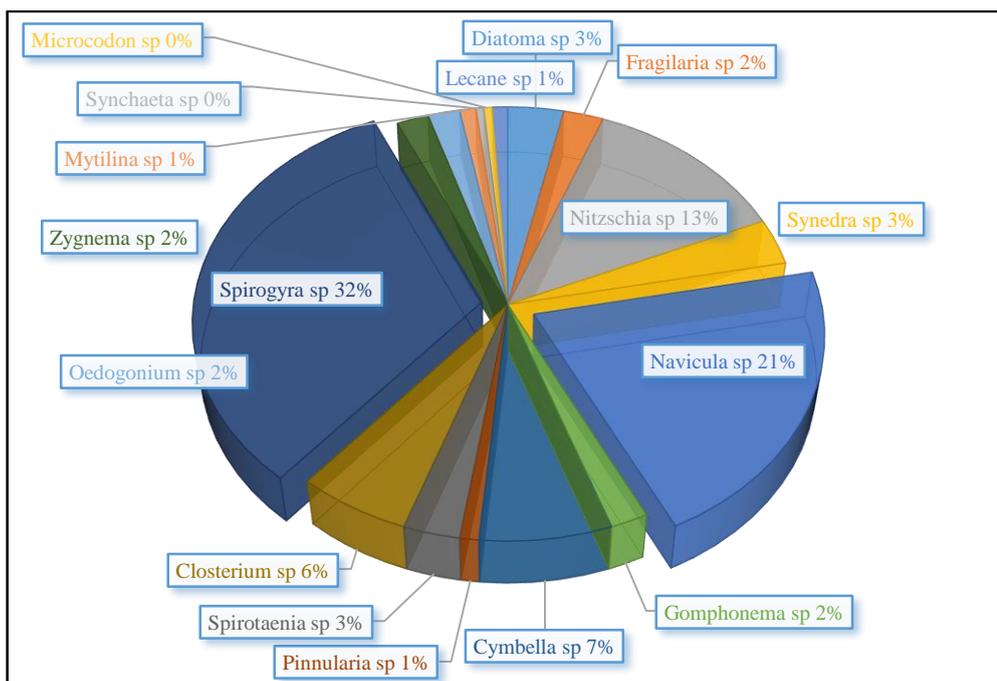


Figura 9. Resultado de abundancia por género identificadas en las doce muestras del filtro N° 1 - Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj S.A. Época de estiaje en la muestra de sustrato de tecnopor (noviembre, 2018).

La figura nos muestra los resultados promedio de las cuatro muestras, donde se ha obtenido como especies más representativas a la *Spirogyra sp* con un 32%, seguida de *Navícula sp* con 21%.

#### 4.1.2. Resultados del filtro N° 2

Presentamos los datos obtenidos en el filtro N° 2 de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia. En primer lugar, tenemos la medida del tirante de agua, así mismos de los parámetros como: pH, turbidez, temperatura del agua y temperatura ambiental, los cuales fueron se realizaron en el laboratorio de la EPS Sedacaj S.A.

Tabla 11. Datos del Filtro N° 2 - Época de lluvias intensas para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Código de muestra	Día de medición	Tirante de agua (cm)	pH	Turbidez (NTU)	Temperatura del agua (°C)	Temperatura ambiental
F2-M1	03/12/2018	12	7,41	98	15,4	22,2
F2-M2	04/12/2018	14	7,96	111	15,2	21,1
F2-M3	05/12/2018	30,4	7,99	142	16,7	22
F2-M4	06/12/2018	50	8,21	167	15,6	19,8
F2-M5	07/12/2018	54,5	8,27	223	15,1	20,2
F2-M6	08/12/2018	55,3	8,28	225	16,2	21,4
F2-M7	09/12/2018	58,4	8,29	220	15,1	23,4
F2-M8	10/12/2018	61,8	8,31	232	16,4	23,1
F2-M9	11/12/2018	72,5	8,34	317	17,2	22,3

Fuente: Elaboración propia

El siguiente cuadro mostramos los resultados de las 9 muestras para las dos colectas, tanto para la muestra de arena como de sustrato de tecnopor en la época de lluvias intensas; ya que el filtro solo duro 9 días no se colectó las 12 muestras; además se puede observar que el tirante de agua cruda comienza a crecer desde el tercer día a diferencia del filtro N° 1 en época de estiaje, esto nos indica que la tasa de filtración se viene reduciendo (saturando); asimismo, se puede notar que el pH comienza a incrementar.

Tabla 12. Resultados de la muestra de arena época de lluvias intensas filtro N° 2

Género	Muestras			Total de individuos
	A	B	C	
<i>Melosira sp</i>	2	3	3	8
<i>Eunotia sp</i>	1	0	1	2
<i>Cyclotella sp</i>	2	4	5	11
<i>Diatoma sp</i>	2	5	6	13
<i>Frustulia sp</i>	2	4	4	10
<i>Nitzschia sp</i>	67	87	91	245
<i>Synedra sp</i>	2	4	3	9
<i>Navicula sp</i>	6	13	18	37
<i>Tabellaria sp</i>	1	3	3	7
<i>Gomphonema sp</i>	11	24	41	76
<i>Cymbella sp</i>	1	1	4	6
<i>Pinnularia sp</i>	3	5	6	14
<i>Gonatozygon sp</i>	2	2	1	5
<i>Closterium sp</i>	1	1	2	4
<i>Penium sp</i>	1	0	1	2
<i>Coelastrum sp</i>	0	1	1	2
<i>Spirogyra sp</i>	3	4	7	14
<i>Oedogonium sp</i>	1	0	1	2
Total				467

Fuente: Elaboración propia

En las muestras analizadas en laboratorio encontramos presentes 18 géneros que conforman una población total de 467 individuos identificados en la muestra de arena para el filtro N° 2, en la época de lluvias intensas, siendo la *Nitzschia sp* la más representativa con valor total de 245 individuos, seguido de la *Gomphonema sp*, con un total de 76 individuos. La que menos número de individuos presenta son: *Eunotia sp*, *Penium sp*, *Coelastrum sp* y *Oedogonium sp*, con 1 individuo cada una.

Tabla 13. Cálculo del valor de importancia de diversidad para muestra de arena en la época de lluvias intensas – filtro N° 2

Género	Tot. Ind.	Densidad (Org/mm <sup>2</sup> )	Dens. Relat.(%)	Veces Domina	Prom. Dom.	Dominancia	Dom. Relat.(%)	Veces Repite	Frec.	Frec. Relat.(%)	Importancia (%)
<i>Melosira sp</i>	8	2	1,713	0	0	0	0	3	1	6	7,713
<i>Eunotia sp</i>	2	0,5	0,428	0	0	0	0	2	0,667	4	4,428
<i>Cyclotella sp</i>	11	2,75	2,355	0	0	0	0	3	1	6	8,355
<i>Diatoma sp</i>	13	3,25	2,784	0	0	0	0	3	1	6	8,784
<i>Frustulia sp</i>	10	2,5	2,141	0	0	0	0	3	1	6	8,141
<i>Nitzschia sp</i>	245	61,25	52,463	3	1	61,25	100	3	1	6	158,463
<i>Synedra sp</i>	9	2,25	1,927	0	0	0	0	3	1	6	7,927
<i>Navicula sp</i>	37	9,25	7,923	0	0	0	0	3	1	6	13,923
<i>Tabellaria sp</i>	7	1,75	1,499	0	0	0	0	3	1	6	7,499
<i>Gomphonema sp</i>	76	19	16,274	0	0	0	0	3	1	6	22,274
<i>Cymbella sp</i>	6	1,5	1,285	0	0	0	0	3	1	6	7,285
<i>Pinnularia sp</i>	14	3,5	2,998	0	0	0	0	3	1	6	8,998
<i>Gonatozygon sp</i>	5	1,25	1,071	0	0	0	0	3	1	6	7,071
<i>Closterium sp</i>	4	1	0,857	0	0	0	0	3	1	6	6,857
<i>Penium sp</i>	2	0,5	0,428	0	0	0	0	2	0,667	4	4,428
<i>Coelastrum sp</i>	2	0,5	0,428	0	0	0	0	2	0,667	4	4,428
<i>Spirogyra sp</i>	14	3,5	2,998	0	0	0	0	3	1	6	8,998
<i>Oedogonium sp</i>	2	0,5	0,428	0	0	0	0	2	0,667	4	4,428

Fuente: Elaboración propia

En la presente tabla se puede observar que, en la colecta de la muestra de arena del Filtro N° 2 en la época de lluvias intensas, la *Nitzschia sp* presenta el más alto valor de importancia con un valor de 158,46%, seguida de la *Gomphoonema sp*

con un valor de 22,274%. Las especies con menor valor de importancia son; *Eunotia sp*, *Penium sp*, *Coelastrum sp* y *Oedogonium sp* cada una con un valor de 4,428%.

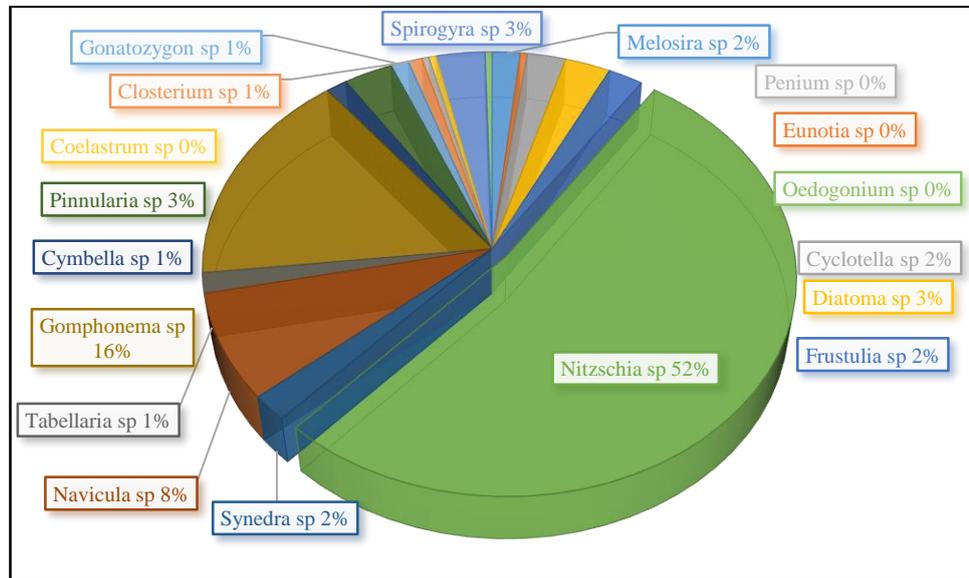


Figura 10. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las nueve muestras del filtro N° 2. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj SA. época de lluvias intensas en la muestra de arena (diciembre, 2018).

