

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA
ESCUELA DE POSGRADO
UNIDAD DE POSGRADO DE LA FACULTAD DE INGENIERÍA
QUÍMICA Y METALURGIA**



TESIS

**APLICACIÓN DE PERÓXIDO DE HIDRÓGENO PARA LA ELIMINACIÓN
DE ORGANISMOS DE VIDA LIBRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO
DE AGUA POTABLE QUICAPATA. AYACUCHO – 2020.**

para optar el Grado de Maestra en Ingeniería Ambiental

PRESENTADA POR:

Bach. Katherin Ruth TACO QUISPE

ASESOR:

Mg. Hernán Pedro Quispe Misaico

COASESOR:

M. S. Elmer Alcides Avalos Pérez

AYACUCHO – PERÚ

2023

DEDICATORIA

“Buscando el bien de nuestros semejantes, encontramos el nuestro”

Platón

Dedicado al forjador de las grandes ideas y coaching de vida... Edwin I.

Rodríguez Quispe

AGRADECIMIENTO

A la población de Huamanga por la inspiración para la realización de la tesis.

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga por ser la forjadora de mis estudios académicos desde el inicio de mi vida estudiantil en sus aulas.

Al Mg. Hernán Pedro Quispe Misaico, por el asesoramiento, su amistad y el apoyo incondicional que siempre me ha brindado en el transcurso de la tesis y a lo largo de todos estos años. Aquel que te motiva e impulsa a no claudicar en la vida.

Al M.S. Elmer Alcides Ávalos Pérez, porque cada día de conversación con él es una enseñanza aprendida para la vida. Por ser aquella persona quien te impulsa a buscar tus propios conceptos en base a lo estudiado y a no caer en la mediocridad.

Al Ing. Julio, al Blgo. César Anaya y al Ing. Silver por el apoyo y asesoramiento durante todo el procedimiento de la tesis.

Al Mg. Reynán Cóndor Alarcón, por el soporte absoluto que me brindó en el procesamiento de los datos y enardecerme a continuar para adelante.

A todos aquellos que confiaron y que participaron haciendo posible que este trabajo salga adelante.

ÍNDICE

RESUMEN	x
ABSTRACT	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	4
2.1 Antecedentes	4
2.2 Tratamiento del agua de consumo	8
2.2.1 Historia	8
2.2.2 Definición.....	9
2.3 Peróxido de hidrógeno.....	11
2.3.1 Ventajas de su uso	13
2.3.2 Aplicaciones	14
2.3.3 Dosificación.....	16
2.3.4 Métodos de detección.....	17
2.4 Modo de acción del peróxido de hidrógeno frente al plancton	19
2.5 Organismos de vida libre	20
2.5.1 Algas	20
2.5.2 Cianobacterias	21
2.5.3 Protozoarios	22
2.5.4 Copépodos.....	22
2.5.5 Rotíferos.....	23
2.5.6 Nemátodos.....	23
2.6 Decantador – Sedimentación	24
2.6.1 Zonas del decantador	24
2.6.2 Operación de los Decantadores – Sedimentador	25
III. MATERIALES Y MÉTODOS	29
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
V. CONCLUSIONES	92
VI. RECOMENDACIONES.....	93
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	94
APÉNDICE.....	104

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pag.
<i>Figura 1: Flujo de una Planta de coagulación y filtración convencional para remoción de color, turbidez y microorganismos.....</i>	09
<i>Figura 2: Flujo de una Planta de Tratamiento de Agua Potable – Quicapata Ayacucho</i>	10
<i>Figura 3: Representación gráfica de la estructura del Peróxido de hidrógeno.....</i>	11
<i>Figura 4: Esquema del corte transversal de las zonas del decantador.....</i>	25
<i>Figura 5: Vista fotográfica de decantador de la Planta N°1 – PTAP Quicapata.....</i>	27
<i>Figura 6: Sedimentadores de la Planta 1 – PTAP Quicapata.....</i>	28
<i>Figura 7: Diagrama del flujo de la investigación efectuada en la Planta 1 de la PTAP - Quicapata.....</i>	30
<i>Figura 8: Jarras enumeradas para el análisis de residual de peróxido de hidrógeno.....</i>	32
<i>Figura 9: Esquema de los puntos de dosificación del peróxido de hidrógeno con diferentes concentraciones. Vista frontal de la Planta 1 PTAP – Quicapata.....</i>	33
<i>Figura 10: Rótulo para frascos de análisis físico – químico.....</i>	35
<i>Figura 11: Gráfica de los parámetros fisicoquímicos con diferentes concentraciones de H₂O₂ a diferentes tiempos (Prueba de Jarras).....</i>	41
<i>Figura 12: Frecuencia absoluta de organismos de vida libre a diferentes concentraciones de H₂O₂ después de 18 minutos (Prueba de Jarras).....</i>	45
<i>Figura 13: Gráfica de los parámetros fisicoquímicos del grupo control (sin tratamiento) para 7ppm de H₂O₂, en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	51
<i>Figura 14: Gráfica de los parámetros fisicoquímicos para 7ppm de H₂O₂ en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	51
<i>Figura 15: Gráfica de los parámetros fisicoquímicos del grupo control (sin tratamiento) para 10ppm de H₂O₂, en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	54
<i>Figura 16: Gráfica de los parámetros fisicoquímicos para 10 ppm de H₂O₂ en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	54
<i>Figura 17: Gráfica de los parámetros fisicoquímicos del grupo control (sin tratamiento) para 12 ppm de H₂O₂, en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	57

<i>Figura 18: Gráfica de los parámetros fisicoquímicos para 12 ppm de H₂O₂ en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	57
<i>Figura 19: Gráfica de los Organismos de vida libre del grupo Control de 7 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	62
<i>Figura 20: Gráfica de los Organismos de vida libre con 7ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	62
<i>Figura 21: Gráfica de los Organismos de vida libre del grupo Control de 10 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	64
<i>Figura 22: Gráfica de los Organismos de vida libre con 10ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	65
<i>Figura 23: Gráfica de los Organismos de vida libre del grupo Control de 12 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	67
<i>Figura 24: Gráfica de los Organismos de vida libre con 12ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.....</i>	67
<i>Figura 25: Porcentaje de remoción de OVL con diferentes concentraciones de Peróxido de hidrógeno y sus grupos controles de la PTAP – Quicapata.....</i>	68
<i>Figura 26: Gráfica del tiempo de contacto para el fitoplancton con 7 ppm en la PTAP – Quicapata.....</i>	72
<i>Figura 27: Gráfica del tiempo de contacto para el fitoplancton con 10 ppm en la PTAP – Quicapata.....</i>	72
<i>Figura 28: Gráfica del tiempo de contacto para el fitoplancton con 12 ppm en la PTAP – Quicapata.....</i>	73
<i>Figura 29: Gráfica del tiempo de contacto para el zooplancton con 7 ppm en la PTAP – Quicapata.....</i>	74
<i>Figura 30: Gráfica del tiempo de contacto para el zooplancton con 10 ppm en la PTAP – Quicapata.....</i>	74
<i>Figura 31: Gráfica del tiempo de contacto para el zooplancton con 12 ppm en la PTAP – Quicapata.....</i>	75
<i>Figura 32: Nemátodos de vida libre presentes en la PTAR – Quicapata.....</i>	76
<i>Figura 33: Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 1. Encyonema ventricosum (Kützing, 1833), 2. Fragilaria crotonensis (Lyngbye, 1819), 3. Hannaena sp. (Patrick & Reimer, 1966), 4. Surirella sp. (Turpin, 1828), 5. Coconeis sp. (Ehrenberg, 1837), 6. Staurosira sp. (Wetzel, Novais, and Guillard, 2015).....</i>	78
<i>Figura 34: Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 7. Rhoicosphenia abbreviate (Grunow, 1860), 8. Gomphonema sp. (Ehrenberg,</i>	

1832), 9. <i>Tabellaria flocculosa</i> (Ehrenberg ex Kützing, 1844), 10. <i>Ghomphonema capitatum</i> (Ehrenberg, 1832), 11. <i>Fragilaria</i> sp. (Lyngbye, 1819), 12. <i>Ulnaria ulna</i> (Kützing Compère, 2001).....	79
Figura 35: Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 13. <i>Ulnaria ulna</i> (Kützing Compère, 2001), 14. <i>Nitzschia acicularis</i> (Hassall, 1845), 15. <i>Melosira varians</i> Agardh, 1827), 16. <i>Asterionella Formosa</i> (Hassall, 1850), 17. <i>Diatoma moniliformis</i> (Bory de Saint-Vincent, 1824), 18. <i>Diatoma vulgaris</i> (Bory de Saint-Vincent, 1824).....	80
Figura 36: Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 19. <i>Ulnaria</i> sp. (Kützing Compère, 2001), 20. <i>Achnantidium</i> sp. (Kützing, 1844), 21. <i>Hanzschia</i> sp. (Grunow, 1877), 22. <i>Craticula cuspidata</i> (Kützing Mann, 1900), 23. <i>Gomphoneis minuta</i> (Cleve, 1894), 24. <i>Navicula</i> sp (Bory de Saint-Vincent, 1822).....	81
Figura 37: Especies de Chlorophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 1. <i>Chlorella vulgaris</i> . 2. <i>Chlorococcum</i> sp., 3. <i>Crucigenia tetrapedia</i> , 4. <i>Coelastrum astroideum</i> , 5 y 6. <i>Coelastrum microporum</i> (Prescott, G. ,1962).....	84
Figura 38: Especies de Chlorophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 7. <i>Pseudopediastrum boryanum</i> (Hegewald, 2005), 8. <i>Tetradismus dimorphus</i> (Prescott, G. ,1962), 9. <i>Oocystis</i> sp. (Nägeli ex Braun, 1855), 10. <i>Scenedesmus arcuatus</i> (Prescott, G. ,1962), 11. <i>Cosmarium</i> sp (Charophyta) (Prescott, G. ,1962). 12. <i>Eutetramorus</i> sp (Bourelly, 1964).....	85
Figura 39: Especies de Charophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 1. <i>Staurastrum planctonicum</i> (Prescott, G. ,1962), 2. <i>Staurastrum acutum</i> (Brébisson, 1856), 3. <i>Closterium diana</i> (Ehrenberg ex Ralfs, 1848), 4. <i>Cosmarium</i> sp. (Prescott, G. ,1962), 5. <i>Spirogyra</i> sp. (Prescott, G. ,1962), 6. <i>Mougeotia</i> sp. (Agardh, 1824).....	86
Figura 40: Especies de Microalgas presentes en la PTAP – Quicapata: Euglenophyta 1. <i>Euglena próxima</i> (Prescott, G. ,1962), 2. <i>Phacus longicauda</i> (Prescott, G. ,1962); Pyrrophyta: 3. <i>Peridinium willei</i> (Huitfledt-Kaas, 1900), Crisophyceae: 4. <i>Dinobryon sertularia</i> (Prescott, G. ,1962), Cianophyta: 5. <i>Oscillatoria</i> sp (Prescott, G. ,1962), 6. Especie sin identificar posible cianobacteria.....	87
Figura 41: Especies de zooplancton presente en la PTAP – Quicapata: Ciliados: 1. <i>Stentor igneus</i> (Ehrenberg, 1938), 2. <i>Vorticella halophila</i> (Stiller, 1941), 3. <i>Euplotes</i> sp. 4. <i>Paramecium</i> sp., 5. <i>Paramecium bursaria</i> (Ehrenberg, 1831; Focke, 1836), 6. <i>Lembadion bullinum</i> (Müller, 1786; Perty, 1849).....	89

<i>Figura 42: Géneros y especies de zooplancton presente en la PTAP – Quicapata:</i>	
7. <i>Didinium</i> sp. (ciliado), 8. <i>Keratella chochlearis</i> (Gosse, 1851), 9. <i>Notholca</i> (Gosse, 1886), 10. <i>Proales</i> (Gosse, 1886), 11. <i>Rotaria</i> (Scopoli, 1777), 12. <i>Philodina</i> sp.....	90
<i>Figura 43: Géneros y especies de zooplancton presente en la PTAP – Quicapata:</i>	
13. <i>Dicranophorus epicharis</i> (Harring & Myers, 1928), 14. <i>Polyarthra dolichoptera</i> (Bartos, 1951), 15. <i>Polyarthra</i> sp, 16. <i>Proales</i> , 17. <i>Monommata longiseta</i> (Müller, 1786), 18. <i>Polyarthra vulgaris</i> Carlin, 1943).....	91
<i>Figura C1: Fotografía de la Prueba de Jarras para la determinación de los parámetros físico – químico y cuantificación de OVL.....</i>	114
<i>Figura C2: Fotografía de montaje de la cámara de sedimentación de Utermöhl para la cuantificación de fitoplancton.....</i>	114
<i>Figura C3: Fotografía del vaciado del peróxido de hidrógeno al bidón dosificador por parte de los operarios de la PTAP – Quicapata.....</i>	115
<i>Figura C4: Fotografía de la medición in situ de los parámetros físico químicos.....</i>	115
<i>Figura C5: Fotografía de la toma de muestra con malla nytal, a la salida del sedimentador de la Planta 1.....</i>	116
<i>Figura C6: Fotografía de toma de muestra para fitoplancton a salida del sedimentador de la Planta 1.....</i>	116

ÍNDICE DE TABLAS

	Pag.
<i>Tabla 1: Métodos para el control de las floraciones.....</i>	05
<i>Tabla 2: Propiedades físicas y químicas del peróxido de hidrógeno.....</i>	12
<i>Tabla 3: Potencial de oxidación de algunos oxidantes.....</i>	13
<i>Tabla 4: Niveles recomendados de concentración de peróxido de hidrógeno antes y después de la inyección.....</i>	17
<i>Tabla 5: Medidas del decantador de la Planta 1, PTAP – Quicapata.....</i>	25
<i>Tabla 6: Medidas del sedimentador de la Planta 1, PTAP – Quicapata.....</i>	27
<i>Tabla 7: Tiempos aplicados a las 6 jarras, para las concentraciones de peróxido de hidrógeno (control, 7, 10 y 12 ppm)</i>	31
<i>Tabla 8: Tiempo de retención hidráulica hallado con las diferentes concentraciones de Peróxido de hidrógeno.....</i>	45
<i>Tabla 9: Caudal de Peróxido de hidrógeno para cada concentración.....</i>	45
<i>Tabla A1: Variación de los parámetros fisicoquímicos para el grupo Control en diferentes tiempos</i>	104
<i>Tabla A2: Variación de los parámetros fisicoquímicos con 7ppm del H₂O₂ en diferentes tiempos</i>	104
<i>Tabla A3: Variación de los parámetros fisicoquímicos con 10ppm del H₂O₂ en diferentes tiempos</i>	105
<i>Tabla A4: Variación de los parámetros fisicoquímicos con 12ppm del H₂O₂ en diferentes tiempos</i>	105
<i>Tabla A5: Variación de los Organismos de vida libre con diferentes concentraciones de H₂O₂ después de 18 minutos</i>	106
<i>Tabla B1: Variación de los parámetros físico químicos con 7 ppm de H₂O₂ y su grupo Control</i>	107
<i>Tabla B2: Variación de los parámetros físico químicos con 10 ppm de H₂O₂ y su grupo Control</i>	108
<i>Tabla B3: Variación de los parámetros físico químicos con 12 ppm de H₂O₂ y su grupo Control</i>	109
<i>Tabla B4: Variación de los OVL con 7 ppm de H₂O₂ con su grupo Control</i>	110
<i>Tabla B5: Variación de los OVL con 10 ppm de H₂O₂ con su grupo Control</i>	111
<i>Tabla B6: Variación de los OVL con 12 ppm de H₂O₂ con su grupo Control</i>	112
<i>Tabla C1: Pruebas estadísticas ANOVA - Tukey: Parámetros fisicoquímicos y conteo de OVL para los grupos controles y tratamientos 7, 10 y 12 ppm.....</i>	116

TÍTULO: Aplicación de peróxido de hidrógeno para la eliminación de organismos de vida libre en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Quicapata. Ayacucho – 2020.

Autora: Blga. Katherin Ruth Taco Quispe

Asesor: Mg. Hernán Quispe Misaico

Coasesor: M. S. Elmer Ávalos Pérez

RESUMEN

La presencia de organismos de vida libre en agua potable es perjudicial para la salud humana dependiendo de la calidad y la cantidad de espécimen que prolifere en una Planta de tratamiento de agua potable, por ello es que el objetivo principal de la presente investigación fue determinar la concentración de peróxido de hidrógeno que varíe la tasa de eliminación de organismos de vida libre; y como objetivo específico identificar los organismos de vida libre. Para ello se empleó H₂O₂ en diferentes concentraciones (7 ppm, 10 ppm y 12 ppm) que se aplicaron a la entrada del sedimentador. Pasado la hora de aplicación de H₂O₂ se tomó muestras para la determinación de los parámetros físico químico, cuantificación de los organismos de vida libre y su identificación. Los resultados obtenidos fueron sometidos a la prueba Tukey ($\alpha=0.05$) y con un diseño pre y post prueba cada uno con su grupo control. De acuerdo a los resultados obtenidos, se encontró que con 12 ppm se removió el 90,98% del fitoplancton y 86,81% del zooplancton en Planta, concluyendo que a mayor concentración de H₂O₂ mayor remoción de estos organismos. Dentro del fitoplancton se identificó especies de los Phylum: Bacilliarophyta, Chlorophyta, Charophyta, Euglenophyta, Pyroophyta, Crysophyta y Cianophyta. Dentro del zooplancton del grupo de los ciliados y rotíferos. Mientras que en caso de los nemátodos se llegaron a clasificar como de vida libre.

Palabras clave: *Peróxido de hidrógeno, Organismos de Vida libre, Planta de Tratamiento de agua potable.*

TITLE: Application of hydrogen peroxide for the elimination of free-living organisms in the Quicapata Drinking Water Treatment Plant. Ayacucho-2020.

Author: Blga. Katherin Ruth Taco Quispe

Advisor: Mg. Hernan Quispe Misaico

Co-advisor: M. S. Elmer Ávalos Pérez

ABSTRACT

The presence of free-living organisms in drinking water is detrimental to human health depending on the quality and quantity of the specimen that proliferates in a drinking water treatment plant, which is why the main aim of the present research was to determine the hydrogen peroxide concentration that varies the kill rate of free-living organisms; and as a specific aim to identify free-living organisms. For this, H₂O₂ was used in different concentrations (7 ppm, 10 ppm and 12 ppm) that will be applied to the inlet of the settler. After the hour of application of H₂O₂, samples were taken to determine the physical and chemical parameters, quantification of free-living organisms and their identification. The results obtained were subjected to Tukey test ($\alpha=0.05$) and with a pre- and post-test design, each with its control group. According to the results obtained, it was found that with 12 ppm, 90.98% of the phytoplankton and 86.81% of the zooplankton in Planta were eliminated, concluding that the higher the concentration of H₂O₂, the greater the removal of these organisms. Phylum species were identified within the phytoplankton: Bacilliarophyta, Chlorophyta, Charophyta, Euglenophyta, Pyroophyta, Crysophyta and Cianophyta. Within the zooplankton of the group of ciliates and rotifers. Free-living nematodes were finally found.

Keywords: *Hydrogen peroxide, Free-living organisms, Drinking water treatment Plant.*

I. INTRODUCCIÓN

El agua, indispensable para la vida de todos los seres vivos. Del 100% del agua el 97,5% está distribuido en mares como agua salada y solo el 2,5 % está distribuido en ríos, lagos y lagunas, de este 2,5% solo el 30% es líquida, de la cual menos del 1% es aprovechada para el consumo humano (Valverde et al., 2005). Por ello, es que la conservación de la calidad del agua dulce es importante no únicamente para el suministro de agua de bebida para la población, sino también para la producción de alimentos y su uso recreativo.

La potabilización del agua es un proceso complejo el cual es logrado en las plantas de tratamiento. Para ello el agua cruda captada de una determinada fuente hídrica, pasa por diferentes procesos para su posterior cloración y distribución del agua hacia las casas. Según el Reglamento de la Calidad del Agua para Consumo Humano DS.N° 031-2010-SA, Anexo I, la potabilización es un proceso importante ya que esta permite eliminar materias orgánicas, inorgánicas y organismos de vida libre como: nemátodos, algas, cianobacterias, entre otros.

Hoy en día la PTAP – Quicapata, potabiliza agua con características físico - químicas y biológicas, que están dentro de los límites máximos permisibles de parámetros microbiológicos y organolépticos exigidos por la Ley 26842 para agua potable; dando a la población agua de calidad. Sin embargo, en los meses donde la temperatura se acrecienta y los nutrientes están disponibles, la proliferación de algas, cianobacterias y otros (organismos de vida libre) se incrementan considerablemente, los cuales no son eliminados en un 100% en la floculación y pasan a estancarse formando biofilms en las paredes de los decantadores y sedimentadores. Además de ello estas proliferaciones produce en el agua malos olores y sabores, aparte de ello el surgimiento de géneros de cianobacterias como Anabaena, Microsistis, Oscillatoria entre otras harían que se produzcan toxinas tales como neurotoxinas y hepatoxinas que son dañinas y hasta mortales para el ser humano (Roset et. al, 2001)

La PTAP – Quicapata, ha lidiado por mucho tiempo con la eliminación de las floraciones de estas algas y cianobacterias haciendo uso del tratamiento convencional, dicho tratamiento es eficaz pero no en un 100%. Hoy en día no existe un tratamiento que elimine la totalidad de los OVL ni investigaciones del tratamiento de estas en Plantas de Tratamiento de agua potable, sin embargo, se han estudiado muchas formas y métodos para ser utilizados, así nosotros tomamos en consideración el trabajo hecho por Barrington (2007) como referencia a la aplicación del peróxido de hidrógeno como una alternativa ecológica para la eliminación de estos organismos.

Frente a este problema, en esta investigación se ha propusó el uso del peróxido de hidrógeno como un preoxidante para la eliminación de los organismos de vida libre (OVL) esto debido a su alta capacidad oxidante (ARIS INDUSTRIAL, 2018); el cual fue aplicado a la entrada de los sedimentadores en diferentes concentraciones para

su posterior análisis. Encontrándose una concentración adecuada que se pueda mantener dentro de los límites máximos permisibles según lo establecido en el D.S N° 031-2010-SA.

Esta investigación posee como objetivos:

GENERAL

- Determinar la concentración adecuada de peróxido de hidrógeno que reduzca el mayor porcentaje de organismos de vida libre en la PTAP - Quicapata.

ESPECÍFICOS

- a. Hallar el caudal de alimentación del peróxido de hidrógeno.
- b. Determinar el tiempo de retención hidráulico del peróxido de hidrógeno.
- c. Determinación del tiempo de contacto del peróxido de hidrógeno.
- d. Identificar los organismos de vida libre.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Antecedentes

La desinfección del agua se ha aplicado durante varias décadas. Sin embargo, el mecanismo se conoce desde hace solo cien años. En el siglo XIX se descubrió el efecto de los desinfectantes, como el cloro. Desde 1900, las empresas de agua potable aplican en gran medida desinfectantes para prevenir la distribución de enfermedades y mejorar la calidad del agua (Lenntech, 2019).

El agua potable segura requiere un enfoque holístico que considere la fuente de agua, los procesos de tratamiento y el sistema de distribución. Éstos dos últimos pueden sufrir problemas de sabor y olor, una mayor demanda de cloro y la colonización bacteriana o el desarrollo de biopelículas de microorganismos en los sistemas de distribución de agua (Maier, *et.al*, 2009).

Muchos métodos son bien conocidos para la desinfección y control de floraciones algales del agua potable, donde las sustancias más utilizadas son cloro gaseoso, solución de hipoclorito, peróxido de hidrógeno, ozono y rayos UV, mostrados en la Tabla 1.

Tabla 1*Métodos para el control de las floraciones de algas.*

Método	Condiciones de aplicación	Ventajas	Desventaja	Efectividad
Radiación UV	Masas de agua artificiales de pequeño tamaño.	Después de la muerte celular se produce liberación de microcistinas.	Elevado coste frente a escasos resultados. Eficaz durante un corto periodo de tiempo. Poco específico y afecta a la práctica totalidad de organismos presentes. Tóxicos para otros organismos. Persistencia en el medio. Efectos de bioacumulación o biomagnificación en otros organismos.	Muy limitada
Pesticidas y plaguicida	Exige estricta seguridad ambiental.	Efectos rápidos.	Las cianobacterias pueden desarrollar resistencia al cobre.	Alta
Peróxidos y formas reactivas del oxígeno	La dosis varía dependiendo, entre otras condiciones de la especie, la capacidad de formar colonias y la intensidad de la luz.	El coste es bajo. Selectivo. No conduce a la acumulación de residuos tóxicos.	Efectos de corta duración. Se desconoce el modo en que afecta a otros organismos.	Limitada
Agitación masiva	-	-	Costoso De difícil aplicación en grandes masas de agua. Interviene en todos los procesos biológicos	Limitada

Fuente: Cobo, 2015

Por ejemplo, el ozono se usa para desinfectar piscinas y no tan a menudo para beber agua; la principal desventaja es la alta toxicidad, a pesar de ser efectiva para eliminar

anatoxina – a, cuylindrospermopsis y microcistinas esta no es efectiva para las saxitoxinas (Water Quality Monitoring and Source Protection, 2020). Las plantas UV son caras y el servicio es intensivo para el trabajo correcto de estas plantas. El cloro y los hipocloritos son baratos, pero el sabor del agua cambia y tienen algunas deficiencias. Los productos de reacción del cloro y el hipoclorito en combinación con compuesto orgánicos son cancerígenos y mutagénicos. Mientras que, el peróxido de hidrógeno, aunque tenga una efectividad limitada no posee ninguna de estas desventajas (Cobo, 2015; Zajic, 1999).

Las aguas superficiales con problemas de proliferaciones de algas y cianobacterias, olor y sabor desagradable, pueden ser tratados con peróxido de hidrógeno. En un estudio realizado a fines de la década de los 90, el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) fue igual o más efectivo que el permanganato de potasio ($KMnO_4$) para la eliminación de diversos compuestos que producen malos olores y sabores, siendo así el más óptimo para tratar este tipo de características. El H_2O_2 almacenado y manejado de manera correcta puede integrarse en casi cualquier entorno, incluidas las estaciones de elevación de agua cruda en las tomas de la planta de agua o en la propia planta de agua. Gracias a que el H_2O_2 tiene una clasificación de clase de oxidante más baja, lo que facilita su integración en plantas existentes y nuevas (USP, 2015).

Las proliferaciones masivas (*blooms*) de organismos del fitoplancton, entre ellos las cianobacterias, representa un importante problema económico y ecológico en la gestión del agua y de los ecosistemas acuáticos. El incremento de biomasa, además de ocasionar problemas estéticos como la aparición de espumas y olores desagradables, altera el sabor del agua de consumo y al descomponerse causa desoxigenación modificando la composición química del agua, cambios que influyen en la supervivencia de los organismos acuáticos. Por ello las floraciones de

cianobacterias son las más estudiadas y conocidas por que estos organismos pueden producir metabolitos bioactivos (cianotoxinas) que son muy dañinos a la salud humana y animal. Por estas razones, existe una gran necesidad de resolver los problemas ligados a las cianobacterias, haciendo usos de muchas técnicas para disminuir su crecimiento descontrolado y así mejorar la calidad del agua sea de bebida o de los ecosistemas acuáticos (Cobo, 2015).

Se han estudiado los efectos selectivos del H_2O_2 en grupo de algas verdes, cianobacterias e incluso en diatomeas, con dosis entre 0.3 mg/l a 5 mg/l, las cuales dependen de diferentes factores como capacidad de formar colonias y la intensidad de la luz (Barrington and Ghadouani, 2008; Drábková et al., 2012; Kay et al., 1984). Mientras que el C.E.H (2004) observó en ensayos combinados con paja de cebada, que una concentración de 2 ppm de peróxido de hidrógeno es suficiente para inhibir el crecimiento del fitoplancton.

El uso de H_2O_2 como pre-oxidante en el tratamiento de aguas municipales está bien documentado y se ha practicado durante más de 15 años. Las aplicaciones históricas del peróxido de hidrógeno en el agua potable han sido para el control del sabor y el olor, la eliminación de sulfuro de hidrógeno, la eliminación de hierro, la mejora y destrucción del ozono. Con la entrada en vigor de la Regla de desinfectantes y subproductos de desinfección de la Etapa 2 de la EPA (DBPR: Regla de Sub productos de Desinfección), se ha puesto más énfasis en la reducción de la formación de trihalometanos totales (TTHM) y ácidos haloacéticos (HAA5) (USP, 2015).

2.2 Tratamiento del agua de consumo

2.2.1 Historia

A través de los años, las personas comenzaron a coleccionar y transportar agua haciendo uso de tecnologías propias de su época. Así como, en la antigua Grecia (776 a.C) que comenzó a hacer uso de alcantarillas que conectaban a pozos de agua, con su posterior construcción de cuencas de aireación para purificar el agua de bebida. Mientras que los romanos (312 a.C) construyeron represas en los ríos, haciendo que se formaran lagos, que a su vez fueron aireadas y luego suministradas a la población. Gracias a la tecnología que utilizaron los romanos, en París (1806) se comenzó a operar una gran planta de tratamiento de agua. El agua se depositó durante 12 horas, antes de filtrarse. Los filtros consistían en arena y carbón y se reemplazaban cada seis horas. En 1827, el inglés James Simpson construyó un filtro de arena para la purificación del agua potable. Hoy, todavía llamamos a esto el tributo número uno para la salud pública (Lenntech, 2019).

Ya desde los años 2000 a.c se estableció que el agua debía exponerse a la luz solar, filtrarse con carbón, hervirla y ser sumergida en cobre para purificarla y para poder ser bebida. En 1854, una epidemia de cólera causó muchas muertes en la ciudad de Londres. John Snow, un médico inglés, descubrió que la epidemia de cólera fue causada por una bomba de agua contaminada. Él impidió la propagación de la epidemia al cerrar la bomba de agua contaminada. Gracias a ello, los científicos han realizado estudios bacteriológicos para investigar el desarrollo, la existencia, identificación y eliminación de microorganismos del agua potable (ARIS, 2011).

La aplicación de los procesos modernos de tratamiento del agua tuvo un gran impacto en las enfermedades transmitidas por el agua, y estos procesos proporcionan

barreras, o líneas de defensa, entre el consumidor y las enfermedades transmitidas por el agua (Maier, *et.al*, 2009).

2.2.2 Definición

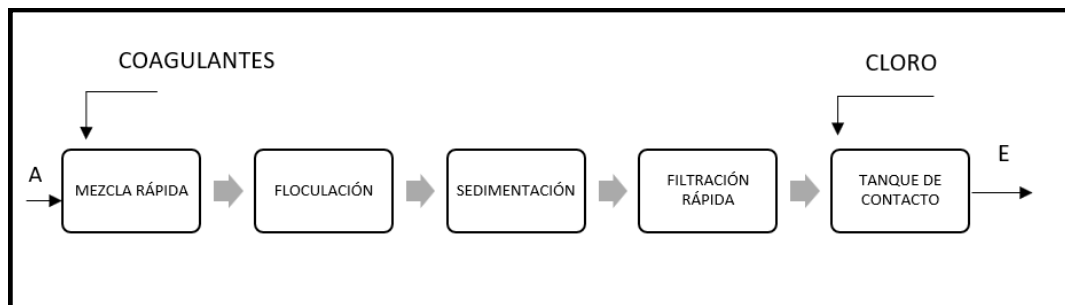
El tratamiento de agua potable, es un proceso de tratamiento físico – químico en cadena, en el que el agua es captada de fuentes superficiales o subterráneas, para luego ser almacenadas en embalses. El proceso de tratamiento más común para el suministro de agua superficial es el tratamiento convencional el cual consiste en:

- a. Coagulación
- b. Floculación
- c. Sedimentación
- d. Filtración
- e. Desinfección (Romero, 1999).

Tal como se detalla en la Figura 1:

Figura 1

Flujo de una Planta de coagulación y filtración convencional para remoción de color, turbidez y microorganismos.

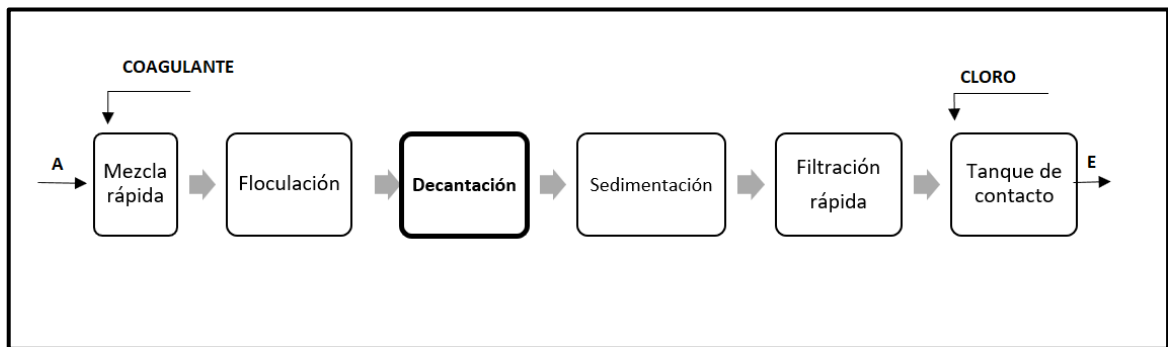


Fuente: Romero, 1999.

En tanto, la PTAP – Quicapata, cuenta con un proceso unitario adicional denominado decantador, el que antepone al sedimentador, como se observa en la Figura 2.

Figura 2

Flujo de la Planta de Tratamiento de Agua Potable – Quicapata Ayacucho



Fuente: EPS- SEDA Ayacucho, adaptado de Romero, 1999.

Como ya se mencionó anteriormente, el proceso de potabilización cuenta con diferentes operaciones unitarios los cuales están encargados de una función específica, como lo describe De Vargas (2004):

- a. **Mezcla rápida:** El agua cruda pasa a la cámara de mezcla rápida donde se le adiciona sulfato de aluminio (coagulante químico), entonces ambos se unen con la finalidad de que las reacciones de coagulación se den en las condiciones óptimas correspondientes al mecanismo de coagulación predominante.
- b. **Floculación:** En esta etapa se agrupan las partículas desestabilizadas para su posterior aglomeración, lo que ayudará a que sedimenten con mayor eficiencia debido a su mayor tamaño y peso. Los flocks para que completen su formación se requiere de una agitación rápida a una agitación más lenta donde los flóculos alcanzan su tamaño y peso apropiado.
- c. **Decantación y Sedimentación:** Es la remoción por efecto gravitacional de las partículas en suspensión presentes en el agua.

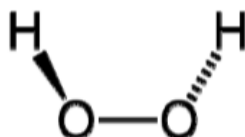
2.3 Peróxido de hidrógeno

Descubierto por Thenard en 1818, al mezclar peróxido de bario con ácido nítrico. El peróxido de hidrógeno es un agente oxidante muy versátil, que resulta efectivo en todo el rango de pH y posee un potencial de oxidación (E_o) alto igual a $E_o = 1,763 \text{ V}$ a $\text{pH} = 0$ y $E_o = 0,878 \text{ V}$ a $\text{pH} = 14$. Uno de los aspectos positivos que tiene la reacción del peróxido de hidrógeno es que da como único producto el agua (Blanco, 2007)

El peróxido de hidrógeno es una molécula que ésta constituida por dos átomos de hidrógeno y dos átomos de oxígeno, tal como se muestra en la Figura 3. El peróxido de hidrógeno tiene la fórmula química H_2O_2 y la siguiente fórmula estructural: HOOH que se muestra en la Figura 3 (Lenntech, 2019).

Figura 3

Representación gráfica de la estructura del Peróxido de hidrógeno.



Fuente: Casabó, 2019.