Los resultados promedio de las cuatro muestras nos indica que las especies más representativas son la *Nitzschia sp* con un 52%, le continúa la *Gomphonema sp* con 16% y la *Navícula sp* con 8%.

Tabla 14. Resultados de la muestra de sustrato de tecnopor - Época de lluvias intensas filtro N° 2

Género	Muestras			Total de individuos
	A	B	C	
<i>Melosira sp</i>	0	1	1	2
<i>Eunotia sp</i>	1	2	1	4
<i>Diatoma sp</i>	3	3	5	11
<i>Fragilaria sp</i>	1	1	2	4
<i>Nitzschia sp</i>	4	5	8	17
<i>Navícula sp</i>	16	23	48	87
<i>Tabellaria sp</i>	1	3	3	7
<i>Gomphonema sp</i>	2	2	2	6
<i>Cymbella sp</i>	1	1	4	6
<i>Closterium sp</i>	1	1	2	4
<i>Genicularia sp</i>	2	3	2	7
<i>Spirogyra sp</i>	1	1	3	5
<i>Zygnema sp</i>	1	0	0	1
<i>Ulotrix sp</i>	0	0	1	1
<i>Mytilina sp</i>	4	1	1	6
<i>Synchaeta sp</i>	1	0	0	1
<i>Phormidium sp</i>	1	1	3	5
<i>Anabaena sp</i>	1	0	0	1
<i>Oscillatoria sp</i>	0	3	1	4
<i>Paramecium sp</i>	1	1	0	2
<i>Stentor sp</i>	0	1	0	1
Total				182

Fuente: Elaboración propia

En el análisis de laboratorio de la muestra de sustrato de tecnopor del filtro N° 2 en época de lluvias intensas, se han encontrado 21 géneros que hacen una población total de 182 individuos; siendo la *Navícula sp* con un mayor número de individuo, 87 en total. Le continúa la *Nitzschia sp*, con 17 individuos. Las que presentan menos individuos son: *Zygnema sp*, *Ulotrix sp*, *Synchaeta sp*, *Anabaena sp* y *Stentor sp* con 1 individuos cada una.

Tabla 15. Cálculo del índice de importancia de diversidad para muestra de sustrato de tecnopor en la época de lluvias intensas – filtro N° 2

Género	Tot. Ind.	Densidad (Org/mm <sup>2</sup> )	Dens. Relat.(%)	Veces Domina	Prom. Dom.	Dominancia.	Dom. Relat.(%)	Veces Repite	Frec.	Frec. Relat.(%)	Importancia (%)
<i>Melosira sp</i>	2	0,5	1,099	0	0	0	0	2	0,667	4	5,099
<i>Eunotia sp</i>	4	1	2,198	0	0	0	0	3	1	6	8,198
<i>Diatoma sp</i>	11	2,75	6,044	0	0	0	0	3	1	6	12,044
<i>Fragilaria sp</i>	4	1	2,198	0	0	0	0	3	1	6	8,198
<i>Nitzschia sp</i>	17	4,25	9,341	0	0	0	0	3	1	6	15,341
<i>Navicula sp</i>	87	21,75	47,802	3	1	21,75	100	3	1	6	153,802
<i>Tabellaria sp</i>	7	1,75	3,846	0	0	0	0	3	1	6	9,846
<i>Gomphonema sp</i>	6	1,5	3,297	0	0	0	0	3	1	6	9,297
<i>Cymbella sp</i>	6	1,5	3,297	0	0	0	0	3	1	6	9,297
<i>Closterium sp</i>	4	1	2,198	0	0	0	0	3	1	6	8,198
<i>Genicularia sp</i>	7	1,75	3,846	0	0	0	0	3	1	6	9,846
<i>Spirogyra sp</i>	5	1,25	2,747	0	0	0	0	3	1	6	8,747
<i>Zygnema sp</i>	1	0,25	0,549	0	0	0	0	1	0,333	2	2,549
<i>Ulotrix sp</i>	1	0,25	0,549	0	0	0	0	1	0,333	2	2,549
<i>Mytilina sp</i>	6	1,5	3,297	0	0	0	0	3	1	6	9,297
<i>Synchaeta sp</i>	1	0,25	0,549	0	0	0	0	1	0,333	2	2,549
<i>Phormidium sp</i>	5	1,25	2,747	0	0	0	0	3	1	6	8,747
<i>Anabaena sp</i>	1	0,25	0,549	0	0	0	0	1	0,333	2	2,549
<i>Oscillatoria sp</i>	4	1	2,198	0	0	0	0	2	0,667	4	6,198
<i>Paramecium sp</i>	2	0,5	1,099	0	0	0	0	2	0,667	4	5,099
<i>Stentor sp</i>	1	0,25	0,549	0	0	0	0	1	0,333	2	2,549

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede observar que, en la colecta de la muestra de sustrato de tecnopor del filtro N° 2, en época de lluvias intensas, la especie con mayor valor de importancia es la *Navícula sp* con un valor de 153,80%, seguida de *Nitzschia sp* con un 15,341%. Las que presentan un porcentaje muy bajo de importancia son: *Zygnema sp*, *Ulotrix sp*, *Synchaeta sp*, *Anabaena sp* y *Stentor sp*, con el 2,5499% cada una.

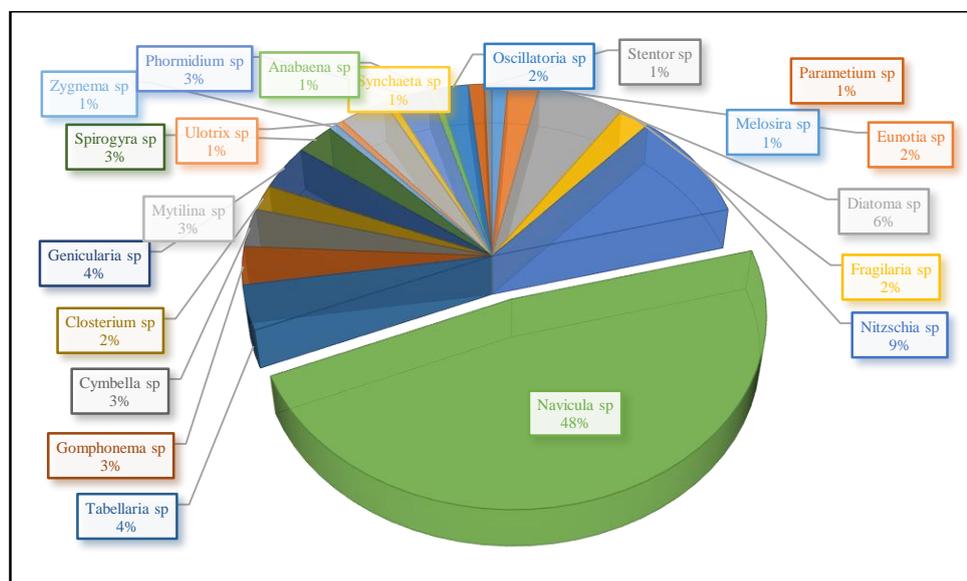


Figura 11. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las nueve muestras del filtro N°2. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj SA. Época de lluvias intensas en la muestra de sustrato de tecnopor (diciembre, 2018).

Los resultados promedio de las cuatro muestras nos indica que las especies más representativas son la *Navícula sp* con un 48%, seguida de *Nitzschia sp* con el 9% de representatividad.

### 4.1.3. Resultados del filtro N° 3

Al igual que en los filtros anteriores, en el filtro N° 3 también se midió el tirante de agua, de forma paralela los parámetros como: pH, turbidez, temperatura del agua y temperatura ambiental; los cuales se realizaron en el laboratorio de la EPS Sedacaj S.A.

Tabla 16. Datos recopilados del filtro N° 3 - época de lluvias intensas para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Código de muestra	Día de medición	Tirante de agua (cm)	pH	Turbidez (NTU)	Temperatura del agua (°C)	Temperatura ambiental
F3-M1	03/01/2019	12	7,56	129	15,2	20,3
F3-M2	04/01/2019	14	7,82	154	15,1	19,4
F3-M3	05/01/2019	14,4	7,94	167	16,8	21,4
F3-M4	06/01/2019	20	7,95	197	16,3	18,2
F3-M5	07/01/2019	23,5	7,96	223	15,8	19,1
F3-M6	08/01/2019	52,3	7,99	225	15,7	18,2
F3-M7	09/01/2009	58,4	8,19	220	17,3	20,1
F3-M8	10/01/2019	61,8	8,21	215	18,1	19,8
F3-M9	11/01/2019	72,5	8,27	229	15,9	20,5
F3-M10	12/01/2019	73,9	8,28	216	16,1	19,6
F3-M11	13/01/2019	73,9	8,29	217	17,1	19,3
F3-M12	14/01/2019	75	8,31	220	18,2	19,9

Fuente: Elaboración propia

La tabla nos indica que se realizó una colecta de 12 muestras, tanto para la muestra de arena como para el sustrato de tecnopor, en la época de lluvias intensas, durante los 14 días que duro el filtro, además se puede observar que el tirante de agua cruda comienza a crecer en el sexto día a diferencia del filtro N° 2, esto nos indica que la tasa de filtración se viene reduciendo (saturando). Asimismo, se puede observar que el pH

comienza a incrementar, hasta un valor de 8,31 a diferencia del filtro N° 1 y del filtro N° 2.

Tabla 17. Resultados de la muestra de arena- época de lluvias intensas filtro N° 3

Género	Muestras				Total de individuos
	A	B	C	D	
<i>Eunotia sp</i>	1	0	1	0	2
<i>Diatoma sp</i>	4	6	6	10	26
<i>Fragilaria sp</i>	1	0	1	0	2
<i>Nitzchia sp</i>	2	6	8	13	29
<i>Synedra sp</i>	3	4	9	12	28
<i>Navicula sp</i>	4	12	18	20	54
<i>Tabellaria sp</i>	1	1	1	3	6
<i>Gomphonema sp</i>	1	0	0	0	1
<i>Cymbella sp</i>	2	3	6	10	21
<i>Pinularia sp</i>	2	2	3	4	11
<i>Gonatozygon sp</i>	2	4	5	7	18
<i>Spirotaenia sp</i>	1	1	2	2	6
<i>Desmidium sp</i>	1	2	2	2	7
<i>Spirogyra sp</i>	6	16	18	22	62
<i>Mougeotia sp</i>	2	2	4	6	14
<i>Zygnema sp</i>	1	1	2	3	7
<i>Chaelophora sp</i>	0	1	1	0	2
<i>Microspora sp</i>	0	0	2	0	2
Total					298

Fuente: Elaboración propia

En el análisis de laboratorio se determinó la presencia de 18 géneros haciendo una población total de 298 individuos; siendo la *Spirogyra sp* la que presenta un mayor número de individuos, con un total de 62, seguidos de la *Navícula sp* con un valor total de 54. La que presenta un menor número de individuos es la *Gomphonema sp* con un valor de 1.

Tabla 18. Cálculo del valor de importancia de diversidad para la muestra de arena en la época de lluvias intensas – Filtro N° 3

Género	Tot. Ind.	Densidad (Org/mm <sup>2</sup> )	Dens. Relat.(%)	Veces Domina	Prom. Dom.	Dominancia.	Dom. Relat.(%)	Veces Repite	Frec.	Frec. Relat.(%)	Importancia (%)
<i>Eunotia sp</i>	2	0,5	0,671	0	0	0	0	2	0,5	3,333	4,004
<i>Diatoma sp</i>	26	6,5	8,725	0	0	0	0	4	1	6,667	15,391
<i>Fragilaria sp</i>	2	0,5	0,671	0	0	0	0	2	0,5	3,333	4,004
<i>Nitzschia sp</i>	29	7,25	9,732	0	0	0	0	4	1	6,667	16,398
<i>Synedra sp</i>	28	7	9,396	0	0	0	0	4	1	6,667	16,063
<i>Navicula sp</i>	54	13,5	18,121	1	0,25	3,375	17,881	4	1	6,667	42,668
<i>Tabellaria sp</i>	6	1,5	2,013	0	0	0	0	4	1	6,667	8,68
<i>Gomphonema sp</i>	1	0,25	0,336	0	0	0	0	1	0,25	1,667	2,002
<i>Cymbella sp</i>	21	5,25	7,047	0	0	0	0	4	1	6,667	13,714
<i>Pinularia sp</i>	11	2,75	3,691	0	0	0	0	4	1	6,667	10,358
<i>Gonatozygon sp</i>	18	4,5	6,04	0	0	0	0	4	1	6,667	12,707
<i>Spirotaenia sp</i>	6	1,5	2,013	0	0	0	0	4	1	6,667	8,68
<i>Desmidium sp</i>	7	1,75	2,349	0	0	0	0	4	1	6,667	9,016
<i>Spirogyra sp</i>	62	15,5	20,805	4	1	15,5	82,119	4	1	6,667	109,591
<i>Mougeotia sp</i>	14	3,5	4,698	0	0	0	0	4	1	6,667	11,365
<i>Zygnema sp</i>	7	1,75	2,349	0	0	0	0	4	1	6,667	9,016
<i>Chaelophora sp</i>	2	0,5	0,671	0	0	0	0	2	0,5	3,333	4,004
<i>Microspora sp</i>	2	0,5	0,671	0	0	0	0	1	0,25	1,667	2,338

Fuente: Elaboración propia

En los resultados de porcentaje del valor de importancia por géneros colectados en la muestra de arena, es la *Spirogyra sp* la más representativa ya que tiene un valor de 109,591% por encima de las demás, seguida de la *Navícula sp* con un valor de 42,668%. La que presenta menor porcentaje de importancia es la *Gomphonema sp* con un valor de 2,002%.

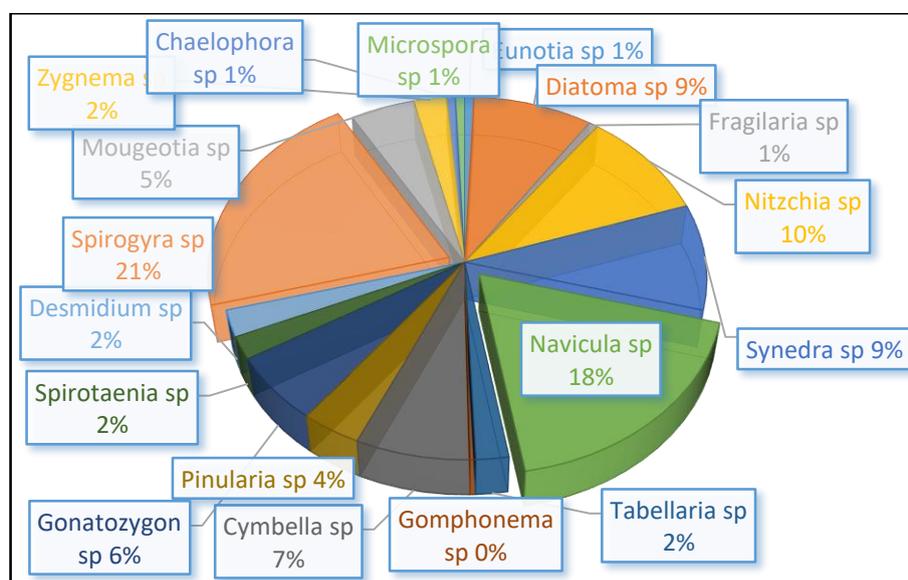


Figura 12. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las cuatro muestras del filtro N° 3 Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj SA. época de lluvias intensas en la muestra de arena (enero, 2019).

Los resultados promedio de las cuatro muestras nos indican que las especies más representativas son la *Spirogyra sp* con un 21%, seguida de *Navícula sp* con 18%. Mientras que la menos representativa es *Gomphonema sp* con un 0,002%.

Tabla 19. Resultados de la muestra de sustrato de tecnopor - época de lluvias intensas filtro N° 3

Género	Muestras				Total de individuos
	A	B	C	D	
<i>Melosira sp</i>	1	1	1	3	6
<i>Cyclotella sp</i>	1	1	0	1	3
<i>Diatoma sp</i>	4	8	8	9	29
<i>Fragilaria sp</i>	2	3	3	6	14
<i>Frustulia sp</i>	1	0	1	0	2
<i>Nitzschia sp</i>	8	14	28	32	82
<i>Synedra sp</i>	1	3	4	4	12
<i>Navícula sp</i>	27	54	221	254	556
<i>Gomphonema sp</i>	2	2	4	5	13
<i>Cymbella sp</i>	0	1	1	3	5
<i>Pinnularia sp</i>	2	2	3	4	11
<i>Gonatozygon sp</i>	1	3	3	6	13
<i>Spirotaenia sp</i>	0	1	2	2	5
<i>Closterium sp</i>	2	1	2	3	8
<i>Genicularia sp</i>	2	3	5	4	14
<i>Spirogyra sp</i>	6	14	14	21	55
<i>Zygnema sp</i>	2	1	2	4	9
<i>Chaelophora sp</i>	0	1	1	0	2
<i>Microspora sp</i>	0	0	2	0	2
<i>Ulothrix sp</i>	0	1	3	4	8
<i>Oedogonium sp</i>	0	1	0	0	1
<i>Draparnaldia sp</i>	0	0	1	1	2
<i>Mytilina sp</i>	2	1	4	3	10
<i>Synchaeta sp</i>	0	3	5	1	9
<i>Microcodon sp</i>	0	0	2	0	2
<i>Lecane sp</i>	0	0	2	1	3
<i>Phormidium sp</i>	2	0	7	0	9
<i>Anabaena sp</i>	0	1	0	0	1
<i>Oscillatoria sp</i>	1	1	3	2	7
	Total				893

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a los resultados de laboratorio, en el filtro N° 3, en época de lluvias intensas, se presenta 29 géneros que hacen una población total de 893 individuos identificados, siendo la *Navícula sp* la que presenta mayor número de individuos con un total de 556, seguido de la *Spirogyra sp*, con un valor total de 55. La que presenta menor número de individuos son la *Oedogonium sp* y la *Anabaena sp*, con un individuo cada una.