La molécula de peróxido de hidrógeno contiene un átomo de oxígeno adicional, en comparación con la molécula de agua más estable. El enlace entre los dos átomos de oxígeno, el llamado enlace peróxido, se rompe mientras se forman dos radicales hidroxilo (HO). Estos radicales reaccionan rápidamente con otras sustancias, mientras que se forman nuevos radicales y se produce una reacción en cadena. Las soluciones de peróxido de hidrógeno se ven como agua y se pueden disolver en agua sin restricciones. A altas concentraciones, estas soluciones emiten un olor ácido e irritante. El peróxido de hidrógeno es inflamable. A bajas temperaturas se vuelve sólido. La cantidad de peróxido de hidrógeno en la solución se expresa en porcentaje

en peso (Lenntech, 2019). Para el tratamiento del agua, se emplean concentraciones de 35 o 50% de peróxido de hidrógeno; ambas son aptas para su uso como preoxidante debido a las características físico químicas mostradas en la Tabla 2 (NETAFIM, 2016).

Tabla 2

Propiedades físicas y químicas del peróxido de hidrógeno

Concentración	35%	50%
Estado físico	Líquido	
Color	Incoloro	
Peso molecular	34,01	
Punto de ebullición	108 °C	114 °C
Punto de congelación	-32 °C	-51 °C
Presión de vapor at 25 °C	23 mm Hg	18 mm Hg
pH	<5	<4

Fuente: (NETAFIM, 2016)

Los radicales hidroxilos son capaces de oxidar contaminantes que son inmunes al ataque de los oxidantes tradicionales en el tratamiento del agua como el permanganato, el cloro y el ozono. El radical hidroxilo es un oxidante potente a temperatura y presión ambiente y a pH moderado (Brandhuber y Korshin, 2009). En agua posee una acción alguicida que se da a través de la formación de radicales hidroxilos que inhiben el transporte de electrones y la actividad fotosintética provocando la muerte celular, este proceso es dado bajo exposición a la luz (Barrington, et. al, 2007).

Sin embargo, las altas concentraciones de bicarbonato o carbonato pueden reaccionar con los radicales hidroxilos y reducir la efectividad del proceso. A diferencia de otros tratamientos, como las membranas o el intercambio iónico, los Procesos avanzados de oxidación (AOP) utilizan el radical hidroxilo para destruir el contaminante en lugar de concentrarlo en una corriente residual separada que requiere disponibilidad o tratamiento adicional. En general, AOP produce bajos niveles de trihalometanos y ácidos haloacéticos regulados como subproductos de desinfección en el agua potable (Brandhuber y Korshin, 2009).

2.3.1 Ventajas de su uso

- a. **Alta capacidad oxidativa:** Dentro de todos los oxidantes más potentes conocidos inclusive mucho más que el cloro, el dióxido de cloro y el permanganato de potasio, es el H_2O_2 ; tal como se muestra en la Tabla 3 (USP, 2020). Esta alta capacidad del H_2O_2 hace que reaccione mucho más rápido a comparación de otros oxidantes resultando así un biocida muy efectivo (Castro, 2004).

Tabla 3

Potencial de oxidación de algunos oxidantes

Oxidante	Potencial de oxidación, V
Flúor	3,0
Radical hidroxilo	2,8
Ozono	2,1
Peróxido de hidrógeno	1,8
Permanganato de potasio	1,7
Dioxido de cloro	1,5
Cloro	1,4

Fuente: Castro, 2004.

- b. Es seguro:** Por no tener los problemas de liberación gaseosa o residuos químicos que están asociados con otros oxidantes químicos. Gracias a su propiedad de ser miscible con agua el H_2O_2 no es peligroso, su peligrosidad dependerá mucho de la concentración con la que se quiere trabajar.
- c. Versátil:** Ejemplos claros de la versatilidad del H_2O_2 es su inhibición del crecimiento microbiano (como en la bioincrustación de los circuitos de agua) y fomentar el crecimiento microbiano (como en la biorremediación de aguas subterráneas y suelos contaminados). Del mismo modo, puede tratar contaminantes fáciles de oxidar (hierro y sulfuros) y contaminantes difíciles de oxidar (solventes, gasolinas y pesticidas).
- d. Selectivo:** La razón por la cual el H_2O_2 se puede usar para aplicaciones tan diversas es por las diferentes formas en que se puede dirigir su potencia, denominada selectividad. Ajustando las condiciones de la reacción (pH, temperatura, dosis, tiempo de reacción y/o adición de algún catalizador), a menudo se hace que oxide un contaminante sobre otro, o incluso favorecer diferentes productos de oxidación del mismo contaminante.
- e. Uso amplio:** Para blanquear textiles, productos de papelería, para el proceso de alimentos, minerales, productos petroquímicos, detergentes, aplicaciones de aguas residuales municipales, aplicaciones de residuos industriales, aguas residuales (USP, 2020).

2.3.2 Aplicaciones

El tratamiento de aguas contaminadas es tan diverso y complicado como las operaciones de las que proviene. Actualmente, donde la transferencia de contaminantes de un medio a otro ya no es aceptable, no sorprende que un oxidante potente como el H_2O_2 que se parece al agua, en su apariencia, fórmula química y

productos de reacción, sea tan ampliamente usado, debido a su versatilidad y efectividad (USP, 2020).

El H_2O_2 controla olores, oxida sulfuro de hidrógeno, mercaptanos, aminas y aldehídos. Por ello es que se puede aplicar directamente a los desechos acuosos que contienen estos odorantes, o a los depuradores húmedos que se usan para eliminarlos de las corrientes de aire. Si los olores son el resultado de la actividad biológica, se puede agregar como preventivo para eliminar las condiciones anóxicas que favorecen la generación de olores (USP, 2020).

De la misma manera, el H_2O_2 destruye el cloro residual y compuestos de azufre reducidos como: tiosulfatos, sulfitos y sulfuros que forman ácidos corrosivos cuando se condensan en el equipo de procesamiento y se oxidan por el aire. Oxida tanto los contaminantes orgánicos como los inorgánicos que contribuyen a la DBO y la DQO - catalítico, el peróxido de hidrógeno puede ser necesario para oxidar las sustancias más resistentes. También oxida los cianuros, NO_x/SO_x , nitritos, hidrazina, sulfuro de carbonilo y otros compuestos de azufre reducidos. También oxida hierro ferroso, manganeso, arsénico y selenio para mejorar su adsorción, filtración o precipitación de las aguas de proceso y aguas residuales. Con catálisis, digiere químicamente compuestos orgánicos complejos en fragmentos más pequeños, menos tóxicos y más biodegradables. Del mismo modo, comprueba el exceso de crecimiento biológico en los suministros de agua y los circuitos de enfriamiento, y con catálisis desinfecta las aguas de proceso y los efluentes biológicos. Oxida los complejos metálicos y mejora el rendimiento de los floculantes inorgánicos. Libera microburbujas uniformemente dispersas que incorporan grasas, aceites y grasas emulsionadas para mejorar su eliminación en unidades de flotación de aire y trampas de grasa (USP, 2020).

En pretratamiento degrada los compuestos orgánicos tóxicos, bioinhibidores, lo que los hace más susceptibles a la biodegradación. En combinaciones proporciona una fuente suplementaria de oxígeno disuelto *in situ* (penetrando tanto las columnas del suelo como los bioflokcs, eliminando el fenómeno de acumulación de lodos). También destruye compuestos orgánicos que pasan por el biotratamiento, proporcionando el beneficio auxiliar de la desinfección. Mejora la adsorción de muchos contaminantes al tiempo que proporciona oxígeno disuelto para apoyar los lechos de carbono biológicamente activos (USP, 2020).

2.3.3 Dosificación

La molécula del H_2O_2 contiene un átomo de oxígeno adicional a comparación con la molécula de agua. El enlace entre los dos átomos de oxígeno (enlace peróxido) se rompe mientras se forman dos radicales OH. Estos radicales reaccionan rápidamente con otras sustancias, mientras que se forman nuevos radicales donde se produce una reacción en cadena originando desprendimiento de calor. Si bien es cierto que las soluciones de H_2O_2 se ven como agua y pueden disolverse en esta sin restricciones, el uso de altas concentraciones emite un olor ácido e irritante, por ello, para el tratamiento del agua, se usan concentraciones de 35 o 50% de H_2O_2 . Con respecto a la cantidad requerida de H_2O_2 esto dependerá de la calidad del agua, la limpieza de las tuberías y las líneas de goteo y el tamaño del sistema (Lenntech, 2019).

Recomendaciones para garantizar la dosis correcta de Peróxido de hidrógeno, según NETAFIM (2016).

1. Para el método de inyección continua, se debe verificar regularmente la concentración de peróxido de hidrógeno, al menos 1 o 2 veces por semana. Además, la cantidad inyectada debe ajustarse de acuerdo con la concentración residual.

2. La concentración elegida de peróxido de hidrógeno en el punto de inyección no debe ser superior a 500 ppm, como se observa en la Tabla 4.
3. La verificación de la concentración residual de peróxido de hidrógeno debe realizarse en el punto más distante del sistema. Y para ello se debe abrir el extremo final de la línea de goteo y dejar que el agua fluya libremente durante unos 10-15 s.
4. Para medir la concentración de peróxido de hidrógeno se puede hacer uso de un kit para realizar las mediciones, inclusive se puede hacer por medio de tiras reactivas.
5. Si la concentración de peróxido de hidrógeno en el agua es mayor que la capacidad del kit de prueba, la muestra debe diluirse con agua destilada. Para determinar la concentración y multiplicar el resultado por la dilución factor.

Tabla 4

Niveles recomendados de concentración de H₂O₂ antes y después de la inyección en el tratamiento de agua potable.

Método / finalidad de la inyección	Concentración inyectada (ppm)	Concentración residual (ppm) *
Inyección continua	< 50	0,5
Inyección selectiva	50 – 100	2 – 3
Tratamiento de mantenimiento anual del sistema de riego	200 – 500	8 – 10

* Las mediciones deben tomarse en el punto más alejado del punto de inyección.

Fuente: (NETAFIM, 2016).

2.3.4 Métodos de detección

Hoy en día, los *Métodos Estándar para el examen de agua y aguas residuales* (APHA, 2005) no incluyen un procedimiento para medir la concentración de peróxido de hidrógeno. Sin embargo, numerosos métodos no estandarizados para la detección de peróxido de hidrógeno se publican en la literatura. Si bien estos métodos se han

utilizado con éxito para aplicaciones específicas, con frecuencia carecen de simplicidad o están sujetos a interferencias positivas o negativas debido a componentes típicamente presentes en el agua natural. Los métodos de laboratorio para la determinación de las concentraciones de peróxido de hidrógeno se dividen en categorías, tal como sigue a continuación:

- a. Valoración
- b. Espectrofotometría
- c. Fluorescencia
- d. Quimioluminiscencia

Los métodos electroquímicos suelen ser muy sensibles y requieren un equipo costoso, una amplia calibración y capacitación del operador. Los métodos de detección electroquímica se utilizan principalmente para medir la concentración de peróxido en muestras biológicas y para otros fines especializados (Karyakin *et. al.* 2004; Schwake *et. al.* 1998).

En general, los métodos de titulación no son precisos en el rango de concentración de peróxido (0,5 a 5 mg/L). También consumen mucho tiempo y requieren una habilidad moderada. Los métodos de fluorescencia y quimioluminiscencia se han utilizado ampliamente para la cuantificación de la concentración de peróxido en muestras ambientales. En general, estos métodos tienen los límites de detección más bajos. Sin embargo, estos métodos son más complejos y requieren instrumentos y equipos que no están disponibles en un laboratorio de calidad de agua. De todo ello podemos mencionar que, los métodos espectrofotométricos son rápidos y adecuados para el análisis de la calidad del agua por parte de las empresas de servicios públicos. Si no hay interferencia, o si el grado de interferencia puede cuantificarse y corregirse,

es probable que los métodos espectrofotométricos sean efectivos para determinar el peróxido en el rango de concentración de interés para este proyecto (Brandhuber y Korshin, 2009).

Sin embargo, las empresas han creado métodos mucho más sencillos para poder determinar peróxido de hidrógeno a través de kits, que son mucho más precisos y que no toman mucho tiempo en realizarlos como en los métodos anteriores.

2.4 Modo de acción del peróxido de hidrógeno frente al plancton

Las especies más reactivas del oxígeno (ROS) son los radicales hidroxilos que poseen una alta capacidad oxidante y que son generadas por el H_2O_2 (Drabkova et al., 2007). En comparación con otras ROS, es relativamente estable y menos reactiva, sus propiedades químicas intrínsecas, su síntesis y acumulación en varios lugares subcelulares, su movilidad potencial dentro y entre las células, y su rápida descomposición por acción enzimática (Hoyer y Noctor, 2016).

Es así que los radicales hidroxilos cuando entran en contacto directo con la pared celular del plancton rompen la mureína (en caso de cianobacterias y algunas algas verdes) (Dreckmann et al., 2013) mientras que en caso de otras algas verdes como *Oocystis*, que poseen mucílago alrededor de la célula, actúan a ese nivel. Entonces el electrón libre del hidroxilo se une a la cadena de peptidoglucano (mureína) para lisarla. Ya lisada los hidroxilos ingresan por la membrana celular destruyendo internamente a las cianobacterias más fácilmente a comparación con otras algas, esto debido a que su aparato fotosintético no se encuentra dentro de los organelos (cloroplastos) como en el caso de las algas. Ya dentro de la célula el H_2O_2 inhibe la transferencia del electrón fotosintético en el Fotosistema II mediante la inhibición del sistema ascorbato peroxidasa de desintoxicación del H_2O_2 (Samuilov et al. 2001), del

mismo modo los pigmentos, incluidas las biliproteínas, los carotenoides y los clorofila a en bajas concentraciones son destruidas, e inhibe la fijación de dióxido de carbono al atacar enzimas involucradas en el ciclo de Calvin (Samuilov et al. 2001 y Barroin y Feuillade 1986) provocando así la muerte celular.

2.5 Organismos de vida libre

Según el Reglamento de Calidad del Agua para Consumo Humano DS N° 031-2010-SA, se considera a los organismos de vida libre a las algas, protozoarios, copépodos, rotíferos, nemátodos en todos sus estadios evolutivos.

2.5.1 Algas

Son un grupo de organismos acuáticos pertenecientes al Reino Protista, son autótrofos y forman parte del plancton. A pesar de la controversia generada en torno a su clasificación biológica y a su estrecha relación con otros grupos como plantas, bacterias, hongos y protozoarios; Kurt et al., (2013) manifiesta que las algas comparten una serie de características comunes que las han mantenido como una gran agrupación artificial (polifilética).

Dentro de los ecosistemas de agua dulce, las algas se presentan como flotantes libres (planctónicas) o asociadas a un sustrato (en gran medida bentónicas). Las algas planctónicas se desplazan libremente dentro del cuerpo de agua principal, mientras que los organismos asociados con el sustrato no están fijados (unidos) o tienen movimiento limitado en relación con su sustrato. La acumulación de poblaciones de fitoplancton requiere una baja tasa de flujo. Las algas bentónicas requieren luz adecuada y aguas poco profundas con altas tasas de flujo de agua, por lo que predominan sobre el fitoplancton en ríos y arroyos de flujo rápido (Bellinger et al., 2010).

La forma de las células de algas varía desde esferas simples no móviles hasta estructuras multicelulares complejas. La estructura más simple es una esfera no motil unicelular, que puede ser elaborada por la adquisición de flagelos, por un cambio de forma corporal o por el desarrollo de espinas y procesos alargados. Las células pueden unirse en grupos sin número o forma definidos o pueden formar colonias globulares que tienen una morfología definida. Las células también pueden unirse para formar colonias lineales (filamentos) que pueden ser o no. Aunque la motilidad se asocia normalmente con la posesión de flagelos, algunas algas pueden moverse sin la ayuda de las flagelas por la secreción de mucílago superficial. En muchas algas, la presencia de mucílago superficial también es importante para aumentar el tamaño general de las células/colonias y la forma fluyente. El nivel funcional y ecológico, el tamaño y la forma también son importantes en términos de intercambio de solutos y gases, absorción de luz, tasas de crecimiento y división celular, sedimentación en la columna de agua, movilidad celular /colonia y pastoreo por zooplancton (Sigeo, 2004).

2.5.2 Cianobacterias

Las cianobacterias o cianofíceas (algas azules) son los organismos más antiguos del planeta, estimándose en unos 3500 millones de años. Son organismos procariota fotosintéticos, forman parte del fitoplancton de lagos y embalses, sin embargo, si las condiciones son óptimas (aguas alcalinas o neutras con pH entre 6 y 9, temperaturas entre 15 y 30 °C, concentración de nutrientes con fósforo y nitrógeno) para su crecimiento pueden dar lugar a la proliferación (*blooms*) cuando la densidad celular es muy alta (Roset et al., 2001 y De Hoyos et al., 2008).

Las Cianobacterias se encuentran en el grupo de las bacterias, sin embargo, en la antigüedad eran consideradas dentro del grupo de las algas por su capacidad de

realizar fotosíntesis oxigénica, lo que las hace un grupo único en cuanto a su fisiología y tolerancia a condiciones extremas, flexibilidad adaptativa y plasticidad morfológica y ecológica (Komárek, 2008). Contienen pigmentos como la clorofila-a, ficoeritrina (rojo) y ficocianina (azul), Pueden ser unicelulares, formar colonias micro y macroscópicas, generar filamentos rectos o ramificados. Se reproducen por vía asexual, por división celular, fragmentación del talo y/o produciendo diversas formas de esporas resistentes (Almanza, 2016).

2.5.3 Protozoarios

Son células eucariotas simples, móviles y heterótrofos. Debido a su tamaño pequeño y a la producción de quistes les permiten resistir a las condiciones medioambientales adversas, muchas especies son cosmopolitas (Cairns y Ruthven, 1972), mientras que otras son de distribución limitada. Pueden ser ovaladas, alargadas, esféricas entre otras. Su locomoción es por estructuras como flagelos, cilios o en algunos casos por pseudópodos. Son de vida libre, comensales o parásitos (Yaeger, 1989).

2.5.4 Copépodos

Son pequeños crustáceos acuáticos los más abundantes en las comunidades acuáticas. Habitan desde agua dulce hasta condiciones hipersalinas, y se pueden encontrar prácticamente en todas partes donde hay agua; desde cuevas subterráneas hasta piscinas recolectadas en hojas de bromelia o en hojarasca húmeda en el suelo, desde arroyos, ríos y lagos hasta el océano abierto y las capas de sedimentos debajo. Los copépodos pueden ser parásitos de vida libre, simbióticos o internos o externos. Los adultos generalmente tienen una longitud corporal en el rango de 1-2 mm, pero los adultos de especies de vida libre pueden ser tan cortos como 0,2 mm o tan largos como 17 mm. En el caso de formas parasitarias en huéspedes vertebrados grandes, la longitud del cuerpo puede exceder los 200

mm. Ecológicamente, los copépodos planctónicos proporcionan funciones importantes en la cadena alimentaria acuática se alimentan de células microscópicas de algas del fitoplancton. En agua dulce, los copépodos tienen el potencial de actuar como un mecanismo de control biológico para la malaria al consumir larvas del mosquito (Khodami *et. al*, 2017).

2.5.5 Rotíferos

Son organismos microscópicos, acuáticos y semiacuáticos, componentes del plancton. La mayor parte de ellos son de vida libre, solitarios, o coloniales. Morfológicamente presentan cilios móviles en el extremo anterior de su cuerpo. Constituyen más del 30% de la biomasa planctónica, son recicladores eficientes de la materia orgánica y responden rápidamente a los cambios ambientales. Se alimentan de organismos suspendidos en el agua (microalgas). Colonizan ambientes con distinto grado de salinidad, pH y temperatura, tolerando muchos de ellos concentraciones muy bajas de oxígeno. Son seres microscópicos su tamaño varía entre 50 μm hasta 2 mm de longitud; son transparentes. Se encuentran en charcos, lagunas, arroyos e incluso en suelo húmedos, pero mayormente abundan en muchos ambientes de agua dulce (Campbell *et al.*, 2007).

2.5.6 Nemátodos

Son gusanos cilíndricos abundantes y muy diversos que se encuentran en suelos como en medios acuáticos, muchas de las especies parasitan plantas y animales. Pueden medir de 1 mm hasta más de 1 metro de longitud (Campbell *et al.*, 2007).

Poseen órganos y sistemas excepto el sistema respiratorio y circulatorio, los cuales no se encuentra definido. Existe dimorfismo sexual (macho y hembra). El ciclo de

vida es simple y directo, y se divide en seis estadios: huevo, larva (I, II, III, IV) y el adulto (Sijmons, 1993).

2.6 Decantador – Sedimentación

El decantador es una unidad donde se realiza la remoción de las partículas en suspensión presentes en el agua, por efecto gravitacional. La decantación y la sedimentación son un fenómeno físico y constituye uno de los procesos utilizados en el tratamiento del agua para conseguir su clarificación. Se encuentra exclusivamente relacionada con las propiedades de caída de las partículas en el agua. Cuando se produce sedimentación de una suspensión de partículas, el resultado final será siempre un fluido clarificado y una suspensión más concentrada. A menudo se utilizan para designar la sedimentación los términos de clarificación y espesamiento (Maldonado, V., 2004).

2.6.1 Zonas del decantador

La Figura 4 nos muestra las cuatro zonas en las que se divide los decantadores, estas son descritas a continuación:

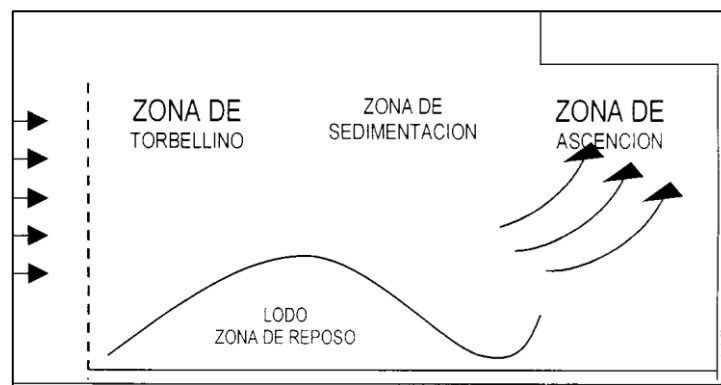
- a) **Zona de torbellinos:** Ingreso del agua, donde las partículas están en torbellinos. En esta zona se produce una cierta agitación; la localización de las partículas es variable y las “nubes” de flocs cambian de lugar constantemente denominado como fenómeno de entrada.
- b) **Zona de sedimentación:** Es la zona donde las “nubes” de flocs se mantienen aparentemente inmóviles, esto debido a que no existe agitación y las partículas avanzan y descienden lentamente, dirigiéndose a la zona de reposo.
- c) **Zona de ascensión:** Es una zona relativamente tranquila, pero en la salida los flocs que no alcanzaron la zona de reposo, siguen el movimiento de ascensión

del agua y aumentan la velocidad, y ésta se torna máxima en su paso por el vertedero efecto de salida.

- d) **Zona de reposo:** Esta zona resiste la influencia de la corriente de agua del sedimentador a no ser que ocurran irregularidades, por ejemplo, inversión de las capas de agua por un brusco cambio de temperatura, fermentación del lodo, etc (EPS Grau S.A., 2000).

Figura 4

Esquema del corte transversal de las zonas del decantador



Fuente: EPS Grau S.A., 2000

2.6.2 Operación de los Decantadores – Sedimentador

La adecuación de los decantadores en una Planta de tratamiento de agua potable es necesaria para lograr un efluente con baja turbidez y color, lo que facilitará el proceso de la filtración. Por ello, para obtener buenos resultados es preciso controlar los siguientes parámetros:

- Del agua afluyente: Turbiedad y color
- Del sedimentador: Nivel de lodo sedimentado y estado del sedimentador

En tanto, para poder lograr agua con características aceptables para este proceso unitario es importante el peso del flock formado, para esto es aconsejable el uso de

polímeros como ayudantes de floculación para lograr flóculos de buen peso y fácil sedimentación (EPS Grau S.A., 2000).

La PTAP – Quicapata, cuenta con 04 decantadores laminares de placas paralelas, ubicado en la Planta N°1, divididos cada decantador en 3 celdas con un total de 560 unidades de paneles de asbesto de 1,20 x 2,35 m. los decantadores rectangulares posee la descripción siguiente Tabla 5:

Tabla 5

Medidas del decantador de la Planta 1, PTAP - Quicapata

Descripción	Unidad	Valor
Caudal promedio c/u	L/s	87,5
Largo	m	8,8
Ancho	m	2,4
Alto	m	4,5
Área total c/u	m ³	95

Fuente: PTAP – Quicapata, SEDA Ayacucho, 2020.

Cada decantador cuenta con un módulo de decantación de sección hexagonal, estos módulos dan mayor resistencia estructural al conjunto, pero hidráulicamente tiene desventajas con respecto a las placas. A igualdad de condiciones (inclinación y longitud relativa), las secciones tubulares cuadradas o circulares producen cargas superficiales equivalentes más altas que de las placas (Maldonado, V., 2004). Sin embargo, los decantadores de la PTAP - Quicapata han ido realizando sus funciones óptimamente. Además de ello también cuentan con un sistema de recolección mediante tuberías perforadas como se muestra en la Figura 5.

Figura 5

Vista fotográfica del decantador de la Planta N°1 – PTAP Quicapata



La Planta 1 de la PTAP – Quicapata, cuenta con dos unidades de sedimentadores como se observa en la Figura 6, estas refieren medidas específicas presentadas en la Tabla 6.

Tabla 6

Medidas del sedimentador de la Planta 1, PTAP - Quicapata

Descripción	Unidad	Valor
Caudal promedio c/u	L/s	180
Largo	m	15,50
Ancho	m	12,37
Alto	m	2,66
Área total c/u	m ³	510

Fuente: PTAP – Quicapata, SEDA Ayacucho, 2020.

Figura 6

Sedimentadores de la Planta 1 – PTAP Quicapata



En cuanto se refiere a la función de la sedimentación, este es un proceso de separación de sólidos más densos que el agua los cuales tienden a caer al fondo del tanque sedimentador. La operación de los sedimentadores se hace para conseguir un efluente de baja turbiedad y color, hasta el punto en que el agua pueda ser satisfactoriamente tratada por los filtros (EPS Grau S.A., 2000). En tanto, el circuito del agua decantada es recolectado en los tubos superficiales donde los flocks no han sido removidos entonces estos caen a los canales y vuelven a romperse, siendo reagrupados en menor proporción en los sedimentadores los cuales finalmente terminaran en los filtros.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Delimitación del estudio

El presente estudio se realizó en la Planta 1 de la Planta de Tratamiento de Agua Potable – Quicapata correspondiente a SEDA – Ayacucho, ubicado en el Distrito de Carmen Alto.

Zona: 18L

Latitud Este: 584264,14 m E

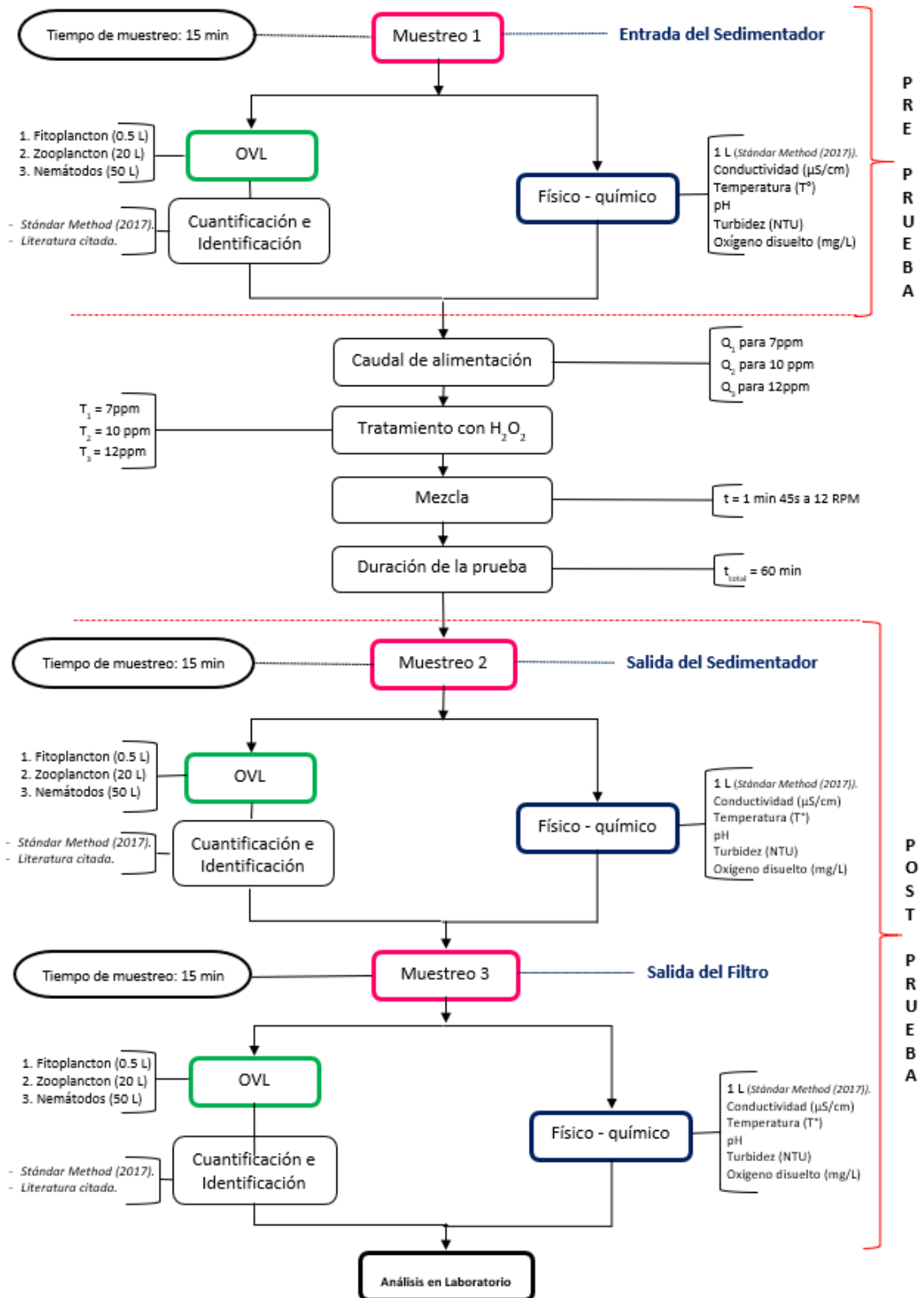
Latitud Sur: 8542082,18 m S

3.2 Tipo y diseño de la investigación

- La presente investigación está dentro de la Investigación básica – cuasiexperimental, ya que nos ayudará a encontrar los mecanismos para lograr los objetivos y resolver el problema de la investigación aplicándolo directamente *in situ*.
- Perteneciendo a un nivel correlacional, ya que se observará la relación que existe entre la concentración del peróxido de hidrógeno con la tasa de eliminación de los organismos de vida libre (OVL).
- La metodología de la investigación es observada en la Figura 7:

Figura 7

Diagrama de flujo de la investigación efectuada en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.



3.3 Población

Organismos de vida libre, presentes en los 1020 m³ de los sedimentadores de la Planta 1 de la PTAP - Quicapata.

3.4 Técnicas e instrumentos de recolección de datos y procesamiento

- Recolección de datos fue a través de la toma de muestra en campo (*in situ*) para su posterior trabajo en laboratorio. En caso de la identificación de los OVL fueron realizados por observaciones morfo - taxonómicas.

Parte N°1: Recolección de la muestra de agua

- El sistema de muestreo del agua para la Prueba de Jarras fueron ramdonizados, estas se recolectaron en diferentes días para cada concentración incluyendo el control. Estas fueron recogidas en un balde de 20 L en el mes de abril de 2021, de las 20 canaletas de la salida de los decantadores realizando una mezcla compuesta para evitar el sesgo. Todas las recolecciones se realizaron a las 9 am contando con una temperatura ambiental de los días de muestreo que varió entre 14 – 15 °C con una Humedad relativa entre 82 – 87 %.
- Las pruebas en Planta se realizaron en el mes de abril a las 9 am contando con una temperatura ambiental entre 14 – 21°C con una Humedad relativa entre 45 – 79 %.

Parte N°2: Determinación de la variación de los parámetros físicos – químicos y conteo celular algal, con respecto a las concentraciones de Peróxido de hidrógeno: Prueba de jarras.

- Para ello se utilizó la prueba de jarras las cuales fueron enumeradas como se muestra en la Figura 8; en la que se tomó 2 L de agua del ingreso al sedimentador para cada jarra.

- Seguidamente se midieron los parámetros fisicoquímicos antes de cada tratamiento (tiempo cero).
- Luego se aplicó las concentraciones de peróxido de hidrógeno (control, 7,10, y 12 ppm) en diferentes intervalos de tiempo, como se contempla en la Tabla 7.
- Para el giro de las paletas se realizó una simulación secuencial de los tiempos y las revoluciones según el sistema de la Planta, para ello se controló 1 min 45 s a 120 rpm y luego 11 min a 5 rpm.

Figura 8

Jarras enumeradas para el análisis de los parámetros físico químicos de la aplicación de peróxido de hidrógeno.

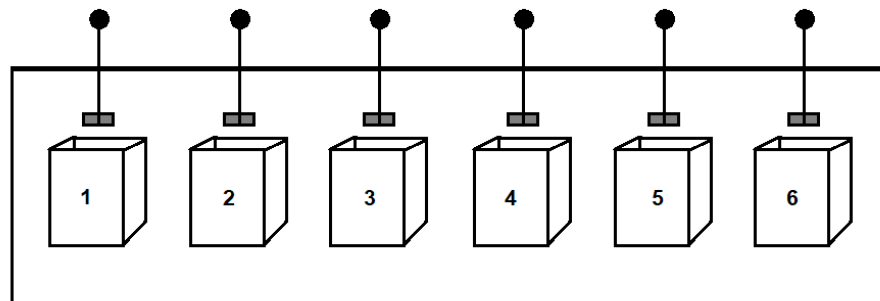


Tabla 7

Tiempos aplicados a las 6 jarras, para las concentraciones de peróxido de hidrógeno (control, 7, 10 y 12 ppm).

Jarras	1	2	3	4	5	6
Tiempo (min)	3	6	9	12	15	18

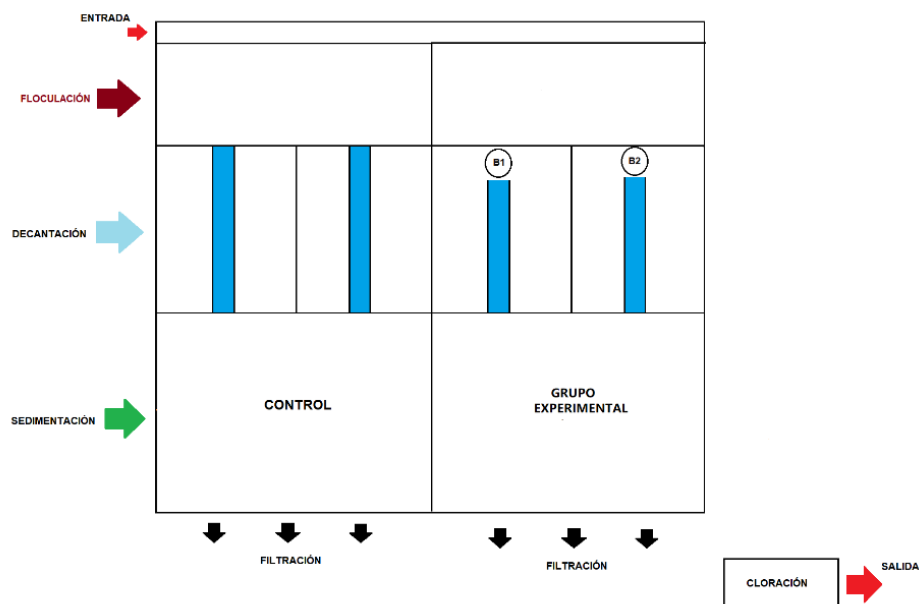
- Después de cada tiempo se midieron los parámetros físico químicos (Oxígeno disuelto, pH, Turbidez, Conductividad y Temperatura).
- Al final de la prueba se tomó una muestra para el conteo de OVL, la cual se pasó por filtro Whatman 47 μm para simular el paso por los filtros de la planta.