Tabla 20. Cálculo del valor de importancia de diversidad para la muestra de sustrato de tecnopor en la época de lluvias intensas – filtro N° 3

Género	Tot. Ind.	Densidad (Org/m2)	Dens. Relat.(%)	Veces Domina	Prom. Dom.	Dominancia.	Dom. Relat.(%)	Veces Repite	Frec	Frec. Relat.(%)	Importancia (%)
<i>Melosira sp</i>	6	1,5	0,672	0	0	0	0	4	1	4,494	5,166
<i>Cyclotella sp</i>	3	0,75	0,336	0	0	0	0	3	0,75	3,371	3,707
<i>Diatoma sp</i>	29	7,25	3,247	0	0	0	0	4	1	4,494	7,742
<i>Fragilaria sp</i>	14	3,5	1,568	0	0	0	0	4	1	4,494	6,062
<i>Frustulia sp</i>	2	0,5	0,224	0	0	0	0	2	0,5	2,247	2,471
<i>Nitzschia sp</i>	82	20,5	9,183	0	0	0	0	4	1	4,494	13,677
<i>Synedra sp</i>	12	3	1,344	0	0	0	0	4	1	4,494	5,838
<i>Navicula sp</i>	556	139	62,262	4	1	139	100	4	1	4,494	166,756
<i>Gomphonema sp</i>	13	3,25	1,456	0	0	0	0	4	1	4,494	5,95
<i>Cymbella sp</i>	5	1,25	0,56	0	0	0	0	3	0,75	3,371	3,931
<i>Pinnularia sp</i>	11	2,75	1,232	0	0	0	0	4	1	4,494	5,726
<i>Gonatozygon sp</i>	13	3,25	1,456	0	0	0	0	4	1	4,494	5,95
<i>Spirotaenia sp</i>	5	1,25	0,56	0	0	0	0	3	0,75	3,371	3,931
<i>Closterium sp</i>	8	2	0,896	0	0	0	0	4	1	4,494	5,39
<i>Genicularia sp</i>	14	3,5	1,568	0	0	0	0	4	1	4,494	6,062
<i>Spirogyra sp</i>	55	13,75	6,159	0	0	0	0	4	1	4,494	10,653
<i>Zygnema sp</i>	9	2,25	1,008	0	0	0	0	4	1	4,494	5,502
<i>Chaelophora sp</i>	2	0,5	0,224	0	0	0	0	2	0,5	2,247	2,471
<i>Microspora sp</i>	2	0,5	0,224	0	0	0	0	1	0,25	1,124	1,348
<i>Ulothrix sp</i>	8	2	0,896	0	0	0	0	3	0,75	3,371	4,267

<i>Oedogonium sp</i>	1	0,25	0,112	0	0	0	0	1	0,25	1,124	1,236
<i>Draparnaldia sp</i>	2	0,5	0,224	0	0	0	0	2	0,5	2,247	2,471
<i>Mytilina sp</i>	10	2,5	1,12	0	0	0	0	4	1	4,494	5,614
<i>Synchaeta sp</i>	9	2,25	1,008	0	0	0	0	3	0,75	3,371	4,379
<i>Microcodon sp</i>	2	0,5	0,224	0	0	0	0	1	0,25	1,124	1,348
<i>Lecane sp</i>	3	0,75	0,336	0	0	0	0	2	0,5	2,247	2,583
<i>Phormidium sp</i>	9	2,25	1,008	0	0	0	0	2	0,5	2,247	3,255
<i>Anabaena sp</i>	1	0,25	0,112	0	0	0	0	1	0,25	1,124	1,236
<i>Oscillatoria sp</i>	7	1,75	0,784	0	0	0	0	4	1	4,494	5,278

Elaboración propia

En la presente tabla se puede observar que en la colecta de la muestra de sustrato de tecnopor del filtro N° 3 en la época de lluvias intensas, la *Navícula sp* es la especie con mayor valor de importancia de 166,756%, seguido de la *Spirogyra sp* con un valor de 10,653%; mientras que la *Oedogonium sp* y la *Anabaena sp* presentan los valores más bajos de 1,236%.

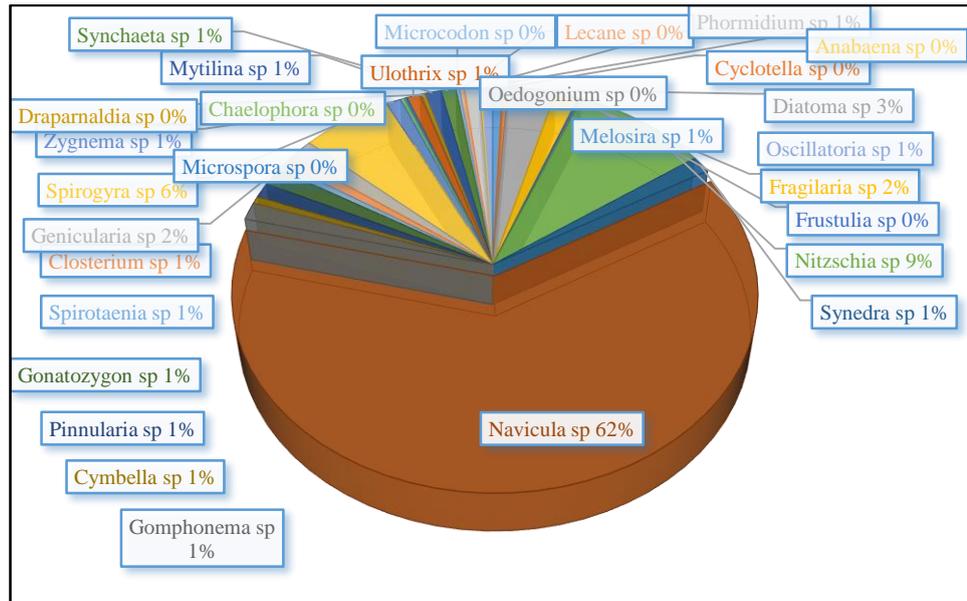


Figura 13. Resultado de abundancia por géneros identificadas en las doce muestras del Filtro N°3. Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia – Sedacaj SA. Época de lluvias intensas en la muestra de sustrato de tecnopor (enero, 2019).

Los resultados de las cuatro muestras nos indican que las especies más representativas son la *Navícula sp* con un 62%, seguida de *Nitzschia sp* con 9% y, *Spirogyra sp* con 6%. Mientras que las menos representativas son la *Chaelophora sp*, *Lecane sp*, *Oedogonium sp*, *cyclotella sp*, *frustulia sp* y *Anabaena sp* con un 0,002%.

Tabla 21. Resumen de las especies identificadas en los tres filtros para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Época	Muestra	Filtro	Especies	Tot. Ind.	Densidad (Org/mL <sup>2</sup> )	Dens. Relat(%)	Veces Domina	Prom. Dom.	Dominancia	Dom. Relat(%)	Veces Repite	Frec.	Frec. Relat. (%)	Importancia (%)
Sequía	Arena	1	<i>Navicula sp</i>	89	22,25	25,284	4	1	25,25	100	4	1	6,78	132,064
	Tecnopor		<i>Spirogyra sp</i>	66	16,5	32,039	4	1	16,50	100	4	1	7,692	139,731
Lluvias intensas	Arena	2	<i>Nitzschia sp</i>	245	61,25	52,463	3	1	61,25	100	3	1	6	158,463
	Tecnopor		<i>Navicula sp</i>	87	21,75	47,802	3	1	21,75	100	3	1	6	153,802
Lluvias intensas	Arena	3	<i>Spirogyra sp</i>	62	15,50	20,805	4	1	15,50	82,119	4	1	6,667	109,591
	Tecnopor		<i>Navicula sp</i>	556	139	62,26	4	1	139	100	3	1	4,494	166,756

Elaboración propia

Los resultados de las poblaciones en los tres filtros, nos indican que la *Navicula sp* es la más representativa en los tres filtros de las dos muestras de arena y tecnopor, con valor de importancia de 166,756%, seguida de la *Spirogyra sp* con un valor de importancia de 139,731%.

#### 4.1.4. Análisis estadístico de pH vs Filtro

Tabla 22. Hipótesis estadística para pH

Hipótesis nula	Todas las medias son iguales
Hipótesis alterna	No todas las medias son iguales
Nivel de significancia	$\alpha = 0,05$

Fuente: ANOVA

Tabla 23. Medidas de un solo factor pH vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	N° de Muestras	pH	Desviación Estándar	IC de 95%
1	12	7,9983	0,1736	(7,8603;8,1363)
2	9	8,1178	0,2992	(7,9584;8,2771)
3	12	8,0642	0,2328	(7,9262;8,2022)

Fuente: ANOVA

Tabla 24. Análisis de Varianza para pH

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Filtro	2	0,07501	0,03751	0,55	0,512
Error	30	1,64381	0,05479		
Total	32	1,71882			

Fuente: ANOVA

Según los datos mostrados en la tala 24 de la prueba estadística de ANOVA se obtuvo un valor de p igual a 0,512, lo que nos indica que no existe una diferencia significativa entre los valores de pH.

Tabla 25. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	N° de Muestras	Media	Agrupación
1	12	7,9983	A
2	9	8,1178	A
3	12	8,0642	A

Fuente: ANOVA

Se puede observar que las medidas que no comparten una letra son significativamente diferentes en los tres filtros para ambas muestras.

Tabla 26. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
F2 – F1	0,119	0,103	(-0,135;0,374)	1,16	0,487
F3 – F1	0,0658	0,0956	(0,1700;0,3017)	0,69	0,772
F3 – F2	-0,054	-0,103	(-0,308;0,201)	-0,52	0,863

Fuente: ANOVA

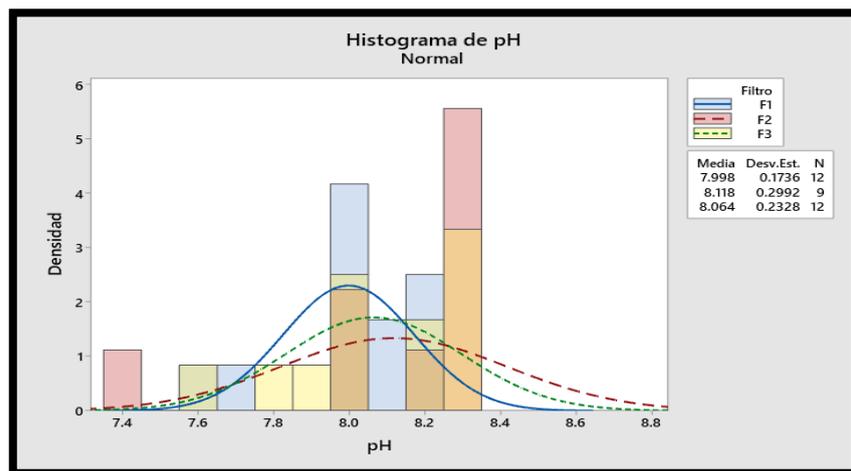


Figura 14. Diagrama de pH para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Fuente: ANOVA

Se puede observar que los valores de pH son muy cercanos en los tres filtros como se muestra en la imagen para ambas muestras.

De acuerdo a los datos de pH obtenidos en los tres filtros, se determinó que no existe una diferencia mayor a 0,05, lo que nos muestra los resultados de ambas muestras son iguales, indicado que no se puede realizar una correlación de pH vs población.

#### 4.1.5. Análisis estadístico de Turbidez vs Filtro

Tabla 27. Hipótesis estadística para turbidez

Hipótesis nula	Todas las medias son iguales
Hipótesis alterna	No todas las medias son iguales
Nivel de significancia	$\alpha = 0,05$

Fuente: ANOVA

Tabla 28. Medidas de un solo factor turbidez vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	N° de Muestras	Turbidez	Desviación Estándar	IC de 95%
1	12	159,9	50,1	(129,8;189,9)
2	9	192,8	69,4	(158,1;227,5)
3	12	201,00	3,76	(170,93;231,07)

Fuente: ANOVA

Tabla 29. Análisis de Varianza para turbidez

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Filtro	2	11149	5575	0,14	0,135
Error	30	78042	2601		
Total	32	89191			

Fuente: ANOVA

Según los datos mostrados en la tala 29 de la prueba estadística de ANOVA se obtuvo un valor de p igual a 0,135, lo que nos muestra que no existe una diferencia significativa entre los valores de turbidez.

Tabla 30. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	Nº de Muestras	Media	Agrupación
1	12	159,9	A
2	9	192,8	A
3	12	201,00	A

Fuente: ANOVA

Se puede observar que las medidas que no comparten una letra son significativamente diferentes en los tres filtros para ambas muestras.

Tabla 31. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
F2 – F1	32,9	22,5	(-22,6;88,4)	1,46	0,323
F3 – F1	41,1	20,8	(-10,3;92,5)	1,98	0,136
F3 – F2	8,2	22,5	(-47,3;63,7)	0,37	0,929

Fuente: ANOVA

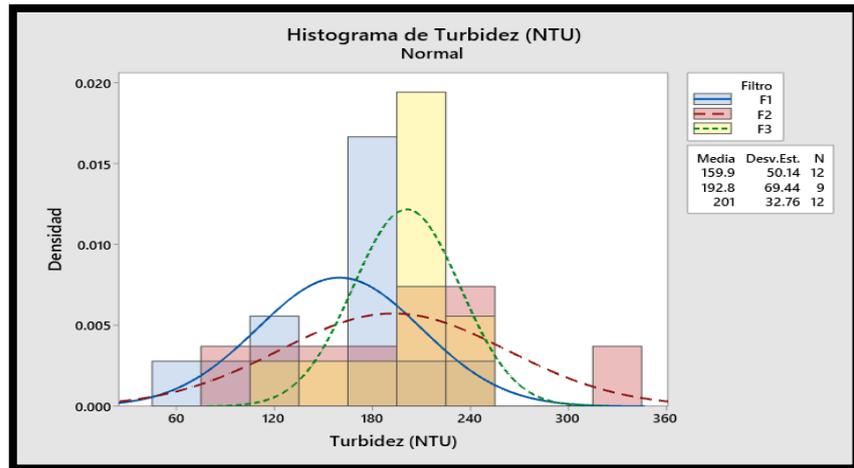


Figura 15. Diagrama de turbidez para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Fuente: ANOVA

Se puede observar que los valores de turbidez son muy cercanos en los tres filtros, salvo en el filtro número tres, con un valor muy insignificante como se muestra en la imagen para ambas muestras.

De acuerdo a los datos de turbidez obtenidos en los tres filtros, se determinó que no existe una diferencia mayor a 0,05, lo que nos muestra que los resultados de ambas muestras son iguales, indicado que no se puede realizar una correlación de turbidez vs población.

#### 4.1.6. Análisis estadístico de Temperatura del agua (°C) vs Filtro

Tabla 32. Hipótesis estadística para temperatura del agua (°C)

Hipótesis nula	Todas las medias son iguales
Hipótesis alterna	No todas las medias son iguales
Nivel de significancia	$\alpha = 0,05$

Fuente: ANOVA

Tabla 33. Medidas de un solo factor temperatura del agua (°C) vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	Nº de Muestras	Temperatura del agua (°C)	Desviación Estándar	IC de 95%
1	12	16,033	0,692	(15,530;16,537)
2	9	15,878	0,773	(15,296;16,460)
3	12	16,467	1,039	(15,963;16,970)

Fuente: ANOVA

Tabla 34. Análisis de Varianza para temperatura del agua (°C)

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Filtro	2	2,034	1,0168	1,39	0,264
Error	30	21,909	0,7303		
Total	32	23,942			

Fuente: ANOVA

Según los datos mostrados en la tala 33 de la prueba estadística de ANOVA se obtuvo un valor de p igual a 0,264, lo que nos indica que no existe una diferencia significativa entre los valores de temperatura del agua (°C).

Tabla 35. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	N° de Muestras	Media	Agrupación
1	12	16,033	A
2	9	15,878	A
3	12	16,467	A

Fuente: ANOVA

Se puede observar que las medidas que no comparten una letra son significativamente diferentes en los tres filtros para ambas muestras.

Tabla 36. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
F2 – F1	-0,156	0,377	(-1,086;0,774)	-0,41	0,911
F3 – F1	0,433	0,349	(-0,428;1,294)	1,24	0,438
F3 – F2	0,589	0,377	(-0,341;1,519)	1,56	0,277

Fuente: ANOVA

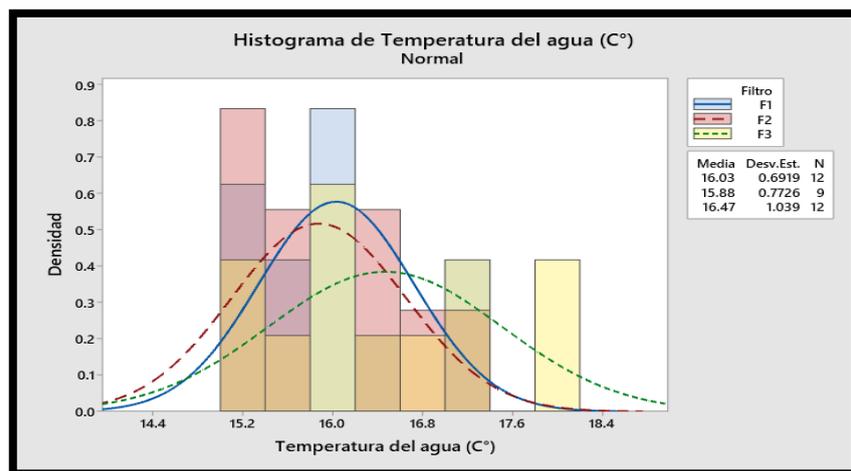


Figura 16. Diagrama de temperatura del agua (°C) para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Fuente: ANOVA

Se puede observar que los valores de temperatura del agua (°C) son muy cercanos en los tres filtros, salvo que en el filtro número dos y tres, con valores muy insignificantes como se muestra en la imagen para ambas muestras.

De acuerdo a los datos de temperatura del agua (°C) obtenidos en los tres filtros, se determinó que no existe una diferencia mayor a 0,05, lo que nos muestra los resultados de ambas muestras son iguales, indicado que no se puede realizar una correlación de temperatura del agua (°C) vs población.

#### 4.1.7. Análisis estadístico de Temperatura ambiental (°C) vs Filtro

Tabla 37. Hipótesis estadística de ANOVA para temperatura ambiental (°C)

Hipótesis nula	Todas las medias son iguales
Hipótesis alterna	No todas las medias son iguales
Nivel de significancia	$\alpha = 0,05$

Fuente: ANOVA

Tabla 38. Medidas de un solo factor temperatura ambiental (°C) vs Filtro de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	N° de Muestras	Temperatura Ambiental	Desviación Estándar	IC de 95%
1	12	22,167	1,281	(21,494;22,840)
2	9	21,722	1,217	(20,945;22,499)
3	12	19,650	0,914	(18,977;20,323)

Fuente: ANOVA

Tabla 39. Análisis de Varianza para temperatura ambiental (°C)

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Filtro	2	42,34	21,169	16,25	0,000
Error	30	29,09	1,303		
Total	32	81,43			

Fuente: ANOVA

Según los datos mostrados en la tala 39 de la prueba estadística de ANOVA se obtuvo un valor de p igual a 0,000, lo que nos muestra que no existe una diferencia significativa entre los valores de temperatura del agua (°C).

Tabla 40. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Filtro	N° de Muestras	Media	Agrupación
1	12	22,167	A
2	9	21,722	A
3	12	19,650	B

Fuente: ANOVA

Se puede observar que las medidas que no comparten una letra son significativamente diferentes en los tres filtros para ambas muestras.

Tabla 41. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar de las medidas de las muestras de arena y tecnopor

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
F2 – F1	-0,444	0,503	(-1,687;0,798)	-0,88	0,655
F3 – F1	-0,517	0,466	(-3,667;-1,367)	-5,40	0,000
F3 – F2	-2,072	0,503	(-3,314;-0,830)	-4,12	0,001

Fuente: ANOVA

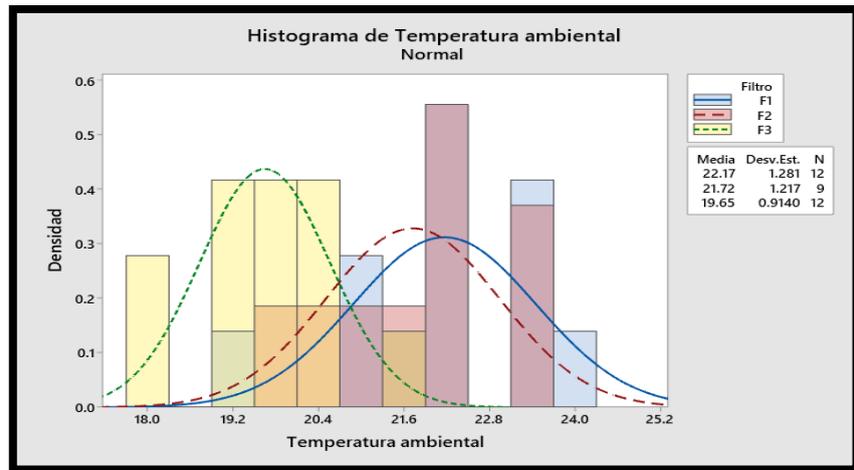


Figura 17. Diagrama de temperatura ambiental (°C) para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Fuente: ANOVA

Se puede observar que los valores de temperatura ambiental (°C) son muy cercanos en los filtros uno y dos, salvo que en el filtro tres hay una diferencia significativa, con como se muestra en la imagen para ambas muestras.