Parte N°3: Aplicación de diferentes concentraciones de peróxido de hidrógeno

- Para el análisis, se utilizó el sedimentador de lado como el grupo Control. Debido al diseño de la Planta 1 fue imposible realizar en una sola corrida los tres tratamientos simultáneamente; por ello se utilizaron días diferentes para la aplicación de las concentraciones en estudio cada uno con su propio control, evitando así algún tipo de sesgo en cada día de aplicación de dichas concentraciones.
- Se hizo uso de 2 bidones adaptados a un caño de PVC de ½ pulg. Que fueron ubicados a la entrada del sedimentador de la Planta 1, como se observa en la Figura 9.
- Para llegar a las concentraciones de estudio, se determinó los caudales de salida de cada bidón.
- Cabe resaltar que la alimentación de cada concentración de peróxido de hidrógeno en la Planta fue hecha por 1 hora.

Figura 9

Esquema de los puntos de dosificación del peróxido de hidrógeno con diferentes concentraciones. Vista frontal de la Planta 1 PTAP – Quicapata.



Parte N°4: Determinación del Tiempo de Retención Hidráulica (TRH) del peróxido de hidrógeno en el sedimentador.

- Para la determinación del TRH, se tuvo en cuenta el volumen de los tanques de los sedimentadores de la Planta 1 (PTAP – Quicapata), para ello se efectuó el siguiente cálculo:

$$TRH = \frac{V}{Q}$$

Donde:

TRH = Tiempo de retención hidráulico.

V = volumen del decantador.

Q = caudal del peróxido de hidrógeno a utilizar (Tilley et al., 2014).

- Se halló el volumen del sedimentador, tomando medidas del largo, ancho y alto del tanque, se multiplicó y el resultado se expresó en metros cúbicos (m³).

Parte N°5: Determinación del caudal de alimentación de peróxido de hidrógeno

- Se anotó el caudal de entrada a la planta y luego se dividió en 2, ya que solo se hizo uso de manera experimental de la mitad de la Planta 1.
- Luego se halló el volumen del caudal de alimentación según cada concentración, obteniendo así el volumen final en mililitros de peróxido al 50 % por minuto.
- Para hallar el caudal del peróxido de hidrógeno en los bidones, se tomó una probeta de 0,5 L y con la ayuda de un cronómetro se tomó el tiempo en que la probeta llega a la cantidad deseada hallada.

Parte N°6: Toma de muestra

- El sistema de muestreo tanto para los parámetros físico químico como para los organismos de vida libre (OVL) fueron ramdonizados. El muestreo de los 3 tratamientos, fue realizado con un diseño de pre y post prueba cada uno con su grupo control. Todas las pruebas fueron realizadas por triplicado.

a. Para el análisis de los parámetros físicos – químicos.

- Se tomó una muestra en un frasco de vidrio de una capacidad de 1 L, el cual se enjuagó 3 veces con la misma agua que se analizará; y se midió los parámetros físico químicos como: temperatura, pH, turbidez, oxígeno disuelto y conductividad.
- Los puntos de muestreo fueron: entrada al sedimentador (sin tratamiento), salida del sedimentador (con tratamiento) y salida de filtro (con tratamiento). Para el control se tomaron los mismos puntos.
- Los frascos se rotularon con cinta *Masking tape* blanco en el cual se anotó lo siguiente:

Figura 10

Rótulo para frascos de análisis físico – químico

Sedimentador: <i>Experimental o control</i>
Concentración:
Fecha:
Hora:

b. Para el análisis de los organismos de vida libre

- Para la toma de muestra de los Organismos de vida libre (OVL) se tomó entre 20 - 50 L de agua del sedimentador y se pasó por la red Nylal para plancton (zooplancton 20 μm y nemátodos 45 μm), la muestra recolectada se depositó en

frascos de plástico blanco previamente rotulados y para el fitoplancton se tomó una muestra directa de 0,5 L con un frasco de vidrio.

- Los puntos de muestreo fueron: entrada al sedimentador (sin tratamiento), salida del sedimentador (con tratamiento) y salida de filtro (con tratamiento). Para el control de tomaron los mismos puntos.
- Los frascos se rotularon con cinta *Masking tape* blanco en el cual se anotó los mismos datos que en la figura 10.

Parte N°7: Cuantificación de organismos de vida libre

a. Cuantificación de fitoplancton (algas y cianobacterias)

- Todos los frascos para fitoplancton fueron cubiertos con papel de aluminio y bolsa negra. A cada muestra se le agregó una solución de Lugol. Se homogeneizó bien la muestra antes del llenado en el Utermöhl por alrededor de 1 min, teniendo cuidado de no dañar a las células.
- Para el llenado de la muestra en la cámara de sedimentación Utermöhl, se siguió de la siguiente manera: Se llenó hasta el borde de la columna, se cubrió con una lámina circular sin formar burbujas y se dejó sedimentar en un lugar libre de movimientos cubierto con una bolsa de tela con forro de plástico negro para que no refleje la luz, dejándolo reposar por 24 horas.
- El conteo de las células se realizó con el objetivo 20X y por transectos. Se calculó el número de fitoplancton, según la siguiente fórmula:

$$N^{\circ} \text{ de } \frac{\text{células}}{\text{ml}} = \frac{CxAt}{LxAxNxV}$$

Donde:

C = Número de células contadas.

At = Área total de la cámara (mm²).

L = Longitud del transecto (mm).

A = Ancho del transecto (mm).

N = Número de transectos contados.

V = Volumen de la muestra asentada (volumen de la cámara) (Utermöhl, 1958).

b. Cuantificación de zooplacton (rotíferos y copépodos)

- Se tomó una muestra de 0,2 L de agua filtrada en un frasco de plástico, a ello se le adicionó 0,001 L de formol 4 %. Se homogenizó la muestra para luego colocar 0,001 L de muestra en la cámara de Sedgwick - Rafter y finalmente se cubrió con una laminilla. Inmediatamente, se cuantificó los organismos utilizando el menor aumento del microscopio. Se realizó el conteo tal como sugiere Whipple et al. (1927) y se anotó el resultado. El procedimiento se repitió 5 veces.
- Se calculó el número de zooplancton por litro, según la siguiente fórmula:

$$n = \frac{N \times V_1}{V_2}$$

Donde:

n = Número de organismos por litro

N = Número de organismos contados

V₁ = Volumen de la muestra en mililitro

V₂ = Volumen del agua filtrada. (Whipple et al. 1927)

c. Determinación de nemátodos y protozoarios

- Se tomó una muestra de 50 L, la cual fue filtrada en una red de 45 µm obteniendo un volumen final de 0,15 L. Se colocó 1 gota de muestra con una gota de Lugol,

sobre una lámina portaobjetos, se cubrió con una lámina cubreobjetos. Consecutivamente, se colocó la lámina sobre el microscopio para su observación y conteo, comenzando con el menor objetivo.

Parte N°8: Identificación de los Organismos de Vida Libre

- Para la identificación del fitoplancton se utilizó la información proveniente de Bellinger y Sigee (2010), Prescott (1962), Wetzel K *et. al* (2015) con apoyo del Algae Base y Cyanodb.
- Para la identificación del zooplancton se utilizó el libro de Pennak's (2001) con apoyo del Rotifer World Catalog.
- Para la identificación de protozoarios ciliados se utilizarán las claves de Corliss (1979) con apoyo de Abraham, et al. (2019).
- Para la identificación de huevos y adultos de nemátodos se utilizará el Manual de Parasitología (Girard, R., 2014).

Parte N°9: Análisis estadístico

- Los datos obtenidos fueron colectados siguiendo el diseño clásico – cuasiexperimental, los cuales fueron procesados para obtener los estadísticos descriptivos. Las medias de los tratamientos se realizaron con un análisis de comparación de Tukey con un nivel de confianza del 95%. Los parámetros físico químicos y la cuantificación de OVL se representaron en gráficas de líneas con promedios. La determinación de tiempo de contacto se realizó empleando el análisis de regresión lineal simple.
- Para el análisis estadístico se empleó el Programa InfoStat versión 2020 (Di Rienzo et al. 2020).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Prueba de jarras.

Si bien es cierto que la prueba de jarras es utilizada para dosificar sustancias químicas coaguladoras, también lo es para realizar simulaciones de las operaciones unitarias de una Planta (ISA, 2022). Por ello es que en esta investigación se hizo uso de este equipo para la aplicación del peróxido de hidrógeno como una prueba piloto en laboratorio antes de pasar directamente a Planta.

Los parámetros fisicoquímicos fueron medidos inmediatamente después de la llegada al laboratorio y se muestran en las Tablas A1 a la A4 del apéndice. Estos parámetros fueron analizados con la finalidad de ver si existe o no una variación que pueda perjudicar el tratamiento del agua de la PTAP – Quicapata. En tanto, según los resultados obtenidos en la prueba de jarras podemos inferir según la Figura 11, que los parámetros fisicoquímicos analizados (Conductividad, Temperatura, pH, Turbidez y Oxígeno disuelto) no muestran una variación perjudicial para el tratamiento del agua cuando adicionamos peróxido de hidrógeno a las concentraciones de estudio (7, 10 y 12 ppm) con respecto al control. Bauzá et. al (2014) reportó que con un máximo 3,33 ppm de H_2O_2 en agua de un lago con alta densidad de fitoplancton por 48 horas, no observó un cambio drástico en pH ni en

conductividad en sus pruebas piloto. Por lo tanto, se puede inferir que el H₂O₂ no cambia drásticamente los parámetros fisicoquímicos del agua proveniente de cuerpos de agua dulce.

Como se mencionó anteriormente, estos parámetros tienden a mantener sus valores a medida que el tiempo avanza mostrados en la Figura 11A y si hacemos una comparación con el Reglamento de la Calidad del Agua para Consumo Humano del DS N° 031-2010-SA, se puede observar que se encuentra por debajo del límite establecidos por dicho reglamento (Ministerio de Salud, 2011).

Así entonces observamos que la variación de los datos de conductividad a diferentes tiempos en la prueba de jarras mostradas en las Tablas A1 a la A4 del apéndice, no se alteran mucho a lo largo de 18 minutos. De ello tenemos, para el grupo Control $55,23 \pm 0,06 \mu\text{S/cm}$; a 7 ppm $90,40 \pm 2,71 \mu\text{S/cm}$; a 10 ppm $58,66 \pm 1,77 \mu\text{S/cm}$; y a 12 ppm $58,74 \pm 3,05 \mu\text{S/cm}$ como valores máximos de conductividad, siendo el LMP 1500 $\mu\text{S/cm}$ para agua potable tal como estipula en el Decreto Supremo mencionado anteriormente apoyado por la SUNASS (2004).

La adición de H₂O₂ en concentraciones que oscilen entre 0,17 ppm a 10 ppm en agua dulce no conducen a la variación estrepitosa del pH (De Oliveira 2020, Abrha et. al 2018 y Bauzá et. al 2014). La Figura 11B expone los resultados obtenidos en esta investigación con respecto al pH, el que muestra como máximo en la prueba de jarras para agua a la salida del sedimentador de: $7,09 \pm 0,01$; $7,31 \pm 0,31$; $7,07 \pm 0,17$ y $7,08 \pm 0,22$ siendo los valores para Control, 7ppm, 10 ppm y 12 ppm , respectivamente, que en concordancia con los investigadores mencionados anteriormente no se observan fluctuaciones en los valores que sobrepasen inclusive los LMP para agua

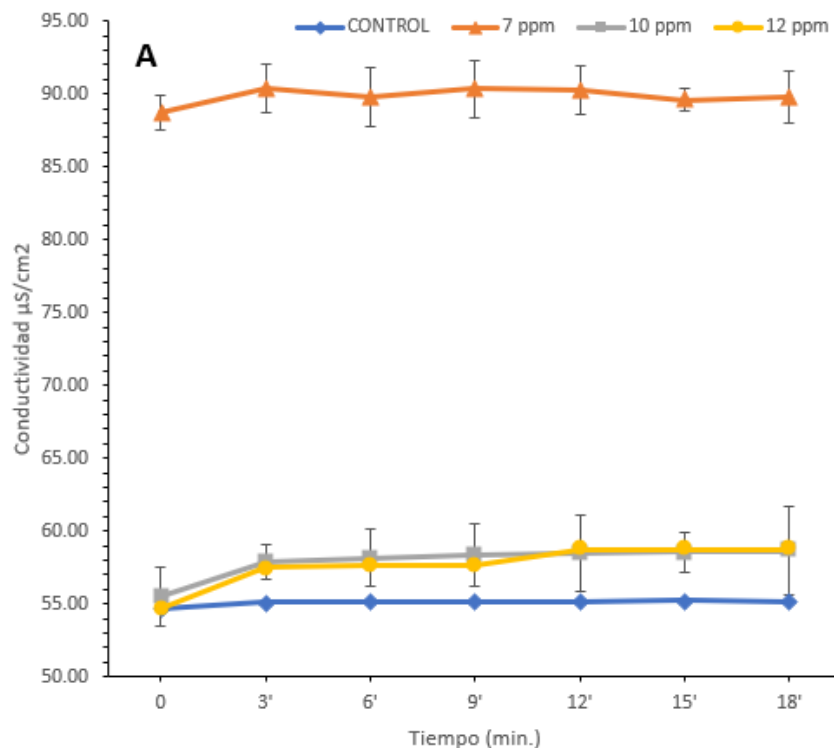
potable (6,5 – 8,5 de pH) (Ministerio de Salud, 2011) a pesar de que se utilizó 12 ppm de H₂O₂ para la prueba.

La Figura 11C nos muestra las pequeñas fluctuaciones para el caso de Turbidez en diferentes concentraciones de H₂O₂ y grupo Control. De los resultados obtenidos en la prueba de jarras tenemos: 4,38±0,01; 10,90±0,30; 4,28±0,56 y 4,25±0,60 NTU para el Control, 7 ppm, 10 ppm y 12 ppm, respectivamente, observadas en las Tablas A1 a la A4 del apéndice; mientras que el LMP es de 5 UNT (Ministerio de Salud, 2011), en el caso de 7 ppm el valor de la turbidez es mayor desde el tiempo cero hasta los 18 min debido a que el día en que se muestreo hubo lluvias en horas tempranas de la mañana a comparación de los otros días de muestreo.

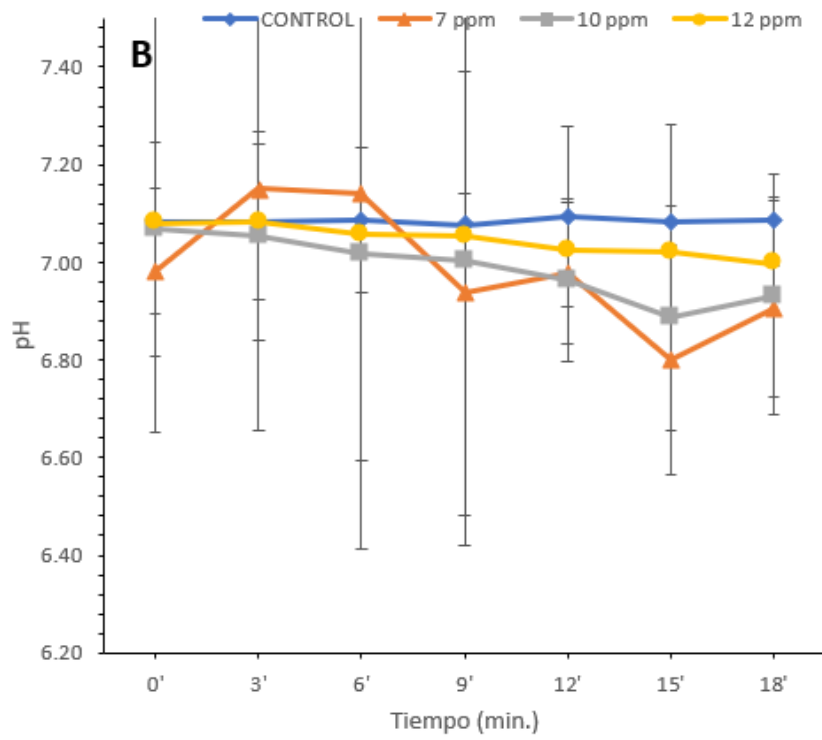
Figura 11

Gráfica de los parámetros fisicoquímicos a diferentes concentraciones de H₂O₂ a diferentes tiempos (Prueba de Jarras).

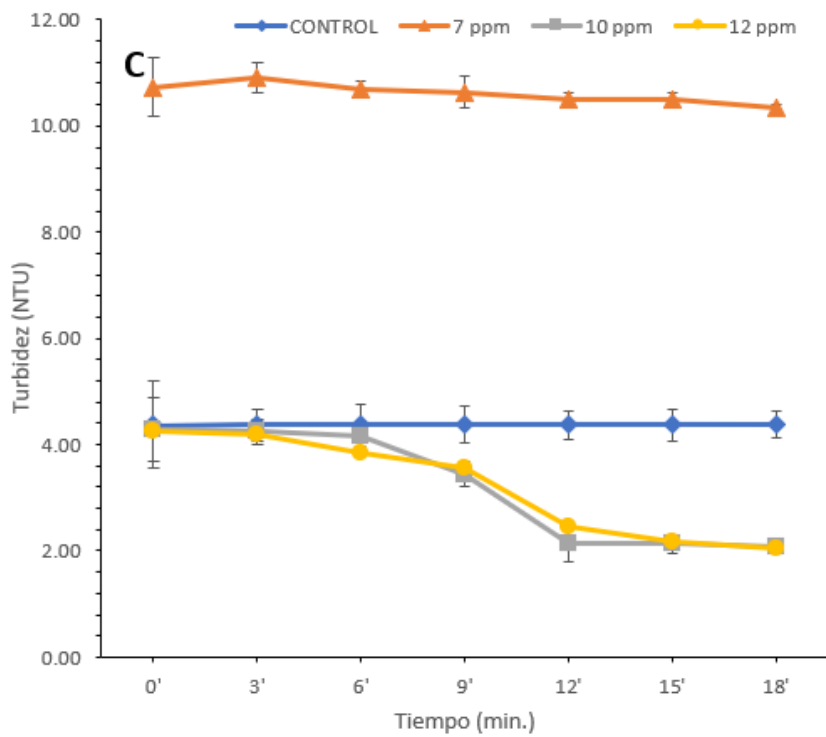
(A) Conductividad eléctrica vs Tiempo



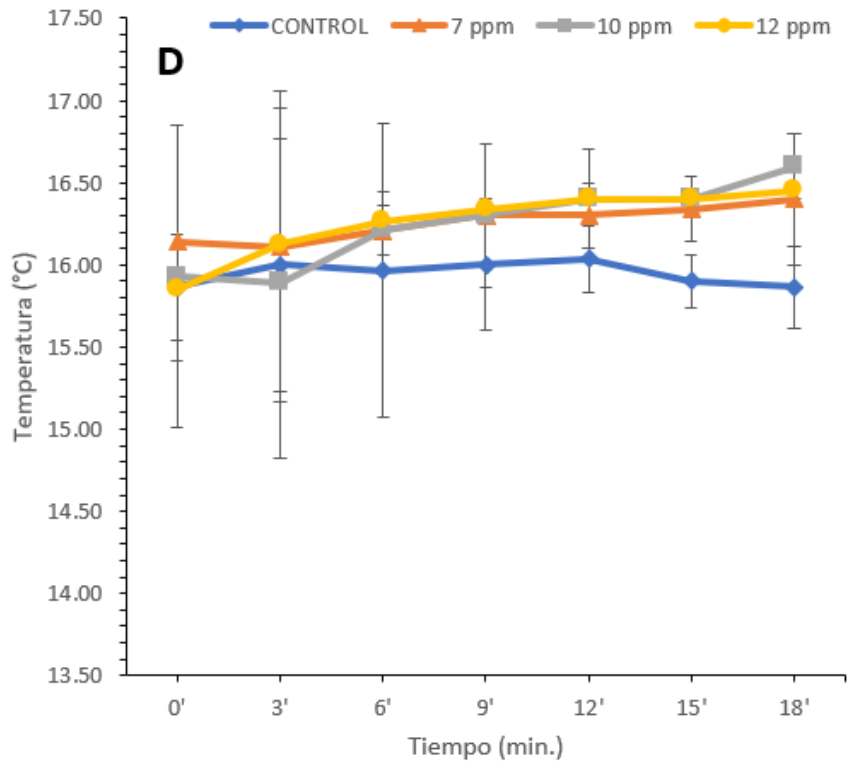
(B) pH vs Tiempo



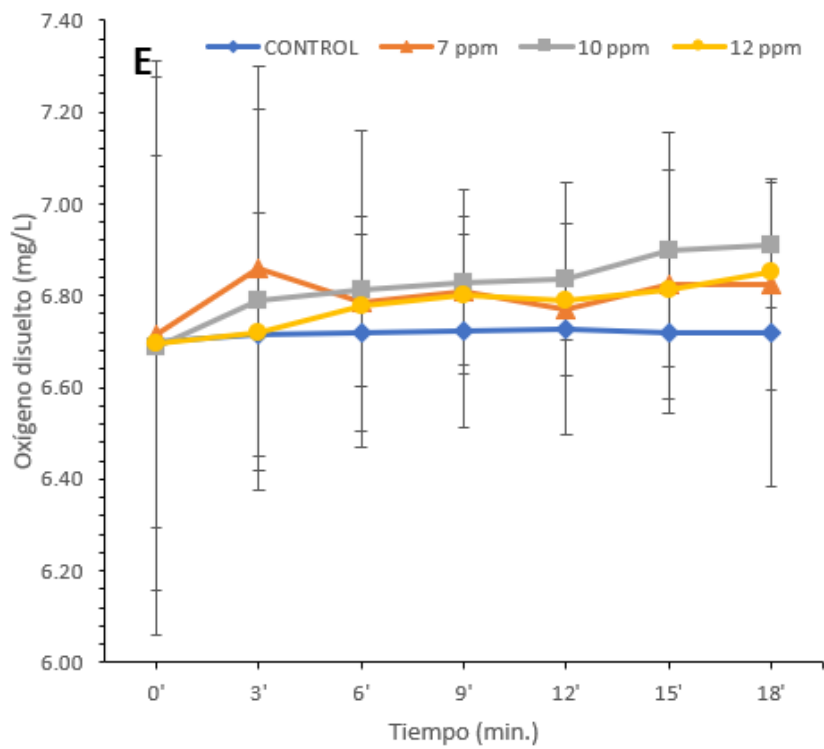
(C) Turbidez vs Tiempo



(D) Temperatura vs Tiempo



(E) Oxígeno disuelto vs Tiempo



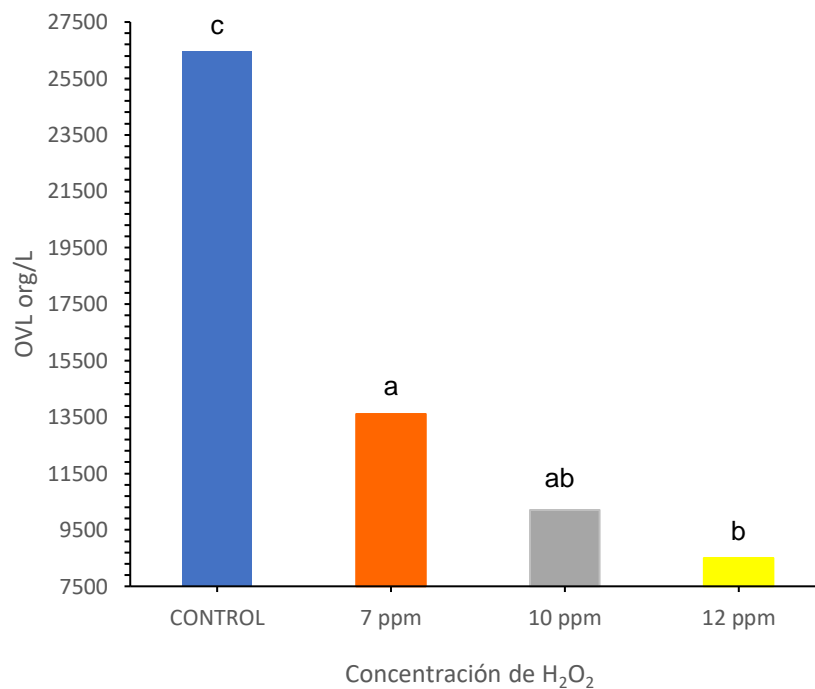
En el caso de los parámetros como temperatura y oxígeno disuelto, estos no se encuentran estipulados en los Límites máximos permisibles (LMP) de la Norma o Decreto supremo para Calidad de agua, sin embargo, se consideró como parte fundamental del estudio ya que si se incrementan o disminuyen estos valores puede existir a nivel de proceso cualquier cambio desfavorable para el proceso de potabilización de la Planta; un ejemplo de ello es lo que se menciona la WHO (2011) con respecto a la temperatura. Cuando las temperaturas son mayores a 25°C entonces la biomasa de cianobacterias tiende a florecer originando eutrofizaciones que a su vez producirán malos olores y sabores de ello concluimos que a mayor temperatura menor será la presencia de oxígeno disuelto en el medio acuático. Si analizamos los resultados obtenidos podemos observar en la Figura 11D que para la temperatura tenemos como máximos datos: $16,03 \pm 0,06$, $16,40 \pm 0,25$; $16,60 \pm 0,40$ y $16,45 \pm 0,20$ °C siendo los valores para Control, 7ppm, 10 ppm y 12 ppm, respectivamente. Los Estándares de calidad ambiental para agua en sus categorías A1, A2 y A3 mencionan que la cantidad de oxígeno disuelto deben ser igual mayor a 4 mg/L para agua cruda (El Peruano, 2008), mientras que en nuestra investigación tenemos: $6,72 \pm 0,00$; $6,86 \pm 0,27$; $6,91 \pm 0,23$ y $6,85 \pm 0,14$ mg/L siendo los valores para Control, 7ppm, 10 ppm y 12 ppm, respectivamente; contemplado en la Figura 11E; datos que son aceptables para esta agua medianamente tratada.

Se ha reportado que el peróxido de hidrógeno es un alguicida eficaz y una buena opción para la eliminación de floraciones de cianobacterias, algas verdes y diatomeas (Drábková et al. 2007, Bauzá et al., 2014, Liu et al., 2017 y Shao et al. 2013). Nuestros resultados de la prueba de jarras después de los 18 minutos y pasado por filtro Whatman muestran una disminución de la cantidad de OVL por litro de muestra a medida que la concentración de H_2O_2 se incrementa, tal como se observa en la Figura 12. Así se muestra en la Tabla A5 del apéndice, que a una concentración de 7 ppm

se reduce en un 48,59% ($13606,67 \pm 3,23$ org/L); a 10 ppm se reduce la cantidad de OVL en un 61,45% ($10205,00 \pm 2,99$ org/L) y finalmente con 12 ppm se observó que se reduce 67,87% ($8504,17 \pm 2,99$ org/L) de OVL con respecto al 100% del control ($26469,50 \pm 3,23$ org/L).

Figura 12

Frecuencia absoluta de organismos de vida libre expuestos a diferentes concentraciones de H_2O_2 a los 18 minutos (Prueba de Jarras).



OVL = Organismos de vida libre

Prueba Tukey ($\alpha=0.05$)

4.2 Tiempo de Retención Hidráulico

El tiempo de retención hidráulica (TRH) es la cantidad promedio de tiempo que los compuestos líquidos y solubles permanecen en un reactor o tanque. Obtenida por la división entre el volumen del reactor sobre el caudal de entrada (Tilley et al. 2014). En relación con el TRH de la investigación, se pudo obtener teóricamente que para todas las concentraciones de peróxido de hidrógeno el llenado del sedimentador se daría en aproximadamente 1 hora, teniendo así para 7, 10 y 12 ppm de peróxido de

hidrógeno los valores de 49,26; 48,16 y 48,43 min respectivamente como se observa en la Tabla 8. Con estos datos obtenidos se pudo trabajar en planta por una hora por cada concentración.

Tabla 8

Tiempo de retención hidráulica hallado con las diferentes concentraciones de Peróxido de hidrógeno

Concentraciones	7 ppm	10 ppm	12 ppm
TRH	49,26 min	48,16 min	48,43 min

THR = Tiempo de retención hidráulica.

4.3 Caudal de alimentación

Los datos mostrados en la Tabla 9, nos muestran que, a mayor concentración mayor será el caudal de alimentación con H₂O₂ al 50%. La diferencia de los caudales de alimentación también se dio debido a la diferencia de caudales de ingreso a la Planta que oscilaban entre 345 – 353 (L/s).

Tabla 9

Caudales de estudio para cada concentración de peróxido de hidrógeno.

Caudales	Concentraciones de H₂O₂		
	7 ppm	10 ppm	12 ppm
Caudal de entrada Planta 1 (L/s.)	345	353	351
Caudal del sedimentador (L/s) (grupo experimental)	172,5	176,5	175,5
Caudal de alimentación del H ₂ O ₂ (L/s)	2,415 x 10 ⁻³	3,53 x 10 ⁻³	4,212 x 10 ⁻³

H₂O₂ = Peróxido de hidrógeno

Para obtener el caudal de alimentación, se dividió el caudal de entrada en dos ya que la repartición de los sedimentadores en la Planta 1 se dan en 2 pozas. Recordemos que una poza de sedimentación se utilizó como grupo control y la otra para los

diferentes tratamientos. Los datos obtenidos sirvieron para dosificar las diferentes concentraciones de peróxido de hidrógeno estudiadas en esta investigación.

4.4 Análisis de los parámetros fisicoquímicos en Planta

El DS. N° 031-2010-SA (Ministerio de Salud, 2011) muestra en su documento una tabla de los Límites máximos permisibles (LMP) con los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos que se deben tener en cuenta para considerar al agua que es producida por una Planta de agua potable como agua de calidad. Ya que la investigación está dada en agua cruda medianamente tratada y a falta de parámetros de referencia en agua cruda nos regimos por el DS. mencionado anteriormente. Sirviendo así estos valores obtenidos en esta investigación como datos base para futuras investigaciones.

Entonces, ya establecidos los cálculos se aplicó peróxido de hidrógeno a la entrada del sedimentador de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata, en días diferentes para cada concentración tal como se explicó en los procedimientos y como se observa en la Figura 9. Después de 1 hora de tratamiento, se tomó 3 muestras: entrada al sedimentador (antes del tratamiento), a la salida del sedimentador y a la salida del filtro.

Así los resultados para el grupo control y 7ppm de H₂O₂ expuestos en la Figura 13 y 14, muestran para el caso de la temperatura para la entrada del sedimentador 18,10±0,26 y 18,41±0,19 °C, respectivamente, como punto inicial antes de aplicar el peróxido de hidrógeno. Después del tratamiento para el primer tramo (salida del sedimentador) se puede observar una disminución de 7,18% (16,80±0,25 °C) y 7,60% (17,01±0,20 °C) para el grupo control y para 7 ppm, respectivamente. Mientras que para el segundo tramo (salida filtro) se tuvo una disminución de 4,76%

(16,00±0,10) para el grupo control y 1,41% (16,77±0,21) para 7 ppm de H₂O₂. Estadísticamente se muestra una diferencia significativa entre tramo y tramo para el grupo control, mientras que para H₂O₂ al 7ppm no existen diferencia significativa entre salida del sedimentador y salida del filtro ($\alpha=0,05$) manteniendo los valores casi estables.

El oxígeno disuelto (OD) es esencial para la supervivencia de los organismos autótrofos, y el incremento de los niveles de OD en agua en condiciones normales se debe al incremento de la fotosíntesis realizada por microalgas (Hernández – Pérez y Labbé 2014) y otros organismos fotosintéticos. Así se menciona que una intensa fotosíntesis durante el día puede ocasionar saturación de OD en agua ocasionando una disminución de la producción de hasta 25% (Molina et al. 2001), es decir se inhibe el proceso de fotosíntesis pudiendo producir un decaimiento en la tasa de crecimiento de algunas microalgas y su posterior mortandad (Abalde et al. 1995). En cuanto al Peróxido de hidrógeno al estar en contacto directo con cualquier célula comienza a producirse la oxidación con la eliminación de oxígeno hacia el medio, en este caso al agua, desprendiéndose el oxígeno molecular incrementando el oxígeno disuelto en el medio donde está actuando. Teniendo referencia de esto, nuestros resultados muestran para el grupo control diferencias significativas entre cada tramo observándose una disminución de 3,63% (6,38±0,02 mg/L) a la salida del sedimentador con respecto a la entrada del sedimentador (6,62±0,01 mg/L); esta disminución puede darse debido al tiempo en que el agua descansa en el sedimentador donde el flujo del agua es más lento y no existe una oxidación adicional. Mientras que para el segundo tramo se observa un incremento de 6,27% (6,78±0,03) en la salida del filtro, con respecto a la salida del sedimentador, esto puede ser a la caída del agua de la salida del sedimentador hacia la entrada del filtro y su posterior filtración haciendo que el agua se oxigene más a comparación que en

el primer tramo. Por otra parte, para el tratamiento con 7ppm, a contrario con el grupo control existe un incremento de 0,75% ($6,70 \pm 0,01$ mg/L) de OD en el primer tramo (salida de sedimentador) con respecto a la entrada del sedimentador ($6,65 \pm 0,10$ mg/L); superando con 31,04% ($8,78 \pm 0,05$ mg/L) para el segundo tramo (salida filtro).

El tercer parámetro que se analizó fue la turbidez, de ellos se encontró a la entrada del sedimentador $8,28 \pm 0,14$ NTU y $7,84 \pm 0,07$ NTU para el control y 7 ppm de H_2O_2 , respectivamente. Para la salida del sedimentador se observa en la Tabla B1 del apéndice, un incremento de 8,33% ($8,97 \pm 0,14$ NTU) para el grupo control, mientras que para el tratamiento con 7ppm hubo una disminución de 6,38% ($7,34 \pm 0,34$ NTU). Finalmente, para la salida del filtro tanto para el control como para 7ppm se observa una disminución de 81,61% ($1,65 \pm 0,12$ NTU) y 84,88% ($1,11 \pm 0,05$ NTU), respectivamente, tal como se muestra en las Figuras 13 y 14. Comparando nuestros resultados obtenidos para la turbidez con el DS. N° 031-2010-SA, podemos mencionar que todos los datos tanto para el grupo control como para 7 ppm se encuentran por debajo de lo establecido por dicho Decreto supremo (< 5 NTU). Sin embargo, la baja turbidez obtenida no siempre corresponde con la baja cantidad de Organismos de vida libre (OVL) presente en Planta tal como lo establece el AWWA (2010) esto debido a que algunas algas no pueden ser detectadas por el Turbidímetro ya que la composición de su cuerpo celular está en base a sílice.

Con respecto al pH, éste es otro de los parámetros que se toma en cuenta para garantizar que el agua sea de calidad, por ello es que el agua potable debe tener un pH que oscile entre 6,5 – 8,5. Nuestros resultados muestran valores dentro de los límites de pH mencionados anteriormente. Por ejemplo, a la entrada del sedimentador tenemos $7,09 \pm 0,03$ y $7,13 \pm 0,03$; para la salida del sedimentador se

observa un incremento de 3,5% ($7,34 \pm 0,03$) y 2,5% ($7,31 \pm 0,02$) y para la salida del filtro un incremento de 2,18% ($7,50 \pm 0,16$) y 1,92% ($7,45 \pm 0,11$) siendo los valores para el control y 7ppm, respectivamente. Si comparamos los datos obtenidos del grupo control con el tratamiento (7 ppm) por 1 hora, podemos observar que no existe una variación significativa en los tres puntos de muestreo indicando que el uso del peróxido de hidrógeno no cambia estrepitosamente el pH del agua, aunque esté siendo tratada con coaguladores químicos como el sulfato de aluminio; al igual que Bauzá et. al (2014) y a pesar de observar un decaimiento de 1 a 2 unidades con respecto al pH inicial, infiere que también no existe diferencias significativas del cambio de pH haciendo uso de 3,33 mg/L de H_2O_2 por 48 horas en un lago eutrófico con y sin presencia de luz, mencionando que la luz tampoco es un factor para el cambio de pH en agua tratada con H_2O_2 .

El último parámetro fisicoquímico analizado fue la Conductividad, en la que se tiene datos para la entrada del sedimentador de $72,97 \pm 1,08$ y $74,4 \pm 0,90$ $\mu S/cm$, siendo los valores para el control y 7ppm, respectivamente; para la salida del sedimentador se observa un incremento de 2,51% ($74,80 \pm 0,11$ $\mu S/cm$) y 0,17% ($74,53 \pm 0,45$ $\mu S/cm$). Y para la salida del filtro la conductividad disminuye en 0,96% ($75,52 \pm 0,69$ $\mu S/cm$) y 1,03% ($75,30 \pm 0,95$ $\mu S/cm$), todos estos datos se expresan en la Figura 13 y 14. Al igual que en el resto de los parámetros podemos inferir que todos los datos obtenidos tratados con 7 ppm, no varían significativamente en los 3 puntos de muestreo; al igual que Bauzá et. al (2014) donde obtuvo un incremento del 6,84% de la conductividad con 3,33 mg/L de H_2O_2 por 48 horas.

Figura 13

Gráfica de los parámetros fisicoquímicos del grupo control (sin tratamiento) para 7ppm de H_2O_2 , en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata

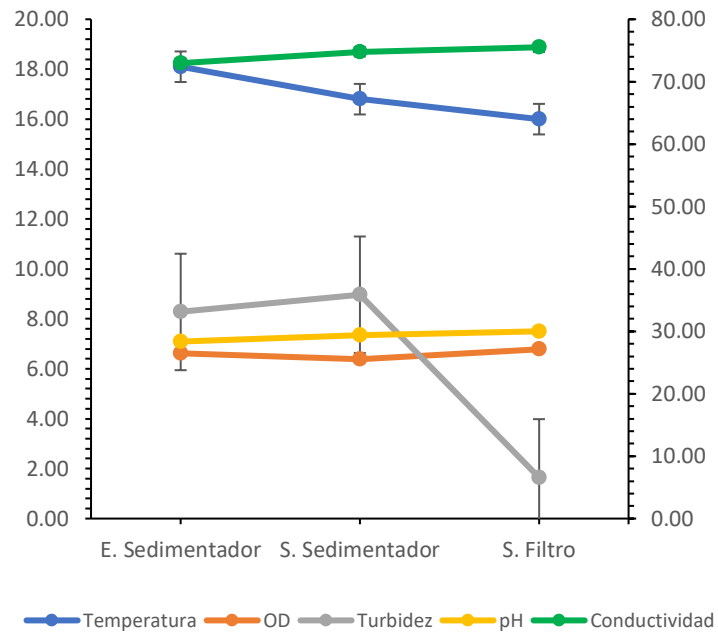
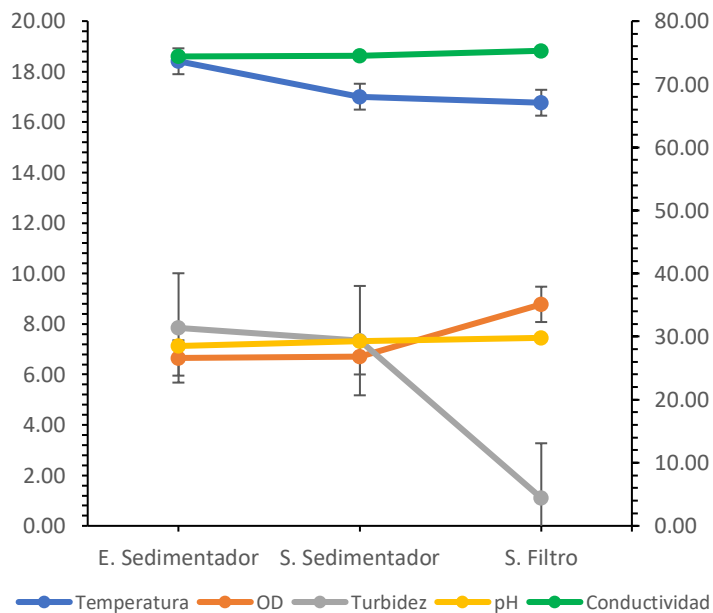


Figura 14

Gráfica de los parámetros fisicoquímicos para 7 ppm de H_2O_2 en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata



De Oliveira (2020) en su investigación en un sistema de mesocosmo con 10 ppm por 120 horas encontró que la temperatura no varía considerablemente a lo largo del tiempo al igual que en nuestra investigación a pesar de que nosotros tratamos el agua de Planta por 1 hora con la misma concentración de H_2O_2 . De ello, los resultados obtenidos en nuestra investigación muestran en la Figura 15 y 16 para el grupo control a la entrada del sedimentador $15,95 \pm 0,24$ °C y su posterior disminución para la salida del sedimentador con 4,33% ($15,26 \pm 0,13$ °C) y reduciendo más a la salida del filtro con 5,31% ($14,45 \pm 0,22$ °C), esta disminución de la temperatura en cada tramo es debido a la caída del agua del sedimentador hacia los filtros que viene hacer un proceso normal. Mientras que para el tratamiento con 10 ppm de H_2O_2 se observa un incremento de 3,75% ($16,60 \pm 0,05$ °C) a la entrada del sedimentador a y para la salida del filtro la temperatura disminuye en 2,41% ($16,20 \pm 0,27$ °C) como se muestran en la Tabla B2 del apéndice. Los datos obtenidos en el tratamiento Estos datos obtenidos serían beneficiosos ya que es un indicativo de que las cianobacterias existentes no llegarían a proliferar siendo su temperatura óptima de crecimiento mayores a 20°C (WHO, 2011), lo que no se logró con el tratamiento con 10 ppm.

Los resultados de oxígeno disuelto (OD), muestran una disminución del 5,85% ($6,28 \pm 0,03$ mg/L) a la salida del sedimentador e incrementando en 6,85% ($6,71 \pm 0,06$ mg/L) a la salida del filtro para el grupo control. Mientras que para 10 ppm se percibe un incremento tanto para la salida del sedimentador 2,51% ($6,94 \pm 0,04$ mg/L) como para la salida del filtro 43,66% ($9,97 \pm 0,08$ mg/L) incrementándose en mayor cantidad en el último tramo, esto es debido al proceso de oxidación del H_2O_2 cuando entra en contacto con los OVL. Datos similares encontró De Oliveira (2020) en su trabajo aplicando 10 ppm de H_2O_2 en su prueba en un sistema de mesocosmo de un reservorio en la que se observó un incremento del 23,88% del OD a las 24 horas de tratamiento

En cuanto a la turbidez al igual que en 7 ppm, ninguno de los datos obtenidos sobrepasa los 5 NTU. Así observamos para el grupo control un incremento de 8,44% ($3,47 \pm 0,08$ NTU) a la salida del sedimentador y una disminución en el filtro con 71,47% ($0,99 \pm 0,11$ NTU). Mientras que para 10 ppm de H_2O_2 disminuye en 5,94% ($2,85 \pm 0,06$ NTU) a la salida del sedimentador, y a la salida del filtro en 85,61% ($0,41 \pm 0,07$ NTU). Comparando los datos con los de Oliveira (2020), estos solo disminuyen como máximo en un 50,49% con respecto al control. Para el parámetro pH en el grupo control se tiene $7,27 \pm 0,03$, observándose un incremento del 2,06% ($7,42 \pm 0,14$) para la salida del sedimentador y del 2,29% ($7,59 \pm 0,05$) a la salida del filtro. Asimismo, para 10 ppm en la entrada del sedimentador se tiene $7,23 \pm 0,05$, con su consecutivo incremento en 1,52% ($7,34 \pm 0,03$) para la salida del sedimentador y disminuyendo a la salida del filtro con 2,72% ($7,14 \pm 0,04$). Si comparamos los datos obtenidos en el tratamiento con los LMP que es de 5 UNT (Ministerio de Salud, 2011) observamos que los datos son mucho menores del que muestra los LMP, exponiendo una vez más que el uso del H_2O_2 es provechoso ya que disminuye la turbidez del agua indicando indirectamente que la oxidación del peróxido de hidrógeno es eficiente en la eliminación de los OVL.

Finalmente, para la conductividad tenemos que en agua potable se debe tener un máximo de $1500 \mu S/cm$ si hacemos una comparación con los datos obtenidos estos se encuentran por muy debajo de los LMP. De lo estudiado tenemos para la entrada del sedimentador en el grupo control $113,42 \pm 0,07 \mu S/cm$, incrementando en 2,16% ($115,87 \pm 0,08 \mu S/cm$) en la salida del sedimentador y 1,08% ($117,12 \pm 0,06 \mu S/cm$) a la salida del filtro. En el caso de 10 ppm tenemos $113,30 \pm 0,03 \mu S/cm$ para la entrada del sedimentador, observando un incremento del 0,88% ($114,30 \pm 0,03 \mu S/cm$) a la salida del sedimentador y disminuyendo en 0,52% ($113,70 \pm 0,08 \mu S/cm$) a la salida del filtro.

Figura 15

Gráfica de los parámetros fisicoquímicos del grupo control (sin tratamiento) para 10 ppm de H_2O_2 , en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata

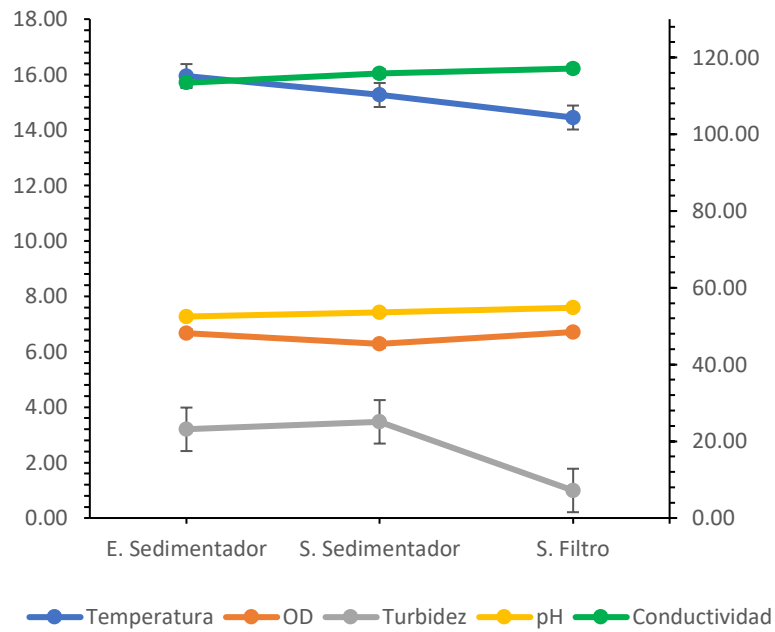
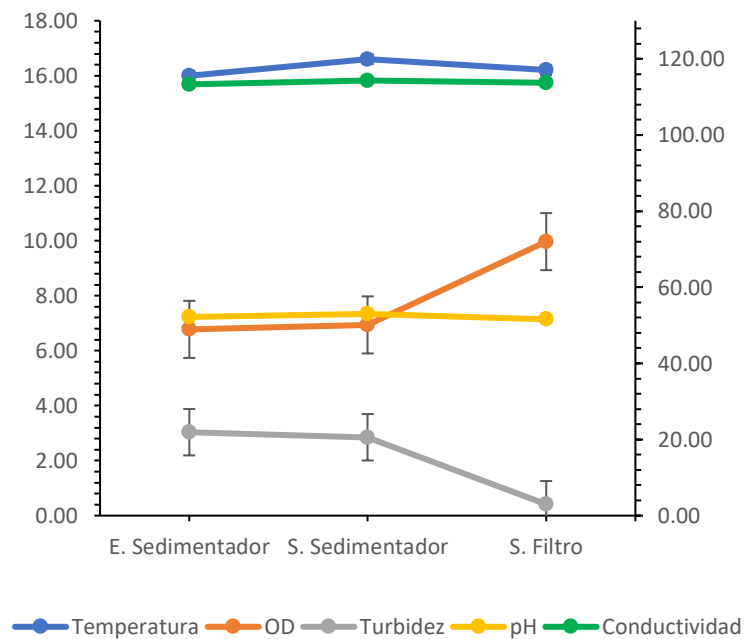


Figura 16

Gráfica de los parámetros fisicoquímicos para 10 ppm de H_2O_2 en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata



De todos los datos obtenidos con un tratamiento de 10 ppm de H₂O₂ podemos inferir que al igual que en el tratamiento con 7 ppm los parámetros físico químicos no fluctúan escandalosamente y se mantienen por debajo del DS N° 031-2010-SA; haciendo que el uso de peróxido de hidrógeno en Plantas de tratamiento de agua potable sea favorable sin dañar el proceso de tratamiento convencional.

El último tratamiento se hizo con 12 ppm de H₂O₂ que se observa en las Figuras 17 y 18, del cual se obtuvieron los siguientes resultados: en el grupo control a la entrada del sedimentador se tuvo 15,63±0,05°C de temperatura, disminuyendo en 4,54% (14,92±0,16 °C) a la salida del sedimentador y 4,36% (14,27±0,05 °C) a la salida del filtro. En cuanto se refiere a 12 ppm se tuvo 15,30±0,46 °C a la entrada del sedimentador incrementando en 3,92% (15,90±0,17 °C) a la salida del sedimentador y 0,63% (16,00±0,10 °C) a la salida del filtro, todos ellos expresados en la Tabla B3 del apéndice.

En el caso del oxígeno disuelto a la entrada del sedimentador para el grupo control se obtuvo 6,93±0,09 mg/L, observando un deceso del 6,35% (6,49±0,04) en la salida del sedimentador, incrementándose 12,17% (7,28±0,03 mg/L) a la salida del filtro. Mientras que para 12 ppm se obtuvo a la entrada del sedimentador 6,59±0,40 mg/L, observándose un incremento del 3,34% (6,81±0,02 mg/L) y 59,47% (10,86±0,49 mg/L) a la salida del filtro.

En cuanto se refiere a la turbidez se tuvo los siguientes resultados para el grupo control a la entrada del sedimentador 7,25±0,08 NTU, seguido de un incremento de ésta en 15,45% (8,37±0,06 NTU) en la salida del sedimentador y su posterior disminución de 81,60% (1,54±0,03 NTU) a la salida del filtro. Mientras que para el tratamiento con 12 ppm de H₂O₂ se tuvo a la entrada del sedimentador 6,13±0,31

NTU, seguido de una disminución del 12,40% ($5,37 \pm 0,16$ NTU) a la salida del sedimentador y de 88,45% ($0,62 \pm 0,09$ NTU) a la salida del filtro.

Para el pH tenemos así en el grupo control $7,40 \pm 0,02$ a la entrada del sedimentador, seguido de un incremento del 2,03% ($7,55 \pm 0,05$) a la salida del sedimentador y 2,25% ($7,72 \pm 0,08$) a la salida del filtro. Asimismo, para 12 ppm se tuvo a la entrada del sedimentador: $7,43 \pm 0,06$ seguido de una disminución del 1,21% ($7,34 \pm 0,09$) a la salida del sedimentador y manteniendo su valor a la salida del filtro mostrados en la Tabla B3 del apéndice.

Finalmente, para la conductividad se tiene para el grupo control $39,66 \pm 0,03$ $\mu\text{S/cm}$ a la entrada del sedimentador, seguido de incrementos del 2,57% ($40,68 \pm 0,07$ $\mu\text{S/cm}$) a la salida del sedimentador y 0,98% ($41,08 \pm 0,02$ $\mu\text{S/cm}$). En tanto al tratamiento con 12 ppm de H_2O_2 se tuvo a la entrada del sedimentador $38,12 \pm 1,08$ $\mu\text{S/cm}$, disminuyendo para la salida del sedimentador y filtro en 0,05% ($38,1 \pm 0,80$ $\mu\text{S/cm}$) y 1,47% ($37,54 \pm 2,07$ $\mu\text{S/cm}$), respectivamente.

Los datos obtenidos, muestran que el uso del H_2O_2 a diferentes concentraciones no implican un cambio en los parámetros físico químicos en el agua que es tratada en la PTAP – Quicapata además de mostrar bajas desviaciones estándar entre los triplicados; al igual que Bauzá et. al (2014), De Oliveira (2020) y Abra et. al (2018) en las pruebas realizadas en diferentes fuentes de agua; manifestando así que el peróxido de hidrógeno es un compuesto químico adecuado para su uso en Planta como en cualquier fuente hídrica.

Figura 17

Gráfica de los parámetros fisicoquímicos del grupo control (sin tratamiento) para 12 ppm de H_2O_2 , en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata

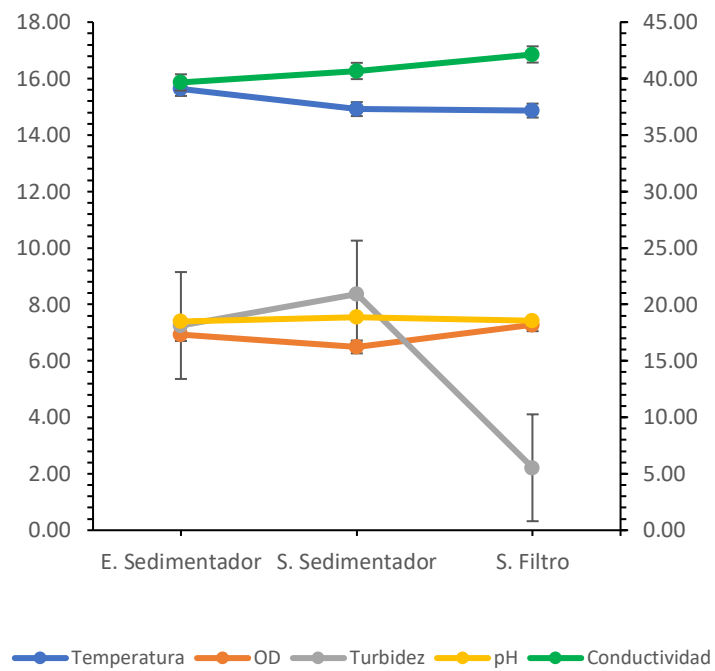
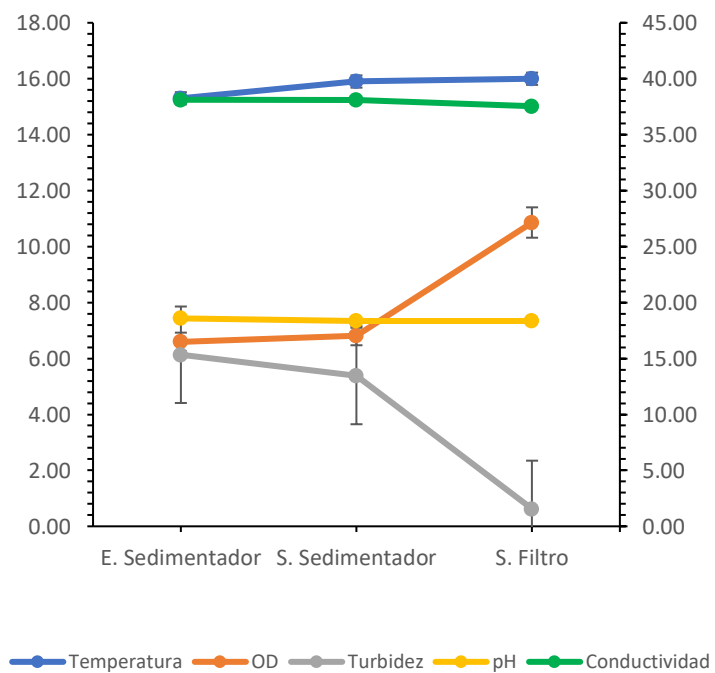


Figura 18

Gráfica de los parámetros fisicoquímicos para 12 ppm de H_2O_2 en 3 diferentes zonas de la Planta 1 de la PTAP – Quicapata.



En síntesis, tal como se muestran nuestros resultados, podemos aludir que para los parámetros de temperatura, pH y conductividad con todos los tratamientos (7, 10 y 12 ppm) no existe variación significativa en ninguno de los tramos analizados por 1 hora, al igual que en los trabajos de Bauzá (2014) y De Oliveira (2020) infiriendo finalmente que el uso del H₂O₂ en concentraciones que oscilen entre 3,33 a 12 ppm no cambian intempestivamente estos parámetros físico-químicos manteniéndolos casi estables. Mientras que para OD y turbidez si se observan diferencias significativas, esto se debe a la adición de peróxido de hidrógeno para su tratamiento. Así podemos inferir que a mayor concentración mayor será el OD y menor la turbidez presente en Planta

Debemos recalcar que no existen investigaciones sobre la variación de los parámetros físico químicos frente al uso de peróxido de hidrógeno en aguas tratadas con sistema convencional en las PTAPs, por consiguiente, nuestra investigación servirá como base para las futuras investigaciones.

4.5 Análisis de Organismos de Vida Libre (OVL) en Planta

Muchos métodos de tratamiento convencional para la producción de agua potable, como la coagulación, la floculación, la sedimentación y la filtración, permiten eliminar algunas células del fitoplancton incluidas las cianobacterias, evitando así la lisis celular y la liberación de toxinas intracelulares. Sin embargo, bajo condiciones operativas comunes, estos procesos tradicionales de tratamiento de agua no pueden garantizar la eliminación efectiva de contaminantes orgánicos, células del fitoplancton y toxinas extracelulares de cianobacterias que ya estaban presentes antes de que comenzara el tratamiento (Hitzfield et al., 2000, De Almeida et al., 2016 y Grochowiecka et al., 2009), ni la aireación ni la extracción con aire son tratamientos efectivos para eliminar toxinas solubles o células de cianobacterias (Barrington et al.,

2007). Esto es debido a que están influenciadas por las condiciones de tratamiento y por las especies de fitoplancton (incluidas las cianobacterias) presente en el agua (Roegner et al., 2014). El peróxido de hidrógeno es un agente bien conocido para la desinfección y el tratamiento del agua con una fuerte capacidad oxidante. Su capacidad para inhibir microalgas, cianobacterias, bacterias coliformes y eliminar la DQO podría representar un avance importante en los métodos de pretratamiento en plantas potabilizadoras (Barrington et al., 2008).

Dentro de los parámetros microbiológicos y otros organismos se encuentran OVL que son catalogados por el Ministerio de Salud (2011) en el Título IX como *“algas, protozoarios, copépodos, rotíferos y nemátodos en todos sus estados evolutivos”*. Para el presente trabajo y para su análisis se clasificó en 3 grupos tal como sigue: Nemátodos, Zooplancton (protozoarios, copépodos y rotíferos) y Fitoplancton (microalgas y cianobacterias).

Inmediatamente después que las muestras llegaron al laboratorio se procesaron para la cuantificación de OVL. De ello nuestros resultados mostrados en la Tabla B4 del apéndice para el grupo control manifiestan $6,00 \pm 5,20$ nemátodos/L a la entrada del sedimentador, disminuyendo para la salida del sedimentador en $0,00 \pm 0,00$ nemátodos/L, y surgiendo nuevamente a la salida del filtro con $12,00 \pm 5,20$ nemátodos /L. Esta irregularidad se observa también para el tratamiento con 7 ppm donde se tuvo a la entrada del sedimentador $15,00 \pm 5,20$ nemátodos /L, $0,00 \pm 0,00$ nemátodos /L a la salida del sedimentador y $3,00 \pm 5,20$ nemátodos /L a la salida del filtro. Comparando con el grupo control se puede apreciar una diferencia de $9,00 \pm 0,00$ nemátodos /L en el último tramo (salida filtro) contra el tratamiento (7ppm). Esta variación en los tramos, salida del sedimentador a salida del filtro; como se

observa en las Figuras 19 y 20; se puede deber al movimiento de los nemátodos y a la preferencia de estos en las zonas con menos fluides del agua en el sedimentador. Sin embargo, no se puede inferir en Planta que este organismo está siendo eliminado por el peróxido de hidrógeno, esta variación probablemente es debida a que en la zona de los filtros dentro de los poros estén incrustados los huevos de los nemátodos que pueden haber eclosionado, por ello se requiere de más estudios a nivel de este tipo de organismos en Planta.

Para el caso de Zooplancton, los resultados de esta investigación muestran que a medida que la concentración de peróxido de hidrógeno se incrementa, entonces la cantidad de organismos pertenecientes al zooplancton (protozoarios, copépodos y rotíferos) van minorándose al igual que en el grupo control, esta última debido al proceso de decantación – sedimentación y su posterior filtración, así para el grupo control en condiciones normales de tratamiento se tuvo 216,00±9,00 org. /L en la entrada del sedimentador 117,00±9,00 org. /L a la salida del sedimentador y 72,00±9,00 org. /L después de la filtración. En el caso del tratamiento con 7 ppm se observa a la entrada del sedimentador 162,00±9,00, disminuyendo estos valores con respecto al grupo control a 104,00±3,00 org. /L a la salida del sedimentador y a 48,00±5,20 org. /L después de la filtración tal como se observa en las Figuras 19 y 20 y la Tabla B4 del apéndice. Percibiendo diferencias significativas en el análisis de varianza con la prueba Tukey, entre cada tramo analizado tanto para el grupo control como para 7 ppm. Estas diferencias estadísticas se perciben mejor si llevamos los valores a porcentajes como se muestra en la Figura 25; entonces tendríamos para el tratamiento convencional (grupo control) en la Planta 1 de la PTAR – Quicapata se observa una tasa de remoción y/o eliminación de 66,67% de zooplancton a comparación con la preoxidación en el tratamiento con 7 ppm de H₂O₂ que es mayor superando con 70,37% de remoción de zooplancton en la Planta 1.

Un sin número de tratamientos se han estudiado a nivel de laboratorio bajo pruebas piloto o mesocosmos las cuales demuestran la eficiencia de alguicidas como el H₂O₂ y/o tratamientos con ozono, UV y carbón activado para la eliminación de las microalgas, las cianobacterias incluidos las toxinas intra y extracelulares que estas producen (WHO, 2011 y Wael et al., 2015). Hoy en día no existen investigaciones publicadas de trabajos en Plantas de Tratamiento de agua potable *in situ* para la eliminación de OVL en general, por ello es que el siguiente trabajo servirá como base para las futuras investigaciones.

En la presente investigación, el tratamiento con H₂O₂ se realizó cuando la planta era tratada con el coagulante Sulfato de aluminio, condiciones totalmente diferentes a otras investigaciones. De ello se obtuvo para el fitoplancton, que incluye a las algas y cianobacterias, en el grupo control para 7 ppm igual a 5 553 220,83±1 700,83 org/L; 3 435 116,39±1 700,83 org/L; 1 760 362,50±1 700,83 org/L para la entrada al sedimentado, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente. Mientras que para 7 ppm de peróxido de hidrógeno se tuvo 3 814 969,17±1 700,83 org/L en la entrada al sedimentador, 2 115 836,67±1 700,83 org/L a la salida del sedimentador y 433 712,50±1 700,83 org/L a salida del filtro como se muestra en las Figuras 19 y 20 y en la Tabla B4 del apéndice. Observándose diferencias significativas con la prueba Tukey, entre cada tramo analizado tanto para el grupo control como para 7 ppm. Estas diferencias se contemplan con mayor claridad en los porcentajes de remoción y/o eliminación de la Figura 25, teniendo para el control 68,47% de remoción del fitoplancton en comparación con el tratamiento (7ppm de) que es mucho mayor llegando a un 88,63% de remoción del fitoplancton.

Figura 19

Gráfica de los Organismos de vida libre del grupo Control de 7 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP - Quicapata

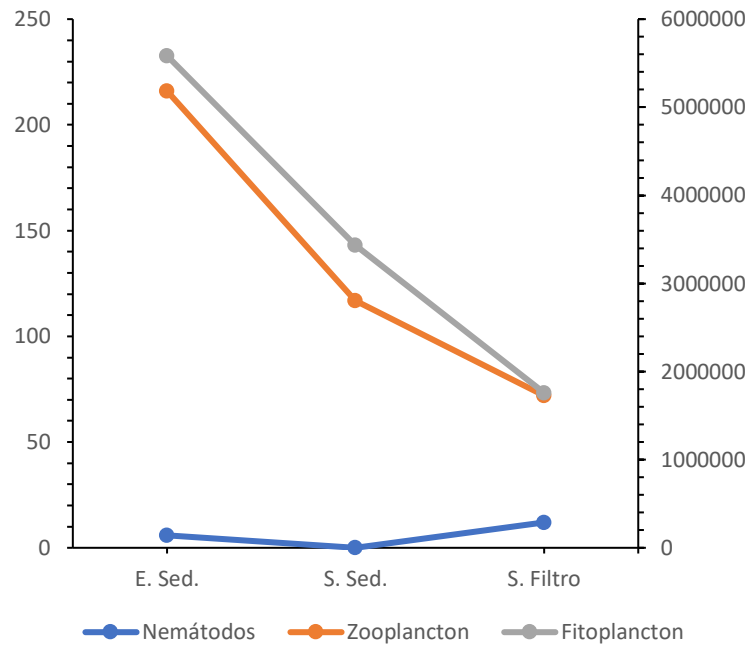
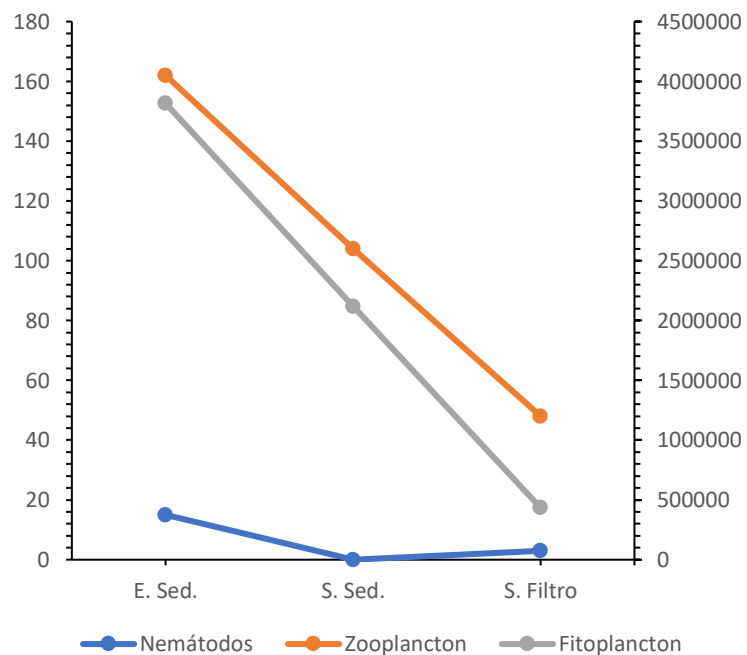


Figura 20

Gráfica de los Organismos de vida libre con 7 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP - Quicapata



En el caso de 10 ppm y su grupo control la variación de la cuantificación de nemátodos son muy similares al tratamiento anterior, esto debido al movimiento de estos organismos, explicado anteriormente. Entonces tenemos para el grupo control: $3,00 \pm 5,20$ org/L; $0,00 \pm 0,00$ org/L y $12,00 \pm 5,20$ org/L para entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro (Figura 21 y 22), respectivamente. Y para el tratamiento con 10 ppm $3,00 \pm 5,20$ org/L; $0,00 \pm 0,00$ org/L y $3,00 \pm 5,20$ org/L para entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente como se observa en las Figura 21 y 22.

La Tabla B5 del apéndice y en las Figuras 21 y 22 contemplan los resultados de la cuantificación de zooplancton para 10 ppm y su control muestra diferencias significativas en cada tramo analizado. Así tenemos para el control a la entrada del sedimentador $291,00 \pm 5,20$ org/L; $147 \pm 5,20$ org/L a la salida del sedimentador y $90,00 \pm 9,00$ org/L a la salida del filtro. Y para el tratamiento a la entrada del sedimentador $267,00 \pm 13,75$ org/L; a la salida del sedimentado $136,00 \pm 5,20$ org/L y $45,00 \pm 9,00$ org/L después de la filtración.

Con respecto al porcentaje de remoción del zooplancton presente en Planta mostrados en la Figura 25, se dilucida que es mucho más eficiente el tratamiento con 10 ppm de H_2O_2 con 83,15% que con el tratamiento convencional (grupo control) con el cual solo se remueve el 69,07% de zooplancton, en las zonas trabajadas.

En caso del fitoplancton, los resultados obtenidos para el grupo control fueron: 5 364 428,33 \pm 1 700,83 cel./L; 3 325 129,17 \pm 1 700,83 cel./L y 1 663 415,00 \pm 1 700,83 cel./L para la entrada del sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente. No obstante que para el tratamiento tenemos los siguientes valores: 3 935 728,33 \pm 1 700,84 cel./L en la entrada del sedimentador; 2 075

016,67±1 700,83 cel./L a la salida del sedimentador y 379 285,83±1 700,83 cel./L después de la filtración (Figura 21 y 22). Ambos tanto el grupo control como 10 ppm disminuyen sus valores a medida que el agua pasa de tramo en tramo, sin embargo, el porcentaje de remoción es más alto con el tratamiento a 10 ppm de H₂O₂ teniendo 90,38% de eliminación del fitoplancton que con el tratamiento convencional (68,99% de eliminación del fitoplancton) mostrados en la Figura 25.

Figura 21

Gráfica de los Organismos de vida libre del grupo Control de 10 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata

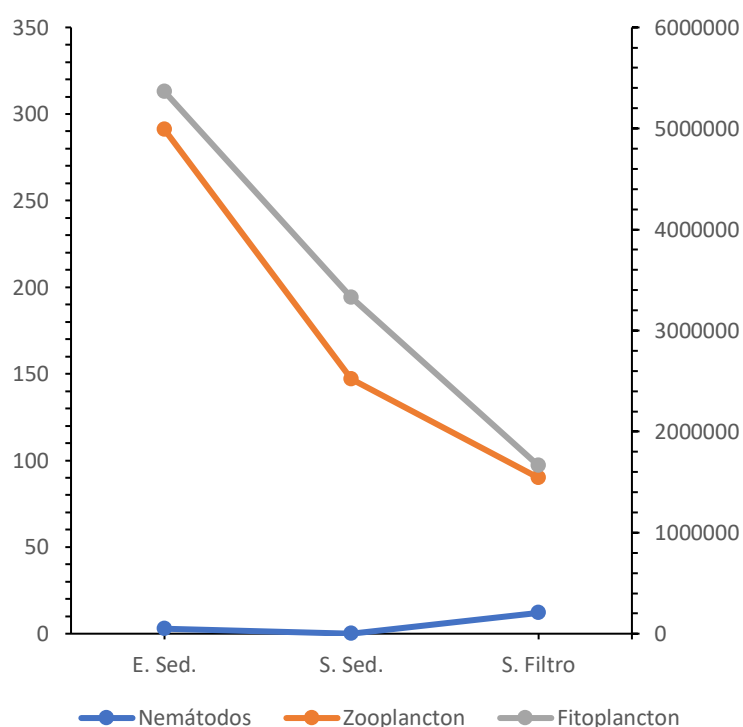
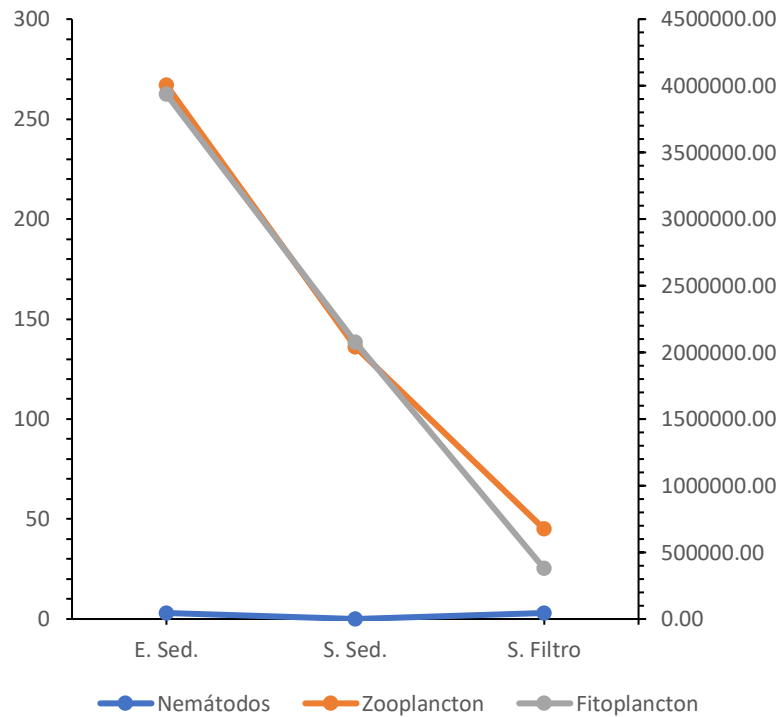


Figura 22

Gráfica de los Organismos de vida libre con 10 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP - Quicapata



Para el siguiente tratamiento (12 ppm, mostrados todos los resultados en las Figuras 23 y 24) la variación de la cuantificación de nemátodos al igual que en el control para 10 ppm sigue la misma lógica con respecto a la aparición de nemátodos a la salida del filtro. De ello tenemos para el grupo control los siguientes valores: $3,00 \pm 5,20$; $0,00 \pm 0,00$ y $12,00 \pm 5,20$ para entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente. Mientras que en el tratamiento con 12 ppm se observa una desaparición de este organismo a la salida del filtro tal como muestra la Tabla B6 del apéndice, entonces tenemos los valores de $3,00 \pm 5,20$, $0,00 \pm 0,00$ y $0,00 \pm 0,00$ para entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente.