#### 4.1.8. Análisis un solo factor: Superficie (Arena) vs Filtro

Tabla 42. Medidas de microorganismos en la muestra de superficie (arena) vs los filtros

Filtro	N	Temperatura del agua (°C)	Desviación Estándar	IC de 95%
1	4	88,0	31,3	(46,0;130,0)
2	4	74,5	34,6	(32,5;116,5)
3	3	155,7	45,2	(107,1;204,2)

Fuente: ANOVA

Tabla 43. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena

Filtro	N	Media	Agrupación
1	4	88,0	A
2	4	74,5	B
3	3	155,7	B

Fuente: ANOVA

Tabla 44. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos en la muestra de arena

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
F2 – F1	-13,5	25,8	(-87,1;60,1)	-0,52	0,862
F3 – F1	67,7	27,8	(-11,8;147,2)	2,43	0,094
F3 – F2	81,2	27,8	(1,7;160,7)	2,92	0,046

Fuente: ANOVA

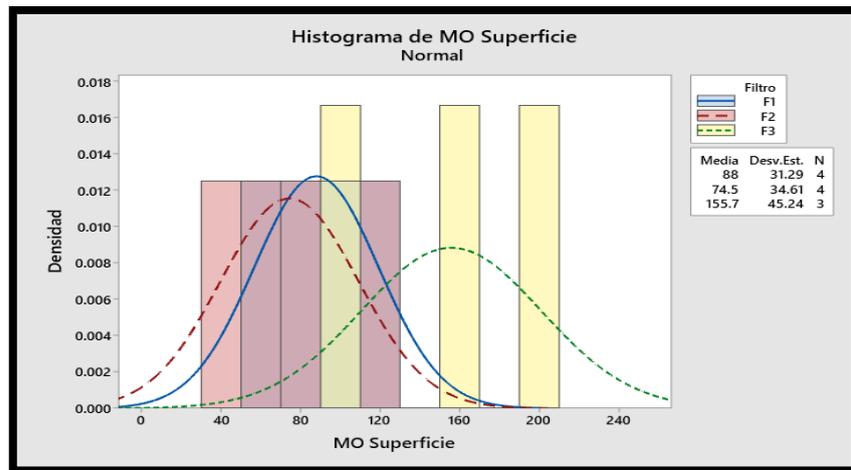


Figura 18. Diagrama de microorganismos en la muestra de arena en los tres filtros

Fuente: ANOVA

#### 4.1.9. Análisis un solo factor: Tecnopor vs Filtro

Tabla 45. Medidas de microorganismos en la muestra de sustrato de tecnopor vs los filtros

Filtro	N° de Muestras	Temperatura del agua (°C)	Desviación Estándar	IC de 95%
1	4	50,3	22,7	(-58,0;158,5)
2	4	219,0	150,3	(110,7;327,3)
3	3	55,0	25,2	(-70,0;80,0)

Fuente: ANOVA

Tabla 46. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de sustrato de tecnopor

Filtro	N° de Muestras	Media	Agrupación
1	4	219,0	A
2	4	55,0	A
3	3	50,3	A

Fuente: ANOVA

Tabla 47. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos en la muestra de sustrato de tecnopor

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
F2 – F1	168,8	66,4	(-21,0;358,5)	2,54	0,080
F3 – F1	4,8	71,7	(-200,2;209,7)	0,07	0,998
F3 – F2	-164,0	71,7	(-368,9;40,9)	-2,29	0,116

Fuente: ANOVA

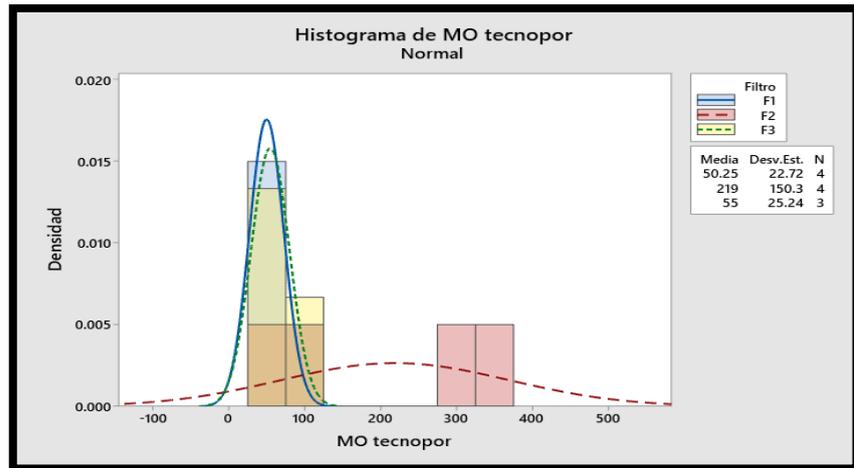


Figura 19. Diagrama de microorganismos en la muestra de sustrato de tecnopor en los filtros

Fuente: ANOVA

#### 4.1.10. Análisis estadístico de Microorganismos vs medio de crecimiento

Tabla 48. Medidas de microorganismos vs el medio de crecimiento

Medio de crecimiento	N	Media	Desviación Estándar	IC de 95%
Arena	11	101,5	48,0	(44,5;158,6)
Tecnopor	11	112,9	118,9	(55,9;169,9)

Fuente: ANOVA

Tabla 49. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Medio de crecimiento	N	Media	Agrupación
1	11	112,9	A
3	11	101,5	A

Fuente: ANOVA

Tabla 50. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos vs medio de crecimiento

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
Tecnopor - Superficie	11,4	38,7	(-69,3;92,0)	0,29	0,772

Fuente: ANOVA

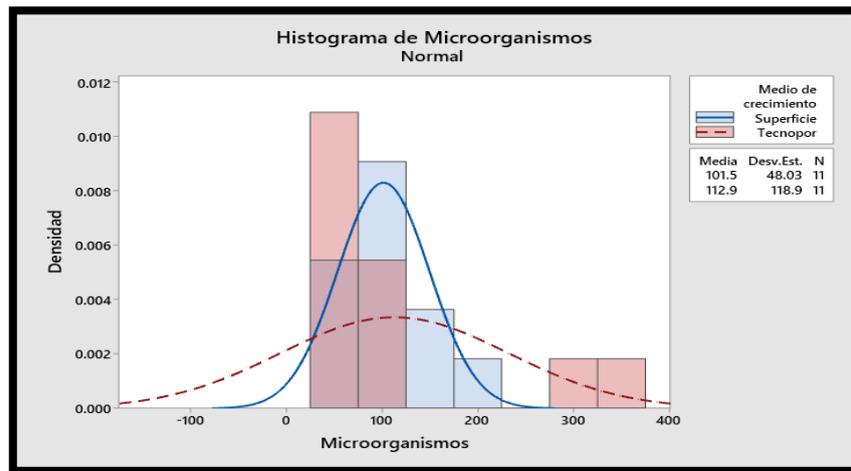


Figura 20. Diagrama de microorganismos vs medio de crecimiento para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

Fuente: ANOVA

#### 4.1.11. Análisis estadístico de Microorganismos vs Filtro

Tabla 51. Medidas de microorganismos vs filtro

Filtro	N° de Muestras	Temperatura del agua (°C)	Desviación Estándar	IC de 95%
1	8	69,1	32,4	(5,4;132,9)
2	8	146,8	127,1	(83,0;210,5)
3	6	105,3	64,1	(31,7;178,9)

Fuente: ANOVA

Tabla 52. Agrupación de información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95% de microorganismos en los filtros

Filtro	N° de Muestras	Media	Agrupación
1	8	146,8	A
2	8	105,3	A
3	6	69,1	A

Fuente: ANOVA

Tabla 53. Pruebas simultaneas de Tukey para diferenciar las medidas de microorganismos vs filtro

Diferencia de niveles	Diferencia de medidas	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor P ajustado
F2 – F1	77,6	43,1	(-31,7;187,0)	1,80	0,196
F3 – F1	36,2	46,5	(-81,9;154,3)	0,78	0,721
F3 – F2	-41,4	46,5	(-159,5;76,7)	-0,89	0,653

Fuente: ANOVA

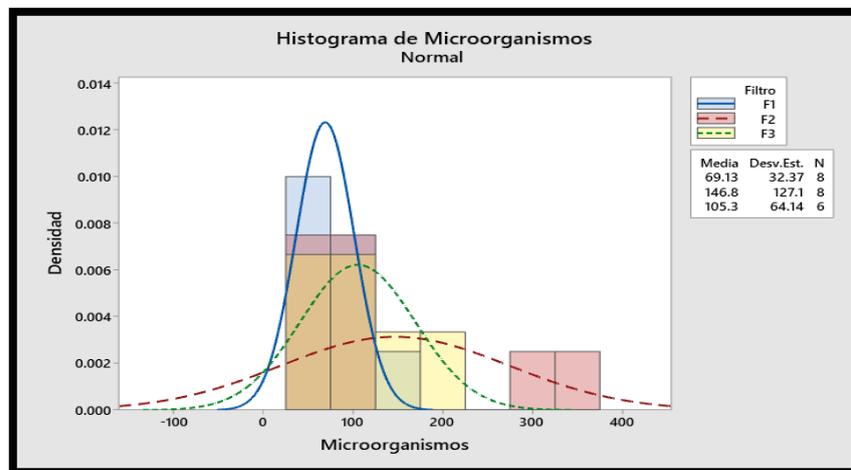


Figura 21. Diagrama de microorganismos vs filtro

Fuente: ANOVA

Se puede observar en la siguiente figura que no existe una variación significativa entre las poblaciones para las muestras de arena y sustrato de tecnopor.

Es por ello que no se puede realizar una correlación para los parámetros identificados como; pH, turbidez, temperatura del agua (°C) y temperatura ambiental (°C) ya que los valores son muy cercanos y ninguno presenta valores mayores a 0,05, lo que nos indica que sus valores son muy parecidos.