En la Tabla B6 del apéndice se denotan los valores de la cuantificación de zooplancton para 12 ppm y su control, la que muestra diferencias significativas en cada tramo analizado observándose una disminución en cada recorrido, del cual con tratamiento se pudo obtener 86,81% de remoción del zooplancton a comparación de 52,13% en grupo control que es el tratamiento convencional de la Planta. Teniendo en caso del grupo control los siguientes valores: 282,00±5,20 org/L; 228,00±5,20 org/L y 135,00±9,00 org/L para entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente. Y para el tratamiento se obtuvo los siguientes valores de 288,00±9,00 org/L; 128,00±1,00 org/L y 38,00±4,00 org/L a la entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente.

Para el fitoplancton en el caso del grupo control se obtuvo 3 767 345,83±1 700,84 cel./L; 2 331 842,50±1 700,83 cel./L y 1 165 070,83±1 700,84 cel./L para entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente. Y para el tratamiento con 12 ppm 2 338 645,83±1 700,84 cel./L; 1 199 087,50±1 700,83 cel./L y 210 903,33±1 700,83 cel./L para entrada al sedimentador, salida del sedimentador y salida del filtro, respectivamente. Removiendo 90,98% del fitoplancton presente con 12 ppm de H₂O₂ a comparación del grupo control que solo llega a remover 69,07% del fitoplancton en Planta contemplados en la Figura 25.

Figura 23

Gráfica de los Organismos de vida libre del grupo Control de 12 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP – Quicapata

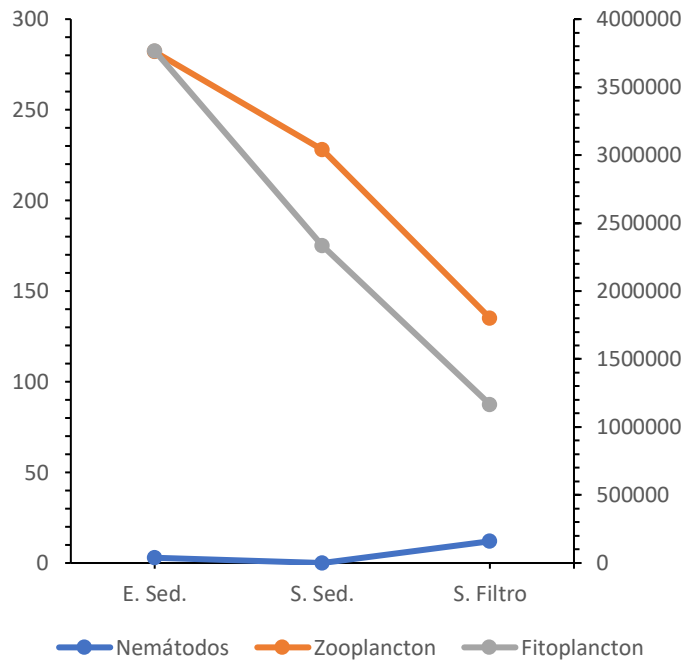
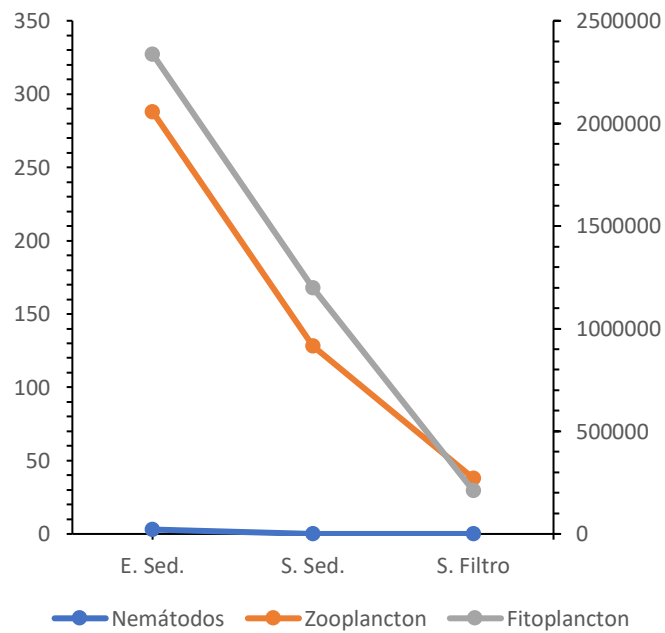


Figura 24

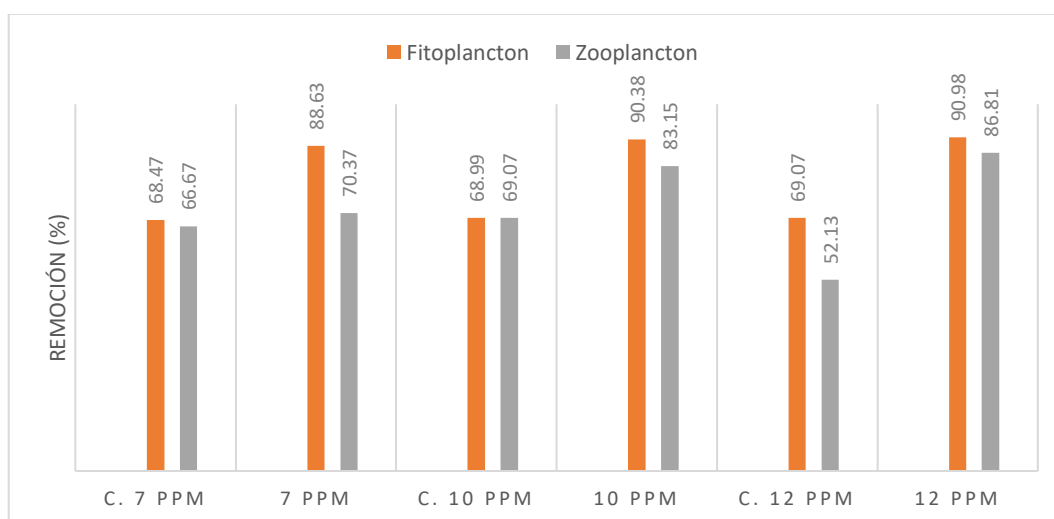
Gráfica de los Organismos de vida libre con 12 ppm de H₂O₂ en la Planta 1 de la PTAP - Quicapata



Barrington et al., 2007 mostró que con concentraciones de 0,148 g/L de H₂O₂ se reduce el 50% de cianobacterias en 4,2 horas, mientras que las Chlorophytas y Diatomeas necesitaron de más tiempo en el mesocosmo del estanque de agua residual estudiada. Mientras que Bauzá et al. 2014, encontró que con una concentración de 3,33 mg/L no obtuvo una disminución significativa en cantidad en cuanto a las cianobacterias ni del total del fitoplancton, teniendo solo una disminución de la clorofila presente de estos organismos. Mientras que en nuestra investigación encontramos que a concentraciones mayores como 7, 10 y 12 ppm en 1 hora bajo condiciones de Planta se puede eliminar algas y cianobacterias en 88,63; 90,38 y 90,98%, respectivamente como se muestra en la Figura 25. Confirmando una vez más el poder alguicida del Peróxido de hidrógeno y que ésta también puede ser utilizada bajo condiciones propias en las Plantas de tratamiento de agua potable.

Figura 25

Representación del porcentaje de remoción de OVL con diferentes concentraciones de Peróxido de hidrógeno y sus grupos controles de la PTAP - Quicapata



C.7PPM, C.10 PPM Y C. 12 PPM = Grupos controles para cada concentración de H₂O₂

Si bien es cierto que el peróxido de hidrógeno al reaccionar produce radicales hidroxilos, estos actúan sobre la pared celular de las algas, cianobacterias y bacterias y sobre la membrana del zooplancton para luego lissarlas al igual que en la coagulación (Roegner et al., 2014), esta acción puede ocasionar el desprendimiento y dilución de compuestos orgánicos y biotoxinas al medio donde estas se encuentran. También se ha reportado que el tratamiento convencional de agua usualmente no es efectivo para remover estos compuestos orgánico y toxinas provenientes de las cianobacterias. Entonces para fortalecer el tratamiento convencional del agua debe implementarse procesos de tratamiento avanzados, como agentes oxidantes, uso de carbón activado entre otros en el pretratamiento y su constante monitoreo, para eliminar tanto biotoxinas como las células intactas (Barrington et al., 2008; Grochowiecka et al., 2009).

La gran preocupación de los jefes de Planta es la presencia de algas en el agua a tratar, pero más aún es la presencia de toxinas liberadas y que estas lleguen a la población pudiendo ocasionar intoxicaciones hasta la muerte en los pobladores y animales. Como se vio en Brasil donde hubo un caso fatal de intoxicación de personas, donde 76 personas fallecieron como consecuencia del uso de agua contaminada con *Aphanizomenon sp.* y *Oscillatoria sp.* para diálisis produciendo grandes problemas hepáticos que los condujeron a la muerte (Carmichael et al. 2001).

Tanto la cloración como la ozonización son eficaces para eliminar las microcistinas, y si se adiciona al pretratamiento carbón activado es una de las principales barreras de tratamiento para la eliminación de cianotoxinas en las plantas de tratamiento de agua, sin embargo las desventajas del uso combinado de estas conllevaría a un incremento en los costos de tratamiento además de un taponamiento de los

microporos del carbón activado por la presencia de algas y cianobacterias que no hayan sido destruidas (Wael et al., 2015). Existen otro tipo de pretratamientos que puedan incluir al peróxido de hidrógeno para tratar cianotoxinas, el gran poder del peróxido no solo es el de destruir algas y cianobacterias, inhibir la transferencia de electrones en la fotosíntesis (Samuilov et al., 2001), destruir los pigmentos como la clorofila (Barroin y Feuillade 1986), sino también degrada microcistina (cianotoxina). Los radicales hidroxilos atacan la estructura del dieno conjugado de las variantes de microcistina para formar productos dihidroxilados. La escisión oxidativa ocurre entonces en los enlaces 4-5 y/o 6-7 de la fracción Adda, destruyendo efectivamente la toxicidad de la microcistina (Perez y Aga, 2005). Por ello estas grandes razones es que en nuestra investigación decidimos hacer uso del peróxido de hidrógeno como parte del pre tratamiento de oxidación observándose resultados satisfactorios, sin embargo, se recomienda que se hagan monitoreos periódicos de cianotoxinas en la Planta, para evitar superar el 1µg/L (OMS, 2011).

4.6 Tiempo de contacto del peróxido de hidrógeno

Toda reacción cumple con una cinética, por ello se determinó el orden de reacción para cada tratamiento tanto para fitoplancton como para el zooplancton. Sin embargo, no se pudo determinar la cinética de reacción para los nemátodos ya que este tipo de organismos aparecieron en los filtros, ya mencionados anteriormente.

En tanto, para el caso del fitoplancton, todos los tratamientos pertenecen al orden cero. Teniendo para los tratamientos las siguientes velocidades de reacción: $k = 112709 \text{ ppm}\cdot\text{min}^{-1}$ (7 ppm), $k = 118567 \text{ ppm}\cdot\text{min}^{-1}$ (10 ppm) y $k = 70906 \text{ ppm}\cdot\text{min}^{-1}$ (12 ppm). Las constantes de orden cero para el fitoplancton para todas las concentraciones en estudio, muestran una regresión lineal con un R^2 muy cercana a 1 mostrando que a medida que pasa el tiempo los OVL van siendo eliminados.

La eficiencia de un compuesto químico a utilizar es afectada por factores como: la concentración, el tiempo de contacto entre el agua y el desinfectante, la temperatura, el pH y el tipo de microorganismos (Hong et al., 2017; Asano et al., 2007; Montgomery, 1985). En tanto, el tiempo de contacto es considerado como *“la variable más importante para un proceso de desinfección, donde se ha observado que para una concentración dada de un desinfectante “x” la mortalidad de los microorganismos aumenta cuanto mayor sea el tiempo de contacto”* y dilucidado gracias a la Ley de Chick-Watson.

En nuestra investigación se pudo obtener los tiempos de contacto del peróxido de hidrógeno frente al fitoplancton siendo así: 33,8 min (7 ppm), 32,9 (10 ppm) y 32,6 min (12 ppm) mostrados en las Figuras del 26 al 28, a comparación con West (2018) que aplicó H₂O₂ al 1,4% sobre cepas de *Staphylococcus aureus* en superficies secas obteniendo 1 min de tiempo de contacto del desinfectante frente a la bacteria. Debemos tener en cuenta que el tiempo de contacto entre ambas investigaciones varían mucho debido a la superficie de aplicación y al tipo de microorganismo. Por lo tanto, podemos mencionar que a mayor concentración menor es el tiempo de contacto frente al fitoplancton presente en la PTAP – Quicapata. No habiendo diferencias significativas en el tiempo de contacto entre 10 y 12 ppm, en tanto podríamos indicar que aún es posible trabajar con 10 ppm en Planta por contar con el menor tiempo de contacto frente al fitoplancton, a comparación que con 7 ppm.

Figura 26

Gráfica del tiempo de contacto para el fitoplancton con 7 ppm de H₂O₂ en la PTAP – Quicapata

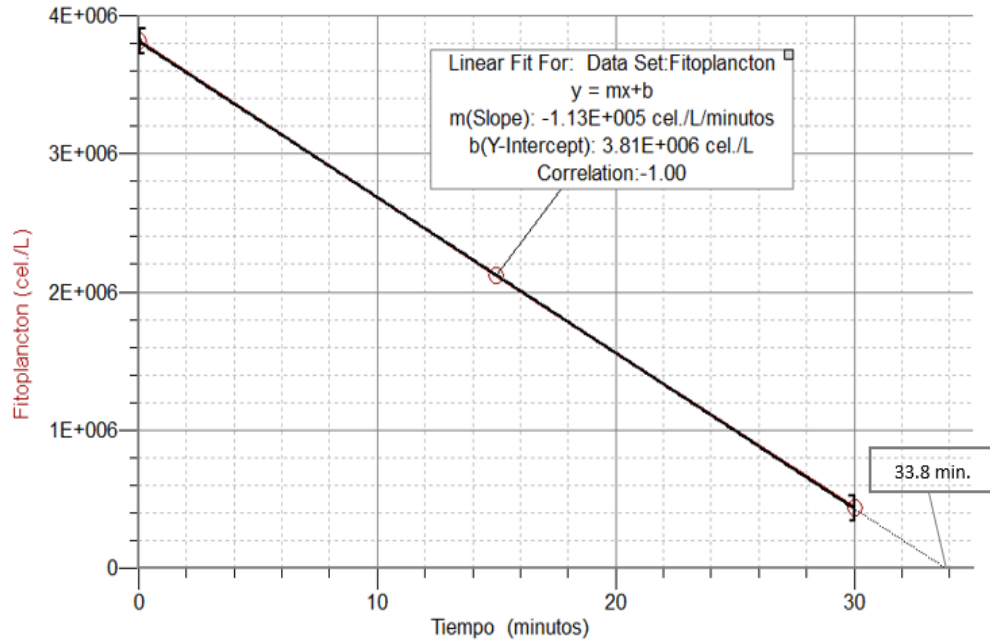


Figura 27

Gráfica del tiempo de contacto para el fitoplancton con 10 ppm de H₂O₂ en la PTAP – Quicapata

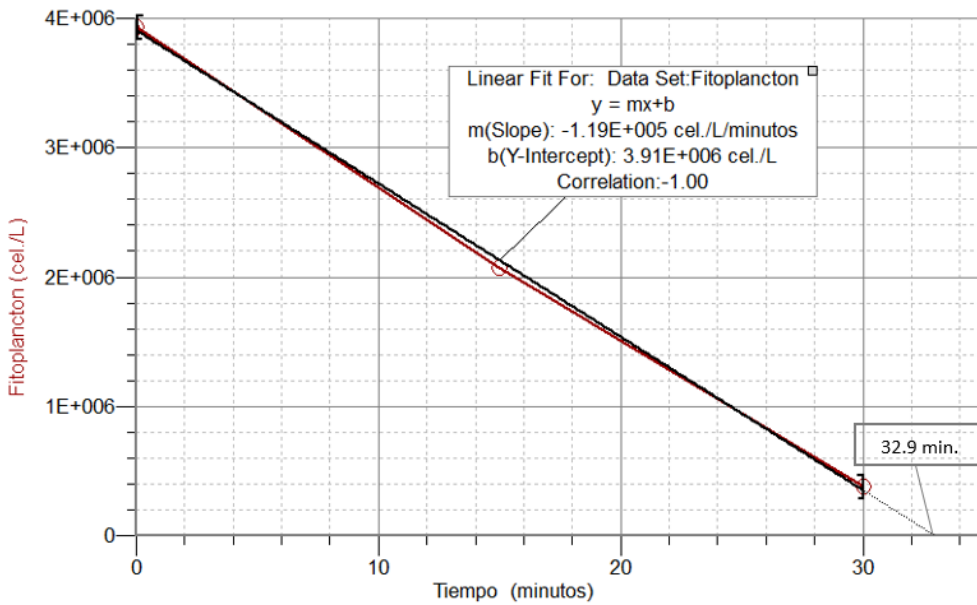
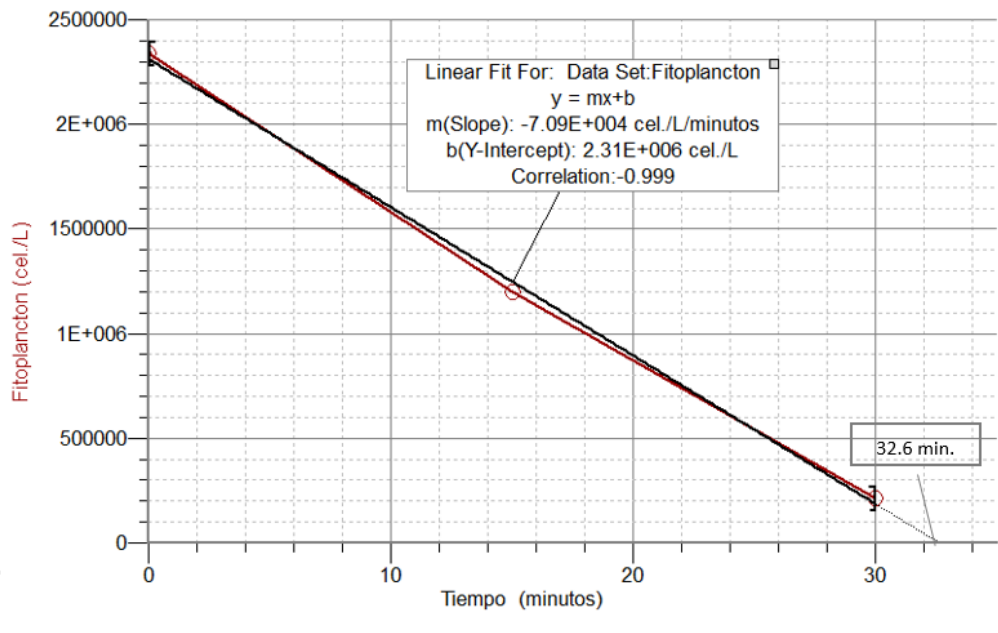


Figura 28

Gráfica del tiempo de contacto para el fitoplancton con 12 ppm de H_2O_2 en la PTAP – Quicapata



En cuanto al zooplancton las concentraciones de 7 ppm y 10 ppm de H_2O_2 pertenecen a orden cero con una velocidad de reacción $k = 3,4 \text{ ppm}\cdot\text{min}^{-1}$ y $k = 7,4 \text{ ppm}\cdot\text{min}^{-1}$, respectivamente. Mientras que con el tratamiento con 12 ppm corresponde a una reacción de segundo orden con una $k = 0,0675 \text{ ppm}\cdot\text{min}^{-1}$

Asimismo, al igual que en el fitoplancton, para el tiempo de contacto podemos referir que a mayor concentración menor será el tiempo de contacto con los organismos presentes en el agua perteneciente al zooplancton. De ello tenemos: 42,4 min; 35,0 min y 33,2 min para 7, 10 y 12 ppm de Peróxido de hidrógeno contemplados en las Figuras del 29 al 31. Siendo así el tratamiento con 7 ppm el mejor tratamiento para el zooplancton debido a que la correlación es 1.

Figura 29

Gráfica del tiempo de contacto para el zooplancton con 7 ppm de H₂O₂ en la PTAP – Quicapata

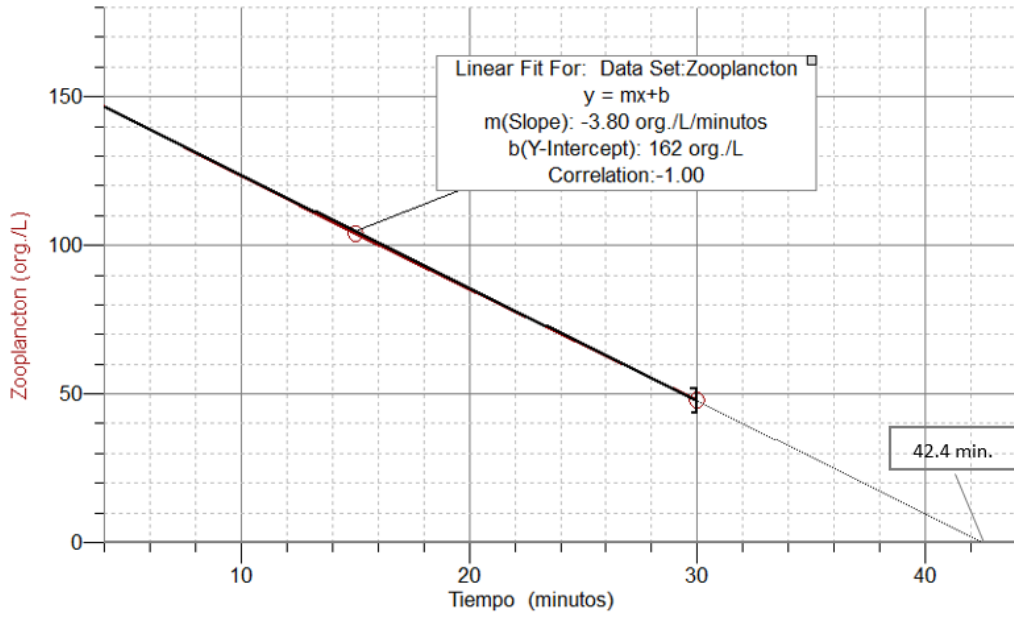


Figura 30

Gráfica del tiempo de contacto para el zooplancton con 10 ppm de H₂O₂ en la PTAP – Quicapata

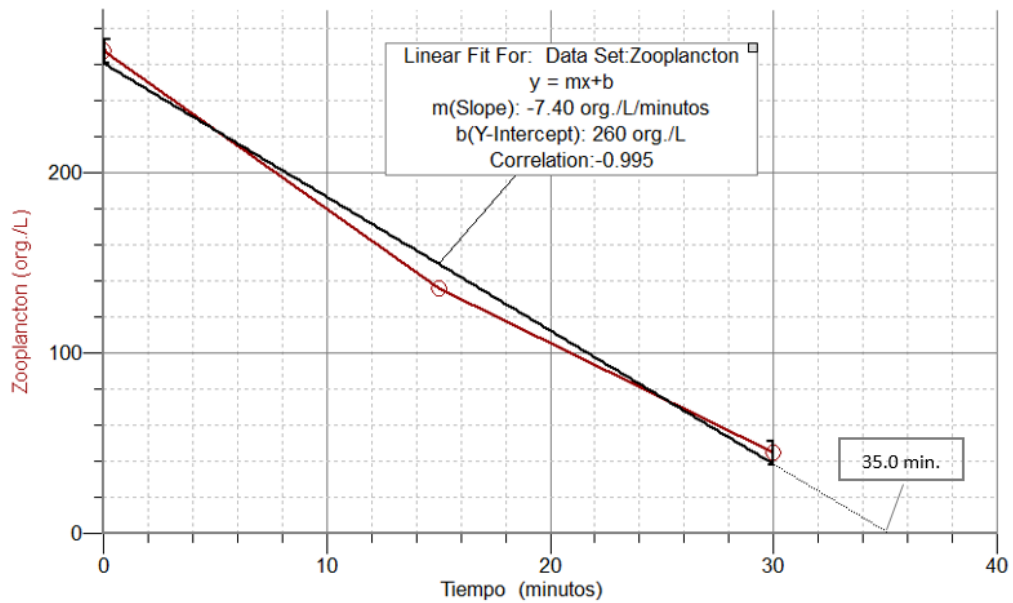
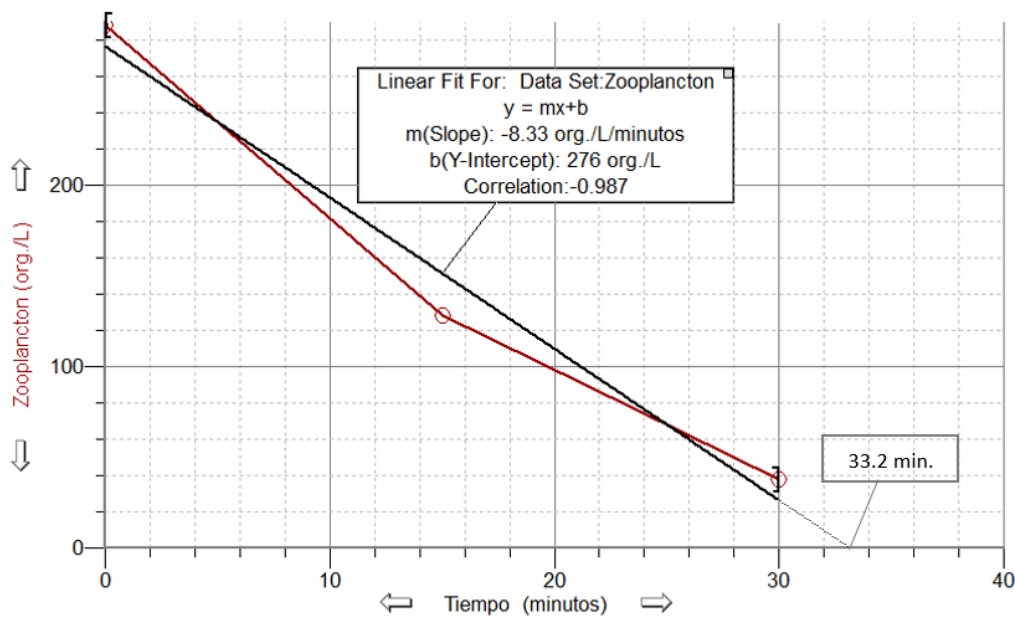


Figura 31

Gráfica del tiempo de contacto para el zooplancton con 12 ppm de H₂O₂ en la PTAP – Quicapata



4.7 Identificación de los Organismos de vida libre (OVL)

A medida que se iba cuantificando los OVL, también se iban identificando los géneros y especies de organismos encontrados, esto fue posible gracias al uso de la bibliografía pertinente y las bases internacionales dispuestas en la web.

La Figura 32 muestra las fotografías de los nemátodos encontrados en nuestra investigación, estos fueron clasificados como nemátodos de vida libre, aquellos que se alimentan de las microalgas (Bongers y Esquivel, 2015). Estos organismos únicamente no son acuáticos también pueden ser nemátodos fitopatógenos que pueden haber sido arrastrados por las lluvias de los cultivos que se encuentren aledaños a las canaletas antes de la entrada al embalse de la PTAP Quicapata. Si bien es conocido que estos tipos de nemátodos no son patógenos para los humanos, no obstante, no implica que deban estar presentes en el agua potable, ya que estos

son transportadores y hospedadores de bacterias patógenas y virus, el cual si implicaría un riesgo para la salud de los consumidores si estas llegan hacer bebidas (WHO, 2004 y NAS, 1977). Se debe recordar que, el paso de los nemátodos en el sistema de potabilización de agua indica que tan bueno es el sistema para tratar el agua, ya que si pasan estos entonces también pasaran el resto de organismos y microorganismos (OMS, 2011).

Figura 32

Nemátodos de vida libre presentes en la PTAR – Quicapata.



La importancia de la identificación y cuantificación de las microalgas (incluidas cianobacterias) radica en que la abundancia o proliferación de estas en Planta pueden ocasionar problemas de obstrucción de los filtros haciendo que estos se deterioren y no cumplan bien sus funciones, producción de malos olores y sabores no aceptados en agua potable y lo peor es la producción de toxinas intra y extracelulares que forman las cianobacterias (antiguamente llamadas algas verde azuladas) que pudieran ser expuestos por la acción de algún agente químico o físico, dañando muy seriamente a la salud de la población.

En el caso de las microalgas en la cual incluimos a las cianobacterias, encontramos para la primera, microalgas pertenecientes al grupo de las Bacilliarophytas, siendo estas más abundantes en la época que se realizó la investigación seguido en abundancia de las Chlorophytas, y siendo muy poco abundantes las Charophytas, Euglenophytas y Dinophyta.

Dentro de las Bacilliarophytas encontradas en esta investigación, mostrados en las Figuras del 33 al 36, los géneros *Ulna*, *Melosira*, *Tabelaria*, *Asterionella*, *Fragilaria* y *Synedra* son más grandes a comparación de otros géneros; en tanto, estos son los causantes de la obstrucción en los filtros haciendo que se gaste más agua para su retro lavado en el caso de que se quiera eliminar el 90% de las diatomeas presentes en el filtro. El resto de los grupos ocasionan malos olores siempre y cuando estas lleguen a ser muy abundantes formando *Blooms*, tal como menciona el AWWA (2003). La abundancia de *Asterionella* puede ocasionar malos olores en el agua.

Figura 33

Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 1. *Encyonema ventricosum* (Kützing, 1833), 2. *Fragilaria crotonensis* (Lyngbye, 1819), 3. *Hannaena* sp. (Patrick & Reimer, 1966), 4. *Surirella* sp. (Turpin, 1828), 5. *Coconeis* sp. (Ehrenberg, 1837), 6. *Staurosira* sp. (Wetzel, Novais, and Guillard, 2015).

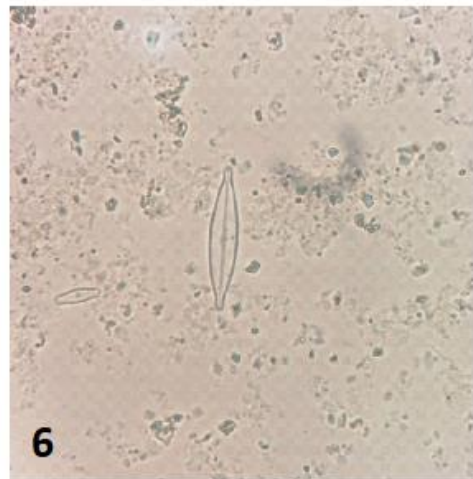
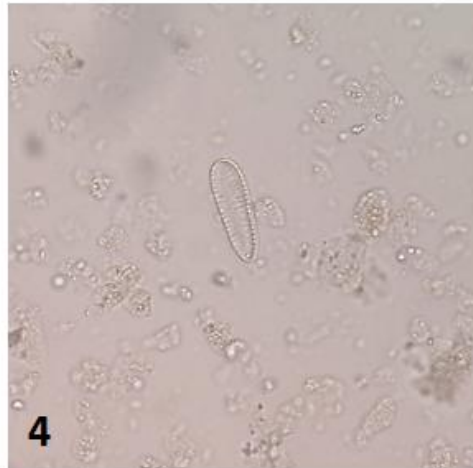
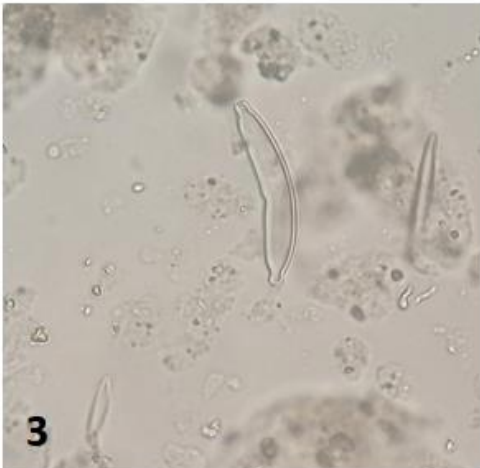
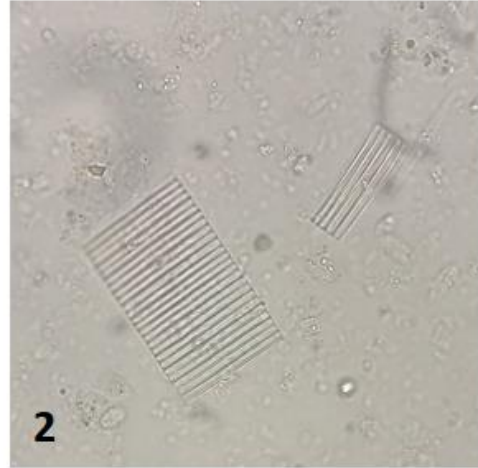


Figura 34

Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 7. *Rhoicosphenia abbreviate* (Grunow, 1860), 8. *Gomphonema* sp. (Ehrenberg, 1832), 9. *Tabellaria flocculosa* (Ehrenberg ex Kützing, 1844), 10. *Ghomphonema capitatum* (Ehrenberg, 1832), 11. *Fragilaria* sp. (Lyngbye, 1819), 12. *Ulnaria ulna* (Kützing Compère, 2001).

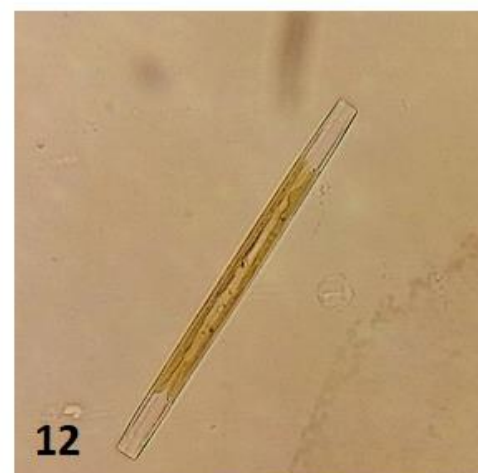
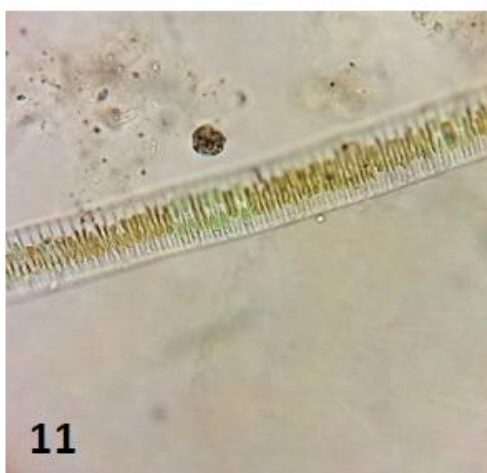
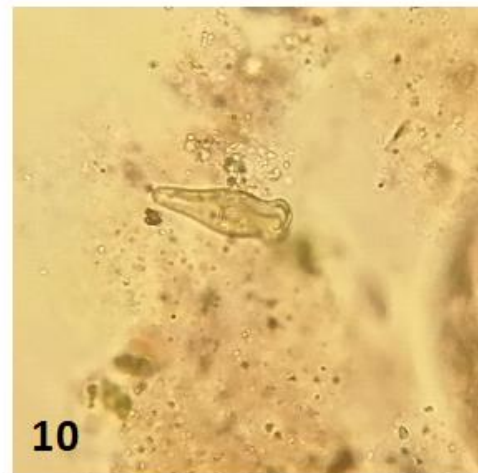
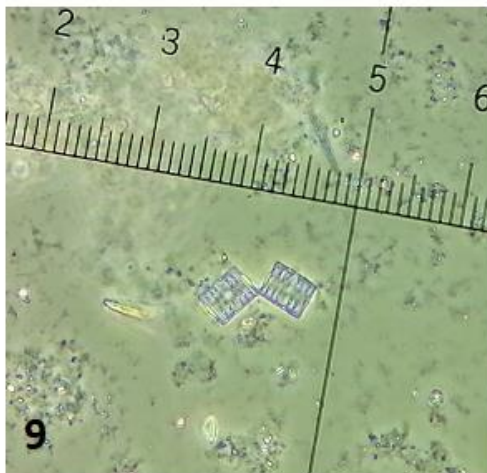
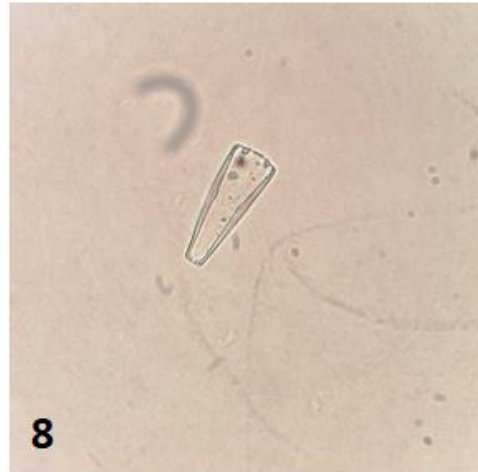


Figura 35

Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 13. *Ulnaria ulna* (Kützing Compère, 2001), 14. *Nitzschia acicularis* (Hassall, 1845), 15. *Melosira varians* Agardh, 1827), 16. *Asterionella formosa* (Hassall, 1850), 17. *Diatoma moniliformis* (Bory de Saint-Vincent, 1824), 18. *Diatoma vulgare* (Bory de Saint-Vincent, 1824).

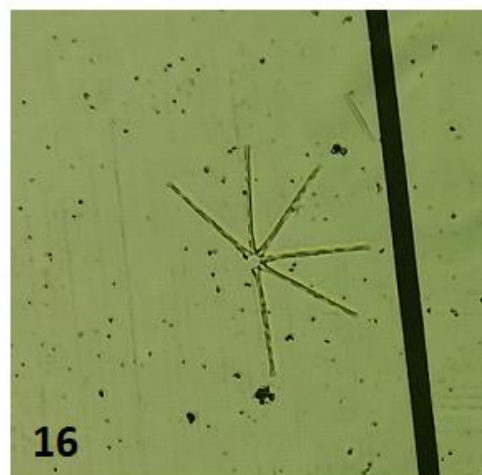
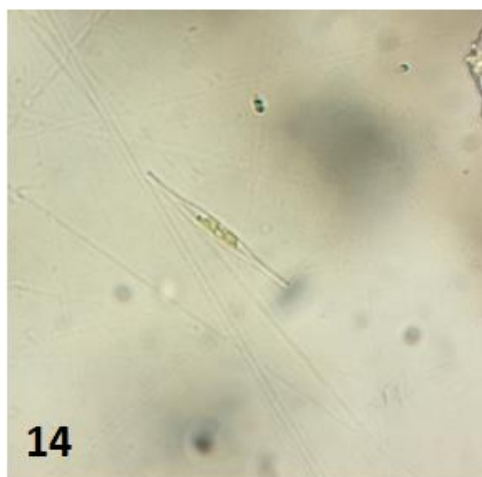
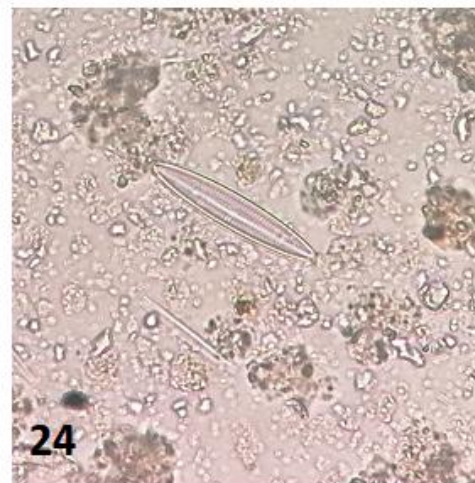
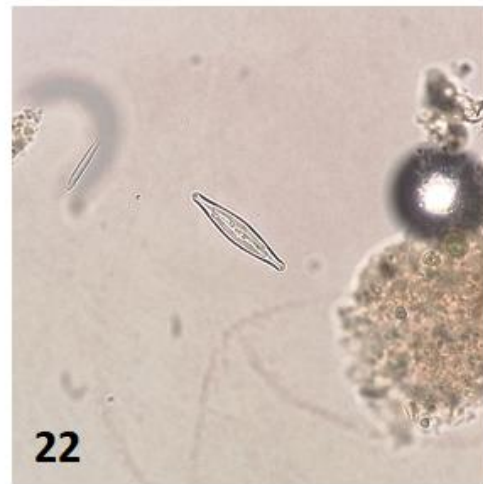
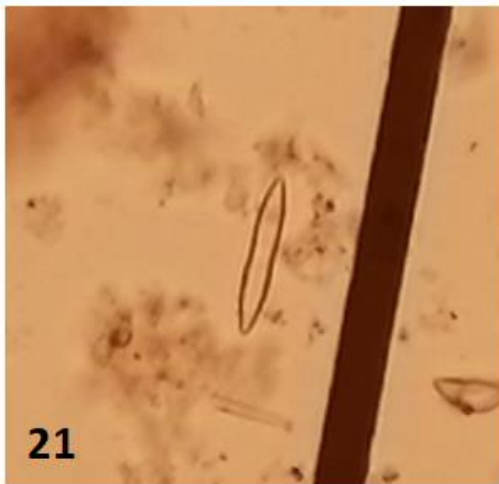
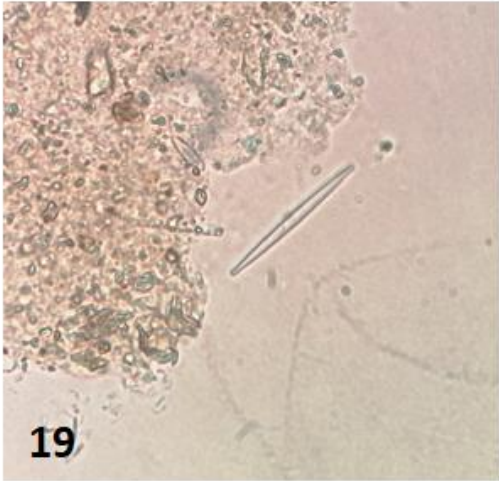


Figura 36

Especies de Bacilliarophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 19. *Ulnaria* sp. (Kützing Compère, 2001), 20. *Achnantidium* sp. (Kützing, 1844), 21. *Hantzschia* sp. (Grunow, 1877), 22. *Craticula cuspidata* (Kützing Mann, 1900), 23. *Gomphoneis minuta* (Cleve, 1894), 24. *Navicula* sp (Bory de Saint-Vincent, 1822).



Las Figuras 37 y 38 se muestran a las Chlorophytas o algas verdes encontradas, estas liberan oxígenos al medio donde habitan y son inofensivas, sin embargo, la floración de estas puede producir malos olores y sabores en el agua, así reportó el AWWA (2003) para el caso de Pandorina, Chlamidomonas y Volvox, géneros que no encontramos en la época de la investigación. Al igual que las algas verdes, las Crysophyceas como Dinobryon de la Figura 40: 4 y Dinophytas como Peridinium de la Figura 40: 3 también producen esos malos olores y sabores en agua, el olor característico es el de pescado. Especies filamentosas como Spirogyra y Mougeotia vistos en las Figura 39: 5 y 6 ocasionan obstrucciones en los filtros, por ello es muy importante que estas especies no lleguen a Planta.

Con respecto a las cianobacterias encontradas, estas fueron halladas eventualmente en la PTAP – Quicapata, sin embargo esto no indica que las aguas provenientes de los ríos y el embalse estén libres de ella, existen épocas de altas temperaturas y en la cual el alimento como nitrógeno y fosforo está disponibles para que estas puedan proliferar en el embalse de la Planta y pasar directamente a los procesos unitarios donde las células puedan formar toxinas ocasionando problemas de salud llegando a la muerte de los animales y/o pobladores si estos sobrepasan el 1 µg/L de microcistinas - LR en agua, tal como lo menciona la OMS (2011). El género identificado en esta investigación mostrado en la Figura 40 :5 fue Oscillatoria, ésta forma microcistinas que causan daño a nivel hepático, cuando aumenta su biomasa en los cuerpos de agua, sin embargo, para ello se necesita de una prueba de ELISA para la determinación y cuantificación de la toxina producida por este género.

La Figura 40: 6 nos muestra una supuesta Anabaena o Nostoc, no lo pudimos identificar ya que se encontró en uno de los análisis que se realizó y como se observa en la figura se ve el proceso de destrucción de la célula por efecto del Peróxido de

hidrógeno utilizado en la investigación. En el caso que fuera cualquiera de estos géneros mencionados, estas forman Microsistinas, Anatoxinas Saxitoxina y Cilindrospermopsina siendo la Anabaena que produce más toxinas a comparación del Nostoc (OMS, 2021). No obstante, como ya se había mencionado nuestra investigación posee la ventaja de haber utilizado el peróxido de hidrógeno que rompe enlaces de las microcistinas haciendo que estas se inactiven como se mencionó en las discusiones del conteo de fitoplancton.

La presencia de Euglenophytas en agua indican que el agua está siendo contaminada por aguas grises, así Palmer (1957) indica para especies como *Euglena viridis*, *Lepcincelis texta* y *Phacus pyrum* e incluye a otras más del mismo género como especies asociadas a dicho problema. A pesar de que en la investigación no encontramos dichas especies como se muestra en la Figura 40: 1 y 2, si pertenecen a los mismos géneros, especulando que probablemente los pobladores que viven aledaños a los canales de recolección de agua estén eliminando sus excretas llegando así al embalse como nutrientes para la reproducción de estas especies en mención.

Figura 37

Especies de Chlorophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 1. *Chlorella vulgaris*. 2. *Chlorococcum* sp., 3. *Crucigenia tetrapedia*, 4. *Coelastrum astroideum*, 5 y 6. *Coelastrum microporum* (Prescott, G. ,1962).

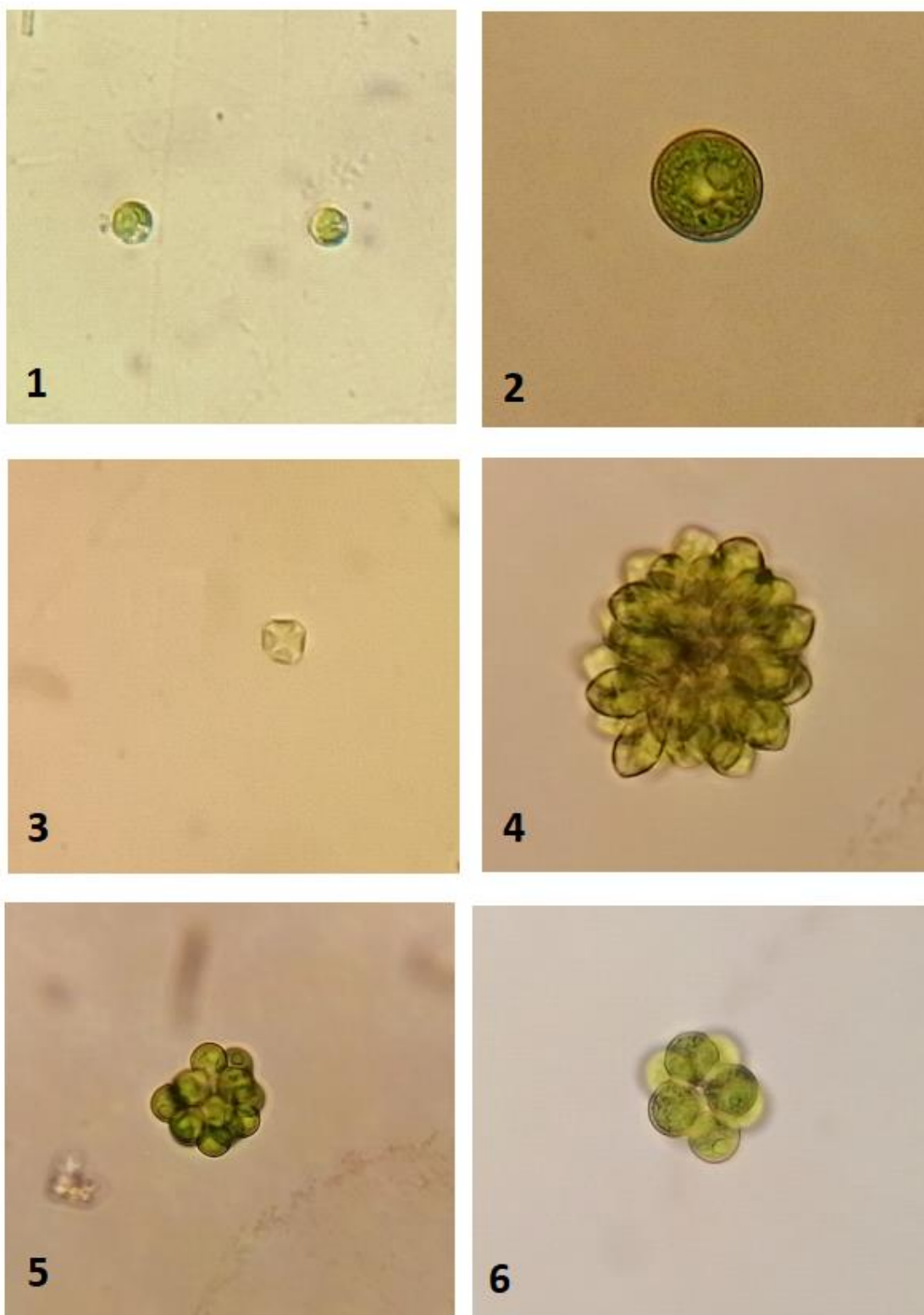


Figura 38

Especies de Chlorophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 7. *Pseudopediastrum boryanum* (Hegewald, 2005), 8. *Tetrademus dimorphus* (Prescott, G., 1962), 9. *Oocystis* sp. (Nägeli ex Braun, 1855), 10. *Scenedesmus arcuatus* (Prescott, G., 1962), 11. *Cosmarium* sp (Charophyta) (Prescott, G., 1962). 12. *Eutetramorus* sp (Bourelly, 1964).

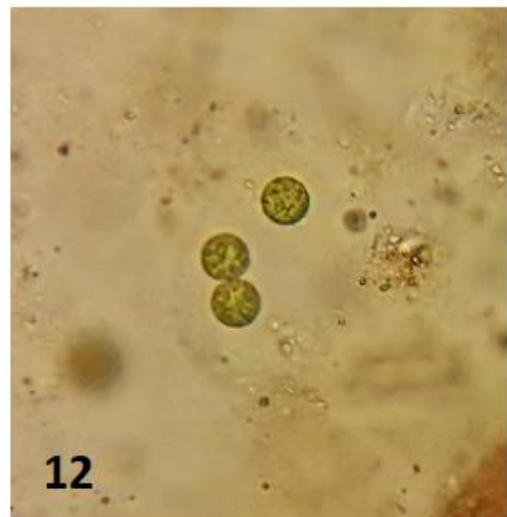
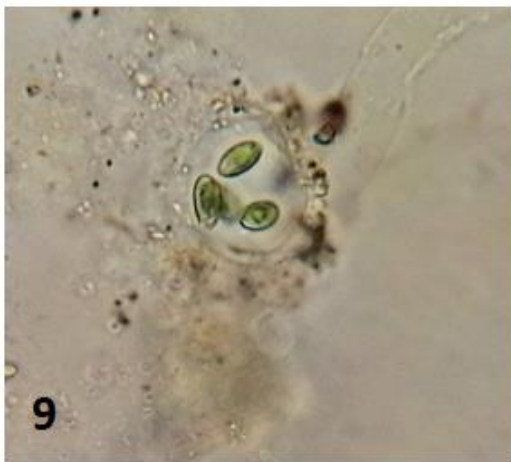
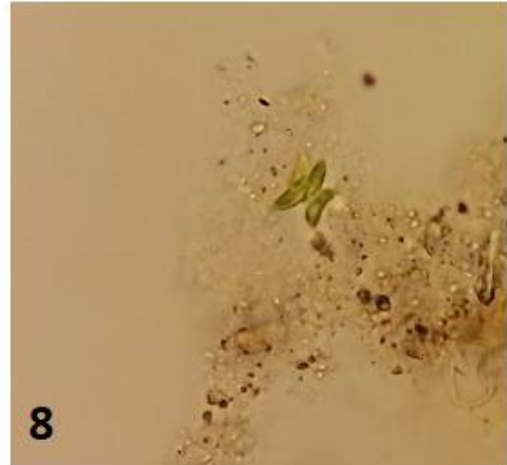
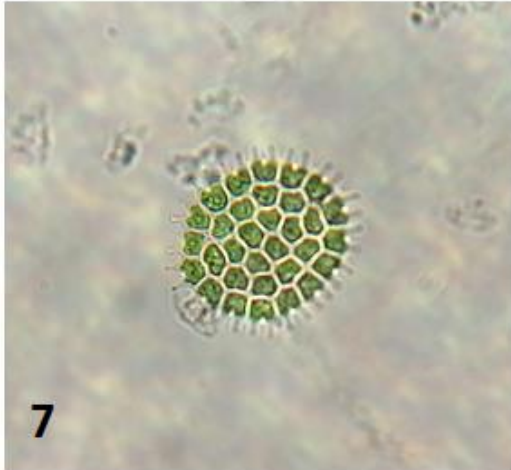


Figura 39

Especies de Charophytas presentes en la PTAP – Quicapata: 1. *Staurastrum planctonicum* (Prescott, G. ,1962), 2. *Staurastrum acutum* (Brébisson, 1856), 3. *Closterium diana* (Ehrenberg ex Ralfs, 1848), 4. *Cosmarium* sp. (Prescott, G. ,1962), 5. *Spirogyra* sp. (Prescott, G. ,1962), 6. *Mougeotia* sp. (Agardh, 1824).

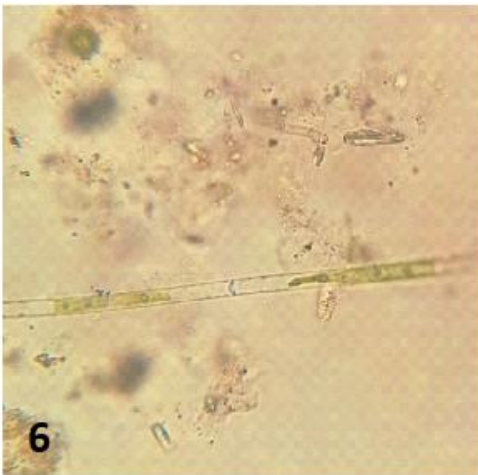
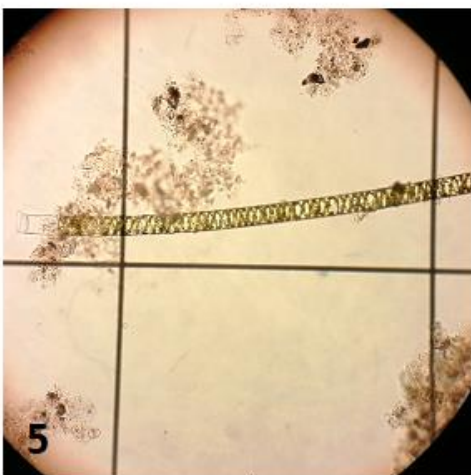
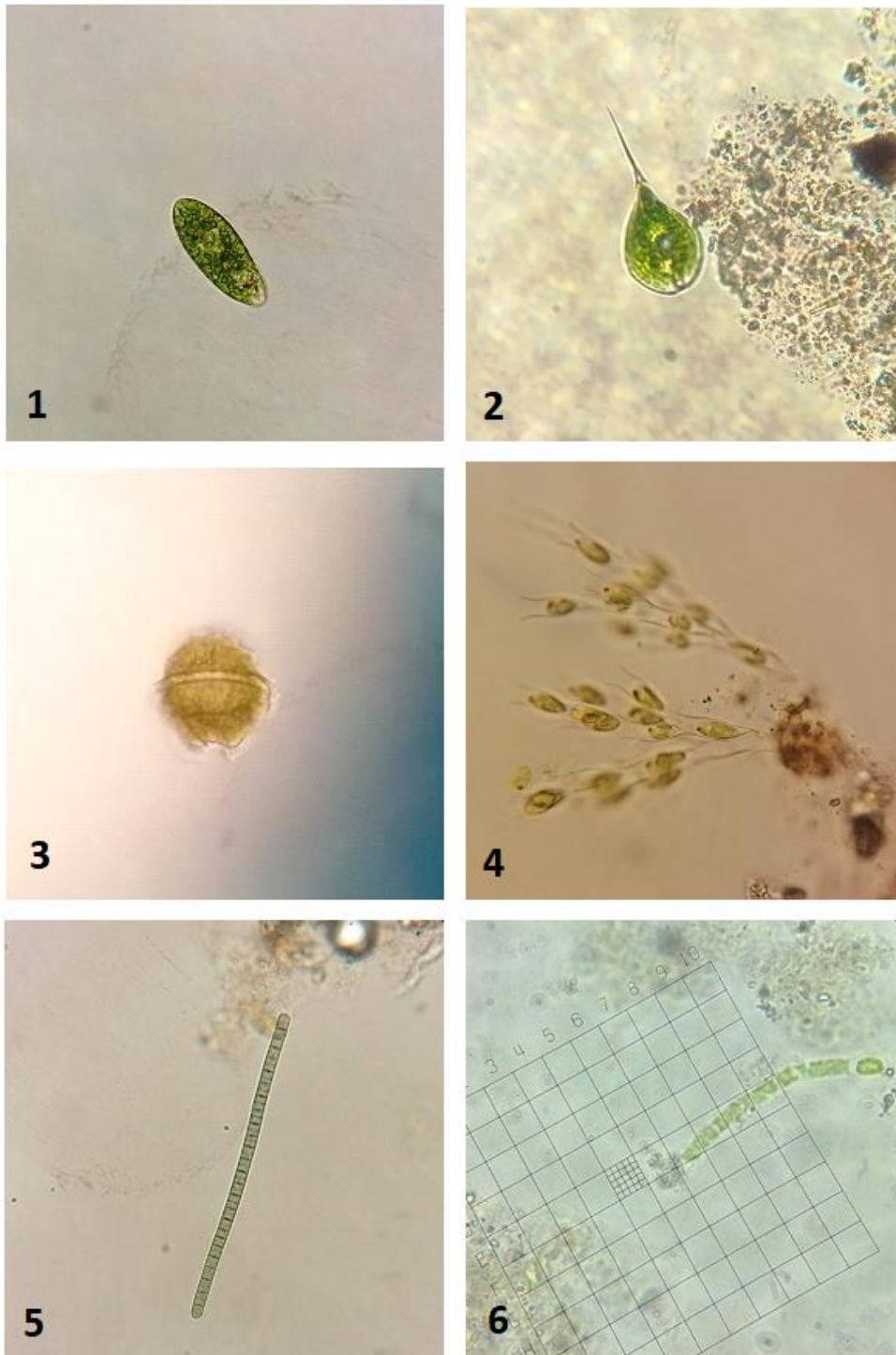


Figura 40

Especies de Microalgas presentes en la PTAP – Quicapata: Euglenophyta 1. *Euglena próxima* (Prescott, G. ,1962), 2. *Phacus longicauda* (Prescott, G. ,1962); Pyrrophyta: 3. *Peridinium willei* (Huitfledt-Kaas, 1900), Crisophyceae: 4. *Dinobryon sertularia* (Prescott, G. ,1962), Cianophyta: 5. *Oscillatoria* sp (Prescott, G. ,1962), 6. Especie sin identificar posible cianobacteria.



La presencia de Rotíferos en agua es un indicativo que el cuerpo de agua presente no se encuentra en proceso de eutrofización por la presencia de oxígeno disuelto en ella que es captado por estos organismos para su supervivencia. Además de ello los rotíferos son muy sensibles a contaminantes acuáticos, lo que permite su uso como criterios de toxicidad altamente efectivos. No obstante, la presencia de estos individuos hace que los filtros se taponen tanto con sus propios cuerpos como con los huevos que forman. En tanto es muy indispensable su eliminación. Tanto el AWWA (2003) como Bernhardt and Lusse (1989) mencionan que para eliminar el 90% de los rotíferos, estos deberían pasar por un pretratamiento ya sea con cloro, permanganato de potasio u ondas ultrasónicas, sin embargo, esto implicaría un costo adicional al proceso de tratamiento del agua.

En nuestra investigación pudimos ver una remoción del zooplancton en general de 70,37% a 86,81% para el tratamiento con peróxido de hidrógeno en diferentes concentraciones a comparación con el tratamiento tradicional (62,62%). Mostrando una vez más el poder del peróxido de hidrógeno no solo a nivel de las algas sino también a nivel del zooplancton y todos que estén bajo el nombre de Organismos de vida libre (OVL)

Dentro de la investigación no encontramos protozoarios patógenos como *Giardia lamblia*, quistes u otros patógenos, sin embargo, se encontraron organismos ciliados que no implican ningún tipo de daño a la salud de la población mostrados en las Figuras 41 a 43, no obstante, si nos referimos a lo que significa calidad de agua y a las directrices presentes en el DS N° 031-2010-SA/Ministerio de Salud, el agua potable no debe tener ningún tipo de OVL presentes en ella. Por ello es muy importante que estos no se encuentren en el agua antes de su cloración.

Figura 41

Especies de zooplancton presente en la PTAP – Quicapata: Ciliados: 1. *Stentor igneus* (Ehrenberg, 1938), 2. *Vorticella halophila* (Stiller, 1941), 3. *Euplotes* sp. 4. *Paramecium* sp., 5. *Paramecium bursaria* (Ehrenberg, 1831; Focke, 1836), 6. *Lembadion bullinum* (Müller, 1786; Perty, 1849).

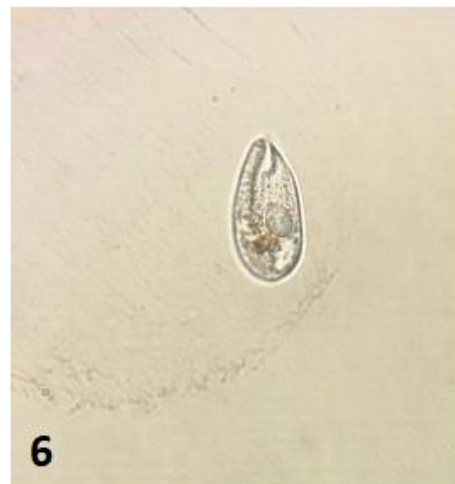
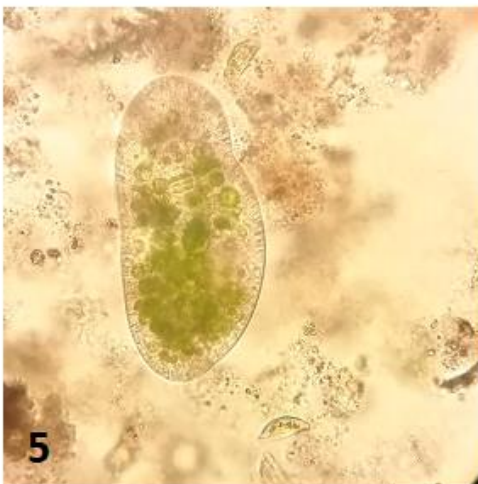
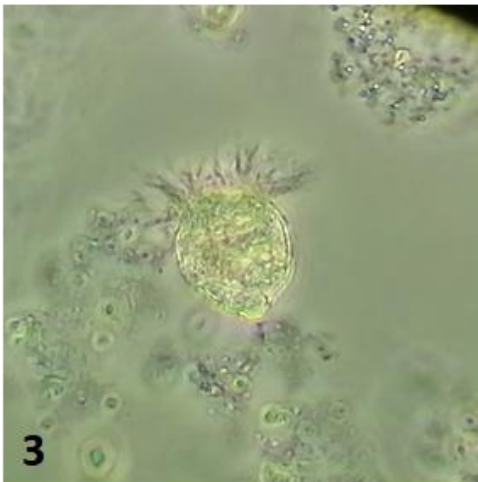
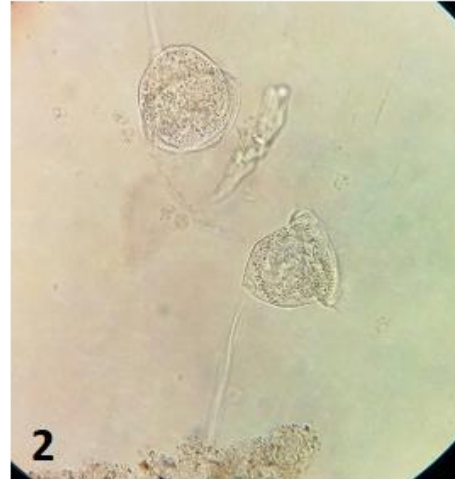


Figura 42

Géneros y especies de zooplancton presente en la PTAP – Quicapata: 7. *Didinium* sp. (ciliado), 8. *Keratella chochlearis* (Gosse, 1851), 9. *Notholca* (Gosse, 1886), 10. *Proales* (Gosse, 1886), 11. *Rotaria* (Scopoli, 1777), 12. *Philodina* sp.

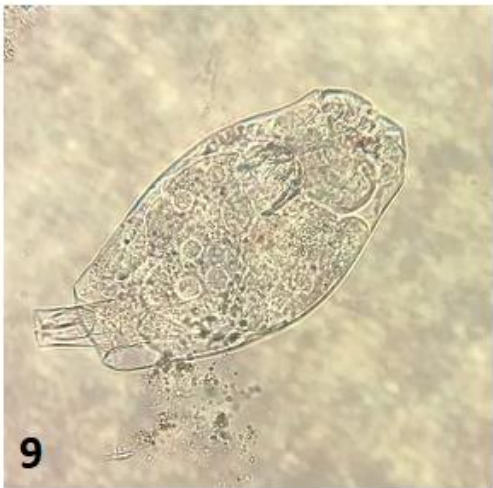
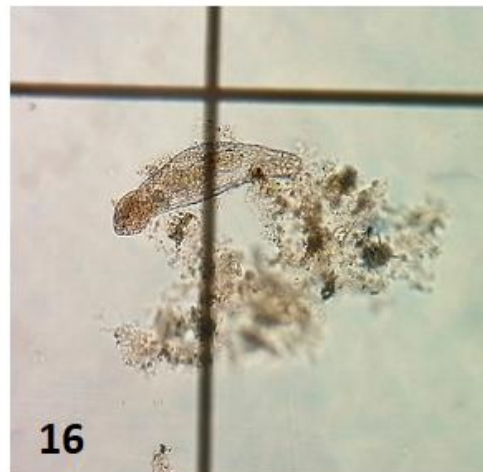
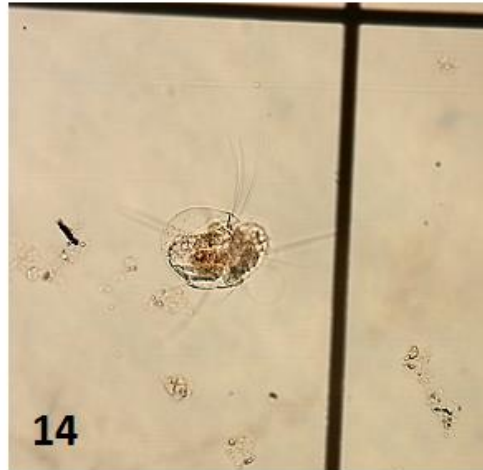
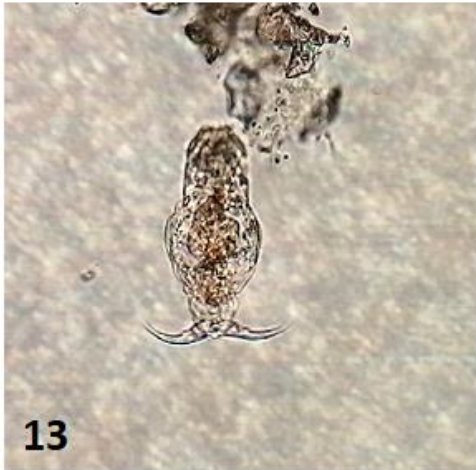


Figura 43

Géneros y especies de zooplancton presente en la PTAP – Quicapata: 13. *Dicranophorus epicharis* (Harring & Myers, 1928), 14. *Polyarthra dolichoptera* (Bartos, 1951), 15. *Polyarthra* sp, 16. *Proales*, 17. *Monommata longiseta* (Müller, 1786), 18. *Polyarthra vulgaris* Carlin, 1943).



V. CONCLUSIONES

1. Se determinó que para el tratamiento con peróxido de hidrógeno a 12 ppm se logra reducir en un 90.98% el fitoplancton y en 86.81% el zooplancton en la Planta de tratamiento de agua potable - Quicapata.
2. Se halló el caudal de alimentación para 12 ppm de peróxido de hidrógeno igual a $4,212 \times 10^{-3}$ L/s en la Planta 1 de la PTAP - Quicapata.
3. Se determinó el tiempo de retención hidráulico igual a 48,43 min en el sedimentador para el tratamiento con 12 ppm de peróxido de hidrógeno en la Planta de tratamiento de agua potable - Quicapata.
4. Se llegó a determinar que, para el tratamiento con peróxido de hidrógeno a 12 ppm, el tiempo de contacto para el fitoplancton fue igual a 32,6 min y para el zooplancton se obtuvo 33,2 min.
5. Se logró identificar 46 especies de microalgas y 2 cianobacterias ambos pertenecientes al fitoplancton. En cuanto al grupo del zooplancton se encontraron 18 géneros. Con respecto a los nemátodos estos fueron identificados como organismos de vida libre.