#### **4.2. Discusión de datos**

En los tres filtros analizados encontramos que la *Navícula sp* tiene mayor número de individuos, estos provienen del río Ronquillo, ya que es de donde se capta el agua para su tratamiento en la Planta Santa Apolonia. En el trabajo de investigación realizado por

Lucero y Paredes (2017), identificó la presencia de 53 especies y 21 familias de *diatomeas epilíticas* con los siguientes porcentajes: *Nitzschia inconspicua* 38,9 % del total de especímenes, familia: Bacillariaceae; *Navicula erifuga* 11,1% familia: Naviculaceae; *Achnanthidium straubianum* 5,5% familia: Achnanthaceae; *Brachysira microcephala* 5,1% familia: Brachysiraceae; presentes en las aguas del río Cutuchi, Latacunga, Ecuador; indicando que existe una abundancia relativa de especímenes de comunidades de *Diatomeas*, ya que el agua presenta un estado eutrófico de alta concentración de nutrientes principalmente de

fósforo proveniente de los fertilizantes utilizados en las plantaciones de brócoli y agricultura. En los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia, provenientes del río Ronquillo, se identificó la especie *Navicula sp.*

Al igual, en la investigación de Jaramillo (2013), determino que, la remoción de contaminantes con filtración lenta no es muy eficiente para el tratamiento de agua potable, es por ello que se compra dos tipos de filtración; filtración con manta sintética y filtración lenta en arena convencional, en donde se identificó la presencia de *Synedra sp*, *Pinnularia sp* y *Gonphonemas sp* y *Escherichia Coli*, así mismo baja tasa de filtración y remoción de turbiedad; determinando que el sistema de filtración que mejor se comporta es la de manta sintética. Estos mismos organismos fueron encontrados en los tres filtros lentos analizados en la Planta de Tratamiento de Santa Apolonia.

Comparando los resultados de individuos en los tres filtros, se identificó que, la *Navícula sp* es la especie con mayor valor de importancia de todas las muestras, tanto como en la arena y sustrato de tecnopor, con 166,756 %, seguida de la *Nitzschia sp* 158,463% y finalmente *Spirogyra sp* con 139,731%, ya que estas son las especies más representativas en los filtros lentos. De acuerdo a los datos obtenido, las mayores presencias de microorganismos se evidenciaron en la época de lluvias, por esta razón los filtros se saturan constantemente.

De acuerdo al análisis estadístico realizado de los diferentes datos obtenidos de los parámetros identificados como pH, turbidez, temperatura del agua (°C) y temperatura ambiental (°C); los valores son muy cercanos (no dispersos) y ninguno presenta valores mayores a 0,05; lo que nos indica que sus valores son muy parecidos y no existe una variabilidad importante. Por ello, que no se puede establecer una correlación en los diferentes géneros identificados y los diferentes parámetros cuantificados.

#### **4.3. Corroboración de Hipótesis**

De acuerdo a la identificación y clasificación taxonómica de los microorganismos, realizado en el laboratorio de ecología de la Universidad Nacional de Cajamarca, bajo la supervisión de la Dr. Consuelo Plasencia y al asesoramiento del Mg. Blgo. Marco Alfredo Sánchez Peña, se determinó la presencia, tanto para arena como para el sustrato de tecnopor, de 6 phylum, 17 clases, 31 ordenes, 36 familias y 40 géneros de microorganismos. Posteriormente, en gabinete, se calculó que las especies con mayor valor de importancia para dichas muestras son la *Navícula sp* con 166,756%, seguida de la *Nitzschia sp* con un valor de 158,463% y finalmente la *Spirogyra sp* con un valor de 139,73%.

## CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 5.1. Conclusiones

- En los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable de Santa Apolonia se han caracterizado, como parte conformante de los biofilms, 6 phylum, 17 clases, 31 órdenes, 36 familias y 40 géneros.
- Los géneros encontrados con mayor número de individuos en las diferentes muestras analizadas son *Navícula sp*, con 556 individuos, *Nitzschia sp* con 245 individuos y la *Spirogyra sp* con 66 individuos, tanto para la muestra de arena como para la muestra de sustrato de tecnopor.
- Las especies con mayor valor de importancia en la muestra de arena y de sustrato de tecnopor son la *Navícula sp* con 166,756% seguida de la *Nitzschia sp* con un valor de 158,463% y finalmente la *Spirogyra sp* con un valor de 139,73%.
- Se determinó que los protozoos se hallaron en menor población por lo que no hay un equilibrio entre presas y depredadores permitiendo la proliferación de microalgas.
- De acuerdo a los análisis estadísticos en ANOVA se determinó que los resultados de los cuatro parámetros como pH, turbidez, temperatura del agua (°C) y temperatura ambiental (°C), comparados con el número de individuos de cada muestra, no presentan un valor p

mayor a 0,05; por ende, no existe una variación importante de datos, ni se puede establecer una correlación directa.

## **5.2. Recomendaciones**

- Mejorar el proceso de floculación y coagulación, para reducir la población de algas que entran al filtro lento.
- Colocar un techo o una cubierta en el filtro lento que evite la incidencia de la radiación, para evitar el incremento de la temperatura del agua cruda.
- Dosificar mejor el uso de alguicidas como el sulfato de cobre en el proceso, teniendo en cuenta la presente investigación, para obtener mejores resultados.

## LISTA DE REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Araujo, R., Benito, H. (2017). Nivel de contaminación microbiológica en agua de consumo humano en el sector Sequia Alta, Santa Bárbara, Huancavelica – 2017. Universidad Nacional de Huancavelica. Huancavelica, Perú.
- Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía. (2015). Atlas de organismos planctónicos en los humedales de Andalucía. Andalucía, España.
- Dreckmann, K., Sentíes, A., y Núñez, M. (2013). Biología de Algas. Universidad Autónoma Metropolitana. Iztapalapa, México.
- Enciclopedia Británica (2018). <https://www.britannica.com/science/>
- EPS SEDACAJ S.A, E. p. (2015). Planes de Contingencia (Plan de Mitigacion y Emergencia) Para la Amenaza de Inundación Ciudad de Cajamarca EPS SEDACAJ S.A. Cajamarca. Obtenido de <http://www.sedacaj.com.pe/transparencia/otros/plan-conting-caj2018.pdf>
- Farinati, A. Biopelículas: Un desafío para entender la patogénesis y la terapia antiinfectiva. Revista Britania. Apuntes de Laboratorio. N° VI. Buenos Aires, Argentina. WWW.britanialab.com.
- Frías, D. Métodos y diseños de Investigación. Universidad de Valencia, España.
- García, M., Sánchez, F. D., Marín, R., Guzmán, H., Verdugo, N., & Domínguez, E. (2015). *El Agua*, 115.
- García, R. (2019). Parámetros de control obligatorio para determinar la calidad del agua de consumo humano en la ciudad de Iquitos, 2018. Tesis de grado. Universidad Nacional de la Amazonía Peruana. Iquitos, Loreto, Perú.
- Gomez, L. M. (2015). Análisis de la Formación y Eliminación de biofilm en la red de Distribución de Agua Potable de Santa Marianita, Cantón Arenillas, Provincia de el Oro. *Tesis de grado*. Universidad Técnica Manchala, Machala, Ecuador.

- Graham, L., Graham, J., y Wilcox, L. (2009). *Algae* (1st ed.). San Francisco: Benjamin Cummings. <https://naturaleza.paradais-sphynx.com/algas/algas-caracteristicas-tipos.htm>
- Guamán, M., González, N. (2016). Catálogo de microalgas y cianobacterias de agua dulce del Ecuador. Corporación para la investigación energética. Quito, Ecuador.
- Guillén, A. (2010). Mundo microscópico. Biodiversidad virtual. <https://www.biodiversidadvirtual.org/>
- Jaramillo Sanín, M. A. (2013). Evaluación de una Manta Sintetica no Tejida en un Sistema Piloto de Filtración Lenta para el Tratamiento de Agua. *Tesis de Maestria*. Universidad de Medellín, Medellín.
- Lucero Morales Mercedes Maribel, M. M., y Paredes Alvarez , M. (2017). Determinación del Idice Trófico de la Calidad de Agua a partir de la presencia de Diatomeas Epilíticas en el Río Cutuchi, Sector Lasso, Cantón Latacunga. *Tesis de grado*. Universidad Técnica de Cotopaxi, Latacunga, Ecuador.
- MINISTERIO DE AGRICULTURA, ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE (2012). Catálogo y claves de identificación de organismos fitoplanctónicos utilizados como elementos de calidad en las redes de control del estado ecológico. NIPO: 280-12-109-7 ISBN: 978-84-491-1200-3 Depósito Legal: M-18470-2012.
- Nazar, J. (2015). Biofilms bacterianos. *Revista de Otorrinolaringología y Cirugía de Cabeza y Cuello*. Año 2007; número 67: 61-72.
- Sánchez, L. D., Latorre, J., y Galviz, G. (2002). Comportamiento de la Población de Algas y Protozoos Despues de la limpieza de la Biomembrana en un Filtro Lento de Arena. *Congreso Brasileiro de Engenharia Sanitaria y Ambiental*.

Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Lima SEDAPAL (2016) Ampliación y Mejoramiento del Sistema de Agua Potable y Alcantarillado del Esquema Cieneguilla. Lima, Perú.

Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Arequipa SEDAPAR. (2016). Informe de monitoreo de agua en punto de captación. Arequipa, Perú.

Solarte, Y. (2013). Estudio de Comunidades de Protozoos en Filtros Lentos de Arena. *Tesis de licenciatura*. Universidad de los Andes, Trujillo, Venezuela.