VI. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda hacer uso de 10 ppm de H₂O₂ en la Planta con el cual podremos obtener una buena tasa de remoción de los OVL, y ya que en esta investigación encontramos que no existen diferencias significativas en la eliminación de OVL con respecto a 12 ppm. Además de ello, por no descomponer el cloro presente en planta.
2. Se recomienda hacer más investigaciones a nivel de nemátodos en los filtros de la PTAP- Quicapata. Debido a que no se pudo determinar la tasa de eliminación de estos organismos, ya que en cada tramo estudiado estos organismos surgían en diferentes cantidades, esto fue insuficiente para proporcionar mayor información sobre el comportamiento de los nemátodos frente a las concentraciones de peróxido de hidrógeno utilizadas.
3. Con respecto a la presencia de cianobacterias en la investigación, se recomienda que se realicen monitoreos de cianotoxinas en la PTAP – Quicapata.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abraham, J., Sripoorna, S., Maurya, S., Makhija, S., Gupta, R., and Toteja, R. (2019). Techniques and tools for species identification in ciliates: a review. *Int J Syst Evol Microbiol*, DOI 10.1099/ijsem.0.003176, 18.
- Abalde, J., Cid, A., Fidalgo Paredes, P., Torres, E., Herrero, C. (1995). *Microalgas: cultivo y aplicaciones*. A Coruña: Universidade, Servizo de Publicacións. ISBN: 978-84-97497-69-5. Dep. Leg. 878-95. DOI: <https://doi.org/10.17979/spudc.9788497497695>
- Abrha, Y., Kye, H., Kwon, M., Lee, D., Kim, K., Jung, Y., Ahn, Y., y Kang, JW. (2018). Removal of Algae and Taste and Odor Compounds by a Combination of Plan-Mineral Composite (PCM) Coagulant with UV-AOPs: Laboratory and Pilot Scale Studies. *Applied Science*.v.8, 1502; DOI:10.3390/app8091502.
- Almanza, V., Parra, O., M. Bicudo, C., Leite, C., Figueroa, R. Urrutia, R., Lara, F., Beltrán, J., Baeza, C., y González P. (2016). *Guía para el estudio de cianobacterias en el sistema lacustre del gran Concepción: Aspectos ecológicos, toxicológicos, de control-vigilancia y taxonómicos*. Universidad de Concepción. EULA – Chile Centro de Ciencias Ambientales. Chile.
- American Public Health Association (APHA). (2005). *Stándar Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 21^{ra} Edic. American Public Health Associatio: Washington, DC.
- ARIS. (2011). Hoja de datos de seguridad: Peróxido de hidrógeno. consultado el 19 de agosto de 2018. Disponible en: [www.@aris.com.pe](http://www.aris.com.pe).
- AWWA. (2003). *Problem Organisms in Water: Identification and Treatment*, 3rd Ed. Manual of water supply practices. Library of Congress Cataloging-in-Publication Data. USA. pag. 145.

- AWWA. (2010). *Algae: Source to treatment. Manual of water supply practices*. 1st edition. Library of Congress Cataloging-in-Publication Data. USA. pag. 481.
- AWWA. (2017). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 24th Edition. Edit. Amer Water Works Assn. USA. Pag.1368. ISBN 9780875532875.
- Barrenechea, A. (2004). *Tratamiento de agua para consumo humano: Manual I*. Capítulo 1: Aspectos fisicoquímicos de la calidad del agua. Organización Panamericana de la Salud. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente. OPS/CEPIS/PUB04.109. Lima – Perú.
- Barrington, D. and Ghadouani, A. (2008). Application of hydrogen peroxide for the removal of toxic cyanobacteria and other phytoplankton from wastewater. *Environmental Science & Technology*, 42:8916.
- Barrington, D., Reichwaldt, E., Ghadouani, A. (2007). The use of hydrogen peroxide to remove cyanobacteria and microcystins from waste stabilization ponds and hypereutrophic systems. *Ecological Engineering*, v. 50, p. 86–94, 2013. DOI: 10.1016/j.ecoleng.2012.04.024.
- Barroin, G. and Feuillade, M. (1986). Hydrogen peroxide as a potential algicide for *Oscillatoria rubescens*. *D.C. Water Research*. V. 20:5. Pp. 619 – 623.
- Bauzá, L., Aguilera, A., Echenique, R., Andrinolo, D. y Giannuzzi, L. (2014). Application of Hydrogen Peroxide to the Control of Eutrophic Lake Systems in Laboratory Assays. *Toxins*. V.6, p. 2657-2675; doi:10.3390/toxins6092657.
- Barroin, G. and Feuillade, M. (1986). "Hydrogen peroxide as a potential algicide for *Oscillatoria rubescens* D.C.". *Water Research*, vol. 20, no. 5, pp. 619-623.
- Bellinger, E. and Sigeo, D. (2010). *Freshwater Algae: Identification and Use as Bioindicators*. Edit. Wiley-Blackwell. 1st edition. UK. p. 271.
- Blanco, G. (2007). *Síntesis directa de peróxido de hidrógeno con catalizadores de paladio sobre soportes ácidos*. Instituto de Catálisis y Petroleoquímica, CSIC.

- Facultad de Ciencias. Departamento de Química-Física Aplicada. España, Madrid.
- Bongers, T. y Esquivel A. (2015). Manual Morfología de los nemátodos. UNA. Universidad Nacional de Costa Rica. Costa Rica. p. 42.
- Brandhuber, P and Korshin, G. (2009). Methods for the detection of residual concentrations of hydrogen peroxide in advanced oxidation processes. Published by the Waterreuse Foundation. USA.
- Cairns, J.; Ruthven, J. A. (1972). A test of the cosmopolitan distribution of fresh-water protozoans. *Hydrobiologia*, 39: 405-427.
- Campbell, N. and Reece, J. (2007). *Biología*. 7^{ma} Edic. Edit. Médica Panamericana. España. 1231 pag.
- Carmichael, W., Azevedo, S., An, J., Molica R., Jochimsem E., Lau S., Rinehart K., Shaw G., and Eaglesman G. (2001). Human fatalities from Cyanobacteria: chemical and biological evidence for cyanotoxins. *Environment Health Perspect.* V.109: 663.
- Casabó, J. (2019). *Estructura atómica y enlace químico*. Edit. Reverté. Edic. e-book ISBN 978-84-291-9334-3. Barcelona. 171 pag.
- Castro, E. (2004). *Principios de Control Microbiológico con Oxidantes*. Consultado el 15 de julio de 2018. Disponible en: <http://www.agualatinoamericana.com/PrincipiosdeControlMicrobiológico.htm>.
- C.E.H. (2004). Information Sheet 1: Control of algae with Barley Straw. Wakingford, Crowmarsh Gifford, England: CAPM (Cente for Algae with Barley Straw).
- Cobo, F. (2015). Métodos de control de las floraciones de cianobacterias y aguas continentales. *Limnética*, 34 (1): 247-268. España.
- Corliss, J. (1979). *The ciliated protozoa: Characterization, Classification and Guide to the Literatures*. 2^{dn} Edit. U.K: Pergamon Press Ltd.

- De Hoyos, C., Villén, L., Martín, D., Conde, L., Alonso, AM., González, ME., Verdugo, M., y Avilés, J. (2008). Problemas de las cianobacterias en aguas de recreo y aguas de consumo. Ingeniería Civil. pp. 63 – 69.
- De Oliveira, D. (2020). Peróxido de hidrogênio no controle in situ do fitoplâncton do açude gavião - Ceará. Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Engenharia Civil. Área de concentração: Saneamento Ambiental. Brasil.
- De Vargas, L. (2004). Tratamiento de agua para consumo humano: Manual I. Organización Panamericana de la Salud. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente. OPS/CEPIS/PUB04.109. Lima – Perú.
- De Almeida, C., Spiandorello, F., Giroldo, D., and Yunes, J. (2016). The effectiveness of conventional water treatment in removing *Ceratium furcoides* (Levander) *Langhans*, *Microcystis* sp. and microcystins. Water SA 2016, 42, 606–611.
- Di Rienzo J., Casanoves F., Balzarini M., Gonzalez L., Tablada M., Robledo C. (2020). InfoStat versión 2020. Centro de Transferencia InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Disponible en: <http://www.infostat.com.ar>.
- Drábková, M, Admiraal, W. and Marsalek, B. (2007). Combined exposure to hydrogen peroxide and light: selective effects on cyanobacteria, green algae and diatoms. Environmental Science & Technology, v. 41: 309 - 314.
- Dreckmann, K., Senties, A. y Nuñez, M. (2013). Manual de prácticas de laboratorio: Biología de Algas. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalpa. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. México. 83 pags.
- El Peruano. (2008). Aprueban los Estándares Nacionales de Calidad Ambiental para Agua. DS. 002 – 2008 – MINAM. Lima, jueves 31 de julio de 2008 - Perú.

- EPS Grau S.A. (2000). Manual de Operación y Mantenimiento de la Planta de Tratamiento de Agua de Curumuy. Piura. Asociación Parson – Cesel.
- Girard, R. (2014). Manual de Parasitología. Técnicas para Laboratorios de Atención Primaria de Salud y para el Diagnóstico de las Enfermedades Infecciosas Desatendidas. 3ra edic. Organización panamericana de la Salud. Honduras. Pp. 188.
- Guiry, M.D. & Guiry, G.M. (2021 - 2022). AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; Consultado desde enero 2021 a marzo de 2022.
- Grochowiecka, W., Swiderska-Bròz, M., Wols-Ka, M. (2009). The effectiveness of the microdraw process in removing phytoplankton microorganisms and selected contaminants from surface water. *Ochrona Środowiska*. V.31, 25.
- Hernández-Pérez, A., y Labbé, J. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de Biología marina y Oceanografía*. Vol. 49, N°2: 157 – 173. DOI 10.4067/S0718-19572014000200001.
- Hitzfeld, B., Hoge, S., and Dietrich, D. (2000). Cyanobacterial toxins: removal during drinking water treatment and human risk assessment. *Environ. Health Perspect.* V. 108(1). doi.org/10.1289/ehp.00108s1113.
- Hong, Y., Teska, P., and Oliver, H. (2017). Effects of contact time and concentration on bactericidal efficacy of 3 disinfectants on hard nonporous surfaces. *American Journal of Infection Control*. V. 45(11). <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2017.04.015>.
- Hoyer, C. y Noctor, G. (2016). Stress-triggered redox signalling: what's in pROSpect?. *Plant Cell Envirom.* 39: 951 – 964. <https://doi.org/10.1111/pce.12621>.
- Jersabek, C. and Leitner, M. (2013): *Cephalodella hollowdayi* Koste, 1986. In: Jersabek, C. and Leitner, M. (2013): *The Rotifer World* in: Jersabek, C. and Leitner, M. (2013): *The Rotifer World Catalog*. World Wide Web in electronic

- publication: <http://www.rotifera.hausdernatur.at/Species/Index/222>. Consultado en octubre 2021 a marzo 2022.
- Kay, S., Quimby, P., and Ouzts, J. (1984). Photo-enhancement of hydrogen peroxide toxicity to submersed vascular plants algae. *Journal of Aquatic Plant Management*, 22: 25 – 34.
- Komárek, J. (2008). *Cyanoprokaryota: Teil 1 Part 1: Chroococcales*. Süßwasserflora von Mitteleuropa. Eds Spektrum Akademischer Verlag. 548 pp.
- Khodami, S., McArthur, J., Blanco-Bercial, L. and Martínez, P. (2017). Molecular phylogeny and revision of copepod Orders (Crustacea: Copepoda). *Scientific Reports*. 7(1):1-11.
- Kurt, M., Sentíes, A., y Núñez, M. (2013). *Manual de prácticas de laboratorio. Biología de Algas*. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalapa. México
- Lenntech. (2019). *Desinfectants Hydrogen peroxide*. Revisado el 19 de noviembre de 2019. Disponible en: www.lenntech.com
- Liu, M., Shi, X., Chen, C., Yu, L., and Sun, C. (2017). Responses of *Microcystis* colonies of different sizes to hydrogen peroxide stress. *Toxins* v. 9, 306, doi.org/10.3390/toxins9100306.
- Maier R., Pepper, I., and Gerba, Ch. (2009). *Environmental Microbiology*. 2nd Edition. Amsterdam: Elsevier/Academic Press.
- Maldonado, V. (2004). *Tratamiento de agua para consumo humano: Manual I*. Capítulo 7: Sedimentación. Organización Panamericana de la Salud. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente. OPS/CEPIS/PUB04.109. Lima – Perú.
- Ministerio de Salud. (2011). *Reglamento de la calidad de agua para consumo humano*. DS N° 031-2010-SA/Ministerio de Salud. Dirección General de Salud Ambiental – Lima: Ministerio de Salud. Perú.

- Molina, E., Fernández, J., Fernandez, A., and Christi, G. (2001). Tubular photobiorreactor desing for algal cultures. *Journal of Biotechnology*. V.92(2): 113 – 131. doi: 10.1016/s0168-1656(01)00353-4.
- Mose, J. (1991). *Hygiene und mikrobiologie fur krankenpflege, Infektionsbekämpfung, Umweltschutz*, 12, verb, Auflage, Graz, Wien, Koln; Styria. Pag. 696.
- Montgomery, J. (1985). *Water treatment principles and design*. Edit. John Wiley & Sons. Inc. Toronto.
- National Academy Science (NAS) (1977). *Drinking Water and Health, Volume I*. Washington, DC, National Academy Press.
- NETAFIM. (2016). Drip irrigation system. Maintenance handbook: Hydrogen peroxide Treatment. V001.02.54 – 57 pag. Consultado el 15 de julio de 2018. Disponible en: [9CBBB64A-0F4C-40FF-833E7A24BF9926F2-drip-irrigation-system-maintenance-handbook.pdf \(netafim.pe\)](https://www.netafim.pe/system-maintenance-handbook.pdf)
- OMS (2021). *Toxic Cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management*. Edit By Ingrid Chorus and Martin Welker. 2nd Edition. CRC Press Taylor and Francis Group. Pag. 858. London.
- OMS (2011). *Guías para la calidad del agua potable*. 3. ed. Ginebra: OMS. Revisado: 19 de agosto de 2019. Disponible en: http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/gdwq3rev/es/
- Perez, S. and Aga, D. (2005). Recent advances in the sample preparation, liquid chromatography tandem mass spectrometric analysis and environmental fate of microcystins in water. *Trends in Analytical Chemistry*. vol. 24: 7, pp. 658-670.

- Smith, D. (2001). Pennak's Freshwater Invertebrates of the United States: Porifera to Crustacea. 4th Edition. John Wiley & Sons, Inc. New York. USA. ISBN 0 – 471 – 35837.
- Prescott, G. (1962). Algae of the western great lakes area with an illustrated key to the genera of Desmids and freshwater Diatoms. Edit. WM. C. Brown Company Publishers. 4th edic. USA. p.977.
- Roegner, A., Brena, B., González-Sapienza, G., and Puschner, B. (2014). Microcystins in potable surface waters: Toxic effects and removal strategies. J. Appl. Toxicol. V. 34, 441–457
- Romero, J. (1999). Potabilización del agua. 3ra edic. Alfaomega Grupo Editor S.A. de C.V. México, D.F.
- Roset, J., Aguayo, S., y Muñoz, M. (2001). Detección de cianobacterias y sus toxinas. Una revisión. Revista Toxicología. Vol. 18, núm. 2. pp 65 – 71.
- Samuilov, V., Bezryadnov, D., Gusev, M., Kitashov, A., and Fedorenko, T. (2001). Hydrogen peroxide inhibits photosynthetic electron transport in cells of cyanobacteria. Biochemistry-Moscow. vol. 66:6, pp. 640-645.
- SEDA – Ayacucho. (2015). Memoria Descriptiva de la Infraestructura Sanitaria de la Localidad de Ayacucho al 31-12-2015. Disponible en <https://www.sedaayacucho.pe/archivos/196-localidad-de-huamanga.pdf>.
- Shao, J., Li, R.; Lepo, J., and Gu, J. (2013). Potential for control of harmful cyanobacterial blooms using biologically derived substances: Problems and prospects. J. Environ. Manag. V.125, 149–155.
- Sigee, D. (2004). Freshwater Microbiology: Diversity and Dynamic Interaction of Microorganisms in the Aquatic Environment. Edt. John Wiley & Sons. UK. p. 524.
- Sijmons, P.C. (1993). Plant nematode interactions. Plant molecular biology 23: 917-931.

- SUNASS (2004). La Calidad del agua potable en el Perú. Agencia de Cooperación Internacional del Japón. Biblioteca Nacional del Perú: I.S.B.N: 9972-2511-0-1. Perú. p. 259.
- Tilley, E., Ulrich, L., Luethi, C., Reymond, P., and Zurbruegg, C. (2014). Compendium of Sanitation Systems and Technologies. 2nd Revised Edition. Duebendorf, Switzerland: Swiss Federal Institute of Aquatic Science and Technology (Eawag).
- Valverde, T. Meave, J., Carabias, J. y Cano – Santana, Z. (2005). Ecología y medio ambiente. Universidad Autónoma de México. Edit. Pearson Educación. México.
- Utermöhl, H. (1958) Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. Mitt. int. Ver. ther. angew. Limnol. 9: 1-38.
- USEPA. (2015). Cyanobacteria/cyanotoxins. Nutrient policy and data. Boston: USEPA. Revisado: 19 de agosto de 2019. Disponible en: <https://www.epa.gov/nutrient-policy-data/control-and-treatment>
- USP Technologies Solutions for a clean environment. (2015). Drinking water treatment – hydrogen peroxide pre oxidant application. Technical Bulletin Municipal. USA – Atlanta.
- USP Technologies Solutions for a clean environment. (2020). Hydrogen peroxide is a powerful oxidizer. Disponible en: <http://www.h2o2.com>. Consultado el 10 de enero de 2020.
- Wael, I., Emad, S., Yahia, A. and Abdel-Hamid, I. (2015). Monitoring and removal of cyanobacterial toxins from drinking water by algal-activated carbon. Toxicol. Ind. Health v. 32, 1752–1762.
- Water Quality Monitoring and Source protection. (2020). Dealing with Algal Blooms: Time to Make a Plan. Guidance for Developing an Algal Bloom Management and Response Plan. Washington. USA. 331-664.

- West, A. (2018) Impact of Disinfectant Type, Concentration, and Contact Time on Bactericidal Efficacy against Healthcare-Associated Pathogens. Open Access Theses. 1474. https://docs.lib.purdue.edu/open_access_theses/1474
- Wetzel, C., Novais, M., and Guillard, D. (2015). Atlas des diatomées des rivières des Pays de la Loire et de la Bretagne. DREAL Pays de la Loire, Nantes. Luxembourg Intitute of Science and Technology. France. p. 649.
- WHO (2004), Guidelines for Drinking-water Quality (Third Edition, Vol. 1), World Health Organization, Geneva. Consultado el 03 de marzo de 2022. Disponible en: [Microsoft Word - phe_whs_nematodes_fact_sheet.doc \(who.int\)](#)
- WHO (2011). Management of cyanobacteria in drinking water – water supplies: Information for regulators and water suppliers. Technical Brief. Consultado el 31 de diciembre de 2021. Disponible en: https://www.who.int/water_sanitation_health/publications/2011/dwq_guidelines/en/
- Whipple, G., Fair, G. and Whipple, M. (1927). The microscopy of drinking water. John. Wiley & Sons, New York, N.Y. USA.
- Yaeger, R. (1989). Protozoa: structure, classification, growth, and development. In: Tropical Medicine and Parasitology. Heyneman, R. and Goldsmith, R. (Eds.). Appleton and Lange. California. USA.
- Zajic, O. (1999). Disinfection of drinking water with hydrogen peroxide/silver (bafry D – 50/500). Proceeding – IWTC 99, Fourth International Water Technology Conference. Alexandria, Egypt, 5 – 8 March.

APÉNDICE

APÉNDICE A. Tablas de las variaciones de parámetros fisicoquímicos y OVL para grupos controles y tratamientos (Prueba de Jarras)

Tabla A1. Variación de los parámetros fisicoquímicos para el grupo Control en diferentes tiempos

Parámetros	Tiempo (min.)						
	0	3	6	9	12	15	18
Conductividad ($\mu\text{S/cm}$)	54,67 \pm 0,58	55,10 \pm 0,00	55,20 \pm 0,00	55,17 \pm 0,06	55,17 \pm 0,12	55,23 \pm 0,06	55,17 \pm 0,06
Temperatura (T°)	15,87 \pm 0,06	16,00 \pm 0,00	15,97 \pm 0,06	16,00 \pm 0,00	16,03 \pm 0,06	15,90 \pm 0,01	15,87 \pm 0,06
pH	7,08 \pm 0,01	7,08 \pm 0,01	7,09 \pm 0,01	7,08 \pm 0,01	7,09 \pm 0,01	7,08 \pm 0,01	7,09 \pm 0,01
Turbidez (NTU)	4,37 \pm 0,01	4,37 \pm 0,01	4,37 \pm 0,00	4,37 \pm 0,01	4,37 \pm 0,00	4,37 \pm 0,01	4,38 \pm 0,01
Oxígeno disuelto (mg/L)	6,70 \pm 0,00	6,72 \pm 0,01	6,72 \pm 0,00	6,72 \pm 0,01	6,73 \pm 0,01	6,72 \pm 0,00	6,72 \pm 0,00

Tabla A2. Variación de los parámetros fisicoquímicos con 7ppm de Peróxido de hidrógeno en diferentes tiempos

Parámetros	Tiempo (min.)						
	0	3	6	9	12	15	18
Conductividad ($\mu\text{S/cm}$)	88,70 \pm 1,54	90,40 \pm 2,71	89,80 \pm 1,10	90,35 \pm 3,15	90,30 \pm 2,98	89,60 \pm 1,70	89,75 \pm 1,77
Temperatura (T°)	16,13 \pm 0,32	16,11 \pm 0,77	16,21 \pm 0,89	16,30 \pm 0,40	16,30 \pm 0,20	16,34 \pm 0,16	16,40 \pm 0,25
pH	6,31 \pm 0,19	7,31 \pm 0,31	7,14 \pm 0,15	6,94 \pm 0,07	6,98 \pm 0,19	6,80 \pm 0,20	6,91 \pm 0,10
Turbidez (NTU)	10,72 \pm 0,82	10,90 \pm 0,30	10,70 \pm 0,40	10,63 \pm 0,35	10,50 \pm 0,27	10,50 \pm 0,30	10,33 \pm 0,25
Oxígeno disuelto (mg/L)	6,72 \pm 0,41	6,86 \pm 0,27	6,79 \pm 0,22	6,81 \pm 0,21	6,77 \pm 0,23	6,82 \pm 0,18	6,82 \pm 0,34

Tabla A3. Variación de los parámetros fisicoquímicos con 10ppm de H₂O₂ en diferentes tiempos

Parámetros	Tiempo (min.)						
	0	3	6	9	12	15	18
Conductividad (μS/cm)	55,47±1,20	57,85±1,67	58,18±1,99	58,33±1,96	58,53±1,67	58,57±0,77	58,66±1,77
Temperatura (T°)	15,93±0,72	15,89±0,94	16,21±0,24	16,30±0,44	16,40±0,20	16,40±0,20	16,60±0,40
pH	7,07±0,17	7,05±0,50	7,02±0,55	7,00±0,46	6,96±0,15	6,89±0,24	6,93±0,22
Turbidez (NTU)	4,28±0,56	4,24±0,29	4,15±0,16	3,45±0,30	2,13±0,12	2,13±0,13	2,07±0,08
Oxígeno disuelto (mg/L)	6,69±0,56	6,79±0,44	6,81±0,19	6,83±0,16	6,84±0,07	6,90±0,25	6,91±0,23

Tabla A4. Variación de los parámetros fisicoquímicos con 12ppm de H₂O₂ en diferentes tiempos

Parámetros	Tiempo (min.)						
	0	3	6	9	12	15	18
Conductividad (μS/cm)	54,67±2,01	57,50±1,20	57,63±2,00	57,63±2,11	58,74±2,62	58,73±1,35	58,74±3,05
Temperatura (T°)	15,85±0,92	16,12±1,07	16,26±0,15	16,33±0,04	16,40±0,30	16,40±0,06	16,45±0,20
pH	7,08±0,18	7,08±0,22	7,06±0,61	7,05±0,59	7,03±0,17	7,02±0,23	7,00±0,21
Turbidez (NTU)	4,25±0,60	4,19±0,23	3,85±0,28	3,56±0,23	2,47±0,32	2,18±0,17	2,03±0,04
Oxígeno disuelto (mg/L)	6,70±0,63	6,72±0,42	6,78±0,35	6,80±0,20	6,79±0,21	6,81±0,26	6,85±0,14

Tabla A5. Variación de los Organismos de vida libre con diferentes concentraciones de H_2O_2 después de 18 minutos

Concentración	OVL (N° org. /L)
Control	26 469,50 ± 3,23 ^c
7 ppm	13 606,67 ± 3,23 ^a
10 ppm	10 205,00 ± 2,99 ^{ab}
12 ppm	8 504,17 ± 2,99 ^b

OVL = Organismos de vida libre

Prueba Tukey ($\alpha=0.05$)

**APÉNDICE B. Tablas de las variaciones de los parámetros fisicoquímicos y
cuantificación de OVL para grupos controles y tratamientos en la Planta 1 de
la PTAP - Quicapata**

Tabla B1. Variación de los parámetros físico químicos con 7 ppm de H₂O₂ y su grupo

Control

Parámetros de control	Control	7ppm
Entrada del sedimentador		
Temperatura (°C)	18,10±0,26 ^a	18,41±0,19 ^a
OD (mg/L)	6,62±0,01 ^a	6,65±0,10 ^a
Turbidez (NTU)	8,28±0,14 ^a	7,84±0,07 ^a
pH	7,09±0,03 ^a	7,13±0,04 ^a
Conductividad (µS/cm)	72,97±1,08 ^a	74,40±0,90 ^a
Salida del sedimentador		
Temperatura (°C)	16,80±0,05 ^b	17,01±0,20 ^b
OD (mg/L)	6,38±0,02 ^b	6,70±0,01 ^a
Turbidez (NTU)	8,97±0,14 ^b	7,34±0,34 ^a
pH	7,34±0,03 ^b	7,31±0,02 ^b
Conductividad (µS/cm)	74,80±0,30 ^{a,b}	74,53±0,45 ^a
Salida Filtro		
Temperatura (°C)	16,00±0,10 ^c	16,77±0,21 ^b
OD (mg/L)	6,78±0,03 ^c	8,78±0,05 ^b
Turbidez (NTU)	1,65±0,12 ^c	1,11±0,05 ^b
pH	7,50±0,16 ^b	7,45±0,11 ^b
Conductividad (µS/cm)	75,52±0,69 ^b	75,30±0,95 ^a

Nota: Prueba Tukey, ^{a, b, c} indican diferencias significativas entre tramos a 5% de probabilidad ($\alpha=0,05$)

Tabla B2. Variación de los parámetros físico químicos con 10 ppm de H₂O₂ y su grupo Control en la Planta 1 de la PTAP - Quicapata

Parámetros de control	Control	10ppm
Entrada del sedimentador		
Temperatura (°C)	15,95±0,24 ^a	16,00±0,10 ^a
OD (mg/L)	6,67±0,08 ^a	6,77±0,13 ^a
Turbidez (NTU)	3,20±0,12 ^a	3,03±0,07 ^a
pH	7,27±0,03 ^a	7,23±0,05 ^a
Conductividad (μS/cm)	113,42±0,07 ^a	113,30±0,03 ^a
Salida del sedimentador		
Temperatura (°C)	15,26±0,13 ^b	16,60±0,05 ^b
OD (mg/L)	6,28±0,03 ^b	6,94±0,04 ^a
Turbidez (NTU)	3,47±0,08 ^b	2,85±0,06 ^b
pH	7,42±0,14 ^{ab}	7,34±0,03 ^b
Conductividad (μS/cm)	115,87±0,08 ^b	114,33±0,03 ^b
Salida Filtro		
Temperatura (°C)	14,45±0,22 ^c	16,20±0,27 ^{ab}
OD (mg/L)	6,71±0,06 ^a	9,97±0,08 ^b
Turbidez (NTU)	0,99±0,11 ^c	0,41±0,07 ^c
pH	7,59±0,05 ^b	7,14±0,04 ^a
Conductividad (μS/cm)	117,12±0,06 ^c	113,70±0,08 ^c

Nota: ^{a, b, c} indican diferencias significativas entre tramos a 5% de probabilidad ($\alpha=0,05$)

Tabla B3. Variación de los parámetros físico químicos con 12 ppm de H₂O₂ y su grupo

Control

Parámetros de control	Control	12ppm
Entrada del sedimentador		
Temperatura (°C)	15,63±0,05 ^a	15,30±0,46 ^a
OD (mg/L)	6,93±0,09 ^a	6,59±0,40 ^a
Turbidez (NTU)	7,25±0,08 ^a	6,13±0,31 ^a
pH	7,40±0,02 ^a	7,43±0,06 ^a
Conductividad (μS/cm)	39,66±0,03 ^a	38,12±1,08 ^a
Salida del sedimentador		
Temperatura (°C)	14,92±0,16 ^b	15,90±0,17 ^a
OD (mg/L)	6,49±0,04 ^b	6,81±0,02 ^a
Turbidez (NTU)	8,37±0,06 ^b	5,37±0,16 ^b
pH	7,55±0,05 ^b	7,34±0,09 ^a
Conductividad (μS/cm)	40,68±0,07 ^b	38,10±0,80 ^a
Salida Filtro		
Temperatura (°C)	14,27±0,05 ^c	16,00±0,10 ^a
OD (mg/L)	7,28±0,03 ^c	10,86±0,49 ^b
Turbidez (NTU)	1,54±0,03 ^c	0,62±0,09 ^c
pH	7,72±0,08 ^c	7,34±0,10 ^a
Conductividad (μS/cm)	41,08±0,02 ^c	37,54±2,07 ^a

Nota: ^{a, b, c} indican diferencias significativas entre tramos a 5% de probabilidad ($\alpha=0,05$)

Tabla B4. Variación de los OVL con 7 ppm de H₂O₂ con su grupo Control

OVL	Control	7 ppm
Entrada del sedimentador		
Nemátodos (N° org. /L)	6,00 ± 5,20 ^{ab}	15,00 ± 5,20 ^a
Zooplancton (N° org. /L)	216,00 ± 9,00 ^a	162,00 ± 9,00 ^a
Fitoplancton (N° cel. /L)	5 553 220,83 ± 1 700,83 ^a	3 814 969,17 ± 1 700,83 ^a
Salida del sedimentador		
Nemátodos (N° org. /L)	0,00 ± 0,00 ^b	0,00 ± 0,00 ^b
Zooplancton (N° org. /L)	117,00 ± 9,00 ^b	104,00 ± 3,00 ^b
Fitoplancton (N° cel. /L)	3 435 116,39 ± 1 700,83 ^b	2 115 836,67 ± 1 700,83 ^b
Salida Filtro		
Nemátodos (N° org. /L)	12,00 ± 5,20 ^a	3,00 ± 5,20 ^b
Zooplancton (N° org. /L)	72,00 ± 9,00 ^c	48,00 ± 5,20 ^c
Fitoplancton (N° cel. /L)	1 760 362,50 ± 1 700,83 ^c	433 712,50 ± 1 700,83 ^c

OVL = Organismos de vida libre.

Nota: ^{a, b, c} indican diferencias significativas entre tramos a 5% de probabilidad ($\alpha=0,05$)

Tabla B5. Tabla de la variación de los OVL con 10 ppm de H₂O₂ con su grupo Control

OVL	Control	10 ppm
Entrada del sedimentador		
Nemátodos (N° org. /L)	3,00 ± 5,20 ^{ab}	3,00 ± 5,20 ^a
Zooplancton (N° org. /L)	291,00 ± 5,20 ^a	267,00 ± 13,75 ^a
Fitoplancton (N° cel. /L)	5 364 428,33 ± 1 700,83 ^a	3 935 728,33 ± 1 700,84 ^a
Salida del sedimentador		
Nemátodos (N° org. /L)	0,00 ± 0,00 ^a	0,00 ± 0,00 ^a
Zooplancton (N° org. /L)	147,00 ± 5,20 ^b	136,00 ± 5,20 ^b
Fitoplancton (N° cel. /L)	3 325 129,17 ± 1 700,83 ^b	2 075 016,67 ± 1 700,83 ^b
Salida Filtro		
Nemátodos (N° org. /L)	12,00 ± 5,20 ^b	3,00 ± 5,20 ^a
Zooplancton (N° org. /L)	90,00 ± 9,00 ^c	45,00 ± 9,00 ^c
Fitoplancton (N° cel. /L)	1 663 415,00 ± 1 700,83 ^c	379 285,83 ± 1 700,83 ^c

OVL = Organismos de vida libre.

Nota: ^{a, b, c} indican diferencias significativas entre tramos a 5% de probabilidad ($\alpha=0,05$)

Tabla B6. Tabla de la variación de los OVL con 12 ppm de H₂O₂ con su grupo Control

OVL	Control	12 ppm
Entrada del sedimentador		
Nemátodos (N° org. /L)	3,00 ± 5,20 ^{ab}	3,00 ± 5,20 ^a
Zooplancton (N° org. /L)	282,00 ± 5,20 ^a	288,00 ± 9,00 ^a
Fitoplancton (N° cel. /L)	3 767 345,83 ± 1 700,84 ^{ab}	2 338 645,83 ± 1 700,84 ^a
Salida del sedimentador		
Nemátodos (N° org. /L)	0,00 ± 0,00 ^a	0,00 ± 0,00 ^a
Zooplancton (N° org. /L)	228,00 ± 5,20 ^b	128,00 ± 1,00 ^b
Fitoplancton (N° cel. /L)	2 331 842,50 ± 1 700,83 ^b	1 199 087,50 ± 1 700,83 ^b
Salida Filtro		
Nemátodos (N° org. /L)	12,00 ± 5,20 ^b	0,00 ± 0,00 ^a
Zooplancton (N° org. /L)	135,00 ± 9,00 ^c	38,00 ± 4,00 ^c
Fitoplancton (N° cel. /L)	1 165 070,83 ± 1 700,84 ^c	210 903,33 ± 1 700,73 ^c

OVL = Organismos de vida libre.

Nota: ^{a, b, c} indican diferencias significativas entre tramos a 5% de probabilidad ($\alpha=0,05$).

APÉNDICE C. Fotografías de las diferentes metodologías realizadas en la investigación

Figura C1. Fotografía de la Prueba de Jarras para la determinación de los parámetros físico – químico y cuantificación de OVL.



Figura C2. Fotografía de montaje de la cámara de sedimentación de Utermöhl para la cuantificación de fitoplancton.



Figura C3. Fotografía del vaciado del peróxido de hidrógeno al bidón dosificador por parte de los operarios de la PTAP – Quicapata.



Figura C4. Fotografía de la medición in situ de los parámetros físico químicos.



Figura C5. Fotografía de la toma de muestra con malla nyal, a la salida del sedimentador de la Planta 1.



Figura C6. Fotografía de toma de muestra para fitoplancton a salida del sedimentador de la Planta 1.



APÉNDICE D. Pruebas estadísticas Tukey: Parámetros fisicoquímicos y conteo de

OVL para los grupos controles y tratamientos 7, 10 y 12 ppm

Grupo Control para 7 ppm

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
temperatura	9	0.98	0.97	0.98

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	6.74	2	3.37	122.55	<0.0001
TRAMOS	6.74	2	3.37	122.55	<0.0001
Error	0.17	6	0.03		
Total	6.91	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
OD	9	0.99	0.99	0.29

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.24	2	0.12	335.34	<0.0001
Tramos	0.24	2	0.12	335.34	<0.0001
Error	2.1E-03	6	3.6E-04		
Total	0.24	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Turbidez	9	1.00	1.00	2.14

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	98.02	2	49.01	2707.61	<0.0001
Tramos	98.02	2	49.01	2707.61	<0.0001
Error	0.11	6	0.02		
Total	98.12	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
pH	9	0.83	0.77	1.29

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.25	2	0.13	14.22	0.0053
Tramos	0.25	2	0.13	14.22	0.0053
Error	0.05	6	0.01		
Total	0.31	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Conductividad	9	0.76	0.68	1.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	10.37	2	5.18	9.39	0.0142
Tramos	10.37	2	5.18	9.39	0.0142
Error	3.31	6	0.55		
Total	13.68	8			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.41545

Error: 0.0275 gl: 6

TRAMOS Medias n E.E.