## ANEXOS

### ANEXO A

Registro fotográfico de las colectas en los filtros lentos de la Planta de Tratamiento de Agua Potable Santa Apolonia Sedacaj S.A. para las muestras de arena y sustrato de tecnopor

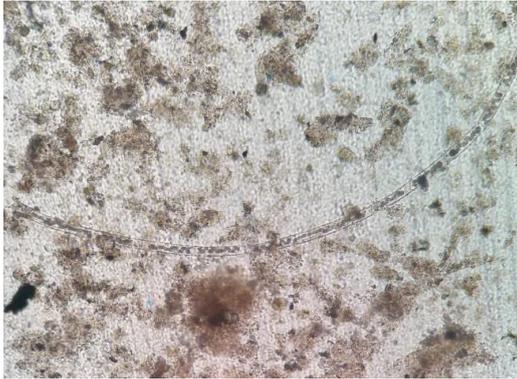


Figura 22. *Gonatozygon sp*



Figura 23. *Navícula sp*



Figura 24. *Drapanaldia sp*



Figura 25. *Daphnia sp*



Figura 26. *Nitzschia sp*



Figura 27. *Closterium sp*

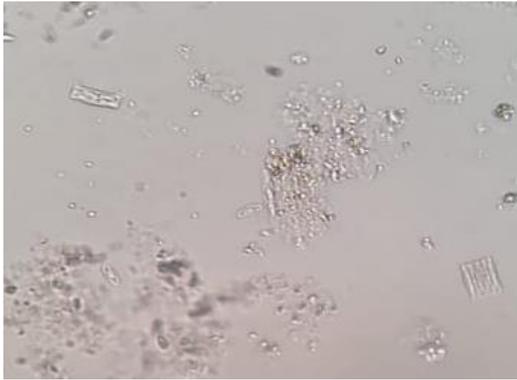


Figura 28. *Diatoma sp*

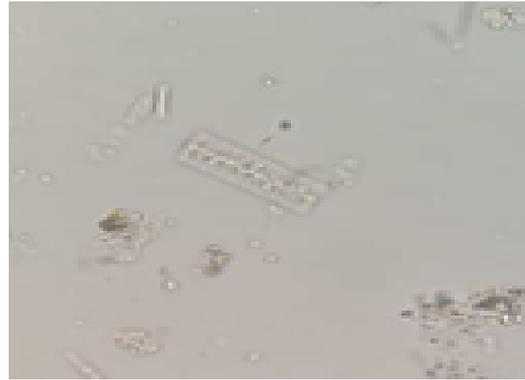


Figura 29. *Tabellaria sp*



Figura 30. *Ulotrix sp*

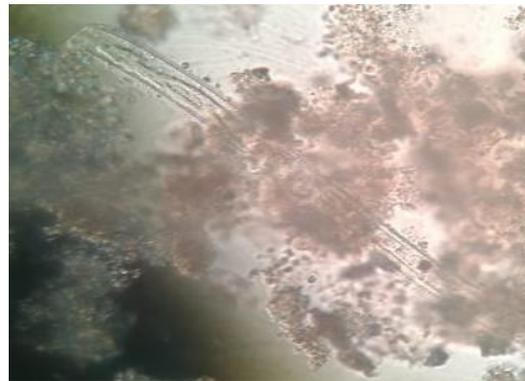


Figura 31. *Nitzschia sp*



Figura 32. *Navicula sp*



Figura 33. *Spirogyra sp*



Figura 34. Fijación de las muestras de sustrato de tecnopor de 5x5 cm en los filtros lentos



Figura 35. Colecta de la muestra de sustrato de arena y de sustrato de tecnopor en los filtros lentos



Figura 36. Medición del tirante de agua y de la temperatura del agua en los filtros lentos



Figura 37. Medición del pH y la turbiedad en el laboratorio de la EPS de Sedacaj SA – Santa Apolonia



Figura 38. Resultados de las muestras de sustrato de tecnopor y arena, con su respectivo etiquetado



Figura 39. Identificación las muestras en 1mm<sup>2</sup> con la cámara Gridder Sedgewick Rafter para la muestra de arena en el laboratorio de Ecología de la Universidad Nacional de Cajamarca



Figura 40. Análisis las muestras en 1mm<sup>2</sup> con cámara Gridder Sedgewick Rafter para la muestra de sustrato de tecnopor



Figura 41. Identificación de las diferentes poblaciones bajo la supervisión del Mg. Blgo. Marco Sánchez Peña.

## ANEXO B

Tabla 54. Colectas de muestras para arena y sustrato de tecnopor

Código de muestra	Día de medición	Tirante de agua (cm)	pH	Turbidez (NTU)	Temperatura del agua (°C)	Temperatura ambiental
F1-M1	10/11/2018	12,1	7,64	61,4	16,1	22,2
F1-M2	11/11/2018	22,8	7,7	98	17,3	19,4
F1-M3	12/11/2018	21,4	7,96	111	16,1	21,4
F1-M4	13/11/2018	22,14	7,97	121	15,7	22,3
F1-M5	14/11/2018	28,4	7,98	166	16,1	21,2
F1-M6	15/11/2018	40,52	7,99	177	15,3	23,1
F1-M7	16/11/2018	64	8,02	189	15,2	24,2
F1-M8	17/11/2018	70,8	8,1	188	16,1	22,1

F1-M9	18/11/2018	71,48	8,12	190	15,7	23,5
F1-M10	19/11/2018	75,2	8,15	189	17,2	22,4
F1-M11	20/11/2018	76,12	8,16	196	15,2	23,1
F1-M12	21/12/2018	78	8,19	232	16,4	21,1
F2-M1	03/12/2018	12	7,41	98	15,4	22,2
F2-M2	04/12/2018	14	7,96	111	15,2	21,1
F2-M3	05/12/2018	30,4	7,99	142	16,7	22
F2-M4	06/12/2018	50	8,21	167	15,6	19,8
F2-M5	07/12/2018	54,5	8,27	223	15,1	20,2
F2-M6	08/12/2018	55,3	8,28	225	16,2	21,4
F2-M7	09/12/2018	58,4	8,29	220	15,1	23,4
F2-M8	10/12/2018	61,8	8,31	232	16,4	23,1
F2-M9	11/12/2018	72,5	8,34	317	17,2	22,3
F3-M1	03/01/2019	12	7,56	129	15,2	20,3
F3-M2	04/01/2019	14	7,82	154	15,1	19,4
F3-M3	05/01/2019	14,4	7,94	167	16,8	21,4
F3-M4	06/01/2019	20	7,95	197	16,3	18,2
F3-M5	07/01/2019	23,5	7,96	223	15,8	19,1
F3-M6	08/01/2019	52,3	7,99	225	15,7	18,2
F3-M7	09/01/2009	58,4	8,19	220	17,3	20,1
F3-M8	10/01/2019	61,8	8,21	215	18,1	19,8
F3-M9	11/01/2019	72,5	8,27	229	15,9	20,5
F3-M10	12/01/2019	73,9	8,28	216	16,1	19,6
F3-M11	13/01/2019	73,9	8,29	217	17,1	19,3
F3- M12	14/01/2019	75	8,31	220	18,2	19,9

## ANEXO C

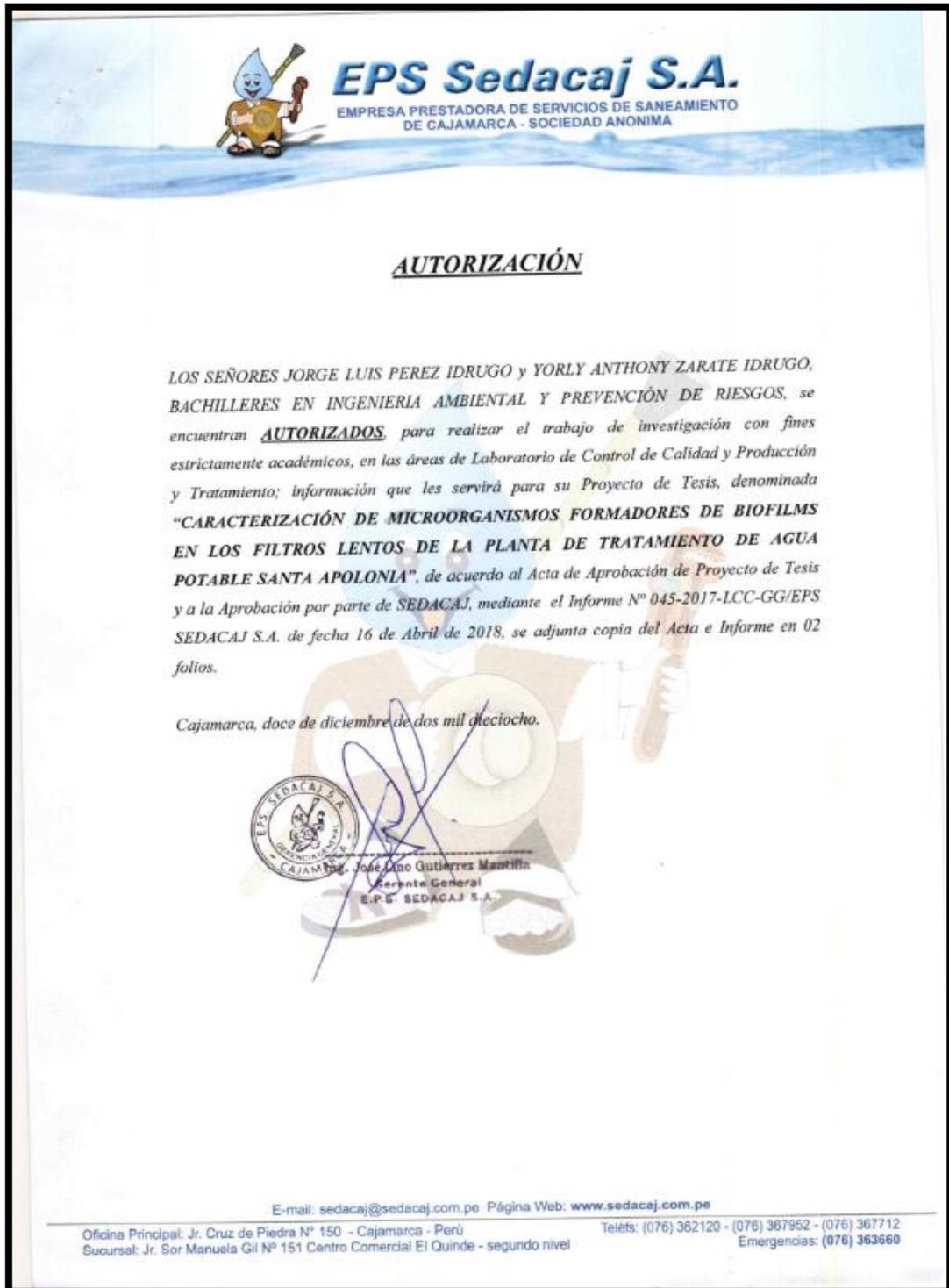


Figura 42 Autorización para la realización de tesis