S.F 16.00 3 0.10 A

S.S 16.80 3 0.10 B

E.S 18.10 3 0.10 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.04724

Error: 0.0004 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 6.62 3 0.01 A

S.S 6.38 3 0.01 B

S.F 6.78 3 0.01 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.33704

Error: 0.0181 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 8.28 3 0.08 A

S.S 8.97 3 0.08 B

S.F 1.65 3 0.08 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.23605

Error: 0.0089 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F 7.50 3 0.05 A

S.S 7.34 3 0.05 A

E.S 7.09 3 0.05 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=1.86142

Error: 0.5521 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F 75.52 3 0.43 A

S.S 74.80 3 0.43 A B

E.S 72.97 3 0.43 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Tratamiento con 7 ppm

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Temperatura	9	0.95	0.94	1.14

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.49636

Error: 0.0393 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	4.73	2	2.36	60.21	0.0001
Tramos	4.73	2	2.36	60.21	0.0001
Error	0.24	6	0.04		
Total	4.96	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
OD	9	1.00	1.00	0.85

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	8.82	2	4.41	1124.78	<0.0001
Tramos	8.82	2	4.41	1124.78	<0.0001
Error	0.02	6	3.9E-03		
Total	8.85	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Turbidez	9	1.00	1.00	3.71

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	84.49	2	42.25	1040.81	<0.0001
Tramos	84.49	2	42.25	1040.81	<0.0001
Error	0.24	6	0.04		
Total	84.73	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
pH	9	0.85	0.80	0.93

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.16	2	0.08	17.23	0.0033
Tramos	0.16	2	0.08	17.23	0.0033
Error	0.03	6	4.6E-03		
Total	0.19	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Conductividad	9	0.27	0.03	1.07

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1.42	2	0.71	1.10	0.3906
Tramos	1.42	2	0.71	1.10	0.3906
Error	3.85	6	0.64		
Total	5.26	8			

Grupo Control para 10 PPM**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Temperatura	9	0.93	0.91	1.32

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	3.37	2	1.68	41.67	0.0003
Tramos	3.37	2	1.68	41.67	0.0003
Error	0.24	6	0.04		
Total	3.61	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
OD	9	0.95	0.93	0.85

E.S	18.41	3	0.11	A
S.S	17.01	3	0.11	B
S.F	16.77	3	0.11	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.15690

Error: 0.0039 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	8.78	3	0.04	A
S.S	6.70	3	0.04	B
E.S	6.65	3	0.04	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.50472

Error: 0.0406 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S	7.84	3	0.12	A
S.S	7.34	3	0.12	A
S.F	1.11	3	0.12	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.16950

Error: 0.0046 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	7.45	3	0.04	A
S.S	7.31	3	0.04	A
E.S	7.13	3	0.04	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=2.00593

Error: 0.6411 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	75.30	3	0.46	A
S.S	74.53	3	0.46	A
E.S	74.40	3	0.46	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.50368

Error: 0.0404 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S	15.95	3	0.12	A
S.S	15.26	3	0.12	B
S.F	14.45	3	0.12	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.13998

Error: 0.0031 gl: 6

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.34	2	0.17	53.73	0.0001
Tramos	0.34	2	0.17	53.73	0.0001
Error	0.02	6	3.1E-03		
Total	0.35	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Turbidez	9	0.99	0.99	4.05

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	11.08	2	5.54	517.04	<0.0001
Tramos	11.08	2	5.54	517.04	<0.0001
Error	0.06	6	0.01		
Total	11.14	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
pH	9	0.78	0.70	1.15

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.15	2	0.08	10.37	0.0113
Tramos	0.15	2	0.08	10.37	0.0113
Error	0.04	6	0.01		
Total	0.19	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Conductividad	9	1.00	1.00	0.06

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	21.24	2	10.62	2413.53	<0.0001
Tramos	21.24	2	10.62	2413.53	<0.0001
Error	0.03	6	4.4E-03		
Total	21.27	8			

Tratamiento con 10PPM**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Temperatura	9	0.77	0.69	1.04

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.57	2	0.28	9.85	0.0127
Tramos	0.57	2	0.28	9.85	0.0127
Error	0.17	6	0.03		
Total	0.74	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
OD	9	1.00	1.00	1.11

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	19.40	2	9.70	1254.63	<0.0001
Tramos	19.40	2	9.70	1254.63	<0.0001
Error	0.05	6	0.01		
Total	19.45	8			

Tramos Medias n E.E.

S.F	6.71	3	0.03	A
E.S	6.67	3	0.03	A
S.S	6.28	3	0.03	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.25928

Error: 0.0107 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.S	3.47	3	0.06	A
E.S	3.20	3	0.06	B
S.F	0.99	3	0.06	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.21339

Error: 0.0073 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	7.59	3	0.05	A
S.S	7.42	3	0.05	A B
E.S	7.27	3	0.05	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.16618

Error: 0.0044 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	117.12	3	0.04	A
S.S	115.87	3	0.04	B
E.S	113.42	3	0.04	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.42433

Error: 0.0287 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.S	16.60	3	0.10	A
S.F	16.20	3	0.10	A B
E.S	16.00	3	0.10	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.22031

Error: 0.0077 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	9.97	3	0.05	A
S.S	6.94	3	0.05	B
E.S	6.77	3	0.05	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Turbidez	9	1.00	1.00	3.06	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	12.84	2	6.42	1556.85	<0.0001
Tramos	12.84	2	6.42	1556.85	<0.0001
Error	0.02	6	4.1E-03		
Total	12.86	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
pH	9	0.85	0.80	0.57	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.06	2	0.03	17.19	0.0033
Tramos	0.06	2	0.03	17.19	0.0033
Error	0.01	6	1.7E-03		
Total	0.07	8			

Grupo Control para 12 ppm**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Temperatura	9	0.98	0.97	0.66	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2.80	2	1.40	144.18	<0.0001
Tramos	2.80	2	1.40	144.18	<0.0001
Error	0.06	6	0.01		
Total	2.86	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
OD	9	0.98	0.97	0.83	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.93	2	0.47	143.24	<0.0001
Tramos	0.93	2	0.47	143.24	<0.0001
Error	0.02	6	3.3E-03		
Total	0.95	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Turbidez	9	1.00	1.00	0.99	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	80.49	2	40.24	12489.06	<0.0001
Tramos	80.49	2	40.24	12489.06	<0.0001
Error	0.02	6	3.2E-03		
Total	80.50	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
pH	9	0.90	0.87	0.71	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)**Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.16085**

Error: 0.0041 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 3.03 3 0.04 A

S.S 2.85 3 0.04 B

S.F 0.41 3 0.04 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.10296

Error: 0.0017 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.S 7.34 3 0.02 A

E.S 7.23 3 0.02 B

S.F 7.14 3 0.02 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.24702

Error: 0.0097 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 15.63 3 0.06 A

S.S 14.92 3 0.06 B

S.F 14.27 3 0.06 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.14294

Error: 0.0033 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F 7.28 3 0.03 A

E.S 6.93 3 0.03 B

S.S 6.49 3 0.03 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.14221

Error: 0.0032 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.S 8.37 3 0.03 A

E.S 7.25 3 0.03 B

S.F 1.54 3 0.03 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.13413

Error: 0.0029 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.15	2	0.08	26.83	0.0010
Tramos	0.15	2	0.08	26.83	0.0010
Error	0.02	6	2.9E-03		
Total	0.17	8			

S.F	n	E.E.	Grupos
S.F	7.72	3 0.03	A
S.S	7.55	3 0.03	B
E.S	7.40	3 0.03	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Conductividad	9	1.00	1.00	0.11

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	3.21	2	1.61	886.94	<0.0001
Tramos	3.21	2	1.61	886.94	<0.0001
Error	0.01	6	1.8E-03		
Total	3.22	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.10662

Error: 0.0018 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	n	E.E.	Grupos
S.F	41.08	3 0.02	A
S.S	40.68	3 0.02	B
E.S	39.66	3 0.02	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Tratamiento con 12ppm**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Temperatura	9	0.63	0.51	1.83

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.86	2	0.43	5.16	0.0497
Tramos	0.86	2	0.43	5.16	0.0497
Error	0.50	6	0.08		
Total	1.36	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.72320

Error: 0.0833 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	n	E.E.	Grupos
S.F	16.00	3 0.17	A
S.S	15.90	3 0.17	A
E.S	15.30	3 0.17	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
OD	9	0.98	0.97	4.53

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	34.63	2	17.31	129.16	<0.0001
Tramos	34.63	2	17.31	129.16	<0.0001
Error	0.80	6	0.13		
Total	35.43	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.91726

Error: 0.1341 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	n	E.E.	Grupos
S.F	10.86	3 0.21	A
S.S	6.81	3 0.21	B
E.S	6.59	3 0.21	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Turbidez	9	1.00	0.99	5.07

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	53.50	2	26.75	636.91	<0.0001
Tramos	53.50	2	26.75	636.91	<0.0001
Error	0.25	6	0.04		
Total	53.75	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.51342

Error: 0.0420 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	n	E.E.	Grupos
E.S	6.13	3 0.12	A
S.S	5.37	3 0.12	B
S.F	0.62	3 0.12	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
pH	9	0.29	0.05	1.14

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.02	2	0.01	1.23	0.3580
Tramos	0.02	2	0.01	1.23	0.3580
Error	0.04	6	0.01		
Total	0.06	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.21126

Error: 0.0071 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F	n	E.E.	Grupos
E.S	7.43	3 0.05	A
S.S	7.34	3 0.05	A
S.F	7.34	3 0.05	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Conductividad	9	0.05	0.00	3.75

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.64	2	0.32	0.16	0.8568
Tramos	0.64	2	0.32	0.16	0.8568
Error	12.16	6	2.03		
Total	12.80	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=3.56643

Error: 2.0266 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 38.12 3 0.82 A

S.S 38.10 3 0.82 A

S.F 37.54 3 0.82 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Grupo Control para 7 ppm**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Nemátodos	9	0.67	0.56	70.71

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	216.00	2	108.00	6.00	0.0370
Tramos	216.00	2	108.00	6.00	0.0370
Error	108.00	6	18.00		
Total	324.00	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=10.62881

Error: 18.0000 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F 12.00 3 2.45 A

E.S 6.00 3 2.45 A B

S.S 0.00 3 2.45 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Zooplancton	9	0.99	0.98	6.67

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	32562.00	2	16281.00	201.00	<0.0001
Tramos	32562.00	2	16281.00	201.00	<0.0001
Error	486.00	6	81.00		
Total	33048.00	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=22.54712

Error: 81.0000 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 216.00 3 5.20 A

S.S 117.00 3 5.20 B

S.F 72.00 3 5.20 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Fitoplancton	9	1.00	1.00	0.05

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	21679470985304.20	2	10839735492652.10	3747099.00	<0.0001
Tramos	21679470985304.20	2	10839735492652.10	3747099.00	<0.0001
Error	17357004.17	6	2892834.03		
Total	21679488342308.30	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=4260.98819

Error: 2892834.0277 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 5553220.83 3 981.98 A

S.S 3432281.67 3 981.98 B

S.F 1760362.50 3 981.98 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Tratamiento con 7 ppm**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Nemátodos	9	0.78	0.70	70.71

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	378.00	2	189.00	10.50	0.0110
Tramos	378.00	2	189.00	10.50	0.0110
Error	108.00	6	18.00		
Total	486.00	8			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=10.62881

Error: 18.0000 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 15.00 3 2.45 A

S.F 3.00 3 2.45 B

S.S 0.00 3 2.45 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Zooplancton	9	0.99	0.98	5.97

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=15.64519

Error: 39.0000 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	19496.00	2	9748.00	249.95	<0.0001
Tramos	19496.00	2	9748.00	249.95	<0.0001
Error	234.00	6	39.00		
Total	19730.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Fitoplancton	9	1.00	1.00	0.08	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	17149489610518.10	2	8574744805259.03	2964133.00	<0.0001
Tramos	17149489610518.10	2	8574744805259.03	2964133.00	<0.0001
Error	17357004.17	6	2892834.03		
Total	17149506967522.20	8			

Grupo control para 10 ppm**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Nemátodos	9	0.68	0.58	84.85	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	234.00	2	117.00	6.50	0.0315
Tramos	234.00	2	117.00	6.50	0.0315
Error	108.00	6	18.00		
Total	342.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Zooplancton	9	1.00	0.99	3.81	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	64386.00	2	32193.00	715.40	<0.0001
Tramos	64386.00	2	32193.00	715.40	<0.0001
Error	270.00	6	45.00		
Total	64656.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Fitoplancton	9	1.00	1.00	0.05	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	20617534756379.20	2	10308767378189.60	3563553.00	<0.0001
Tramos	20617534756379.20	2	10308767378189.60	3563553.00	<0.0001
Error	17357004.16	6	2892834.03		
Total	20617552113383.30	8			

Tratamiento con 10 ppm**Análisis de la varianza**

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Nemátodos	9	0.14	0.00	212.13	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
------	----	----	----	---	---------

E.S 162.00 3 3.61 A

S.S 104.00 3 3.61 B

S.F 48.00 3 3.61 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=4260.98819

Error: 2892834.0279 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 3814969.17 3 981.98 A

S.S 2115836.67 3 981.98 B

S.F 433712.50 3 981.98 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=10.62881

Error: 18.0000 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F 12.00 3 2.45 A

E.S 3.00 3 2.45 A B

S.S 0.00 3 2.45 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=16.80563

Error: 45.0000 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 291.00 3 3.87 A

S.S 147.00 3 3.87 B

S.F 90.00 3 3.87 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=4260.98818

Error: 2892834.0265 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

E.S 5364428.33 3 981.98 A

S.S 3325129.17 3 981.98 B

S.F 1663415.00 3 981.98 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=10.62881

Error: 18.0000 gl: 6

Tramos Medias n E.E.

S.F 3.00 3 2.45 A

Modelo	18.00	2	9.00	0.50	0.6297
Tramos	18.00	2	9.00	0.50	0.6297
Error	108.00	6	18.00		
Total	126.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Zooplancton	9	0.99	0.99	6.66	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	74726.00	2	37363.00	377.40	<0.0001
Tramos	74726.00	2	37363.00	377.40	<0.0001
Error	594.00	6	99.00		
Total	75320.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Fitoplancton	9	1.00	1.00	0.08	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	18986034221393.10	2	9493017110696.53	3281556.57	<0.0001
Tramos	18986034221393.10	2	9493017110696.53	3281556.57	<0.0001
Error	17357038.18	6	2892839.70		
Total	18986051578431.20	8			

Grupo control para 12 ppm

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Nemátodos	9	0.68	0.58	84.85	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	234.00	2	117.00	6.50	0.0315
Tramos	234.00	2	117.00	6.50	0.0315
Error	108.00	6	18.00		
Total	342.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Zooplancton	9	0.99	0.99	3.12	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	33174.00	2	16587.00	368.60	<0.0001
Tramos	33174.00	2	16587.00	368.60	<0.0001
Error	270.00	6	45.00		
Total	33444.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Fitoplancton	9	1.00	1.00	0.07	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	10193861117772.20	2	5096930558886.11	1761916.00	<0.0001
Tramos	10193861117772.20	2	5096930558886.11	1761916.00	<0.0001
Error	17357004.17	6	2892834.03		
Total	10193878474776.40	8			

Tratamiento con 12 ppm

Análisis de la varianza

E.S	3.00	3	2.45	A
S.S	0.00	3	2.45	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=24.92678

Error: 99.0000 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
--------	--------	---	------

E.S	267.00	3	5.74	A
S.S	136.00	3	5.74	B
S.F	45.00	3	5.74	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=4260.99236

Error: 2892839.6972 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
--------	--------	---	------

E.S	3935728.33	3	981.98	A
S.S	2075016.67	3	981.98	B
S.F	379285.83	3	981.98	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=10.62881

Error: 18.0000 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
--------	--------	---	------

S.F	12.00	3	2.45	A
E.S	3.00	3	2.45	A B
S.S	0.00	3	2.45	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=16.80563

Error: 45.0000 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
--------	--------	---	------

E.S	282.00	3	3.87	A
S.S	228.00	3	3.87	B
S.F	135.00	3	3.87	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=4260.98819

Error: 2892834.0280 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
--------	--------	---	------

E.S	3767345.83	3	981.98	A
S.S	2331842.50	3	981.98	B
S.F	1165070.83	3	981.98	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=7.51571

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Nemátodos	9	0.25	0.00	300.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	18.00	2	9.00	1.00	0.4219
Tramos	18.00	2	9.00	1.00	0.4219
Error	54.00	6	9.00		
Total	72.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Zooplancton	9	1.00	1.00	3.78

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	96200.00	2	48100.00	1472.45	<0.0001
Tramos	96200.00	2	48100.00	1472.45	<0.0001
Error	196.00	6	32.67		
Total	96396.00	8			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Fitoplancton	9	1.00	1.00	0.14

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	6802389288626.39	2	3401194644313.19	1175731.00	<0.0001
Tramos	6802389288626.39	2	3401194644313.19	1175731.00	<0.0001
Error	17357004.17	6	2892834.03		
Total	6802406645630.56	8			

Error: 9.0000 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
E.S	3.00	3	1.73 A
S.S	0.00	3	1.73 A
S.F	0.00	3	1.73 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=14.31861

Error: 32.6667 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
E.S	288.00	3	3.30 A
S.S	128.00	3	3.30 B
S.F	38.00	3	3.30 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=4260.98819


Error: 2892834.0277 gl: 6

Tramos	Medias	n	E.E.
E.S	2338645.83	3	981.98 A
S.S	1199087.50	3	981.98 B
S.F	210903.33	3	981.98 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

APÉNDICE E. Documentos requeridos para la realización de la investigación en la
Empresa SEDA – Ayacucho

Figura E1. Carta de autorización expedida por el Gerente Operacional de la
Empresa SEDA - Ayacucho



SEDA AYACUCHO
Renovándose para servir mejor

Servicio de Agua Potable y
Alcantarillado de Ayacucho S.A.
RUC. 20143079075

*“Decenio de Igualdad de Oportunidades para Mujeres y Hombres”
“Año de la Universalización de la Salud”*

Ayacucho, 09 de octubre del 2020

CARTA N° 054 -2020-SEDA AYACUCHO/GO

Señorita:
KATHERIN RUTH TACO QUISPE
Tesisista
Ciudad.-

ASUNTO : Autoriza Realizar Tesis de Posgrado en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Quicapata, titulada "Aplicación de peróxido de hidrógeno para la eliminación de organismos de vida libre en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Quicapata. Ayacucho – 2020".



REF. : Solicitud S/N de fecha 13/07/2020

Tengo el agrado de dirigirme a usted, para saludarla cordialmente a nombre de la Gerencia Operacional del Servicio de Agua y Alcantarillado Ayacucho S.A. – SEDA AYACUCHO, y dar respuesta a la carta de la referencia, comunicándole que se autoriza el desarrollo de la tesis "Aplicación de peróxido de hidrógeno para la eliminación de organismos de vida libre en la Planta de Tratamiento de Agua Potable Quicapata. Ayacucho – 2020", para lo cual deberá tomar en cuenta ciertos lineamientos:

1. Que por ser un tema de importancia para fines del Plan de Adecuación Sanitaria (PAS) de la entidad el tema a desarrollar por la tesisista se autoriza el desarrollo de la tesis solicitada.
2. La tesisista para tener acceso a las instalaciones de la PTAP Quicapata, deberá presentar el Certificado COVID-19, negativo, con una antigüedad no mayor a 3 días.
3. La tesisista, deberá firmar un acta de compromiso para reponer cualesquier materiales y/o equipo que pudiese deteriorar en el transcurso del desarrollo de su tesis; asimismo al finalizar su proyecto, deberá enviar un ejemplar de la tesis en original a la PTAP Quicapata.

Sin otro particular, quedo de usted,

Atentamente,



09
09
09
09

Figura E2. Pase laboral para el ingreso a la PTAP - Quicapata

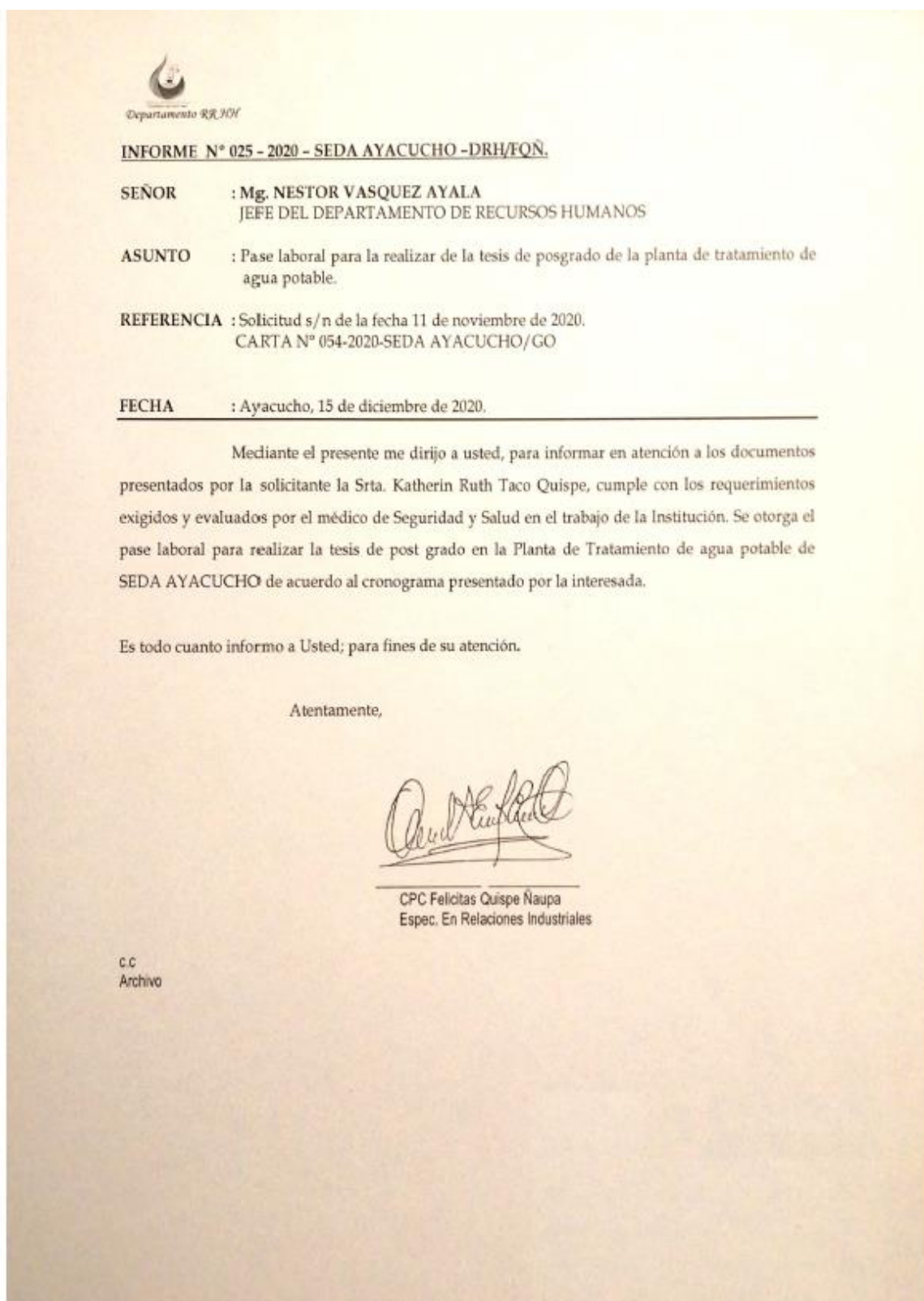


Figura E3. Prueba COVID, requisito para el ingreso a la PTAP - Quicapata



DEL PILAR
EMPRESA PRESTADORA DE SERVICIOS DE SALUD

Laboratorio Del Pilar

Resultado de Análisis Clínico

Código	: 004625
Paciente	: TACO QUISPE, KATHERIN RUTH
Médico	: -
Edad	: 34 años
Fecha	: Ayacucho, 9 de noviembre de 2020

**ANÁLISIS: DETECCIÓN CUALITATIVA SIMULTANEA DE ANTICUERPOS IgM/IgG
CONTRA EL NUEVO CORONAVIRUS COVID-19**

Exámenes	Resultado
SARS-COV-2 IgM	: NO REACTIVO
SARS-COV-2 IgG	: NO REACTIVO

INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

IgG (+)/IgM: Ausencia de enfermedad o puede estar en periodo ventana (no desarrolla aún anticuerpos).

IgG(-)/IgM(+): Indicativo de infección muy reciente o en fase aguda.

IgG(+)/IgM(+): IgG(+)/IgM(+), Indicativo de infección en fase activa o en recuperación de la infección.

IgG(+)/IgM(-): IgG(+)/IgM(-), Indicativo de fase final de la infección, infección pasada y curada.

* Interpretación de resultados con respecto al Inserto del Kit Antibody Test, fabricado por Artron Laboratories Inc. – Prueba Rápida.

No Reactivo: Negativo (-)
Reactivo: Positivo (+)



Dr. Luis Varo Yanoza
Biólogo
C.B.P. 14382

Figura E4. Presentación del Coordinador de la Unidad de Posgrado de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia



Ciudad de Ayacucho a 26 de junio de 2020

Señor Ing. Jorge Avello MONTES VARA

GERENTE DE LA EMPRESA DE SERVICIOS DE AGUA POTABLE Y ALCANTARILLADO DE AYACUCHO S.A. (SEDA – AYACUCHO)

PRESENTE

Carta de Presentación de la señorita Katherin Ruth TACO QUISPE

Por medio del presente, me dirijo a usted con la cordialidad institucional para saludarlo y desearle los mejores parabienes personales e institucionales.


Además tengo el gusto de conducir la Unidad de Posgrado de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia, en la Maestría de Ingeniería Ambiental y conocer a los maestrandos como a la señorita Katherin Ruth Taco Quispe.

Por lo anterior, puedo afirmar que la señorita Katherin Ruth Taco Quispe es una persona muy comprometida, dedicada, responsable, que ha mantenido un buen rendimiento académico en la Maestría de Ingeniería Ambiental, acreditado con el certificado de estudios N° 0064506 del 22 de agosto de 2018 y la Constancia de Egresada N° 064-2014 del 21 de febrero de 2014. La señorita Taco Quispe ha resaltado su interés por el campo del tratamiento de aguas para consumo humano dirigiendo su tema de investigación, para fines de obtención del Grado Académico de Maestro, cuyo título es "APLICACIÓN DEL PRÓXIDO DE HIDRÓGENO PARA LA ELIMINACIÓN DE ORGANISMOS DE VIDA LIBRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUA POTABLE – QUICAPATA, Ayacucho – 2020" bajo la asesoría del Mag. Hernán Quispe Misaico.

En suma señor Gerente, tengo a bien de presentar a la señorita Katherin Ruth Taco Quispe, con la finalidad de que, bajo su aceptación, pueda desarrollar el trabajo de investigación propuesto en las instalaciones de la empresa que usted conduce.

Sin más por el momento, quedo a sus órdenes en caso de que requieran alguna información adicional.

Atentamente,

UNIVERSIDAD NACIONAL DE
SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia
Unidad de Posgrado

M.Cs. Ing. Abel Nib. Jankamlyta Tomasevich
Director

C.C.
Archivo

**UNSCH**ESCUELA DE
POSGRADO**CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD 046-2023-UNSCH-EPG/EGAP**

El que suscribe; responsable verificador de originalidad de trabajo de tesis de Posgrado en segunda instancia para la **Escuela de Posgrado - UNSCH**; en cumplimiento a la Resolución Directoral N° 198-2021-UNSCH-EPG/D, Reglamento de Originalidad de trabajos de Investigación de la UNSCH, otorga lo siguiente:

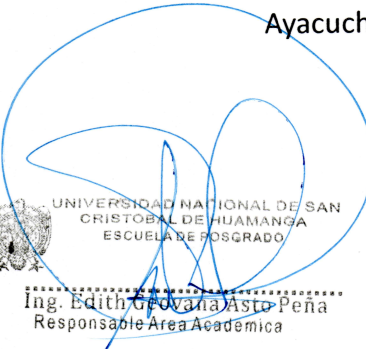
CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD

AUTOR:	Bach. KATHERIN RUTH TACO QUISPE
MAESTRÍA:	INGENIERIA AMBIENTAL
TÍTULO DE TESIS:	APLICACIÓN DE PERÓXIDO DE HIDRÓGENO PARA LA ELIMINACIÓN DE ORGANISMOS DE VIDA LIBRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUA POTABLE QUICAPATA. AYACUCHO – 2020
EVALUACIÓN DE ORIGINALIDAD:	14%
N° DE TRABAJO:	2019726084
FECHA:	21-feb.-2023

Por tanto, según los artículos 12, 13 y 17 del Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación, es procedente otorgar la constancia de originalidad con depósito.

Se expide la presente constancia, a solicitud del interesado para los fines que crea conveniente.

Ayacucho, 21 de febrero del 2023.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN
CRISTÓBAL DE HUAMANGA
ESCUELA DE POSGRADO

Ing. Edith Giovana Asto Peña
Responsable Área Académica

APLICACIÓN DE PERÓXIDO DE HIDRÓGENO PARA LA ELIMINACIÓN DE ORGANISMOS DE VIDA LIBRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUA POTABLE QUICAPATA. AYACUCHO – 2020

por Katherin Ruth Taco Quispe

Fecha de entrega: 21-feb-2023 12:13p.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2019726084

Nombre del archivo: TESIS_MAESTR_A_-_TACO_QUISPE_KATHERIN_RUTH.docx (15.5M)

Total de palabras: 28130

Total de caracteres: 146778

APLICACIÓN DE PERÓXIDO DE HIDRÓGENO PARA LA ELIMINACIÓN DE ORGANISMOS DE VIDA LIBRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUA POTABLE QUICAPATA. AYACUCHO - 2020

INFORME DE ORIGINALIDAD

14%

INDICE DE SIMILITUD

11%

FUENTES DE INTERNET

10%

PUBLICACIONES

12%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	repositorio.unheval.edu.pe Fuente de Internet	2%
2	mascn.forestaluchile.cl Fuente de Internet	1%
3	repositorio.umsa.bo Fuente de Internet	1%
4	repositorio.utc.edu.ec Fuente de Internet	1%
5	Cobo, Fernando. "Métodos de control de las floraciones de cianobacterias en aguas continentales", Limnetica, 2015 Publicación	1%
6	repositorio.uancv.edu.pe Fuente de Internet	1%
7	cia.uagraria.edu.ec Fuente de Internet	1%

8	repositorio.ute.edu.ec Fuente de Internet	<1 %
9	repositorio.espe.edu.ec Fuente de Internet	<1 %
10	rdu.unc.edu.ar Fuente de Internet	<1 %
11	Submitted to Universidad de Guadalajara Trabajo del estudiante	<1 %
12	repositorio.unnoba.edu.ar Fuente de Internet	<1 %
13	dspace.utb.edu.ec Fuente de Internet	<1 %
14	Submitted to Universidad Nacional del Centro del Peru Trabajo del estudiante	<1 %
15	Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga Trabajo del estudiante	<1 %
16	Submitted to Universidad Nacional Abierta y a Distancia, UNAD,UNAD Trabajo del estudiante	<1 %
17	Submitted to Universidad Nacional Abierta y a Distancia Trabajo del estudiante	<1 %
18	www.usfx.bo	

Fuente de Internet

<1 %

19

repositorio.educacionsuperior.gob.ec

Fuente de Internet

<1 %

20

Submitted to Tecsup

Trabajo del estudiante

<1 %

21

Submitted to Universidad Nacional de Educación a Distancia

Trabajo del estudiante

<1 %

22

Martín Merino Ibarra, Elva Guadalupe Escobar Briones. "Tendencias de Investigación en Limnología Tropical Perspectivas Universitarias en Latinoamérica", Universidad Nacional Autónoma de México, 2015

Publicación

<1 %

23

dspace.esPOCH.edu.ec

Fuente de Internet

<1 %

24

www.colibri.udelar.edu.uy

Fuente de Internet

<1 %

25

Antonio Bernabeu García. "APLICACIÓN DE FOTOCATÁLISIS SOLAR A PH NEUTRO PARA LA ELIMINACIÓN DE CONTAMINANTES QUÍMICOS Y BIOLÓGICOS", Universitat Politècnica de Valencia, 2012

Publicación

<1 %

26

bdigital.uncu.edu.ar

Fuente de Internet

<1 %

27

repository.lasalle.edu.co

Fuente de Internet

<1 %

28

repositoriotec.tec.ac.cr

Fuente de Internet

<1 %

29

Submitted to Politécnico Colombiano Jaime
Isaza Cadavid

Trabajo del estudiante

<1 %

30

Submitted to Universidad Nacional de
Colombia

Trabajo del estudiante

<1 %

31

Submitted to Instituto Tecnológico y de
Estudios Superiores de Occidente

Trabajo del estudiante

<1 %

32

Submitted to Universidad Internacional SEK

Trabajo del estudiante

<1 %

33

Submitted to UNIV DE LAS AMERICAS

Trabajo del estudiante

<1 %

34

repositorio.ucundinamarca.edu.co

Fuente de Internet

<1 %

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 30 words

Excluir bibliografía

Activo



**ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR
AL GRADO ACADÉMICO DE MAESTRO (A) EN INGENIERÍA AMBIENTAL
RESOLUCIÓN DIRECTORAL N° 0061-2023-UNSCH-EPG/D**

Siendo las 4:00 p.m. del 23 de enero de 2023 se reunieron en el auditorium de la Escuela de Posgrado de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, el Jurado Examinador y Calificador de tesis, presidido por el **Dr. Oscar GUTIÉRREZ HUAMANÍ** director (e) de la Escuela de Posgrado, el **Dr. Agustín Julián PORTUGUEZ MAURTUA** director de la Unidad de Posgrado de la Facultad de Ingeniería Química y Metalúrgica, e integrado por los siguientes miembros: **Mg. León Fernando PÉREZ CHAUCA** y la **Mg. Eusebio DE LA CRUZ FERNÁNDEZ**; para la sustentación oral y pública de la tesis titulada: **APLICACIÓN DE PERÓXIDO DE HIDRÓGENO PARA LA ELIMINACIÓN DE ORGANISMOS DE VIDA LIBRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUA POTABLE QUICAPATA. AYACUCHO-2020**. En la Ciudad de Ayacucho del 2023 presentado por la **Bach. Katherin Ruth TACO QUISPE**, Teniendo como asesora al **Mg. Hernán Pedro QUISPE MISAICO**.

Acto seguido se procedió a la exposición de la tesis, con el fin de optar al Grado Académico de **MAESTRO (A) EN INGENIERÍA AMBIENTAL**. Formuladas las preguntas, éstas fueron absueltas por el graduando.

A continuación el Jurado Examinador y Calificador de tesis procedió a la votación, la que dio resultado el siguiente calificativo: Dieciséis - (16)

CALIFICACION (*)

Aprobado por unanimidad	X
Aprobado por Mayoría	—
Desaprobada por Unanimidad	—
Desaprobada por mayoría	—

(*) Marcar con aspa

Luego, el presidente del Jurado recomienda que la que la Escuela de Posgrado proponga que se le otorgue a la **Bach. Katherin Ruth TACO QUISPE**, el Grado Académico de **MAESTRO (A) EN INGENIERÍA AMBIENTAL** Siendo las 5:38 hrs. Se levanta la sesión.

Se extiende el acta en la ciudad de Ayacucho, a las 5:38 hrs. Del 23 de enero 2023.

.....
Dr. Oscar GUTIÉRREZ HUAMANÍ
Director (e) de la Escuela de Posgrado

.....
Dr. Agustín Julián PORTUGUEZ MAURTUA
Director de la Unidad de Posgrado – UPG-FIQM

.....
Mg. León Fernando PÉREZ CHAUCA
Miembro

.....
Mg. Eusebio DE LA CRUZ FERNÁNDEZ
Miembro

.....
Dr. Marco Rolando ARONES JARA
Secretario Docente

Observaciones: