

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL  
DE HUAMANGA**

**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA**



**Efecto microbicida del ozono sobre organismos de vida  
libre en el proceso de potabilización del agua.  
Ayacucho – 2018.**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
BIÓLOGA EN LA ESPECIALIDAD DE MICROBIOLOGÍA**

Presentado por la:  
Bach. **BENITO HUAMÁN, Liz Paola**

**AYACUCHO – PERÚ  
2020**

A mis padres Julia y Mario y mi  
hermana Rocío.

## **AGRADECIMIENTO**

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, *Alma Mater*, forjadora de profesionales competentes y de calidad humana al servicio de la sociedad.

A la Facultad de Ciencias Biológicas, a la Escuela Profesional de Biología, a los docente por brindarme sus conocimientos que ayudarán en el desarrollo de mi vida profesional.

A los directivos de la planta de tratamiento de agua potable SEDA AYACUCHO (Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Ayacucho) y del Departamento de Control de Calidad de Agua Potable, por haberme permitido el ingreso a sus ambientes y facilitarme la toma de muestras.

A los docentes de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia y del Laboratorio de Transferencia de Masa, en especial a los ingenieros Alfredo Arias Jara y Alejandro Tineo Morote, por brindarme el apoyo con la utilización del equipo generador de ozono.

A mi asesor Dr. Saúl Alonso Chuchón Martínez, por su amistad, confianza, paciencia y el apoyo brindado en la realización del presente trabajo, materializado en este informe.

A mis padres y hermana por estar presentes en el desarrollo de la investigación, brindándome su apoyo y amor. Del mismo modo a mi familia y amigos, que con sus palabras y tiempo dedicado se logró la culminación del presente trabajo.

## ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTO	v
ÍNDICE DE GENERAL	vii
ÍNDICE DE TABLAS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
ÍNDICE DE ANEXOS	xiii
RESUMEN	xix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. ANTECEDENTES	3
2.2. Marco conceptual	5
2.2.1. Ozono	5
2.2.2. Efecto microbicida del ozono	5
2.2.3. Organismos de vida libre en aguas	5
2.2.4. Potabilización	6
2.3. Bases teóricas	6
2.3.1. Características generales del ozono	6
2.3.2. Propiedades físico-químicas del ozono	6
2.3.3. Generación del ozono	8
2.3.4. Medición de la concentración del ozono	8
2.3.5. Toxicidad y normatividad del ozono	9
2.3.6. Aplicación del ozono en el tratamiento del agua	10
2.3.7. Mecanismos de acción del ozono en el agua	11
2.3.8. Factores que afectan a la eficiencia de la desinfección por ozono	12
2.3.9. Descripción de los organismos de vida libre presente en aguas	12
2.4. Marco legal	19
2.4.1. Requisitos de calidad del agua para consumo humano	19
III. MATERIALES Y MÉTODOS	21
3.1. Zona de estudio	21
3.1.1. Ubicación política	21
3.1.2. Ubicación geográfica	21
3.2. Población	21
3.3. Muestra	22

3.3.1. Unidad muestral	22
3.4. Sistema de muestreo	22
3.4.1. Diseño de muestreo y tratamientos	22
3.4.2. Volumen, puntos de muestreo y cantidad de muestra	22
3.4.3. Recipientes para los muestreos	23
3.4.4. Colecta y transporte de las muestras	23
3.5. Metodología y recolección de datos	23
3.5.1. Preparación del colorante azul de índigo	23
3.5.2. Producción de ozono	24
3.5.3. Ozonización de las muestras	24
3.5.4. Para el tratamiento de ozonización y cloración de las muestras	24
3.5.5. Para el tratamiento con cloro gas	24
3.5.6. Análisis de las muestras de agua	25
3.5.7. Recolección de datos de los parámetros fisicoquímicos	26
3.6. Análisis de datos	26
IV. RESULTADOS	29
V. DISCUSIÓN	43
VI. CONCLUSIONES	51
VII. RECOMENDACIONES	53
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55
ANEXOS	59

## ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Propiedades físico-químicas del ozono.	7
Tabla 2. Temperatura vs. Solubilidad del ozono.	7
Tabla 3. Tiempo de vida media del ozono a efectos de la temperatura.	7
Tabla 4. Diseño de las tomas de muestras y la aplicación de tratamientos.	22
Tabla 5. Resultados de los parámetros fisicoquímicos (turbiedad, pH y conductividad). Análisis realizado a las aguas efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	41

## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>Pág.</b>
Figura 1. Valores promedios, mínimos y máximos del recuento directo de organismos de vida libre (ODVL), presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la planta de tratamiento de agua potable (PTAP) de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	31
Figura 2. Número de ODVL obtenidos por recuento directo en aguas efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	32
Figura 3. Valores promedios, mínimos y máximos de las unidades formadoras de colonias (UFC) de microalgas, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	33
Figura 4. Valores promedios, mínimos y máximos de las UFC de microalgas, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	34
Figura 5. Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de microalgas), presentes en aguas provenientes de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	35
Figura 6. Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de microalgas), presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018	36
Figura 7. Valores promedios, mínimos y máximos de las UFC de mohos, bacterias y levaduras, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP	37

de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.

- Figura 8. Valores promedios, mínimos y máximos de las UFC de mohos, bacterias y levaduras, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018. 38
- Figura 9. Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de mohos, bacterias y levaduras), presentes en aguas provenientes de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018. 39
- Figura 10. Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de mohos, bacterias y levaduras), presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018. 40
- Figura 11. Concentración de ozono disuelto en agua de los diferentes tiempos de exposición, aguas provenientes del efluente del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018. 42

## ÍNDICE DE ANEXOS

	<b>Pág.</b>
Anexo 1. Proceso y producción del ozono	61
Anexo 2. Análisis fisicoquímicos de control de proceso de producción del agua provenientes de la planta 2 de la planta de tratamiento de agua potable “Quicapata”. Fuente Departamento de Control de Calidad –SEDA AYACUCHO, Noviembre – Ayacucho, 2018.	62
Anexo 3. Análisis fisicoquímicos de control de proceso de producción del agua provenientes de la planta 2 de la planta de tratamiento de agua potable “Quicapata”. Fuente Departamento de Control de Calidad –SEDA AYACUCHO, Diciembre – Ayacucho, 2018	63
Anexo 4. Registro del número total del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018	64
Anexo 5. Registro del número total del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	65
Anexo 6. Registro del número de UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	66
Anexo 7. Registro del número total de UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	67
Anexo 8. Registro del número total de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	68
Anexo 9. Registro del número total de UFC de mohos, bacterias y levadura presentes en un litro de muestra expuesto a los	

	diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018	69
Anexo 10.	Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	70
Anexo 11.	Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	71
Anexo 12.	Prueba de diferencia de medias Tukey al 95% de los resultados del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	72
Anexo 13.	Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	73
Anexo 14.	Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento de las UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	74
Anexo 15.	Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	75
Anexo 16.	Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	76
Anexo 17.	Prueba de Análisis de varianza de los resultados del	

	recuento de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	77
Anexo 18.	Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	78
Anexo 19.	Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	79
Anexo 20.	Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	80
Anexo 21.	Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	81
Anexo 22.	Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	82
Anexo 23.	Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	83
Anexo 24.	Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de colonias de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.	84

Anexo 25.	Diagrama de flujo de la ozonización a los volúmenes de agua, incubación y recuento de ODVL, Noviembre y Diciembre – Ayacucho, 2018.	85
Anexo 26.	Diagrama de flujo de la filtración, incubación y recuento de ODVL de las muestras de agua tratada con cloro. Diciembre – Ayacucho, 2018.	86
Anexo 27.	Acondicionamiento y desinfección de los materiales para el muestreo de los volúmenes de agua.	87
Anexo 28.	Obtención de volúmenes de muestra de agua de los efluentes de los filtros, provenientes de la planta 2 de la PTAP “Quicapata” SEDA AYACUCHO.	88
Anexo 29.	Muestreo de agua del efluente del reservorio proveniente de la planta 2 de la PTAP “Quicapata” SEDA AYACUCHO.	89
Anexo 30.	Equipo generador de ozono construido e instalado en el Laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.	90
Anexo 31.	Inyección de ozono a los volúmenes de agua en el laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia.	91
Anexo 32.	Simulación de ozonización y cloración.	92
Anexo 33.	Filtración de los volúmenes de agua para el crecimiento de los organismos de vida libre sobrevivientes a los diferentes tiempos de contacto con el ozono.	93
Anexo 34.	Filtración de las muestras de agua provenientes del efluente del reservorio de la planta 2 de la PTAP “Quicapata” para el crecimiento de los organismos de vida libre sobrevivientes al tratamiento con cloro gas.	94
Anexo 35.	Incubación del medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther para el crecimiento de algas.	95
Anexo 36.	Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los tiempos de tratamientos con ozono (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) y un blanco (las dos primeras placas) de protozoarios, mohos, levaduras y bacterias presentes en 90 mL de muestra de agua, desarrolladas en medio de	

	cultivo agar extracto de malta y levadura a los 7 días de incubación a 25° C.	96
Anexo 37.	Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los tiempos de tratamientos con ozono (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) y un blanco (las dos primeras placas) de microalgas presentes en 90 mL de muestra de agua, desarrolladas en medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther a los 14 días de incubación a 25° C.	97
Anexo 38.	Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los diferentes tratamientos (ozono, ozono más cloro y cloro gas) y un blanco (las dos primeras placas) de protozoarios, mohos, levaduras y bacterias, desarrolladas en medio de cultivo agar extracto de malta y levadura a los 7 días de incubación a 25° C. Ayacucho, 14 de diciembre de 2018.	98
Anexo 39.	Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los diferentes tratamientos (ozono, ozono/cloro y cloro gas) y un blanco (las dos primeras placas) de microalgas, desarrolladas en medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther a los 14 días de incubación a 25° C. Ayacucho, 14 de diciembre de 2018.	99
Anexo 40.	Medición de la concentración de ozono en espectrofotómetro a 600 nm de absorbancia. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	100
Anexo 41.	Observación de microalgas, recuento directo a 400X de aumento, de muestras de agua provenientes de los efluentes del filtro y reservorio de la planta 2 de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	101
Anexo 42.	Observación de microalgas desarrollados en medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther a 400X de aumento, aislados de muestras de agua provenientes de la planta 2 de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	102
Anexo 43.	Observación de microorganismos desarrollados en medio de cultivo agar extracto de malta y levadura a 400X de aumento, aislados de muestras de agua provenientes de la	

	planta 2 de la PTAP Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	103
Anexo 44.	Observación de microalgas con daño en la pared celular, recuento directo a 400X de aumento, de muestras de agua inyectadas con ozono, provenientes de los efluentes del filtro de la planta 2 de la PTAP Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.	104
Anexo 45.	Matriz de Consistencia	105

## RESUMEN

La investigación responde al problema de la desinfección del agua para consumo humano, porque la utilización del cloro como agente oxidante genera compuestos perjudiciales para la salud, además de que no garantiza la eliminación de patógenos y organismos de vida libre que presentan alta resistencia a la cloración, por ello el objetivo principal del trabajo de investigación fue evaluar el efecto microbicida del ozono sobre organismos de vida libre probado en seis tiempos (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) de contacto en el proceso de potabilización del agua. Para la ejecución de la investigación se recolectaron muestras de la planta de tratamiento de agua potable “Quicapata” de la empresa de Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Ayacucho S.A. – SEDA, las cuales fueron llevadas al Laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia donde fueron inyectadas con ozono para su acción microbicida y posteriormente ser analizadas en el Laboratorio de Microbiología Ambiental de la Facultad de Ciencias Biológicas para determinar la capacidad de remoción de organismos de vida libre; se consideró un muestreo de tres días diferentes con tres repeticiones cada uno, donde se colectaron tres litros de muestras de aguas efluentes del sistema de filtración que posteriormente fueron inyectadas con ozono, de ellas se tomaron volúmenes de 90 mL vertidos en frascos contenidos con colorante azul de índigo, para después ser filtradas y puestas en incubación a fin de observar el crecimiento de los organismos de vida libre viables, a su vez se dejaron sedimentar volúmenes de agua contenidas en frascos para la realización del recuento directo al microscopio a 400X. Se registraron todos los microorganismos presentes en los campos microscópicos de la laminilla y las colonias crecidas en los medios de cultivos. Los tiempos de exposición muestran efectos de tendencia a disminución de los organismos de vida libre por la acción microbicida del ozono a medida que el tiempo de contacto aumentaba, la remoción de microalgas se estimó a partir del minuto 2 y para mohos, bacterias y levaduras a partir del minuto 6, con datos estadísticamente significativos ( $p < 0,05$ ), el porcentaje de remoción para microalgas fue del 99,69 % y para mohos, bacterias y levaduras fue del 82,37% con 10 minutos de exposición a una concentración de 1,71 mg/L de ozono disuelto en agua. Al realizar comparaciones de los diferentes agentes oxidantes en el tratamiento de agua potable (ozono, cloro gas y la mezcla de ambos) se obtuvo como resultado que la combinación de ozono y cloro es más efectivo ( $p < 0,05$ ), con una remoción del 99,91 % para microalgas y 93,51% de para mohos, bacterias y levaduras.

**Palabras Clave:** Ozono, efecto microbicida del ozono, organismos de vida libre en aguas y potabilización.

## I. INTRODUCCIÓN

Los problemas de desinfección del agua para consumo humano ha ocasionado la búsqueda de nuevas tecnologías, pues la utilización del cloro que es el agente oxidante más utilizado por su poder biocida, genera compuestos cancerígenos como los trihalometanos al reaccionar con la materia orgánica presente en el agua, además de que no garantiza la eliminación de patógenos como virus, bacterias (*Legionella*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Mycobacterium*), protozoarios (*Entamoeba histolytica*, quistes de *Giardia*, *Cryptosporidium parvum*) y organismos de vida libre por su alta resistencia a la cloración. Frente a ello se buscan nuevas tecnologías que permitan obtener un producto sin residuos dañinos para la salud. La aplicación del ozono es una alternativa en la desinfección del agua debido a su alto poder oxidante que viene siendo utilizada en el tratamiento de agua potable, por actuar como un potente microbicida, no generar sub productos de desinfección y por disminuir los costos.

A nivel mundial se realizaron estudios para la generación continua de ozono para la desinfección del agua y otros materiales por su gran gama de aplicación en los diferentes campos y por ser considerado una tecnología limpia.

En la Planta de Tratamiento de Agua Potable “Quicapata” se realiza procesos de filtración, evaluación química, almacenamiento en reservorios y distribución a los usuarios, utilizando para la desinfección como materia prima el cloro gas envasados en balones de 68 kg, y el hipoclorito de calcio al 65% de cloro activo; que consiste en la inyección al vacío con cloro gas mediante el equipo clorador. A pesar de todos estos procesos no es posible eliminar al 100% de la población de organismos de vida libre presentes en el agua, no llegando a cumplir con el Reglamento de la calidad de agua para consumo humano: D.S. N° 031-2010-SA /Ministerio de Salud.

Teniendo en cuenta lo mencionado, se desarrolló el presente trabajo de investigación con la finalidad de demostrar que la adición del ozono en el

proceso de potabilización mejorara los niveles de desinfección del agua para consumo humano, proponiendo los siguientes objetivos:

**Objetivo general**

Evaluar el efecto microbicida del ozono sobre organismos de vida libre probado en seis tiempos de contacto en el proceso de potabilización del agua.

**Objetivos específicos**

1. Determinar la capacidad de remoción del ozono sobre organismos de vida libre como algas, protozoarios de vida libre, copépodos, rotíferos y nemátodos probado en seis tiempos de contacto (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos).
2. Evaluar los parámetros fisicoquímicos como pH, conductividad y turbiedad para el control del proceso de potabilización del agua.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1. Antecedentes

En la investigación “Inactivación de *Escherichia coli* presente en aguas de salida de depuradora mediante cloración y procesos de oxidación avanzada” en la Universidad Zaragoza de la ciudad de España, buscaron determinar el poder bactericida de las diferentes técnicas para la depuración de aguas con influencia del tiempo y la dosis del tratamiento, llevando como indicador a *Escherichia coli*. Las técnicas que aplicaron fueron: en lo convencional la cloración, y en procesos de oxidación avanzada la ozonización, el sistema peroxona ( $O_3/H_2O_2$ ), la fotólisis ( $H_2O_2$ /radiación/visible), la fotocatalisis ( $TiO_2$ /radiación/visible) y la fotocatalisis combinada con peróxido de hidrógeno. Como resultado de la técnica convencional obtuvieron que de una concentración inicial de  $1 \times 10^8$  UFC/100 mL, la inactivación total de *Escherichia coli* se logró con una dosis de 3,8 mg de  $Cl_2$  por litro a los 20 minutos de tratamiento. Los resultados con el ozono para una concentración inicial de  $9,6 \times 10^8$  UFC/100 mL, la disminución de la actividad microbiana fueron  $5,8 \times 10^2$  con una dosis de 71 mg de  $O_3$  consumido por litro a los 15 minutos de tratamiento, teniendo una inactivación del 99,99994% de *Escherichia coli*.<sup>1</sup>

En la investigación “Evaluación de la eficiencia de los procesos de coagulación-floculación y ozonización a escala de laboratorio en el tratamiento de aguas residuales municipales”, realizado en Cuba, indican que la combinación de procesos de coagulación-floculación seguidos por una ozonización son más eficiente que empleados por sí solos, utilizaron cuatro diferentes dosis de ozono 45, 90, 180 y 270 mg/L de  $O_3$  con resultados de un 58,18%, 99,975%, 99,989%, y 99,999% respectivamente de remoción de coliformes fecales. Indicaron que al no haber diferencias significativas entre las tres últimas dosis no justifica proponer un incremento en la dosis de ozono, a menos que se desee obtener una remoción total de microorganismos.<sup>2</sup>

En el Centro de Investigaciones del Ozono, en Cuba, investigaron la “Actividad antimicrobiana de los subproductos generados por la reacción del ozono con los microorganismos”, donde evaluaron el efecto del ozono en los microorganismos, atacando las moléculas de la membrana celular y provocando un aumento de la peroxidación lipídica. Verificaron también que los productos generados de la reacción presentan actividad antimicrobiana aunque no tan elevados como el ozono, a su vez afectan la viabilidad de los microorganismos que no fueron inicialmente alcanzados por el ozono, este efecto puede mejorar las dosis de ozono aplicar en los procesos de desinfección de aguas y en las plantas de tratamiento.<sup>3</sup>

En la ciudad de Loja en Ecuador realizaron un trabajo sobre el “Diseño y construcción de un prototipo generador de ozono para la potabilización de agua”, donde el prototipo generador de ozono produce una dosis de 2 mg de O<sub>3</sub> por litro de agua, el tratamiento fue durante 60 segundos. Para las muestras de aguas superficiales con una concentración de 1760 UFC/100mL de coliformes totales y 22 UFC/100mL de coliformes fecales y muestras de agua entubada con una concentración de 850 UFC/100mL de coliformes totales y 0 UFC/100mL de coliformes fecales obtuvieron una remoción total de coliformes totales y fecales, para la muestra de la estación de bombeo con una concentración inicial de 3440 UFC/100mL de coliformes totales se obtuvo una remoción del 99,13% y de una concentración de 480 UFC/100mL de coliformes fecales se obtuvo una remoción del 99,17%.<sup>4</sup>

En la Escuela Politécnica Nacional de Quito evaluaron el “Diseño e implementación de un prototipo generador de ozono para la purificación de agua para el consumo humano”, logrando eliminar el 99,83% al 100% de los microorganismos patógenos presentes en una determinada muestra de agua (agua de cisterna), comprobado en condiciones de laboratorio.<sup>5</sup>

En el trabajo “Generador de ozono para una planta de tratamiento de agua en piscinas recreativas y terapéuticas” realizado en la Universidad Técnica del Norte de la ciudad de Imbabura, Ecuador, obtuvieron una reducción significativa de microorganismos, con una remoción del 95,1% de coliformes fecales y un 90,9% de coliformes totales, con una dosis de 1,5 mg por litro aplicados por 10 minutos por un intervalo de pausa de 5 minutos durante 60 minutos.<sup>6</sup>

En la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa realizaron la investigación titulada la “Simulación de un proceso de desinfección eficiente de

agua a potabilizar, mediante ozono, respetando el medio ambiente” como resultados confirman los beneficios del ozono con el del medio ambiente, por su principal poder oxidante, por mucho superior a los compuesto de cloro, además de su capacidad de penetración y bloqueo de rutas metabólicas o respiratorias coloca al ozono como un excelente desinfectante. La capacidad microbicida es veinte veces superior al ácido hipocloroso. Para la remoción total de *Escherichia coli* se necesita una concentración inicial de 0,0125 mg/L de ozono por un tiempo de residencia de 26 segundos.<sup>7</sup>

En la investigación “Uso de iones de plata y ozono en el tratamiento de agua para consumo humano”, realizado en Lima, indican que la combinación de diferentes tratamientos de iones de plata y ozono consiguen lograr la caracterización ideal del agua tratada envasada, con una dosis de 3,7 gramos de ozono por hora y 0.8 amperios con 4 segundos de oscilación de iones de plata se logra una reducción de bacterias heterotróficas, de 48 UFC/mL a 1 UFC/mL.<sup>8</sup>

En la ciudad de Ayacucho se desarrolló la investigación “Construcción de un generador de ozono para la producción continua del agua ozonizada para agua de mesa”, en la que concluyen que el ozono es un agente oxidante efectivo para el tratamiento del aguas y desinfección con la eliminación de microorganismos, y la ventaja de no producir compuestos residuales nocivos, considerado como una tecnología limpia.<sup>9</sup>

## **2.2. Marco conceptual**

### **2.2.1. Ozono**

Es una sustancia cuya molécula está compuesta por tres átomos de oxígeno, es una de las sustancias con mayor poder oxidante después del flúor.<sup>5</sup> No produce trihalometanos, requiere una concentración (mg/L) y tiempo (minutos) de contacto menor para la eliminación de microorganismos, no altera el pH del agua, facilita la eliminación de metales y reduce el olor, sabor y color del agua.<sup>10</sup>

### **2.2.2. Efecto microbicida del ozono**

El ozono actúa sobre las proteínas, lípidos insaturados y enzimas de la membrana celular, ácidos nucleicos, etc. Siendo la membrana celular la primera en ser destruida produciendo la dispersión del contenido celular conduciendo a la muerte de las células.<sup>5</sup>

### **2.2.3. Organismos de vida libre en aguas**

Son aquellos organismos que no requieren la presencia de otros para poder vivir y desarrollarse. Según el Reglamento de la calidad de Agua para Consumo

Humano: D.S. N° 031-2010-SA /Ministerio de Salud, los organismos de vida libre (N° org/L) presentes en el agua son las algas, protozoarios de vida libre, copépodos, rotíferos y nemátodos; deben encontrarse dentro de los niveles permisibles para el consumo humano.<sup>11</sup>

#### **2.2.4. Potabilización**

Es un sistema para el tratamiento del agua, conformada por un conjunto de componentes hidráulicos; de unidades de procesos físicos, químicos y biológicos; y de equipos electromecánicos con métodos de control cuya finalidad es producir agua apta para el consumo humano.<sup>11</sup>

### **2.3. Bases teóricas**

#### **2.3.1. Características generales del ozono**

El ozono fue descubierto en el año 1783 por el holandés Von Marum, quien detectó su olor típico en el aire trabajando con máquinas electrostáticas. Lo mismo le sucedió a Ciukshank en el año 1801 haciendo la electrólisis del agua. Finalmente en el año 1840 Schonbein logra detectar y clasificar al ozono dándole el nombre que procede del griego *ozein* que significa olor. En 1863 Soret comprobó y demostró que el ozono está compuesto de oxígeno, después Otto determina su densidad, peso molecular y estudió detenidamente su formación. Según Ponce Silva el ozono posee acción oxidante cuyo principal uso es la desinfección de sustancias líquidas, sólidas y gaseosas. Después de estos estudios se produce ozono artificialmente, por medio de descargas eléctricas que rompen la molécula de oxígeno, recombinando sus átomos para formar ozono (sistema Otto), que se aplica actualmente en los generadores de ozono.<sup>10, 12,13</sup>

El ozono es una forma alotrópica del oxígeno, estructuralmente triangular donde el oxígeno central forma un doble enlace covalente y un enlace covalente dativo. Es un gas de color azul que en concentraciones elevadas posee un olor fuerte y penetrante. Se genera por la activación del oxígeno que puede ser provocada por una descarga eléctrica o por la energía irradiada de los rayos ultravioleta.<sup>8, 13</sup>

#### **2.3.2. Propiedades físico-químicas del ozono**

El ozono por su elevado potencial redox es un fuerte oxidante después del flúor de soluciones acuosas y ataca a la mayoría de los metales, excepto el oro y el platino, además con la oxidación de contaminantes inorgánicos como el hierro, manganeso y sulfuro; contaminantes orgánicos que generan sabor y olor, fenoles y algunos pesticidas y la remoción de color; incremento de la

biodegradabilidad de compuestos orgánicos, control de precursores de subproductos de la desinfección y reducción de la demanda de cloro.<sup>14</sup>

Debido a que el ozono es un oxidante químico muy potente, es utilizado para la desinfección del agua, pero presenta la desventaja de ser relativamente inestable en disolución acuosa: los valores de vida media del ozono en agua destilada varían de 20–30 minutos y 160 minutos a un pH de 7,0 y a una temperatura de 20 °C, aumentando su inestabilidad en un medio básico.<sup>15</sup>

**Tabla 1.** Propiedades físico-químicas del ozono.<sup>15</sup>

<b>Propiedades físico-químicas del ozono</b>	
<b>Peso Molecular</b>	48 g/mol
<b>Densidad (a 0 °C y 101,3 KPa)</b>	2,154 g/l
<b>Punto de ebullición (a 101,3 KPa)</b>	-111,9 °C
<b>punto de fusión del O<sub>3</sub> sólido</b>	-192,5 °C
<b>Umbral olfativo</b>	0,02 ppm
<b>Potencial redox</b>	2,07 V

- **Solubilidad**

El ozono tiene la propiedad de ser más soluble en el agua que el oxígeno lo que incrementa su eficiencia en la purificación del agua, la solubilidad aumenta al disminuir la temperatura.<sup>5</sup>

**Tabla 2.** Temperatura vs. Solubilidad del ozono.<sup>9</sup>

<b>Temperatura (°C)</b>	<b>Solubilidad (g/L)</b>
<b>0</b>	1,09
<b>10</b>	0,78
<b>20</b>	0,57
<b>30</b>	0,4
<b>40</b>	0,15
<b>50</b>	0,105
<b>60</b>	0,08

- **Temperatura**

La inestabilidad del ozono incrementa al elevarse la temperatura.<sup>5</sup>

**Tabla 3.** Tiempo de vida media del ozono a efectos de la temperatura.<sup>9</sup>

<b>Ozono en fase gas</b>		<b>Ozono residual en el agua (pH 7,0)</b>	
<b>Temperatura °C</b>	<b>Tiempo de vida media</b>	<b>Temperatura °C</b>	<b>Tiempo de vida media</b>
<b>-50</b>	3 meses	15	30 minutos
<b>-35</b>	18 días	20	20 minutos
<b>-25</b>	8 días	25	15 minutos
<b>-20</b>	3 días	30	12 minutos
<b>-120</b>	1.5 horas	35	8 minutos

### 2.3.3. Generación del ozono

Debido a que el ozono posee una corta estabilidad tanto en fase gaseosa como en disolución acuosa, no permite su almacenamiento ni distribución, para ello debe generarse de manera *in situ*.<sup>14</sup> Para su producción se requiere la energía de una molécula de oxígeno con la capacidad de romper enlaces que los mantienen unidos a estas moléculas, para que así puedan reaccionar con otros oxígenos moleculares formando el ozono.<sup>5</sup>

El principal método de generación de ozono es por medio de descargas eléctricas de alto voltaje, es la técnica de plasma frío donde se hace pasar oxígeno a través de un campo eléctrico generado por un electrodo de media tensión y por uno de masa, produciendo especies químicas excitadas o no para formar el ozono. Se debe evitar la formación de arcos eléctricos que son perjudiciales para la producción de ozono por el incremento de temperatura, para ello se deben refrigerar los electrodos con agua en caso de producción industrial o aire para producción a escala de laboratorio.<sup>15</sup>

### 2.3.4. Medición de la concentración del ozono

Para poder medir la concentración del ozono tanto en la fase gaseosa como en un medio acuoso son:

#### a. En la fase gaseosa

Se emplean unidades como peso (%), volumen (%) y  $\text{g/m}^3$ .<sup>15</sup>

- Método yodométrico: se absorbe el gas (1-10 litros) sobre una solución de KI 0,1N. El  $\text{O}_3$  oxida el  $\text{I}^-$  a  $\text{I}_2$ , el cual se valora con  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ .
- Detección amperométrica: con un electrodo que contiene una solución de KI.
- Determinación calorimétrica: descomposición catalítica del ozono.
- Absorción directa en el UV (253-260 nm).
- Cambios en la presión isotérmica del gas.

#### b. En el medio acuoso (ozono residual)

Las unidades empleadas son mg/L estos métodos son basados en el potencial oxidativo que tiene el ozono:<sup>15</sup>

- Método yodométrico
- Método colorimétrico DPD (N, N-dietil-p-fenilendiamina): el ozono oxida el  $\text{I}^-$  a  $\text{I}_2$ , el cual reacciona con el DPD dando un producto de color rosa.
- Otros métodos colorimétricos: LCV (*Leuco crystal violet*), ACVK (*Acid chrome violet K*), carmín de índigo.
- Oxidación directa de As (III): el ozono reacciona con un exceso de As (III); el residual de As (III) se valora con  $\text{I}_2$ .

- Absorción UV (253-260 nm): presenta interferencias.
- Detección amperométrica.
- Purga (*stripping*) del ozono disuelto hacia la fase gaseosa.
- Medida del potencial redox: útil en la monitorización de tratamientos.
- Método colorimétrico de índigo: el ozono decolora una disolución de azul de índigo (trisulfonato de índigo), esta decoloración es lineal con el incremento de concentración del oxidante. Las interferencias pueden ser el  $\text{H}_2\text{O}_2$  y el  $\text{Mn}^{2+}$  que se oxida con el ozono y pueden alterar los resultados. El cloro y el  $\text{ClO}_2$  también pueden interferir, el primero se enmascara con ácido malónico. La mínima concentración detectable por este método se sitúa en unos 0,002 mg/l de  $\text{O}_3$ .<sup>16</sup>

Algunas posibles interferencias:<sup>15</sup>

- Productos de descomposición del ozono como  $\text{H}_2\text{O}_2$ ,  $\text{HO}_2^-$ ,  $\text{OH}$ .
- Oxidantes inorgánicos producidos durante la ozonización:  $\text{X}_2$ ,  $\text{HXO}$ ,  $\text{XO}_3^-$  (donde  $\text{X} = \text{Br}, \text{I}$ ).
- Oxidantes inorgánicos producidos durante la ozonización: ozónidos, peróxidos orgánicos, peroxiácidos.

### **2.3.5. Toxicidad y normatividad del ozono**

#### **a. Toxicidad por inhalación**

Entre los efectos agudos tenemos que la exposición al ozono en periodos cortos de tiempo a concentraciones mayores a las permitidas provocan dolores de cabeza, sequedad en la garganta, irritación de las mucosas y la nariz, a concentraciones mucho más altas pueden provocar edemas pulmonares, lasitud, dolor de la cabeza en la parte frontal y a exposiciones más severas podría causar tos, sofocación, taquicardia, vértigo, presión sanguínea baja y dolor de cuerpo, se estima que un 50 ppm por un tiempo de 30 minutos podría causar la muerte. Las exposiciones prolongadas presentan síntomas similares las anteriores dependiendo de la concentración del ozono y la duración de la exposición, aunque se puede presentar asma, alergias y otros problemas respiratorios, como también puede haber daño genético encontrado en tejidos de animales.<sup>9</sup>

#### **b. Límites permisibles para el ozono**

En las áreas de trabajo el contacto con el ozono debe ser 0,05 ppm en un trabajo pesado, 0,08 ppm para un trabajo moderado y para un trabajo ligero 0,10 ppm como máximo. Pero si el trabajo se realiza en periodos de tiempo menores

a dos horas se pueden permitir concentraciones hasta 0,20 ppm. Según la Organización Mundial de la Salud establece que es permisible de 0,10 a 0,20 por miligramo de metro cubico de aire.<sup>9</sup>

### **2.3.6. Aplicación del ozono en el tratamiento del agua**

El ozono puede utilizarse para eliminar diversos microcontaminantes orgánicos e inorgánicos del agua debido a su alto poder oxidante, actualmente viene siendo utilizado en la desinfección para el tratamiento del agua potable y otros tipos como: aguas residuales, aguas industriales, aguas marinas, etc.<sup>15</sup>

Para la remoción de los contaminantes fisicoquímicos y microbiológicos el ozono reacciona mediante dos mecanismos: la vía molecular (reacción directa entre el ozono molecular y el sustrato) y la vía radicalaria (reacciones a través de especies radicales generadas a partir de la descomposición del ozono en el agua), para lo cual se necesita al menos dos procesos (coagulación – floculación) que antecedan a la ozonización para tener elevadas eficiencias de remoción.<sup>2, 15</sup>

#### **a. Usos del ozono en la potabilización del agua**

El ozono tiene múltiples utilidades en el tratamiento de agua potable, que pueden ser:<sup>15</sup>

- Desinfección y control de algas.
- Oxidación de microcontaminantes inorgánicos (Fe y Mn).
- Oxidación de microcontaminantes orgánicos (eliminación de olores y sabores, compuestos fenólicos, pesticidas, etc.).
- Oxidación de la materia orgánica natural del agua, con la eliminación del color, incrementando su biodegradabilidad y en la reducción de la formación de trihalometanos y halogenuros.
- Mejora el proceso de coagulación-floculación.

El ozono puede aplicarse en tres diferentes puntos durante la secuencia de potabilización:<sup>15</sup>

- Preozonización: la aplicación es al inicio del tratamiento, donde puede suministrarse en la toma de agua para evitar el crecimiento microbiano en las líneas de conducción que generan malos olores y sabores. La preozonización se utiliza al inicio del tratamiento para la eliminación del Fe y Mn y como ayuda al proceso de coagulación y como desinfectante.
- Ozonización intermedia: su aplicación es antes de la etapa de filtración, utilizada principalmente para poder oxidar materia orgánica natural,

incrementando su biodegradabilidad y ayudando en su eliminación biológica en los filtros, también se puede utilizar para la eliminación de micronutrientes orgánicos y la remoción de Fe y Mn de aguas con alto contenido de materia orgánica natural.

- Postozonización: se aplica al final del tratamiento, exclusivamente para la desinfección.

### **2.3.7. Mecanismos de acción del ozono en el agua**

Al introducir el ozono al agua realiza dos acciones fundamentales.

#### **a. Acción microbicida del ozono**

Por su propiedad oxidante, el ozono es un importante agente desinfectante. Debido al amplio espectro su acción puede:

- Eliminar bacterias (efecto bactericida), el ozono ataca la membrana celular y actúa sobre glicoproteínas, glicolípidos y algunos aminoácidos como el triptófano, además interfiere en los sistemas enzimáticos y en el material genético de la bacteria. La concentración para poder ejercer su poder bactericida es de 1,5-2 mg/L.<sup>15</sup>
- Eliminar virus (efecto viricida), el ozono oxida las proteínas de la envoltura y modificando su estructura tridimensional para después alterar el ácido nucleico.<sup>13,14</sup> Para asegurar el 99,99% de inactivación de los virus se requiere una concentración de ozono residual de 0,4 mg/L durante cuatro minutos, para ello hay que tener en cuenta la demanda inicial de ozono para otros compuestos que pueden estar presentes en el agua.<sup>15</sup>
- Eliminar hongos (efecto fungicida), el ozono provoca daño celular irreversible por su acción oxidante.<sup>14</sup>
- Eliminar esporas (efecto esporicida), en concentraciones ligeramente superiores respecto a las bacterias, tiene la capacidad de destruir las esporas.<sup>14</sup>
- Eliminar protozoos: son más resistentes al efecto del ozono a comparación de las bacterias y virus.<sup>15</sup>

#### **b. Acción fisicoquímica del ozono**

El ozono es un fuerte oxidante de soluciones acuosas que ataca a la mayoría de los metales, excepto el oro y el platino, además de oxidar contaminantes inorgánicos como el hierro, manganeso y sulfuro; oxidación de microcontaminantes orgánicos, aquellos que generan sabor y olor, fenoles y algunos pesticidas y oxidación de macrocontaminantes orgánicos con

remoción del color; incremento de la biodegradabilidad de compuestos orgánicos, control de subproductos de desinfección y reducción del uso de cloro.<sup>14</sup>

### **2.3.8. Factores que afectan a la eficiencia de la desinfección por ozono:**

- Temperatura: El incremento de este factor aumentan la inestabilidad del ozono en el agua, pero a mayor temperatura se obtiene una mayor destrucción por la velocidad de reacción del ozono con los constituyentes del microorganismo. La temperatura debe mantenerse dentro de los márgenes normales de operación (0 – 30°C).<sup>5,15</sup>
- pH: afecta en la velocidad de solubilidad del ozono<sup>5</sup>. No parece ser un factor de relevancia en la eficiencia de la desinfección siempre que conserve un ozono residual constante, el rango de pH es de 6-9.<sup>15</sup>

### **2.3.9. Descripción de los organismos de vida libre presentes en aguas**

#### **a. Cianobacterias**

##### **a.1. Características generales**

Son microorganismos procariotas, se presentan en formas unicelulares, filamentosas y coloniales. Encontrados generalmente en ambientes dulceacuícolas, terrestres y marinos, algunas especies pueden crecer en ambientes alcalinos y ácidos.<sup>17</sup>

Algunas especies desarrollan una vaina pigmentaria externa el cual les permite sobrevivir en ambientes de alta radiación UV. Son los únicos organismos fotoautotróficos que desarrollan mecanismos y adaptaciones para la fijación de nitrógeno atmosférico. Algunas especies tienen la capacidad de dar origen a floraciones algales, en algunos casos se observan la síntesis y liberación de compuestos tóxicos denominadas cianotoxinas, también pueden ser acompañado por la liberación de compuestos volátiles (geosmina,  $\beta$  metilisoborneol, etc.) que alteran las características organolépticas del agua. Estos metabolitos secundarios representan un riesgo para la salud del hombre y para la biota presente en los cuerpos de agua afectados.<sup>18</sup>

##### **a.2. Características morfológicas**

Varían en tamaño de 0,5  $\mu\text{m}$  hasta 50 o 100  $\mu\text{m}$  de diámetro; las colonias pueden ser esféricas o cilíndricas. La envoltura celular es típica de bacterias Gram negativas, con la diferencia que la capa de peptidoglicano puede tener un espesor considerable de hasta 200 nm, con perforaciones de poros de diferente tamaño, esto le permite el contacto de la membrana citoplasmática con el lipopolisacárido de la membrana externa. La fotosíntesis se desarrolla en los

tilacoides. Tienen pigmentos accesorios como ficobiliproteínas, que se encuentran en dentro de los ficobilisomas unidas a la cara citoplasmática de los tilacoides. Poseen pequeñas masas intracelulares como glucógeno, polifosfatos, polihidroxicarboxilatos y gotas de lípidos. También tienen la cianoficina (polímero), como reserva de nitrógeno para las cianobacterias y las vesículas de gas (estructuras proteicas cilíndricas llenas de aire), que le permite flotar.<sup>17</sup>

### **a.3. Partes de las cianobacterias**

**Células vegetativas:** realizan la fotosíntesis por la presencia de tilacoides de membrana y clorofila a como pigmento principal, además de otros pigmentos como la ficocianina que proporciona el color azul y la ficoeritrina que pueden dar el color rojo o pardo a las células.<sup>17</sup>

**Acinetos:** son células especializadas a partir de células vegetativas, son como esporas inmóviles presentes únicamente en cianobacterias capaces de producir heterocistes. Con frecuencia se observan a lado de los heterocistes, bloqueando el paso de compuestos de nitrógeno hacia otras células vegetativas, tienen una pequeña cantidad de discos tilacoides.<sup>17</sup>

**Hormogonios:** pueden ser estructuras con células en forma de filamento en su interior o también unicelulares. Estas estructuras se encargan de la reproducción asexual.<sup>17</sup>

**Heterocistos:** son células especializadas distribuidas a lo largo o al final del filamento de las cianobacterias, poseen conexiones intercelulares con las células vegetativas contiguas, existe un continuo movimiento de los productos fotosintéticos de los heterocistos hacia las células vegetativas y viceversa.<sup>17</sup>

### **a.4. Clasificación taxonómica**

**Orden Chroococcales:** incluye a todas las unicelulares, se agrupan en función a los tipos de células y el tipo de reproducción. Géneros más importantes: *Mycrocystis*, *Chroococcus*, *Hydrococcus*, *Chamaecalyx*, *Cyanocystis*, *Xenococcus*, *Chroococcidiopsis*, *Chroococcidium*.<sup>19</sup>

**Orden Oscillatoriales:** son todas aquellas con organización en filamentos, se reproducen por fragmentación del tricoma formando hormogonios y carecen de heterocistos y acinetos. Algunas presentan una vaina que recubren los tricomas. Géneros más importantes: *Borzia*, *Limnothrix*, *Trichodesmium*, *Arthrospira*, *Microcoleus*, *Oscillatoria*, *Plectonema* y *Homeothrix*.<sup>19</sup>

**Orden Nostocales:** agrupa a las filamentosas provistas de heterocistos y acinetos. La agrupación es en función a la morfología de las colonias, los

filamentos, la diferenciación y posición de los heterocistos, y la diferenciación de acinetos. Géneros más importantes: *Petalonema*, *Rivularia*, *Gloetrichia*, *Cilindrospermum*, *Nodularia*, *Anabaena* y *Nostoc*.<sup>19</sup>

**Orden Stigonematales:** formada por filamentosas, la diferenciación se da en función a la estructura de los filamentos, el tipo de ramificación, la posición de los heterocistos y los procesos reproductivos. Géneros más importantes: *Chlorogloeopsis*, *Capsoria*, *Pulvinularia*, *Stigonema*, *Nostochopsis*, *Mastigocoleus* y *Mastigocladus*.<sup>19</sup>

## **b. Algas**

### **b.1. Características generales**

Son un grupo de organismos con estructuras simples y fotosintéticas que capturan la energía en forma de luz y la transforman en energía química. Además las algas ocasionan problemas durante el proceso y operación en las plantas potabilizadoras de agua, como la obstrucción de las tuberías de conducción, filtros y corrosión, además de daños a las instalaciones. También generan cambios químicos en el agua, como sabores y olores desagradables y ocasionar problemas en la salud por la producción de toxinas.<sup>20</sup>

### **b.2. Características morfológicas**

A los microorganismos que flotan en el agua natural es denominada plancton, el cual se divide en zooplancton y fitoplancton. Estas especies pueden llegar a tener un tamaño entre 20  $\mu\text{m}$  a algunos mm. Las algas son organismos que realizan fotosíntesis con desprendimiento de oxígeno, poseen cloroplastos y pueden ser unicelulares o pluricelulares, filamentosas o formadoras de colonias.<sup>21</sup>

### **b.3. Clasificación taxonómica**

Está basada en sus propiedades celulares como la naturaleza química de la pared celular, materiales de reserva, pigmentos fotosintéticos y tipo de flagelos.<sup>21</sup>

**Clorofitas:** con plastos de color verde y diferentes formas. Poseen almidón como sustancia de reserva y las fases móviles se realiza por medio de dos flagelos iguales. Los órdenes más comunes son: Volvocales (*Chlamydomonas*, *Gonium sociale*, o *Pandorina*), Clorococales (*Pediastrum* y *Scenedesmus*), Ulotricales (*Ulothrix* y *Horidium*), Cladoforales y Conjugales (*Spirogyra*, *Zygnema* y *Closterium*).<sup>21</sup>

**Euglenofitas:** son organismos unicelulares flagelados, tienen plastos de color verde en su interior que contienen paramilón acumulado en forma de bastoncillos. Los principales son: *Euglena* y *Facus*.<sup>21</sup>

**Crisofitas:** se caracterizan por no poseer almidón como sustancia de reserva, sus plastos son de color amarillo, amarillo verdoso o marrón, elaboran leucosina o crisosa y diferentes tipos de aceites vegetales. Su distintivo es la presencia de silicio en su estructura celular. Las crisofitas más importantes son: Diatomeas, Centrales (*Melosira*, *Cyclotella* y *Stephanodiscus*), Pennales (*Asterionella*, *Fragilaria*, *Synedra*, *Navícula*), Crisofíceas y Xantofíceas.<sup>21</sup>

**Dinofíceas:** son unicelulares, móviles, con plastos de color marrón y su membrana externa se encuentra recubierta por placas de celulosa. El género más relevante es *Ceratium*.<sup>21</sup>

### **c. Diatomeas**

#### **c.1. Características generales**

Las diatomeas son organismos acuáticos, unicelulares, eucariotas, autótrofos y sus dimensiones oscilan entre 2 mm y 0.4 mm. Existen más de 20000 especies distribuidas en todo el mundo, que se encuentran adaptadas a diferentes rangos ecológicos, por lo cual se pueden utilizar para determinar la calidad de las aguas. Las diatomeas representan el 98% del fitoplancton.<sup>22, 23</sup>

#### **c.2. Características morfológicas**

Tienen una reproducción asexual (bipartición) y sexual (meiosis presentando oogamia o anisogamia). Poseen cloroplastos con clorofila a y c, pigmentos como betacaroteno y fucoxantina. La membrana celular está compuesta de pectina y sílice lo que le permite resistencia ácidos y bases fuertes, la pared celular silíceo conocida como frústulo, es de importancia su morfología para la identificación, el frústulo está compuesto por dos tecas que envuelven a la célula (una parte plana llamada valva y una pieza lateral denominada pieza conectiva o banda). Para la identificación y clasificación de las diatomeas se utiliza la morfología y ornamentación del frústulo. Se puede diferenciar dos órdenes por su simetría: 1) Bibulphiales o Centrales con simetría axial, circulares, carecen de rafe, inmóviles y se reproducen sexualmente por oogamia y 2) Bacillariales o Pennales, tienen una simetría bilateral, valvas alargadas, móviles y su reproducción es sexual por anisogamia.<sup>23</sup>

#### **c.3. Clasificación taxonómica**

De acuerdo al sistema de clasificación que se desee usar, las diatomeas pertenecen a la clase Bacilariofíceas (Bacillariophyceae) en el filo Crisofitos (Chrysophyta) o constituyen el filo independiente Bacillariophyta.<sup>22</sup>

**Bacillariophyceae:** especies más relevantes; *Achnanthes lanceolata*, *Ceratoneis arcus*, *Cocconeis placentula*, *Cymbella ventricosa*, *Diatoma hiemale*,

*Eunotia pectinalis*, *Fragilaria brevistriata*, *Gomphonema olivaceum*, *Gomphonema truncatum*, *Navicula cryptocephala*, *Navicula schroeteri*, *Pinnularia nobilis*, *Surirella biseriata*, *Surirella Linearis*, *Synedra acus*.<sup>24</sup>

#### **d. Protozoarios de vida libre**

##### **d.1. Características generales**

Son organismos microscópicos unicelulares o coloniales, heterótrofos, viven en medios líquidos, capaces de moverse tienen la propiedad de autoconservación, se autorregulan y se reproducen asexualmente por bipartición. Poseen organelos denominados metazoos que le permite vivir autónomamente. Son cosmopolitas por desarrollar una función ecológica compleja, por su alta tasa mutacional, que les permite adaptarse a las diferentes condiciones de los cuerpos de agua lenticos, con preferencia a ambientes asociados con la humedad  
15,26

##### **d.2. Características morfológicas**

Presentan una forma vegetativa o trofozoito y una forma quística o quiste en su ciclo de vida. Los protozoos poseen dimensiones entre las 10  $\mu\text{m}$  y varios milímetros con tipos de metabolismo variados como, fitófagos, bacteriófagos, necrófagos o depredadores. El cuerpo de un protozoario es como una célula eucariota, considerado un organismo funcional que efectúa todos los procesos fisiológicos como los animales multicelulares o metazoos.<sup>26,27</sup>

##### **d.3. Partes de los protozoarios**

**Membrana:** donde se encuentran los cilios y flagelos (proyecciones de las células que les facilitan la movilidad y desplazamiento), separa a la célula del exterior, regula el interior de la célula (manteniendo las condiciones internas constantes), da respuesta a los estímulos externos, selecciona el tipo de unión de la célula con otras o con substrato y mantiene la forma celular.<sup>27</sup>

**Citoplasma:** contienen a los orgánulos que almacenan diversas sustancias de reserva como grasas o glucógeno, el cual permite a las células aumentar su capacidad de flotar.<sup>27</sup>

**Núcleo:** puede ser único o múltiple.<sup>27</sup>

##### **d.4. Clasificación taxonómica**

Los principales géneros son los siguientes:

**Género *Naegleria*:** presenta trofozoitos que en preparaciones frescas miden 15 a 25  $\mu\text{m}$  de diámetro mayor, tienen un abundante citoplasma vacuolado o granular, y un gran núcleo central, claro y redondo con un nucléolo esférico

prominente y refringente; su movimiento, se realiza a través de pseudópodos redondeados, o lobopodios, de tamaño variable.<sup>25</sup>

**Género *Acanthamoeba*:** los trofozoitos son irregulares y presentan múltiples proyecciones pseudopodiales retráctiles, filamentosas o espinosas llamadas acantopodios, su tamaño de los trofozoitos varía de acuerdo a cada especie, con promedios de 20 a 40  $\mu\text{m}$ . El citoplasma es abundante y tiene un aspecto granular y vacuolar; además tienen un núcleo claro, central y esférico con un prominente y denso nucléolo redondeado.<sup>25</sup>

## **e. Copépodos**

### **e.1. Características generales**

Son un grupo de crustáceos acuáticos pequeños de vida libre o como parásitos, tienen la capacidad de colonizar ambientes de cualquier temperatura y salinidad. Se ha evidenciado que nueve grupos de copépodos de vida libre han transicionado hacia el parasitismo, lo que indica que son buenos indicadores de la forma de vida parásita, además son de utilidad en estudios sobre la contaminación acuática, sobreexplotación de recursos acuáticos, desarrollo de la acuicultura y el cambio climático.<sup>28</sup>

### **e.2. Características morfológicas**

Un copépodo es un crustáceo maxilópodo que posee al menos dos pares de patas natatorias con los miembros de cada par conectados entre sí por una placa rígida, un cefalosoma que muestra integrado y totalmente incorporado el primer somito del tronco, portador de los maxilípedos (no hay ninguna otra subclase de crustáceos maxilópodos que muestre esta condición), las anténulas unirrámeas multisegmentadas, la presencia de sacos ovígeros en las hembras.<sup>29</sup>

### **e.3. Clasificación taxonómica**

Los principales géneros son los siguientes: *Boeckella*, *Tumeodiaptomus*, *Eucyclops*, *Mesocyclops*, *Paracyclops* y *Tropocyclops*.<sup>30</sup>

## **f. Rotíferos**

### **f.1. Características generales**

Son organismos microscópicos invertebrados de 50 a 2000  $\mu\text{m}$ , pseudocelomados, acuáticos o semiacuáticos. Su hábitat por lo general es en ambientes de agua dulce, pero también se pueden encontrar especies en ambientes marinos. Son un grupo importante en los cuerpos de agua dulce, porque ocupan alrededor del 30% del total de la biomasa zoopláctica por sus elevadas tasas reproductivas y se les puede encontrar en todos los hábitats

disponibles. Son utilizados como indicadores de calidad del agua y en estudios ecotoxicológicos.<sup>31</sup>

## **f.2. Características morfológicas**

Se diferencian tres regiones en su cuerpo:

**Cabeza:** es apical, con una región ciliada en forma de corona que permite realizar la locomoción a través del batimiento metacrónico. En la cabeza se concentran las estructuras sensoriales como antenas, fosetas, campo oral y ocelos.<sup>31</sup>

**Tronco:** constituye la mayor área del cuerpo, por lo general se cubre por una cutícula elástica que se puede engrosar y poner rígida (conocida como lórica), cuando está presente es una estructura importante para la clasificación taxonómica (ayuda a la diferenciación hasta el nivel genérico).<sup>31</sup>

**Pie:** presenta forma variable, parcialmente móvil y por lo general tiene estructuras variables morfológicamente (cortos, largos, afilados, con espolones), que vienen hacer los dedos. Tener en cuenta que algunas especies tienen pie.<sup>31</sup>

## **f.3. Clasificación taxonómica**

Los géneros más relevante y con mayor cantidad de especies son: *Lecane*, *Brachionus*, *Trichocerca*, *Lepadella* y *Cephalodella*.<sup>31</sup>

## **g. Nemátodos**

### **g.1. Características generales**

Son cosmopolitas, se les puede encontrar en el mar, agua dulce y suelo. Los nemátodos de vida libre se llegan alimentar de bacterias, levaduras, hifas y algas, pueden ser saprozoicos o coprozoicos, algunas especies depredadoras se alimentan de rotíferos, tardígrados, pequeños anélidos y otros nemátodos. Cuando se encuentran en el fondo de los cuerpos de agua, se convierten en alimento de anélidos, peces y crustáceos.<sup>32</sup>

### **g.2. Características morfológicas**

El tamaño y la forma de los nemátodos son adaptaciones para poder vivir, la mayor parte de los nemátodos de vida libre miden aproximadamente entre un mm a 2,5 mm de largo, su cuerpo es cilíndrico revestido por una cutícula no celular, está puede ser gruesa y estar compuesta principalmente por colágeno, el crecimiento en los nemátodos está acompañado por cuatro mudas de la cutícula<sup>32</sup>

### **g.3. Clasificación taxonómica**

Características de los órdenes más distintivos:

**Enoplidos:** algunas veces no son visibles. Sus formas relevantes son las rendijas o bolsas cuticulares, poseen setas largas y algunas veces segmentadas, con un esófago cilíndrico, sin bulbo y campos laterales ausentes.<sup>33</sup>

**Chromadoridos:** de formas circulares, espirales o vesiculares. Su integumento es liso o anulado, algunas veces presenta puntuaciones, con numerosas setas somáticas, el esófago presenta bulbo terminal y con tres glándulas, con campos laterales presentes.<sup>33</sup>

**Monhysteridos:** presenta una forma circular, raramente espiral. Tiene setas en arreglo de seis o cuatro, con una cutícula lisa o anillada, pero sin puntuaciones. Las gónadas de las hembras son estrechas, alargadas, pareadas y no pareadas, los machos no presentan suplementos.<sup>33</sup>

## **2.4. Marco legal**

### **2.4.1. Requisitos de calidad del agua para consumo humano**

El agua apta para el consumo humano es toda agua inocua para la salud que debe cumplir los requisitos de calidad establecidos por el Reglamento de la calidad de Agua para Consumo Humano: D.S. N° 031-2010-SA /Ministerio de Salud. Los parámetros microbiológicos de otros organismos detallados en el Artículo 60° indican que el agua destinada para consumo humano debe estar exenta de: bacterias coliformes totales, termotolerantes y *Escherichia coli*, virus; huevos y larvas de helmintos, quistes y ooquistes de protozoarios patógenos; organismos de vida libre, como algas, protozoarios, copépodos, rotíferos y nemátodos en todos sus estadios evolutivos; y para el caso de bacterias heterotróficas menos de 500 UFC/mL a 35°C.<sup>11</sup>

### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1. Zona de estudio**

El trabajo de investigación se realizó con muestras tomadas en la planta de tratamiento de agua potable Quicapata de la empresa de Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Ayacucho S.A. – SEDA, la cual cuenta con dos plantas que operan independientemente y que al final del tratamiento se juntan en un solo reservorio para la distribución.

##### **3.1.1. Ubicación política**

La empresa potabilizadora SEDA – AYACUCHO se encuentra ubicada en la comunidad de Quicapata del distrito de Carmen Alto, provincia de Huamanga, región Ayacucho. La ozonización se realizó en el laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia y los análisis para la determinación de remoción de organismos de vida libre fueron desarrollados en el laboratorio de Microbiología Ambiental de la Facultad de Ciencias Biológicas, ambas facultades pertenecientes a la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga ubicada en el distrito de Ayacucho, provincia de Huamanga, región Ayacucho.

##### **3.1.2. Ubicación geográfica**

La planta de tratamiento de agua potable Quicapata se encuentra ubicada al norte de la ciudad de Ayacucho a una altitud de 2 927 msnm.; cuyas coordenadas son 13° 11' latitud Sur y 74°13' longitud Oeste. En la avenida Mariscal Cáceres s/n a 10 minutos de la Plaza Mayor de Huamanga.<sup>34</sup>

#### **3.2. Población**

La población estuvo conformada por todos los organismos de vida libre (algas, protozoarios de vida libre, copépodos, rotíferos y nemátodos) presentes en el agua que ingresa a la planta de tratamiento de agua potable Quicapata.

### 3.3. Muestra

La muestra fueron los organismos de vida libre (algas, protozoarios de vida libre, copépodos, rotíferos y nemátodos) contenidos en tres litros de agua.

#### 3.3.1. Unidad muestral

Fueron los organismos de vida libre contenidos en 90 mL de agua tomadas de la muestra.

### 3.4. Sistema de muestreo

#### 3.4.1. Diseño de muestreo y tratamientos

Tabla 4. Diseño de las tomas de muestras y la aplicación de tratamientos.

MUESTRA	VOLÚMEN (Litros)	DÍA	REPETICIÓN + BLANCO (90 mL c/u)	COLORANTE AZUL DE ÍNDIGO	OZONO	CLORO
EF2	3 L	1	A	+	+	-
			B	+	+	-
			C	+	+	-
			AT	+	-	-
			BT	-	-	-
		2	A	+	+	-
			B	+	+	-
			C	+	+	-
			AT	+	-	-
			BT	-	-	-
		3	A	+	+	-
			B	+	+	-
			C	+	+	-
			AT	+	-	-
			BT	-	-	-
		4	A	+	+	-
			B	+	+	-
			C	+	+	-
			AT	+	-	-
			BT	-	-	-
EF2*	3 L	4	A**	+	+	+
			B**	+	+	+
			C**	+	+	+
ER2*	1 L	4	A***	-	-	+
			B***	-	-	+
			C***	-	-	+

\*muestras tomadas el mismo día para la comparación de los diferentes agentes oxidantes.

\*\*unidades muestrales de 300 mL de agua.

\*\*\*muestras de un litro de agua.

EF2: aguas afluentes del sistema de filtración de la planta 2.

ER2: aguas efluentes del reservorio de la planta 2.

A, B, C: repeticiones

AT/BT: muestras blanco, agua obtenida de los efluentes del sistema de filtración sin tratamiento.

#### 3.4.2. Volumen, puntos de muestreo y cantidad de muestra

- Para las pruebas de efectividad del ozono se tomaron tres muestras de agua efluentes de los filtros de tres litros cada uno y para las pruebas comparativas, muestras de agua efluentes de la planta 2 de un litro cada uno.

- Los muestreos se realizaron a las aguas efluentes del sistema de filtración de la planta 2; y las muestras de agua de un litro fueron colectados del efluente del reservorio que contenían agua potable de la planta 2.
- Las aguas efluentes del sistema de filtración fueron tomadas por cuatro días (en un lapso de un mes aproximadamente y en días diferentes) y en cada muestreo con tres repeticiones (tres muestras de tres litros cada uno); y el último día de muestreo, además se tomaron tres muestras (de un litro cada uno) de aguas efluentes del reservorio, en total fueron sometidas a estudio 15 muestras.

#### **3.4.3. Recipientes para los muestreos**

Los recipientes para los muestreo de aguas efluentes del sistema de filtración fueron baldes de polietileno, con tapa, de una capacidad de tres litros y provisto de un grifo en la parte inferior, los recipientes se desinfectaron previamente al muestreo.

Para el muestreo de aguas efluentes del reservorio se utilizaron frascos de polietileno con tapa rosca, estériles, de un litro de capacidad, conteniendo un mililitro de tiosulfato de sodio al 10% (para evitar la acción microbicida del cloro residual).

#### **3.4.4. Colecta y transporte de las muestras**

Las colectas se realizaron en los grifos dispuestos a la salida del sistema de filtración y del reservorio. Se desinfectó el grifo con alcohol de 90° y se abrió completamente dejando correr el agua durante dos minutos, seguidamente se disminuyó la fuerza del agua para poder tomar el volumen requerido. En caso de la toma de muestra de agua potable se dejó un vacío aproximado de 2,5 cm del borde. Una vez tomada las muestras de agua se rotularon y fueron transportadas en contenedores (*cooler*) con bloques de hielo gel congeladas y protegidas de la luz hacia el laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia de la UNSCH, y posteriormente al laboratorio de Microbiología Ambiental de la Facultad de Ciencias Biológicas de la UNSCH.

### **3.5. Metodología y recolección de datos**

#### **3.5.1. Preparación del colorante azul de índigo**

- La preparación de la disolución concentrada de azul de índigo fue con 0,770 g de trisulfonato potásico de índigo, más un mililitro de ácido fosfórico concentrado todo enrasado a un litro con agua destilada.

- La disolución diluida para poder medir ozono en un rango de 0,2 a 2 mg/L, fue preparada con 400 mL de la disolución concentrada de azul de índigo, más 10 g de  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$  y 1 mL de  $\text{H}_3\text{PO}_4$  y enrasado a un litro con agua destilada.<sup>16</sup>

### **3.5.2. Producción de ozono**

El generador de ozono existente y disponible fue construido e instalado en el Laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. El proceso de producción de ozono se detalla en el Anexo 1.

### **3.5.3. Ozonización de las muestras**

A los recipientes de tres litros se les colocó una manguera con un difusor de piedra pómez, a través del cual se inyectó el ozono, en cada tiempo definido se tomaron 90 mL de muestra de agua y se vertieron en frascos marcados para 100 mL contenidos con 10 mL de azul de índigo. Para cada tiempo de exposición se tomaron tres unidades muestrales de 90 mL cada uno; la primera fue destinada para el análisis del crecimiento de algas, el otro para el análisis del crecimiento de protozoarios, copépodos, rotíferos y nemátodos; y el tercero para medir la concentración de ozono disuelto en el agua y la observación de los organismos de vida libre al microscopio. El agua ya tratada con el ozono a los diferentes tiempos de contacto (0, 1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) fueron llevadas inmediatamente al laboratorio de Microbiología Ambiental de la Facultad de Ciencias Biológicas de la UNSCH para la determinación de la concentración de ozono disuelto y el análisis de la presencia y recuento de organismos de vida libre.

### **3.5.4. Para el tratamiento de ozonización y cloración de las muestras**

- Para la ozonización de las muestras se utilizó la metodología anterior, con la diferencia que se tomaron 270 mL de muestra de agua a los 10 minutos de contacto con el ozono y se vertieron en frascos marcados hasta 300 mL contenidos con 30 mL de azul de índigo.
- Una vez ozonizadas las muestras, se le adicionó a cada uno 11  $\mu\text{L}$  de hipoclorito de sodio al 4,5% y se procedió con el análisis de crecimiento y recuento de organismos de vida libre.

### **3.5.5. Para el tratamiento con cloro gas**

- La cloración lo realizan a las aguas efluentes del sistema de filtración en la planta de tratamiento de agua potable Quicapata.

- Las aguas son conducidas por tubos, donde se efectúa la inyección al vacío con cloro gas mediante el equipo clorador, en dirección al reservorio de la planta 2.
- Las muestras de agua clorada de un litro cada uno, fueron tomadas de las aguas afluentes del reservorio.

### **3.5.6. Análisis de las muestras de agua**

#### **a. Determinación del número de algas viables**

Las muestras sometidas a la acción del ozono, ozono más cloro, cloro gas y testigos y fueron procesadas por la técnica de filtración al vacío con filtros de membrana de celulosa de 0,45 µm de diámetro de porosidad, en el equipo se filtraron 90 mL de muestra.

Se retiraron los filtros de membrana con pinzas estériles para colocarlo en las placas Petri conteniendo agar f2 de Gullard y Ryther, incubados con luz artificial constante por medio de focos de 2 500 lux a una temperatura de 25°C por un espacio de 14 días para el recuento de colonias.<sup>35</sup>

#### **b. Determinación del número de protozoarios, copépodos, rotíferos y nemátodos viables**

Se utilizó la metodología anterior, con la diferencia de que los filtros de membrana se colocaron en placas Petri contenidas con Agar *Malt Yeast Extract* (agar extracto de malta y levadura) y se incubaron a 25°C por 7 días para el recuento de colonias.

#### **c. Observación al microscopio de los organismos de vida libre**

- Los volúmenes sometidas a sedimentación fueron: para el tratamiento con ozono expuestas a los diferentes tiempos de exposición (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos de ozono en contacto con el agua) y un blanco (agua proveniente del sistema de filtración sin tratamiento), muestras de 90mL cada uno; para el tratamiento de ozono más cloro, muestra de 300 mL; y para el tratamiento con cloro gas de un litro.
- Se dejaron sedimentar por un espacio de 24 horas, se decantaron y los volúmenes restantes se colocaron en tubos de ensayo y centrifugados a 2 500 rpm por cinco minutos, se decantaron nuevamente obteniéndose entre 400 a 500 µL de sedimento aproximadamente.
- Del sedimento del tubo de ensayo, se tomó exactamente 50 µL y fue colocado sobre una lámina porta objetos y cubierto con la laminilla y este fue llevado al microscopio compuesto para su lectura y conteo de los organismos de vida

libre. Para el conteo se observaron todos los campos microscópicos contenidos en la laminilla.

#### **d. Medición de la concentración de ozono en el agua**

Para la cuantificación del ozono disuelto en fase líquida, se extrajo una alícuota de 90 mL (V) en un recipiente de vidrio marcado hasta 100 mL, contenida con los 10 mL de azul de índigo y se procedió a la determinación de la absorbancia (B) de la muestra en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 600 nm. Paralelamente se realizó el análisis de muestras testigo (A) de índigo, siendo las lecturas de agua sin ozono.<sup>36</sup>

La concentración de ozono en el agua problema, es expresada en mg/L y se obtiene de la diferencia de lecturas de absorbancia de la muestra testigo y del agua con azul de índigo, según la expresión:

$$\frac{mg}{L} \text{ de } O_3 = 100 \frac{(A - B)}{0,42 * V}$$

El factor 0,42 está basado en el cambio de absorbancia a 600 nm producido por la adición de un mol de  $O_3$  por litro de agua.<sup>16</sup>

#### **e. Cálculo de la remoción de organismos de vida libre**

El cálculo de remoción de los organismos de vida libre por efecto de los diferentes tratamientos se realizó por medio de la siguiente formula:

$$\% \text{ de remoción} = 100 - \frac{A \times 100}{T}$$

Dónde:

A: número de colonias de organismos de vida libre registrados de las muestras de agua tratadas con los agentes oxidantes.

T: número de colonias de organismos de vida libre registrados de las muestras blanco.

### **3.5.7. Recolección de datos de los parámetros fisicoquímicos**

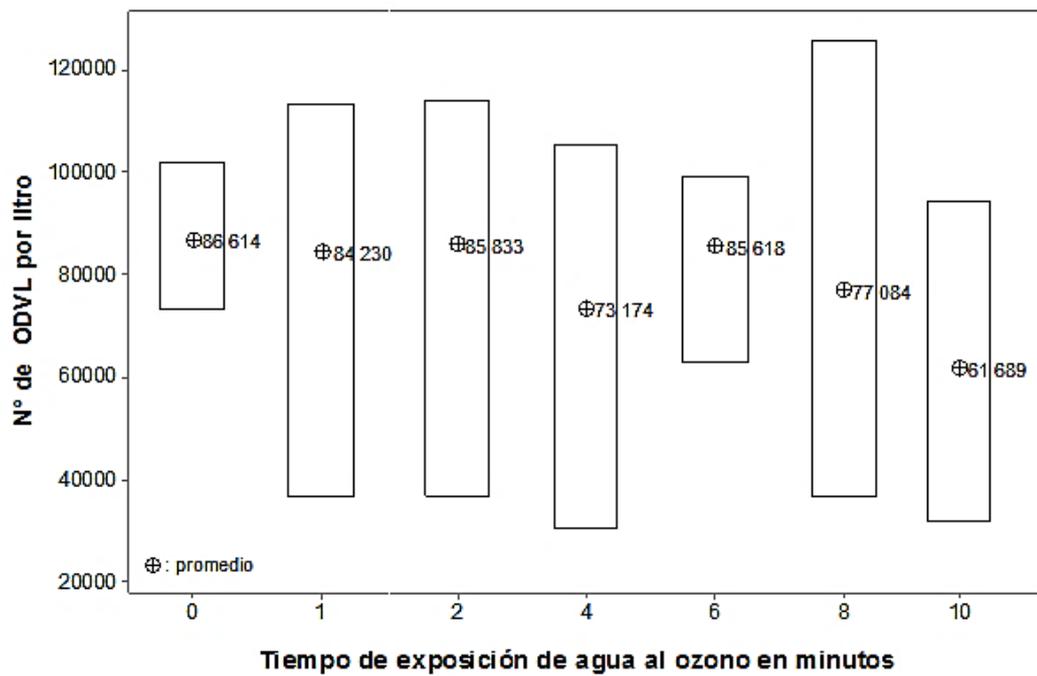
Los resultados de los análisis fisicoquímicos del agua potable utilizados en la investigación, fueron proporcionados por el Laboratorio de Control de Calidad SEDA – AYACUCHO, cuya data se reporta en los Anexos 2 y 3.

### **3.6. Análisis de datos**

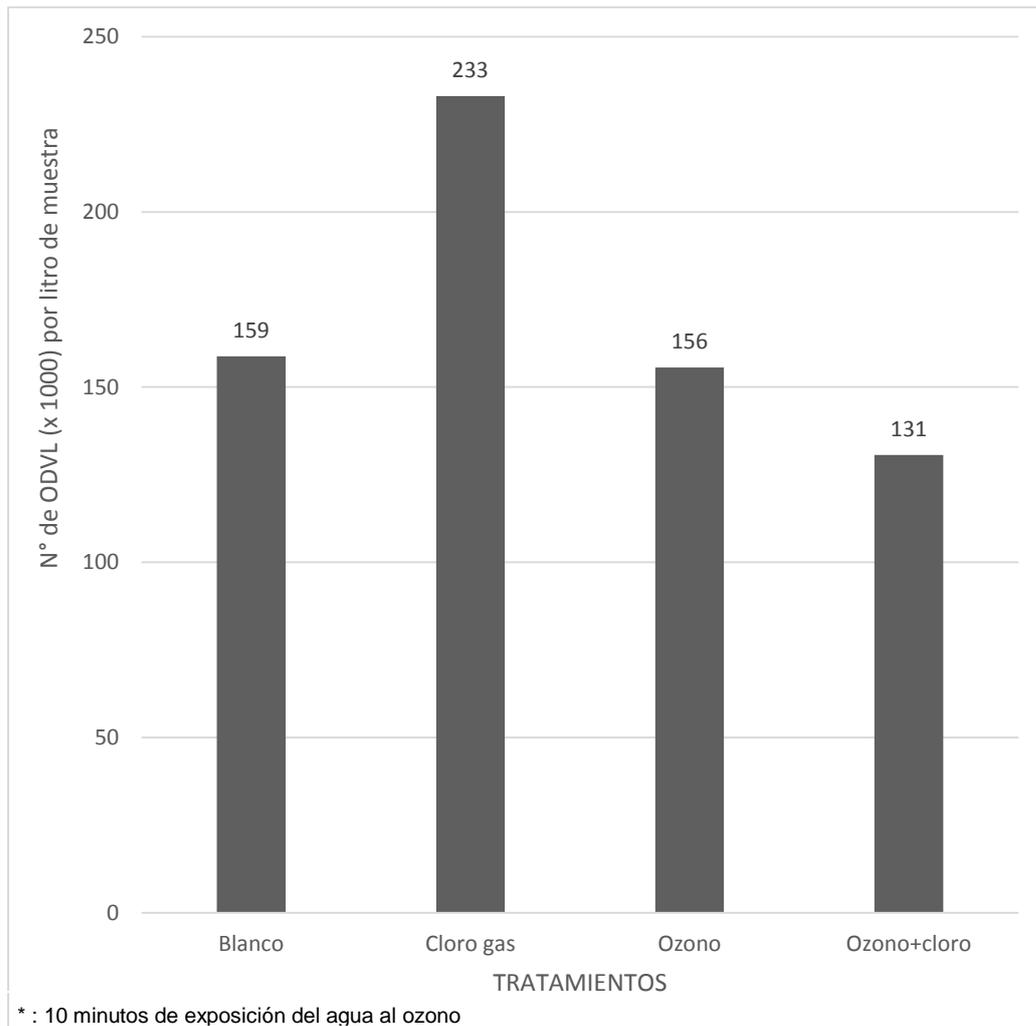
Los datos de la investigación fueron sometidos a un análisis de varianza (ANVA) con la finalidad de demostrar las diferencias estadísticas entre las medias, para lo cual se realizó previamente la prueba de normalidad Kolmogorov – Smirnov con la finalidad de verificar si los datos presentan una distribución normal. Las diferencias intergrupales se analizaron por la prueba de Tukey, siendo los datos

adecuados a un diseño de bloques completamente ramdonizado (DBCR), en seis grupos o tiempos de contacto de tres repeticiones cada uno, cuyo modelo es aditivo lineal. Para el estudio se aplicó un nivel de confianza de ( $p < 0,05$ ); el software empleado para el análisis estadístico fue Minitab 18. Los resultados se presentaron comparativamente en figuras estadísticas y tablas.

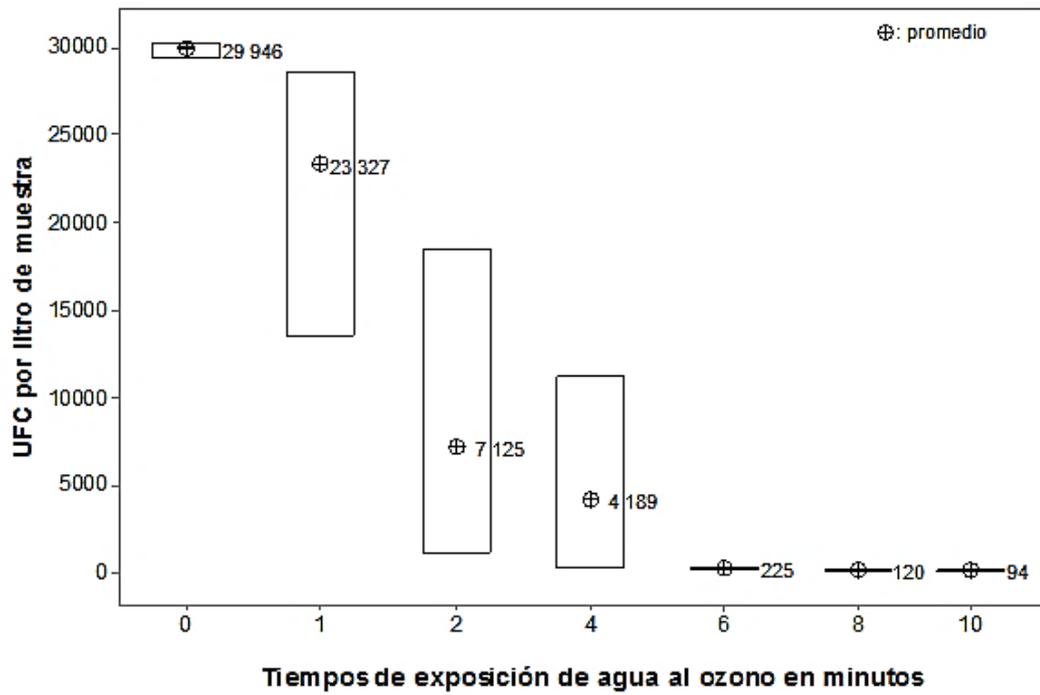
#### **IV. RESULTADOS**



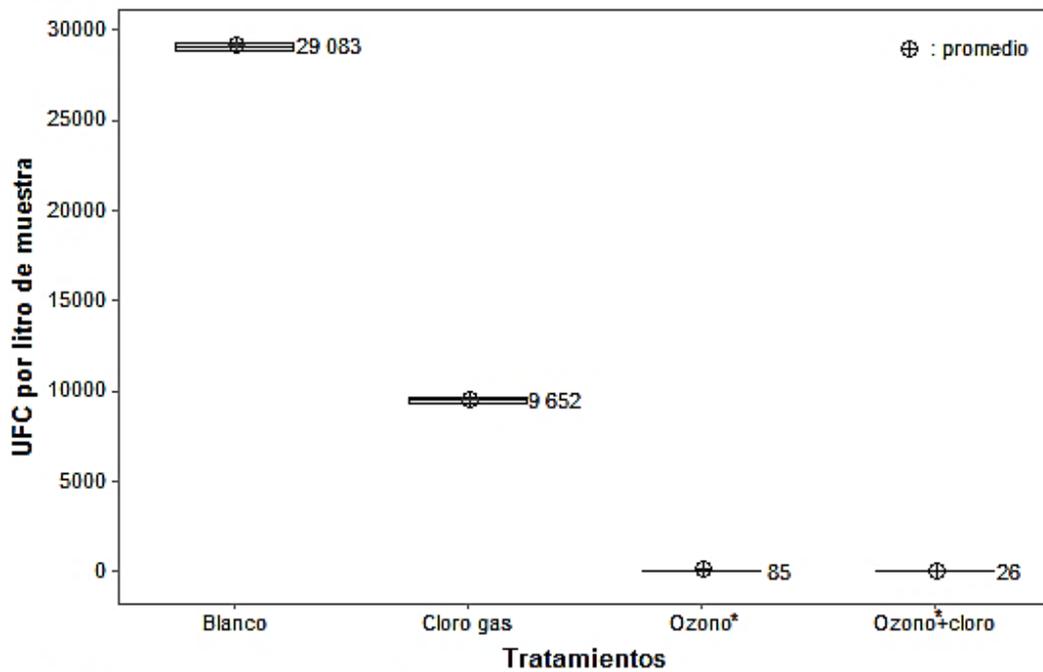
**Figura 1.** Valores promedios, mínimos y máximos del recuento directo de organismos de vida libre (ODVL), presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la planta de tratamiento de agua potable (PTAP) de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



**Figura 2.** Número de ODVL obtenidos por recuento directo en aguas efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.

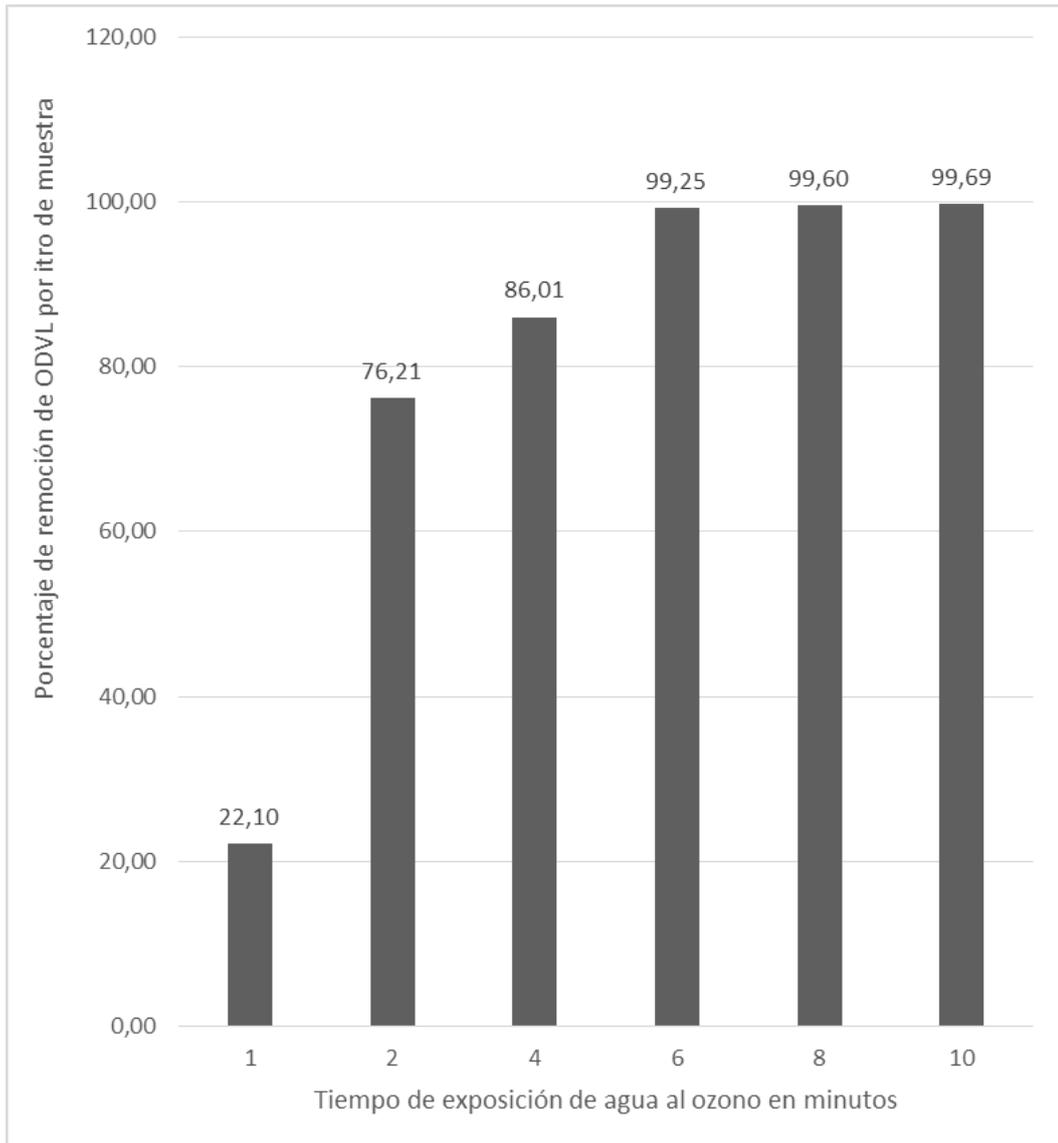


**Figura 3.** Valores promedios, mínimos y máximos de las unidades formadoras de colonias (UFC) de microalgas, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.

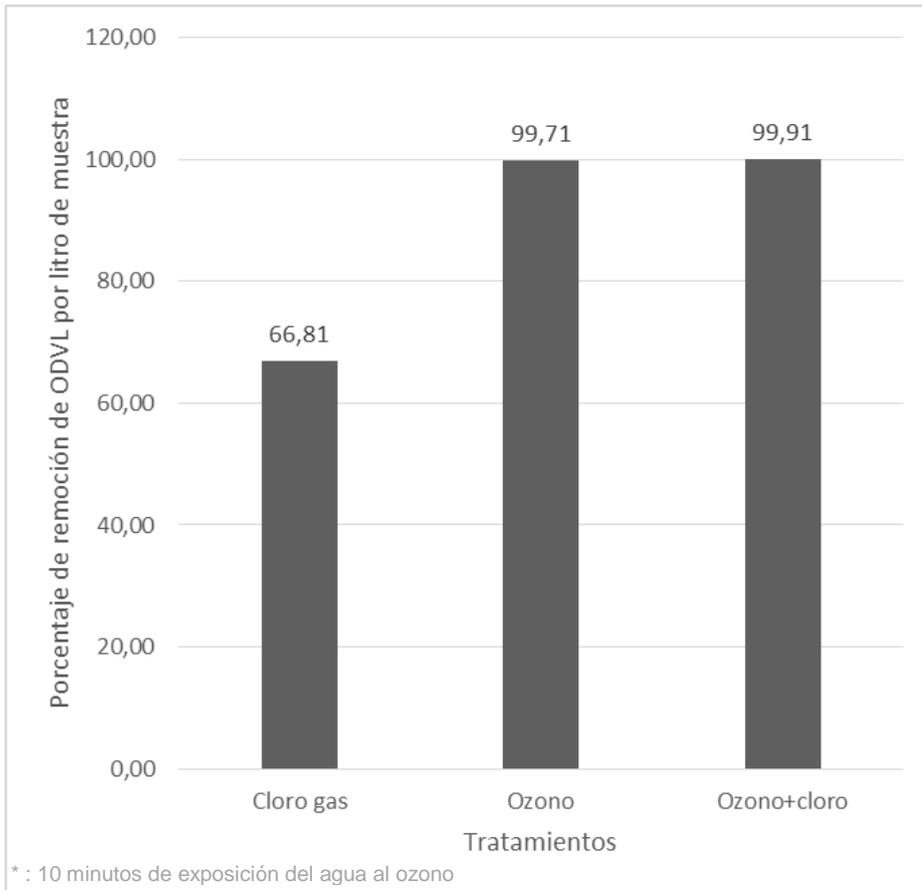


\* : 10 minutos de exposición del agua al ozono

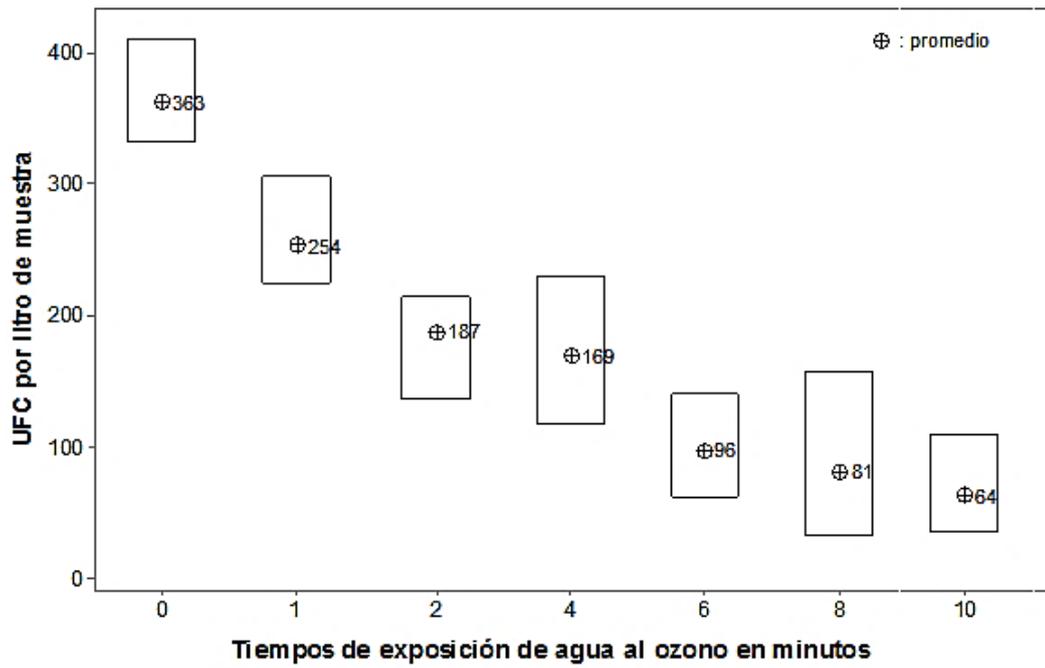
**Figura 4.** Valores promedios, mínimos y máximos de las UFC de microalgas, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



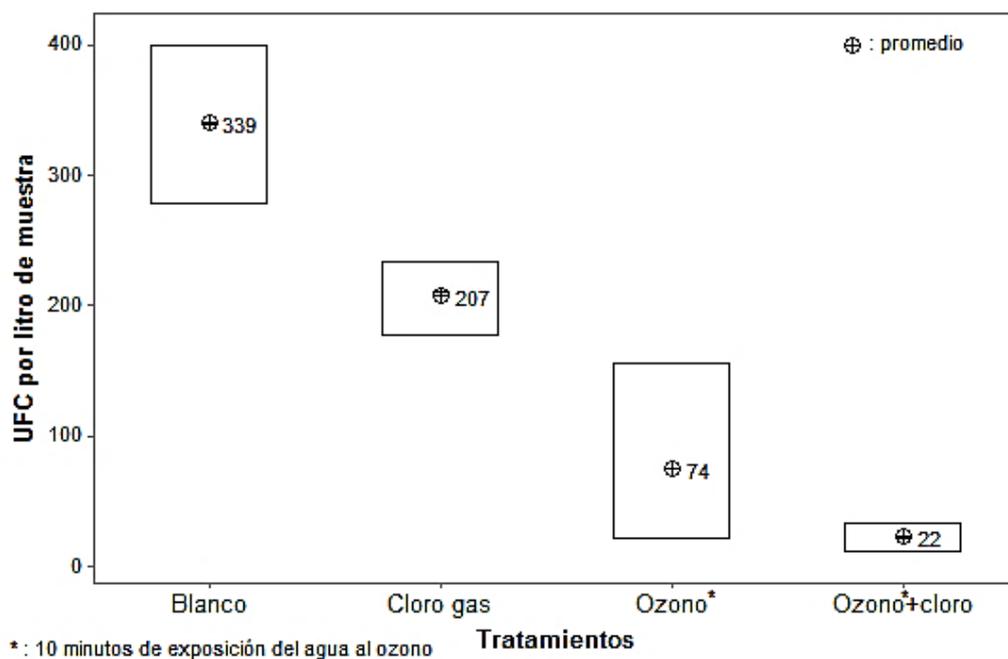
**Figura 5.** Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de microalgas), presentes en aguas provenientes de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



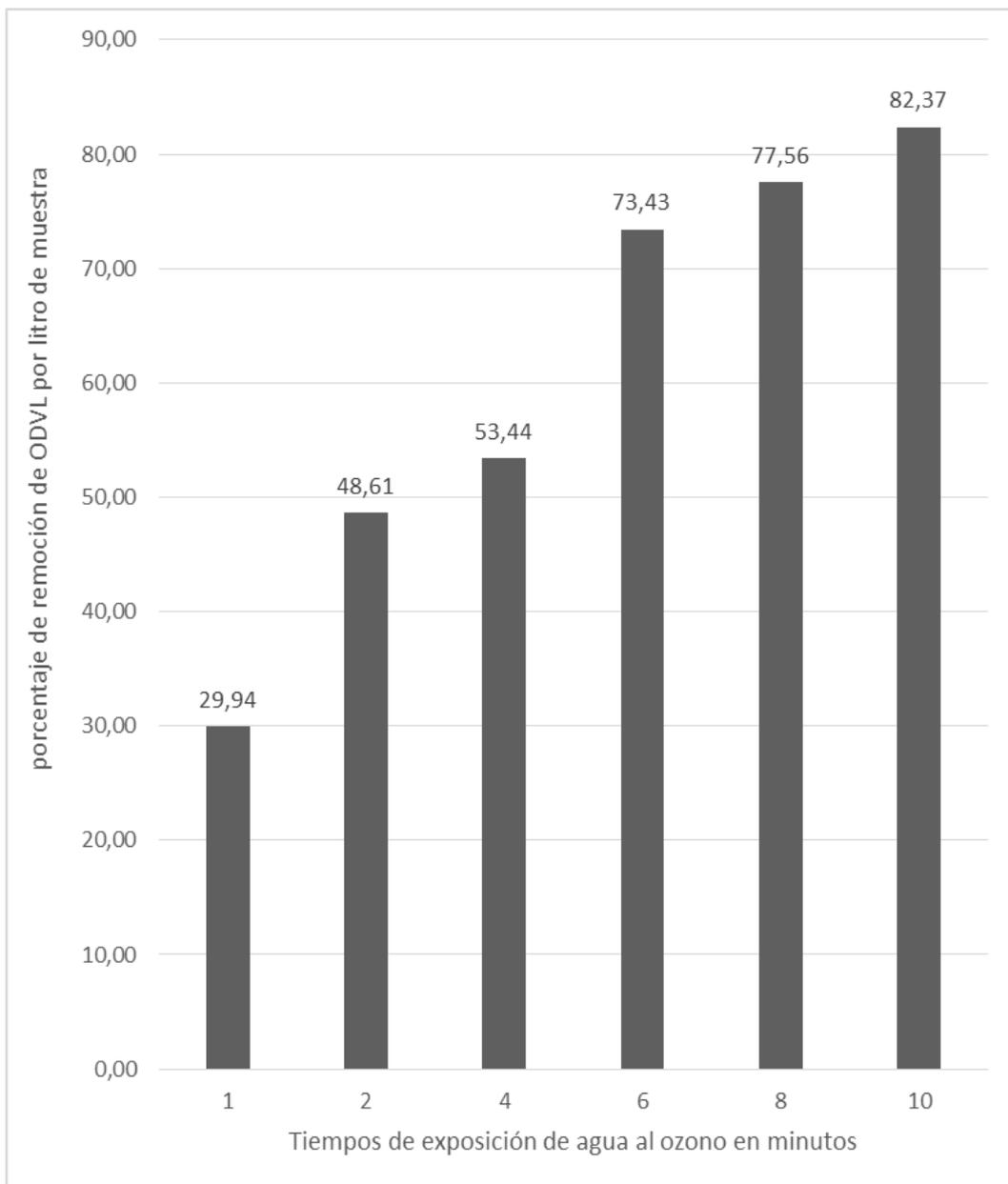
**Figura 6.** Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de microalgas), presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



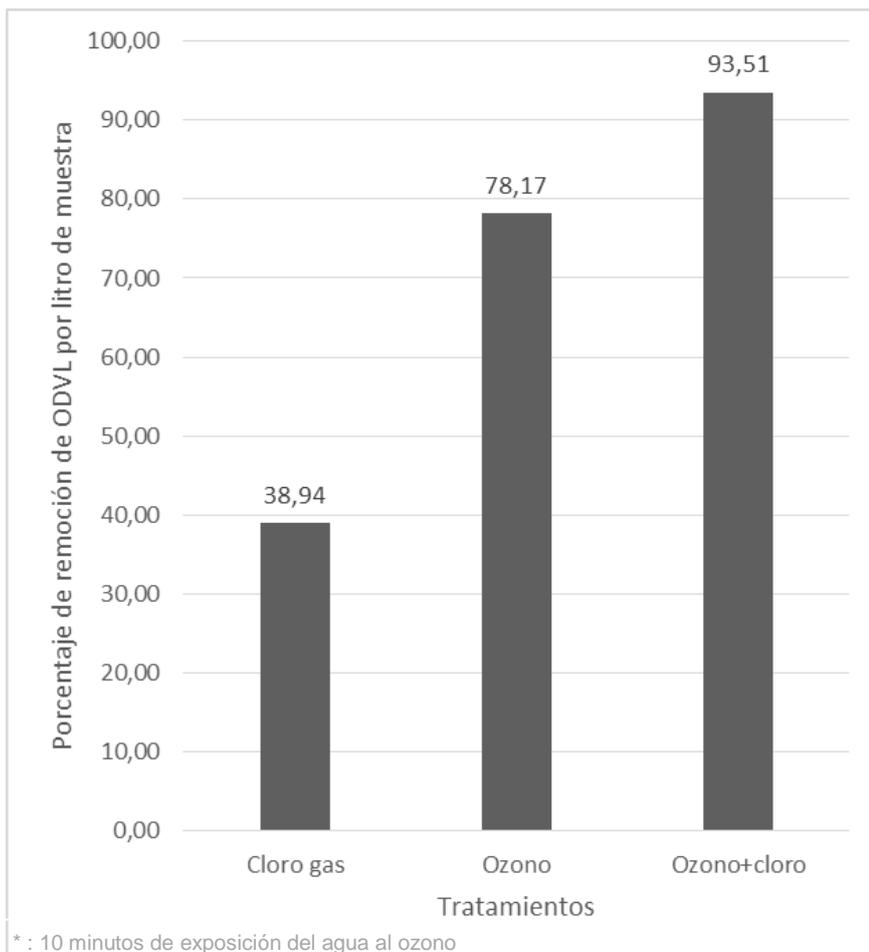
**Figura 7.** Valores promedios, mínimos y máximos de las UFC de mohos, bacterias y levaduras, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



**Figura 8.** Valores promedios, mínimos y máximos de las UFC de mohos, bacterias y levaduras, presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



**Figura 9.** Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de mohos, bacterias y levaduras), presentes en aguas provenientes de los efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata, sometidas a tratamiento con ozono. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



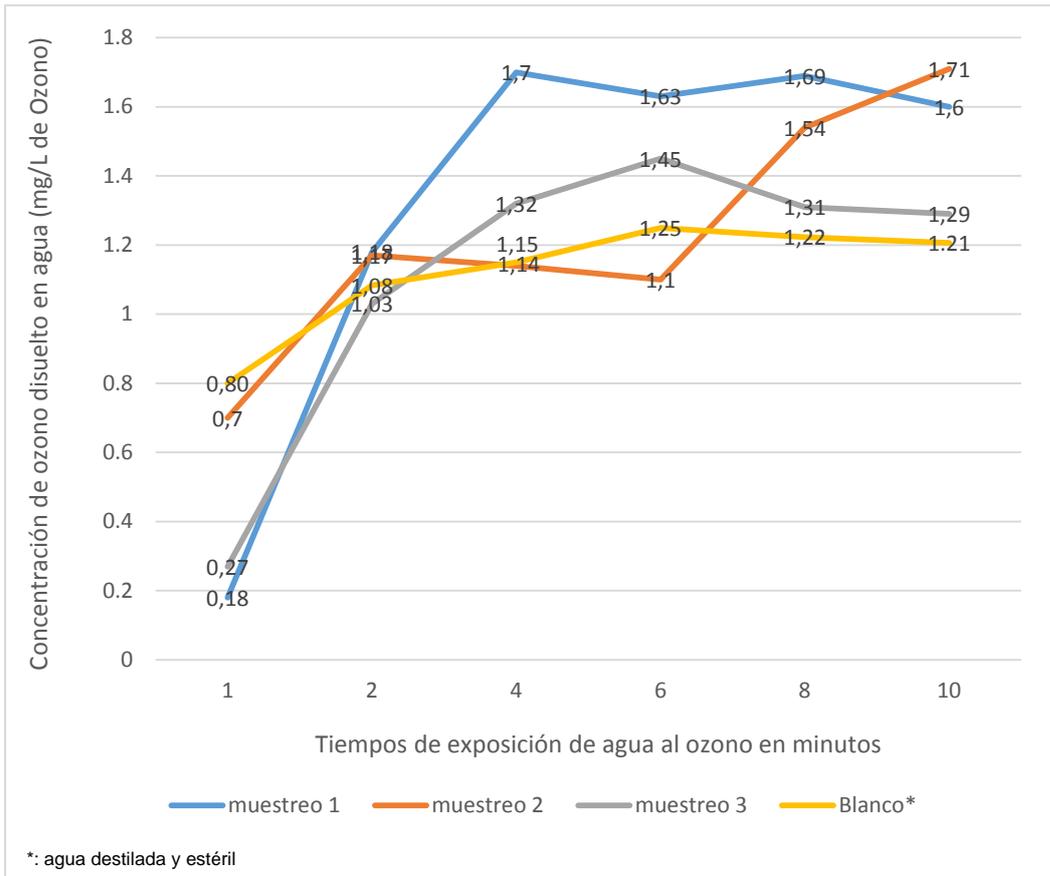
**Figura 10.** Porcentaje de remoción de ODVL (UFC de mohos, bacterias y levaduras), presentes en aguas de los efluentes del sistema de filtración y reservorio de la planta 2, sometidas a diversos tratamientos de desinfección. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.

**Tabla 5.** Resultados de los parámetros fisicoquímicos (turbiedad, pH y conductividad). Análisis realizado a las aguas efluentes del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.

<b>PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS</b>			
<b>MUESTREO</b>	<b>Turbiedad (NTU)</b>	<b>pH</b>	<b>Conductividad (<math>\mu</math>s/cm)</b>
<b>M1</b>	1,36	6,84	251,0
<b>M2</b>	1,71	7,29	247,0
<b>M3</b>	1,00	7,80	256,0

Dónde: M 1 = muestreo del 19 de noviembre, M 2 = muestreo del 22 de noviembre; y M 3 = muestreo del 04 de diciembre

Fuente: Departamento de Control de Calidad – SEDA AYACUCHO



**Figura 11.** Concentración de ozono disuelto en agua de los diferentes tiempos de exposición, aguas provenientes del efluente del sistema de filtración de la planta 2 de la PTAP Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.

## V. DISCUSIÓN

En la figura 1 se muestran los promedios, mínimos y máximos de los datos obtenidos del recuento directo al microscopio de organismos de vida libre (ODVL), se aprecia que los números son muy variantes, que no obedecen a cantidades lógicas y/o coherentes, los cuales no permiten definir una tendencia a disminución de estos organismos en función al tiempo de exposición con el ozono ( $p = 0,805$ ). Al respecto, Fernández et al (2010) señalan que el ozono ataca directamente los dobles enlaces de los lípidos que se encuentran en la membrana y otras moléculas, pero esto vendría hacer solo el inicio del proceso de muerte;<sup>3</sup> teniendo en cuenta ello, la lisis ocurriría después de la pérdida de viabilidad del organismo y los individuos contados en la observación directa no sería un resultado que indique la acción definitiva del ozono, al no estar seguro de la integridad de las células se realizaron cultivos para demostrar que los organismos solo perdieron la viabilidad para poder reproducirse, pues el ozono no tendría la capacidad de destruir la estructura de los ODVL.

En la figura 2 se muestra una comparación del recuento directo de los ODVL presentes en los efluentes del sistema de filtración (se aplicaron ozono y ozono más cloro) y del efluente del reservorio (agua tratada con cloro gas), en el que tampoco se observaron diferencias entre los tratamientos; se aprecia que las muestras tratadas con cloro gas presentan el valor más alto ( $233 \times 10^3/L$  de ODVL) en comparación a las aguas afluentes del sistema de filtración (blanco), este incremento podría ser por la falta de mantenimiento de los reservorios o de las tuberías de conducción, Cáceres (2018) señala que existen microorganismos heterotróficos que habitan en los reservorios de agua creando biopelículas y además que serían más resistentes a la desinfección con cloro libre<sup>8</sup>, también pudieron interferir otros componentes (materia orgánica, iones, metales y sales) presentes en el agua de los efluentes de los filtros, así el cloro no tendría la

misma acción microbicida contra todos los microorganismos que podrían encontrarse en el líquido; la muestra tratada con el ozono ( $156 \times 10^3/\text{L}$  de ODVL) no presenta diferencias con el blanco ( $159 \times 10^3/\text{L}$  de ODVL), probablemente por la elevada carga microbiana inicial y a otros compuestos que podrían estar presentes en el agua, asimismo los ODVL podrían estar muertos pero su estructura celular intacta, por lo que en el recuento directo no se podía diferenciar entre una célula viable y una no viable; la combinación del ozono más el cloro ( $131 \times 10^3/\text{L}$  de ODVL) crean una sinergia y a ello le atribuimos el resultado con menor cantidad de microorganismos contados en observación directa. Lo hallado se debe a que los agentes oxidantes utilizados como tratamientos no pueden causar daño en las estructuras de los ODVL, a pesar de que el ozono es 20 veces más oxidante que el ácido hipocloroso<sup>7</sup> y por ello el recuento tan elevado y la ausencia de diferencia entre los tratamientos aplicados.

En la figura 3 se muestran los valores promedio, mínimos y máximos del recuento de las unidades formadoras de colonias (UFC) de microalgas por litro de muestra, donde se evaluó la viabilidad de los ODVL, se observa una diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) entre los tiempos de exposición del agua al ozono con el blanco (con  $29\,946/\text{L}$  de UFC), la disminución de la viabilidad es más resaltante a partir del minuto 6 de aplicación de ozono (con  $225/\text{L}$  de UFC), seguidamente del minuto 8 (con  $120/\text{L}$  de UFC) y el minuto 10 (con  $94/\text{L}$  de UFC), nuestros resultados son similares al de Mendiara (2013) quien obtuvo resultados satisfactorios a partir del minuto 6<sup>1</sup>. Se debe tener en cuenta la concentración inicial de microorganismos, como aporte (al no encontrar antecedentes previos a la investigación de la acción del ozono sobre ODVL, hacemos referencia a otros trabajos similares que demostraron el efecto oxidante del ozono en otros organismos y que podrían ser aplicados para nuestro caso) tenemos que Lozano et al (2010) obtuvieron una remoción total al contar con  $1\,760 \text{ UFC}/100 \text{ mL}$  de coliformes totales, pero al tener una concentración mayor de  $3\,440 \text{ UFC}/100 \text{ mL}$  obtuvieron solo una remoción del 93,13%.<sup>4</sup> Es de esperar que al tener mayor cantidad de microorganismos y otros contaminantes el ozono no tendría el mismo efecto microbicida, la disolución y acción no llegaría uniformemente a todas las células, por ello es que no se logró una remoción total de los ODVL. Además se observa en la figura 3 una notoria diferencia entre los tres muestreos, pues la carga de ODVL varía de un día a otro

por las condiciones ambientales y las características propias de las aguas superficiales, es importante mencionar que en los análisis estadísticos existen una diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) entre los días de muestreos (considerados bloques en el ANVA), es por ello que se realizó el muestreo en días diferentes para poder conocer la variabilidad de los resultados y llegar a determinar la concentración de ODVL y el tiempo de contacto que podría remover la mayor cantidad de ODVL presentes en el agua en cualquier época del año.

En la figura 4 se presenta una comparación de las UFC de microalgas, obtenidos de un muestreo con tres repeticiones cada uno, presentes en las aguas efluentes del sistema de filtración (inicialmente se extrajo el blanco y después se aplicaron ozono por 10 minutos y ozono (10 min) más hipoclorito de sodio (0,5 ppm)) y de los efluentes del reservorio (agua tratada con cloro gas). Las muestras aplicadas con cloro gas (9 652/L de UFC), presentaron una diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) con los valores del blanco (29 083/L de UFC); del mismo modo con los valores obtenidos de las muestras sometidas al tratamiento con ozono (85/L de UFC) y de la combinación del ozono más el cloro (26/L de UFC). Nuestros valores coinciden con lo mencionado por Merma et al (2015) quienes señalan que el ozono es superior frente a los compuestos del cloro, además de su capacidad de penetración y bloqueo de las rutas metabólicas o respiratorias,<sup>7</sup> ello indicaría la disminución de la viabilidad de las microalgas pues la remoción es notoria en comparación con el número inicial de la carga microbiana, además de que la combinación del cloro y el ozono es favorable para su eliminación, este tratamiento vendría a ser uno de los recomendados por su eficiente acción alguicida.

En la figura 5 se muestran los porcentajes de remoción de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra, observándose que en el minuto 6, 8 y 10 obtuvieron una remoción del 99,25%, 99,60% y 99,69% respectivamente; son los resultados más relevantes a diferencia de los otros tiempos de exposición. En comparación con lo hallado por Lozano et al (2010) quienes teniendo una elevada carga microbiana obtuvieron solo una remoción del 93,13% para coliformes totales y 99,17% para coliformes fecales<sup>4</sup>, en la investigación no se llegó a una remoción total, pues la cantidad inicial de organismos presentes en las muestras fueron numerosos.

En la figura 6 se observan los porcentajes de remoción de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra de los diferentes tratamientos; la

remoción con cloro gas se logró al 66,81%, con el ozono al 99,71% y de la combinación de ozono más cloro al 99,91%. No se obtuvo una remoción total, pero si resultados satisfactorios, el tratamiento con ozono demuestra ser superior en remoción frente a las muestras tratadas con cloro gas, coincidiendo con lo señalado por Merma et al (2015).

En la figura 7 se muestran los valores promedio, mínimos y máximos del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra, se observa una diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) entre los tiempos de exposición y el blanco (con 363/L de UFC), la disminución del número de células viables fue resaltante a partir del minuto 6 de exposición del agua al ozono (con 96/L de UFC), seguidamente del minuto 8 (con 81/L de UFC) y el minuto 10 (con 64/L de UFC). El descenso de la viabilidad de los ODVL podría deberse a que el ozono reacciona con relativa facilidad sobre los compuestos insaturados presentes en la membrana de los microorganismos y otras moléculas como los grupos SH de las proteínas, limitando su funcionalidad y causándole la muerte como lo mencionan Fernández et al (2010); además las células muertas pueden generar un efecto protector sobre las otras células que no fueron afectadas por el ozono o pueden generar la formación de compuestos a partir de la descomposición del ozono y con ello disminuir el poder oxidante del gas<sup>3</sup>, lo que justificaría la ausencia de diferencias entre los últimos tres tiempos de exposición (anexo 21). La presencia de lípidos con insaturaciones en la membrana pueden reaccionar con el ozono y generar productos como peróxidos, hidroperóxidos, aldehídos y otras compuestos lipídicos provocando la muerte microbiana después de que se agotara el ozono disuelto en el agua.<sup>3</sup> A este efecto le atribuimos la disminución de colonias en función al tiempo de contacto del agua con el ozono, a pesar de que se podían observar células integra en el recuento directo al microscopio, la mayoría de estas ya habían perdieron viabilidad por acción del tratamiento o por los subproductos generados, entonces si se aplicara más tiempo de exposición se podría lograr una remoción total de los organismos y además de tener un efecto residual por parte de los subproductos de la reacción.

En la figura 8 se presenta una comparación de las UFC de mohos, bacterias y levaduras, obtenidos de un muestreo con tres repeticiones cada uno, presentes en las aguas efluentes del sistema de filtración (inicialmente se extrajo la muestra blanco y después se aplicaron ozono por 10 minutos y ozono (10 min) más hipoclorito de sodio (0,5 ppm)) y de los efluentes del reservorio (agua

tratada con cloro gas). Las muestras que fueron tratadas con cloro gas presentaron 207/L de UFC, valores que no presentan diferencia significativa (anexo 24) con los del blanco (339/L de UFC); a diferencia de lo obtenido con el tratamiento de ozono (74/L de UFC) y la combinación del ozono más cloro (22/L de UFC) que si fueron diferentes estadísticamente ( $p < 0,05$ ) con el blanco. De acuerdo al aporte que realiza Cáceres (2018) señalando que existen microorganismos Gram negativos que habitan en las cisternas, en los reservorios y en las superficies de las cañerías de agua, creando una biopelícula cuando las condiciones son favorables, además que los microorganismos heterotróficos son más resistentes a la desinfección con cloro libre que las bacterias Gram negativas.<sup>8</sup> Ello avala el hecho de encontrar tantos ODVL viables en las muestras que fueron tratadas con cloro gas, además de que hubieran más organismos que en las muestras blanco, a este resultado le podemos atribuir que éstos se reprodujeron en los reservorios formando biopelículas en los bordes y al incrementar el contenido de agua se llegaron a mezclar.

En la figura 9 se muestran los porcentajes de remoción de las UFC de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra, observándose que el minuto 6, 8 y 10 obtuvieron una remoción del 73,43%, 77,56% y 82,37% respectivamente. Semejantes a los resultados obtenidos por Mendiara (2013) quien señala que al inicio de la ozonización no observó diferencias en la inactividad microbiana, siendo recién a los 6 minutos donde empezó la acción del agente oxidante y con ello el descenso del número de microorganismos viables.

En la figura 10 se observan los porcentajes de remoción de las UFC de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra de los diferentes tratamientos; con cloro gas se obtuvo una remoción del 38%, con el ozono un 78,17% y de la combinación de ozono más cloro un 93,51%. A pesar de que no se obtuvo una remoción total, los resultados son convenientes, coincidiendo con Merma et al (2015), pues el ozono resultó ser más efectivo que el cloro gas.

En la tabla 5 se muestran los resultados de los parámetros fisicoquímicos (anexo 2 y 3) de los tres días que se efectuaron los muestreos, los análisis fueron realizados a las aguas efluentes del sistema de filtración de la planta 2, los valores presentados corresponden: para el muestreo 1 una turbiedad de 1,36 NTU, un pH de 6,84 y una conductividad de 251,0  $\mu\text{s}/\text{cm}$ ; para el muestreo 2 una turbiedad de 1,71 NTU, un pH de 7,29 y una conductividad de 247,0  $\mu\text{s}/\text{cm}$ ; y

finalmente para el muestreo 3 una turbiedad de 1 NTU, un pH de 7,8 y una conductividad de 256,0  $\mu\text{s}/\text{cm}$ . La variación de los resultados vendrían hacer por las condiciones ambientales y las características propias de las aguas superficiales, por lo cual se realizaron los muestreos en días diferentes para conocer la variabilidad de los resultados y así establecer la concentración de ozono disuelto en el agua y el tiempo de contacto que podría remover la mayor cantidad de ODVL presentes en el agua en cualquier temporada del año.

En la figura 11 se observan las concentraciones de ozono disuelto en el agua presentes en 90 mL de muestra cada uno. Las muestras tratadas con ozono fueron provenientes de las aguas efluentes del sistema de filtración de la planta 2 expuestas a los diferentes tiempos de contacto con el ozono (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) y además de contar con un blanco (agua destilada y estéril). La variación de la disolución del ozono en el medio líquido se debe a los parámetros fisicoquímicos.<sup>36</sup> Analizando conjuntamente con los resultados de la tabla 5, se observa que el pH del muestreo 3 presentó el valor más alto y por ello la menor disolución de ozono en el medio acuoso, se conoce que la solubilidad del ozono se incrementa en pH ácidos y cuando el agua va acercándose hacia la alcalinidad no permite la disolución del gas y llega a una descomposición más rápida en el medio<sup>36</sup>; en caso de la turbiedad, se observó que el muestreo 2 tenía el valor más elevado, la cual influyó a que la concentración de ozono disuelto en el agua fuera mínima, pero a partir del minuto 6 empieza a incrementar y obtiene uno de los valores más altos de ozono presente en el agua, lo que indica que el ozono tiende a oxidar primero a los componentes presentes en el agua (materia orgánica, microorganismos, entre otros), considerado como una demanda inicial de ozono<sup>15</sup>; respecto a la conductividad, el muestreo 3 tenía el valor más alto, compartiendo el mismo fenómeno que el parámetro anterior. Asimismo se debe tener presente que no solo es un factor que influye en la disolución del ozono en el agua, la combinación de un pH alcalino, una conductividad y turbiedad elevada influyen en la variación de solubilidad del gas.

Además la figura 11 ayuda a comprender la eficiencia que tuvo el ozono frente a la carga microbiana en los diferentes muestreos, con solo 1,6 mg/L de  $\text{O}_3$  a los 6 minutos se observaron resultados favorables en comparación con los resultados con los obtenidos por Mendiara (2013), quien utilizó 31,2 mg/L  $\text{O}_3$  durante 6 minutos y 71,0 mg/L  $\text{O}_3$  por 15 minutos de tratamiento con una remoción de

99,99994%.<sup>1</sup> Nosotros obtuvimos resultados satisfactorios con una dosis mucho menor, presentando una remoción entre el 82,37% al 99,69% con 10 minutos de exposición a una dosis de 1,71 mg/L O<sub>3</sub>, lo cual indica que sí se aplicara más tiempo se podría obtener una remoción total de los ODVL.

También se aprecia en la figura 11 que el blanco (agua destilada y estéril) presenta valores más bajos pero constantes, a ello le atribuimos la interferencia del H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> producido por la acción del ozono en el medio acuoso. El agua se disocia inicialmente en 2 radicales hidroxilos, por la continuidad de la inyección del oxidante se llegan a formar peróxidos de hidrogeno, y la reacción concluye con la producción de oxígeno y agua (descomposición del ozono).<sup>13</sup> Las interferencias típicas para la determinación de la concentración de ozono disuelto en agua por el método colorimétrico con azul de índigo es la presencia de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, el cual llega a reaccionar con el ozono e interferir con los resultados<sup>20</sup>.

Para la elección del punto de muestreo se tomó en cuenta lo señalado por Veliz et al (2010), quienes indican que la mejor opción para la aplicación del ozono es después de la etapa de floculación, pues la combinación de estos dos métodos ayuda en la remoción de los contaminantes en un 16 y 35% superior a una preozonización.<sup>2</sup> El ozono al ser un agente altamente oxidante se debe de aplicar en aguas limpias para potenciar su acción desinfectante y por esa razón se determinó que las tomas de muestras se realizaran a las aguas efluentes del sistema de filtración. Cabe resaltar que éste es el último proceso físico para la remoción de ODVL, y de acuerdo a los resultados obtenidos en la investigación, los procesos anteriores (coagulación, floculación y decantación) no estarían cumpliendo la remoción de contaminantes y por ello el sistema de filtración no sería eficiente. A pesar de la carga microbiana inicial se obtuvieron resultados satisfactorios con la inyección de ozono a diferencia del tratamiento con cloro gas.

El ozono es una buena opción para el tratamiento de aguas, como lo menciona Janampa (2012), quien indica que la utilización de ozono es efectivo como agente oxidante para la eliminación de microorganismos, con la ventaja de no producir compuestos residuales nocivos y así considerando al ozono como una tecnología limpia.<sup>9</sup> Compartiendo la idea del investigador llegamos a la conclusión de que el ozono es el mejor agente oxidante con una remoción del 82,37% para mohos, levaduras y bacterias y para microalgas una remoción del 99,69%, son resultados propicios teniendo en cuenta la cantidad inicial de

ODVL, finalmente para potenciar el efecto microbicida de los agentes oxidantes se obtiene la sinergia creada del ozono más cloro obteniendo una remoción de 93,51% para mohos, levaduras y bacterias y para microalgas una remoción del 99,91%. Queda demostrado el poder oxidante de este agente y la acción que pueden llegar a tener en el tratamiento de aguas para consumo humano.

## VI. CONCLUSIONES

1. Se obtuvo una remoción de 99,69% para microalgas y 82,37% para mohos, bacterias y levaduras, en 10 minutos de tratamiento con ozono a una concentración de 1,71 mg/L.
2. Los parámetros fisicoquímicos influyen directamente en la solubilización del ozono con el agua, por ello fueron evaluados después del proceso de filtración para demostrar la interferencia y disminución de su potencial desinfectante.
3. La dosis (mg/L) de ozono utilizada en el experimento fue de 0,2 g/min, alcanzando una solubilidad máxima de 1,71 mg/L a los 10 minutos de inyección del ozono en el agua.
4. El tiempo de contacto del agua con el ozono para la remoción de ODVL se estima a partir del minuto 2 para microalgas y a partir del minuto 6 para mohos, bacterias y levaduras ( $p < 0,05$ ).

## **VII. RECOMENDACIONES**

1. Realizar más investigaciones sobre el efecto microbicida del ozono en organismos de vida libre, utilizando más tiempo de exposición y una dosis más elevada para poder alcanzar el 100% de remoción de los contaminantes del agua.
2. Se recomienda la combinación de dos desinfectantes como el ozono y cloro para una mejor acción microbicida, ambos agentes generan una sinergia para la mortalidad de los organismos de vida libre que podrían estar presentes en el agua.
3. Se recomienda realizar más investigaciones sobre la combinación del cloro y ozono para conocer el costo beneficio de la utilización de ambos agentes oxidantes en una planta de tratamiento de agua potable.
4. Se recomienda realizar investigaciones sobre los sub productos generados por la desinfección con el ozono, debido a que algunas microalgas (en especial las cianobacterias) después de la muerte liberan toxinas al medio donde se encuentran.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Mendiara S. Inactivación de *Escherichia coli* presente en aguas de salida de depuradora mediante cloración y procesos de oxidación avanzada. Universidad de Zaragoza, Escuela de Ingeniería y Arquitectura. España. 2013.
2. Véliz E, Llanes JG, Fernández LA, Bataller M. Evaluación de la eficiencia de los procesos de coagulación-floculación y ozonización a escala de laboratorio en el tratamiento de aguas residuales municipales. CENIC. 2010; 41(1): 49-56.
3. Fernández-Torres I, Bataller-Venta M, Hernández-Castro C, Sánchez-Urrutia E y Morales-Chacón Y. Actividad antimicrobiana de los subproductos generados por la reacción del ozono con los microorganismos. CENIC. 2010; 41(2): 121-125.
4. Lozano WJ, Soto JF. Diseño y construcción de un prototipo generador de ozono para la potabilización de agua. Universidad Nacional de Loja, Área de Energía, Industrias y Recursos Naturales No Renovables. 2010.
5. López DC, Vásconez JP. Diseño e implementación de un prototipo generados de ozono para la purificación de agua para el consumo humano. Quito. 2003.
6. Robles SF. Generador de ozono para una planta de tratamiento de agua en piscinas recreativas y terapéuticas. Universidad Técnica del Norte, Ingeniería Mecatrónica. Imbabura. Ecuador.2016. disponible en: (<http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/5637>).
7. Merma A, Vara KK. Simulación de un proceso de desinfección eficiente de agua a potabilizar, mediante ozono, respetando el medio ambiente. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Facultad de Ingeniería de Procesos, Escuela Profesional de Ingeniería Química. Perú. 2015.
8. Cáceres JR. Uso de iones de plata y ozono en el tratamiento de agua para consumo humano. Universidad Nacional Agraria La Molina, Facultad de Industrias Alimentarias. Lima, Perú. 2018.
9. Janampa W. Construcción de un generador de ozono para la producción continua de agua ozonizada para agua de mesa. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia. Ayacucho, Perú. 2012.
10. Colil FG. Efectos del uso de ozono en barricas de roble para el control de *Brettanomyces spp.* Santiago, Chile. 2005.
11. Reglamento de la calidad de Agua para Consumo Humano: D.S. N° 031-2010-SA /Ministerio de Salud. Dirección General de Salud Ambiental – Lima: Ministerio de Salud; 2011.
12. Orellana M, Menchaca E, Nava J, Nava N, Orellana J, Ponce S. El ozono como una alternativa para esterilizar piezas de mano y fresas en Odontología. Revista Latinoamericana de Ortodoncia y Odontopediatría "Ortodoncia.ws". 2010.
13. Campos P, Vargas D, González Y, Tenorio F, Fuente-Hernández J, Acosta-Torres L. Inactivación de *Candida albicans* mediante el uso de ozono. ENES Unidad León Guanajuato. 2003.
14. Borrero PE, Echeverry DF, Aponte G. Ozonización del agua de piscinas: una alternativa al método tradicional de cloración. CON-CIENCIAS. 2008.
15. Rodríguez F. Procesos de potabilización del agua e influencia del tratamiento de ozonización. Madrid: Díaz de Santos, S.A.; 2003.
16. Marín R. Análisis de aguas y ensayos de tratamiento: principios y aplicaciones. España, Barcelona: GPE; 1995.

17. Moncayo A. Caracterización Morfológica, Análisis Proximal y Análisis Microbiológico de una muestra de la Cianobacterias *Nostoc sp.*, recolectada en el páramo de Papallacta. Universidad Central del Ecuador, Facultad de Ciencias Químicas. Quito. 2017.
18. Giannuzzi L, et. al. Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. Departamento de Salud Ambiental. Dirección Nacional de Determinantes de la Salud e Investigación, Ministerio de Salud de la Nación. Buenos Aires, Argentina. Primera edición. 2011.
19. Berrendero E, Caracterización morfológica, genética y fisiológica de cianobacterias dominantes en sistemas fluviales. Universidad Autónoma de Madrid, Facultad de Ciencias, Departamento de Biología. Madrid. 2008.
20. Canino JC. Algas de interés sanitario, abundancia y diversidad en Sistemas de potabilización de agua. Universidad Autónoma De Nuevo León Facultad de Ingeniería Civil. 2011.
21. Marín R. Características físicas, químicas y biológicas de las aguas. Empresa Municipal de Aguas de Córdoba S. A. Argentina. Disponible en: (file:///C:/Users/PROFESIONAL/Downloads/componente48099.pdf)
22. Ramírez H, Zárate P, García M, Torre O, Isadre I, Meulenert Á. Disolución de sílice biogénica en sedimentos de lagos utilizados como bioindicadores de calidad del agua. e-Gnosis. 2007; 5(4): 1-19.
23. Rivas A, Gómez R, Monterrosa A. Consideraciones generales para el estudio y monitoreo de diatomeas en los principales ríos de El Salvador. Formulación de una guía metodológica estandarizada para determinar la calidad ambiental de las aguas de los ríos de El Salvador, utilizando insectos acuáticos. Proyecto Universidad de El Salvador (UES) - Organización de los Estados Americanos (OEA). Editorial Universitaria UES, San Salvador, El Salvador. 2010. 48 pág.
24. Noguero A. Algas dulceacuícolas de la sierra de Invenadeiro. Nova Acta Científica Compostelana (Biología). 1993; 4: 5 – 13.
25. Oddó D. Infecciones por amebas de vida libre. Comentarios históricos, taxonomía y nomenclatura, protozoología y cuadros anátomo-clínicos. SOCHINF. 2006.
26. Sanabria A. Protozoarios de vida libre en Colombia: un análisis de la importancia en las ciencias limnológicas. Universidad Distrital Al Francisco José de Caldas, Facultad de Ciencias y Educación. Bogotá. 2018.
27. Esperanza B, Orozco KY, Rodríguez CE. Identificación de protozoos asociados a cuerpos en descomposición en medioambientes acuáticos de tipo polisaprobios y mesosaprobios. Versión web llaswssist.com. Bogotá. 2006-2012. Disponible en: (<http://ilawassist.com/documents/ciminal%C3%ADstica-protozoos.pdf>).
28. Morales N, Pérez G. Los copépodos parásitos. BioDiversitas. 2012. 104: 1-5.
29. Jaume D, Conradi M, López-González PJ. Copépodos. IMEDEA (CSIC-IUB). 2005. p. 303-331.
30. Parra-Coloma L, Aguayo-Molina MF. Distribución y diversidad de crustáceos zooplanctónicos en lagos y lagunas de la región de la Araucanía, Chile: Orden Calanoida y Cyclopoida (Maxillopoda, Copepoda). Sustainability, Agri, Food and Environmental Research. 2014; 2(3): 57-66
31. Cervantes A, Gutiérrez M, Delgado V, Ruíz J. Especies de zooplancton dulceacuícola de Cozumel. Universidad de Quinta Roo. México. Desarrollo Gráfico Editorial S. A. de C. V.; primera edición 2012.
32. Ramón AT, Castro BG, Castro MJ, Castro MA, Malpica S. La importancia de los nematodos de vida libre. contactos 48. 2003; 43-46.

33. Jesús-Navarrete A. Catálogo de los nematodos acuáticos de vida libre, de la cuenca de la laguna de términos Campeche. Departamento de Aprovechamiento y Manejo de Recursos Acuáticos El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Chetumal. Disponible en:  
([http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/FM023\\_Anexo\\_Catalogo\\_Nematodos.pdf](http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/FM023_Anexo_Catalogo_Nematodos.pdf))
34. SEDA AYACUCHO. Sistemas de abastecimiento de agua potable y recolección de aguas servidas en la ciudad de Ayacucho. [fecha de acceso miércoles 03 de julio de 2019]. Disponible en:  
<https://www.sedaayacucho.pe/archivos/172-localidad-de-huamanga.pdf>
35. Romo A. Manual para el cultivo de microalgas. Universidad Autónoma de Baja California Sur. La Paz, Bolivia. 2002.
36. Arias A. Secuencia de blanqueo de la pulpa celulósica por ozonización como tecnologías limpias. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Ayacucho, Perú. 2010.

## **ANEXOS**

## Anexo 1. Proceso y producción del ozono

La producción de ozono se realizó por descarga tipo corona utilizando electrodos cilíndricos concéntricos, las cuales trabajan con un arco eléctrico en 15000 voltios. Para la generación de ozono se utilizó oxígeno puro que fue suministrada desde un balón de un metro cúbico. Las condiciones en la corriente gaseosa provenientes del generador de ozono fueron las siguientes:<sup>35</sup>

- Concentración de ozono en la mezcla : 5,8% en peso
- Temperatura : 20°C
- Presión manométrica : 300 mmHg
- Caudal de la corriente gaseosa : 5 L/min

El oxígeno fue proveído por la empresa Oxígeno & Extintores “Ayacucho”, encargada de la comercialización de gases industriales y medicinales.

El balón de oxígeno cuenta con dos manómetros que miden la presión interna de gas en el balón y la presión de salida seguida de un regulador de presión. Para un caudal de 300 L/h de oxígeno el flujo másico de ozono es de 3,3659 g/h en un litro.<sup>9</sup>

**Anexo 2.** Análisis fisicoquímicos de control de proceso de producción del agua provenientes de la planta 2 de la planta de tratamiento de agua potable “Quicapata”. Fuente Departamento de Control de Calidad –SEDA AYACUCHO, Noviembre – Ayacucho, 2018.

**ANALISIS FISICO QUIMICO DE CONTROL DE PROCESO DE PRODUCCION PLANTA DE TRATAMIENTO DE QUICAPATA**

MES  
AÑO  
NOVIEMBRE  
2018

**CUADRO 5-B**  
**PLANTA No. 2**

DIA	Hora	T[°C]	TURBIEDAD [NTU]						COLOR [U.C.]						pH						CONDUCTIVIDAD [µs/cm]						Cloro [mg/l]
			C	S	F	T	R1	R2	C	S	F	T	R1	R2	C	S	F	T	R1	R2	C	S	F	T	R1	R2	
01/11/18	08:00	17.6	6.99	3.10	2.98	2.92	1.45	2.07	32	31	2	2	2	2	7.68	7.80	7.89	7.64	6.90	7.24	241.0	251.0	246.0	256.0	247.0	252.0	2.1
02/11/18	08:00	17.4	4.46	4.27	2.70	2.77	1.28	1.76	34	29	2	2	2	2	7.81	7.82	7.75	7.07	6.70	6.86	246.0	244.0	245.0	247.0	248.0	248.0	1.6
03/11/18	08:00	17.6	3.89	3.92	2.71	1.44	1.23	1.68	35	29	2	3	2	2	7.48	8.03	7.72	6.89	6.76	7.13	248.0	238.0	246.0	236.0	242.0	263.0	2.1
04/11/18	08:00	17.2	3.56	3.42	1.78	1.43	1.18	1.36	35	31	2	3	2	2	7.10	8.00	7.91	7.54	6.90	6.92	252.0	248.0	250.0	238.0	249.0	252.0	2.0
05/11/18	08:00	17.9	3.17	3.23	1.88	1.75	1.11	1.35	34	33	2	3	2	2	7.88	8.03	7.98	6.90	6.96	6.80	250.0	250.0	251.0	253.0	254.0	253.0	2.0
06/11/18	08:00	18.9	5.79	5.55	2.96	3.15	2.40	2.68	34	33	2	2	2	2	7.98	8.00	7.94	7.11	6.90	7.07	249.0	246.0	249.0	251.0	252.0	251.0	1.7
07/11/18	08:00	19.7	5.46	3.97	2.91	2.97	1.91	2.95	33	28	2	2	1	2	7.56	8.22	7.92	7.07	6.79	7.13	250.0	249.0	253.0	251.0	253.0	254.0	2.2
08/11/18	08:00	18.2	4.26	4.58	2.31	2.41	1.47	1.57	35	35	2	2	1	1	7.52	8.10	7.13	7.19	6.88	6.97	249.0	246.0	238.0	248.0	236.0	251.0	2.0
09/11/18	08:00	17.7	6.02	6.07	3.20	3.32	2.41	2.65	35	34	2	2	1	2	7.70	7.68	7.65	7.05	6.72	7.06	232.0	232.0	234.0	237.0	237.0	237.0	1.7
10/11/18	08:00	17.8	1.74	2.26	1.02	1.13	0.63	1.05	33	31	1	2	1	1	7.80	7.42	7.02	7.12	6.78	7.20	236.0	239.0	238.0	238.0	232.0	240.0	1.8
11/11/18	08:00	17.6	1.90	2.35	1.35	1.09	0.80	1.01	33	34	2	1	1	1	7.28	7.35	6.88	6.86	6.89	7.35	238.0	238.0	241.0	241.0	238.0	242.0	1.8
12/11/18	08:00	19.4	4.68	2.77	3.40	2.96	1.68	2.50	34	30	2	2	2	2	7.43	6.54	6.76	6.54	6.80	6.64	237.0	241.0	244.0	248.0	241.0	243.0	2.2
13/11/18	08:00	18.7	2.96	3.90	1.19	1.29	1.56	1.16	33	34	1	2	2	1	7.50	6.81	6.81	6.85	6.78	6.77	237.0	242.0	245.0	246.0	244.0	245.0	2.2
14/11/18	08:00	18.1	3.06	2.55	1.50	1.56	1.64	1.48	33	31	1	2	2	1	7.83	7.78	7.53	6.93	6.71	6.81	242.0	240.0	240.0	242.0	246.0	244.0	1.7
15/11/18	08:00	18.3	2.55	2.23	1.26	1.66	1.16	0.78	33	30	1	2	1	1	8.19	8.19	7.85	6.90	6.85	6.88	249.0	243.0	244.0	247.0	249.0	250.0	2.2
16/11/18	08:00	18.5	2.51	2.41	1.32	1.40	1.60	1.22	33	29	1	1	2	1	7.94	7.98	7.84	6.73	6.73	6.74	241.0	242.0	243.0	247.0	248.0	249.0	2.2
17/11/18	08:00	18.6	3.41	-	1.10	1.65	1.68	1.59	30	-	1	1	1	1	7.40	-	6.98	6.76	6.77	6.84	242.0	-	238.0	238.0	236.0	238.0	2.1
18/11/18	08:00	17.9	2.61	-	1.35	1.42	1.38	1.43	29	-	1	1	1	1	7.82	-	6.76	7.14	6.91	7.13	246.0	-	246.0	246.0	247.0	241.0	1.8
19/11/18	08:00	17.2	2.26	-	1.36	1.26	1.21	1.58	30	-	1	1	1	2	8.53	-	6.84	7.23	6.85	7.08	267.0	-	251.0	253.0	255.0	254.0	1.1
20/11/18	08:00	17.8	2.06	-	1.29	1.21	1.33	1.24	29	-	1	1	1	1	7.25	-	6.93	6.93	6.87	6.93	246.0	-	240.0	238.0	242.0	244.0	1.7
21/11/18	08:00	18.5	2.02	-	1.17	1.34	0.71	1.12	28	-	1	1	1	1	7.23	-	6.97	6.94	7.02	6.93	251.0	-	246.0	247.0	248.0	247.0	1.4
22/11/18	08:00	18.6	2.90	-	1.71	1.77	1.04	1.54	28	-	1	1	1	1	6.73	-	7.29	7.01	6.97	6.95	245.0	-	247.0	245.0	246.0	247.0	2.1
23/11/18	08:00	21.5	2.65	-	1.74	1.59	1.59	1.81	28	-	1	1	1	2	8.03	-	7.80	7.13	6.99	7.00	232.0	-	236.0	238.0	236.0	238.0	2.0
24/11/18	08:00	18.8	2.15	-	1.17	1.32	1.45	1.52	28	-	1	1	1	1	7.76	-	7.01	6.91	6.96	6.89	239.0	-	244.0	242.0	246.0	245.0	2.2
25/11/18	08:00	17.8	1.58	-	1.28	1.10	1.18	1.15	26	-	1	1	1	1	7.71	-	6.94	6.98	6.89	6.91	244.0	-	244.0	244.0	246.0	246.0	2.1
26/11/18	08:00	17.5	1.51	-	0.98	0.89	1.09	0.96	28	-	1	1	1	1	7.78	-	7.75	7.12	6.82	6.92	247.0	-	248.0	250.0	251.0	250.0	2.2
27/11/18	08:00	18.1	1.72	-	0.97	0.98	1.15	1.20	27	-	1	1	1	1	7.90	-	7.83	7.21	6.84	6.99	246.0	-	243.0	247.0	248.0	248.0	1.1
28/11/18	08:00	17.9	1.50	-	0.95	1.01	0.84	0.89	26	-	1	1	1	1	7.89	-	7.56	6.96	7.28	7.45	245.0	-	245.0	245.0	248.0	248.0	1.8
29/11/18	08:00	17.9	1.45	-	0.84	0.90	0.81	0.92	27	-	1	1	1	1	8.08	-	8.07	7.45	7.15	7.31	248.0	-	248.0	251.0	253.0	253.0	1.3
30/11/18	08:00	17.3	1.11	-	0.77	0.76	0.91	0.84	27	-	1	1	1	1	7.86	-	7.90	7.20	7.00	7.27	248.0	-	251.0	253.0	254.0	254.0	1.2
MIN	8:00	17.2	1.11	2.23	0.77	0.76	0.63	0.78	26	28	1	1	1	1	6.73	6.54	6.76	6.54	6.70	6.64	232.0	232.0	234.0	236.0	232.0	237.0	1.07
PROM	8:00	18.2	3.06	3.54	1.71	1.68	1.33	1.50	31.0	31.4	1.4	1.6	1.3	1.4	7.69	7.73	7.44	7.05	6.88	7.01	244.8	243.1	244.5	245.4	245.7	247.6	1.85
MAX	8:00	21.5	6.99	6.07	3.40	3.32	2.41	2.95	35	35	2	3	2	2	8.53	8.22	8.07	7.64	7.28	7.45	267.0	251.0	253.0	256.0	255.0	263.0	2.20
LMP - DS No. 031-2010-SA						5.0							15				6.5-8.5								1500	0.5 - 5	

OBS: desde el 17/11/2018 hasta el 01/12/2018 se programó el mantenimiento del sedimentador de la planta N°2.

Ayacucho, Diciembre 2018

**SEDA AYACUCHO**  
  
**Mg. Magali Meza Lázaro**  
JEFE DEPARTAMENTO DE CONTROL DE CALIDAD

**Anexo 3.** Análisis fisicoquímicos de control de proceso de producción del agua provenientes de la planta 2 de la planta de tratamiento de agua potable “Quicapata”. Fuente Departamento de Control de Calidad –SEDA AYACUCHO, Diciembre – Ayacucho, 2018.

**ANALISIS FISICO QUIMICO DE CONTROL DE PROCESO DE PRODUCCION PLANTA DE TRATAMIENTO DE QUICAPATA**

MES AÑO		DICIEMBRE 2018		CUADRO 5-B PLANTA No. 2																								
DIA	Hora	T[°C]	TURBIEDAD [NTU]						COLOR [U.C.]						pH						CONDUCTIVIDAD [µs/cm]						Cloro [mg/l]	
			C	S	F	T	R1	R2	C	S	F	T	R1	R2	C	S	F	T	R1	R2	C	S	F	T	R1	R2		
01/12/18	08:00	17.8	1.52	-	2.98	2.92	1.01	0.94	27	-	1	1	1	1	1	7.84	-	7.84	7.19	7.81	7.90	252.0	-	252.0	255.0	253.0	254.0	2.10
02/12/18	08:00	17.6	1.49	1.28	0.98	0.94	0.99	1.08	27	28	1	1	1	1	1	7.92	7.89	7.21	7.10	7.01	7.24	256.0	255.0	255.0	255.0	251.0	254.0	1.58
03/12/18	08:00	17.8	1.21	1.26	0.84	0.86	0.97	0.90	26	27	1	1	1	1	1	8.06	7.94	7.91	7.08	7.23	7.13	256.0	256.0	256.0	260.0	257.0	257.0	1.99
04/12/18	08:00	19.1	1.48	1.24	1.00	0.87	0.90	1.02	27	27	1	1	1	1	1	7.82	7.85	7.80	7.21	6.97	7.37	255.0	255.0	256.0	259.0	260.0	258.0	1.91
05/12/18	08:00	17.9	1.20	1.13	0.82	0.81	0.91	1.08	27	27	1	1	1	1	1	7.97	7.87	7.43	7.24	6.99	7.07	255.0	256.0	257.0	259.0	261.0	260.0	1.65
06/12/18	08:00	18.3	1.18	1.19	0.76	0.94	1.00	0.77	27	26	1	1	1	1	1	8.05	8.11	7.92	7.18	6.88	7.03	258.0	257.0	256.0	261.0	261.0	261.0	2.01
07/12/18	08:00	18.7	1.36	1.14	0.76	0.84	0.97	1.03	27	26	1	1	1	1	1	7.82	7.83	7.92	7.26	7.08	7.12	258.0	258.0	259.0	262.0	263.0	263.0	1.83
08/12/18	08:00	18.6	1.49	1.39	0.79	0.93	0.87	0.94	27	27	1	1	1	1	1	7.82	7.19	7.66	7.18	6.89	6.99	258.0	261.0	262.0	259.0	262.0	262.0	2.20
09/12/18	08:00	18.1	1.61	1.42	1.16	1.01	1.23	1.12	27	26	4	1	1	1	1	7.64	7.52	7.81	7.01	6.94	7.03	259.0	263.0	260.0	262.0	263.0	264.0	1.83
10/12/18	08:00	17.8	1.29	1.37	0.94	0.98	0.89	0.79	26	26	1	1	1	1	1	7.85	7.66	7.74	7.05	6.84	6.91	260.0	259.0	259.0	225.0	262.0	227.0	2.06
11/12/18	08:00	17.9	1.24	1.23	1.21	0.74	0.82	0.84	26	26	1	1	1	1	1	7.96	7.74	7.84	7.12	7.07	7.10	264.0	262.0	264.0	263.0	263.0	264.0	2.20
12/12/18	08:00	17.5	1.25	1.15	0.77	0.72	0.94	0.91	26	26	1	1	1	1	1	8.12	7.96	7.91	7.11	7.07	7.08	264.0	263.0	263.0	264.0	265.0	264.0	1.95
13/12/18	08:00	18.4	1.19	1.15	0.79	0.85	0.98	1.15	26	26	1	1	1	2	8.14	8.23	8.03	7.26	7.31	7.27	263.0	263.0	263.0	265.0	265.0	264.0	2.20	
14/12/18	08:00	18.5	1.32	1.72	0.77	0.81	0.92	0.89	26	27	1	1	1	1	1	8.17	8.03	8.87	7.09	7.11	7.11	266.0	265.0	266.0	269.0	235.0	237.0	2.07
15/12/18	08:00	18.6	1.68	-	0.83	0.89	1.03	0.94	27	-	1	1	1	1	1	7.80	-	7.15	7.29	7.40	7.15	265.0	-	265.0	265.0	267.0	265.0	1.94
16/12/18	08:00	18.1	3.02	-	1.50	1.57	1.67	1.72	30	-	2	2	2	2	2	7.68	-	7.23	6.97	6.85	6.81	262.0	-	265.0	267.0	266.0	265.0	2.20
17/12/18	08:00	18.4	2.81	-	1.85	1.84	1.84	1.52	30	-	2	2	2	2	2	7.56	-	7.66	7.08	6.82	6.92	262.0	-	265.0	267.0	269.0	269.0	1.63
18/12/18	08:00	17.6	3.42	-	1.77	2.15	1.57	2.15	32	-	2	2	1	2	2	7.60	-	7.56	7.06	6.87	7.21	265.0	-	265.0	267.0	268.0	267.0	2.06
19/12/18	08:00	17.7	3.95	-	1.87	1.74	1.66	1.66	30	-	2	2	2	2	2	7.75	-	7.66	7.15	6.87	6.90	266.0	-	266.0	266.0	267.0	268.0	1.97
20/12/18	08:00	17.9	2.39	-	1.55	1.45	1.37	1.16	29	-	2	2	2	1	8.00	-	7.68	7.04	6.82	7.17	268.0	-	267.0	267.0	271.0	271.0	2.20	
21/12/18	08:00	18.1	1.94	-	1.23	1.26	1.22	1.21	27	-	1	1	1	1	1	7.76	-	7.67	6.99	6.77	6.78	269.0	-	270.0	272.0	274.0	274.0	2.15
22/12/18	08:00	18.4	2.43	-	1.21	1.28	1.33	1.37	28	-	2	2	2	2	2	7.53	-	6.98	6.94	6.83	6.92	274.0	-	275.0	275.0	275.0	272.0	2.20
23/12/18	08:00	18.3	2.12	-	1.45	1.24	1.30	1.36	28	-	2	1	2	2	2	7.32	-	7.51	6.84	6.95	6.88	271.0	-	274.0	274.0	275.0	275.0	2.20
24/12/18	08:00	18.4	1.85	-	1.22	1.14	1.26	1.31	27	-	1	1	1	1	2	7.64	-	7.51	7.19	7.14	7.12	276.0	-	277.0	279.0	280.0	279.0	1.59
25/12/18	08:00	18.2	1.78	-	1.14	1.26	1.15	1.23	26	-	1	1	1	1	1	7.79	-	7.42	7.21	7.15	7.19	279.0	-	275.0	280.0	279.0	281.0	2.02
26/12/18	08:00	18.0	1.60	-	1.09	0.97	1.09	1.12	26	-	1	1	1	1	1	7.86	-	7.81	7.23	7.13	7.17	277.0	-	277.0	280.0	278.0	279.0	1.45
27/12/18	08:00	18.5	1.56	-	1.02	1.03	1.40	1.06	26	-	1	1	2	1	7.86	-	7.86	7.31	7.19	7.20	278.0	-	279.0	280.0	279.0	279.0	1.47	
28/12/18	08:00	17.6	2.20	-	1.48	1.45	1.34	1.49	28	-	2	2	2	2	2	7.81	-	7.64	7.06	6.87	6.97	279.0	-	277.0	280.0	283.0	281.0	1.83
29/12/18	08:00	18.1	2.16	-	1.28	1.38	1.18	1.41	28	-	2	2	1	2	7.72	-	7.56	7.10	6.81	6.89	285.0	-	285.0	286.0	283.0	286.0	1.75	
30/12/18	08:00	17.9	2.13	-	1.23	1.43	1.29	1.08	28	-	2	2	2	1	7.78	-	6.98	6.96	6.89	6.84	286.0	-	286.0	286.0	286.0	284.0	1.92	
31/12/18	08:00	17.6	1.98	-	1.19	1.19	1.24	0.95	28	-	1	1	2	1	8.21	-	7.65	7.01	6.79	6.81	290.0	-	284.0	284.0	286.0	286.0	2.02	
MIN	8:00	17.5	1.18	1.13	0.76	0.72	0.82	0.77	26	26	1	1	1	1	7.32	7.19	6.98	6.84	6.77	6.78	252.0	255.0	252.0	225.0	235.0	227.0	1.45	
PROM	8:00	18.1	1.87	1.28	1.21	1.21	1.17	1.17	27	27	1	1	1	1	7.83	7.83	7.63	7.11	7.01	7.07	267.0	259.5	267.1	267.5	268.0	266.8	1.94	
MAX	8:00	19.1	3.95	1.72	2.98	2.92	1.84	2.15	32	28	2	2	2	2	8.21	8.23	8.03	7.31	7.81	7.90	290.0	265.0	286.0	286.0	286.0	286.0	2.20	
LMP - DS No. 031-2010-SA							5.0							15					6.5-8.5						1500		0.5 - 5	

OBS: del 15/12/2018 el sedimentador N° 2 esta paralizado debido a los cambios de los paneles de floculación de acuerdo a la ficha OTASS.

Ayacucho, Enero 2019



**Anexo 4.** Registro del número total del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

MUESTREOS	TIEMPO DE TRATAMIENTO (MINUTOS)*						
	0	1	2	4	6	8	10
<b>M 1</b>	73386	36800	36911	30511	94722	36800	32000
<b>M 2</b>	84478	102822	113811	105389	62933	68800	58989
<b>M 3</b>	101978	113067	106778	83622	99200	125544	94078

Dónde: \* = el registro del número de ODVL observados al microscopio; M 1 = muestreo del 19 de noviembre, M 2 = muestreo del 22 de noviembre; y M 3 = muestreo del 04 de diciembre

**Anexo 5.** Registro del número total del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

<b>MUESTREO</b>	<b>TRATAMIENTOS</b>			
	<b>Blanco</b>	<b>Ozono* más Cloro**</b>	<b>Ozono*</b>	<b>Cloro gas***</b>
<b>1</b>	158822	130667	155622	232996

Dónde: \* = 10 minutos de exposición del agua al ozono; \*\* = adición de 11µL de hipoclorito de sodio al 4,5%; y \*\*\* = muestras tratadas con cloro gas en la PTAP Quicapata.

**Anexo 6.** Registro del número de UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

MUESTREOS		TIEMPOS DE EXPOSICIÓN EN MINUTOS*						
		0	1	2	4	6	8	10
M 1	R 1	30767	29033	28166	489	311	211	188
	R 2	29900	28644	1300	19444	267	167	133
	R 3		28322	25900	13867	289	144	122
M 2	R 1	30156	13433	2067	2789	322	156	111
	R 2	28622	14722	867	178	167	100	144
	R 3		12578	2133	211	233	89	33
M 3	R 1	30589	29922	1133	333	144	33	22
	R 2	29656	23833	956	189	156	89	22
	R 3		29456	1600	200	133	89	67

Dónde: \* = número de UFC según los tiempos de exposición en minutos; M 1 = muestreo del 19 de noviembre, M 2 = muestreo del 22 de noviembre; M 3 = muestreo del 04 de diciembre; R1 = repetición 1; R2 = repetición 2 y R3 = repetición 3.

**Anexo 7.** Registro del número total de UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

MUESTREOS	TRATAMIENTOS			
	Blanco	Ozono* más Cloro**	Ozono*	Cloro gas***
R1	29322	9878	89	22
R2	28844	9378	78	33
R3		9700	89	22

Dónde: R1 = repetición 1; R2 = repetición 2; R3 = repetición 3; \* = 10 minutos de exposición del agua al ozono; \*\* = adición de 11µL de hipoclorito de sodio al 4,5%; y \*\*\* = muestras tratadas con cloro gas en la PTAP Quicapata.

**Anexo 8.** Registro del número total de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

MUESTREOS	TIEMPOS DE EXPOSICIÓN EN MINUTOS*							
	0	1	2	4	6	8	10	
<b>M 1</b>	<b>R1</b>	322	300	278	111	56	33	33
	<b>R2</b>	367	200	211	200	89	56	33
	<b>R3</b>		189	156	167	44	11	67
<b>M2</b>	<b>R1</b>	356	322	178	133	122	67	44
	<b>R2</b>	311	167	111	122	78	44	22
	<b>R3</b>		189	122	100	56	44	44
<b>M3</b>	<b>R1</b>	378	344	300	277	156	222	189
	<b>R2</b>	444	267	67	178	100	67	100
	<b>R3</b>		311	256	233	167	189	44

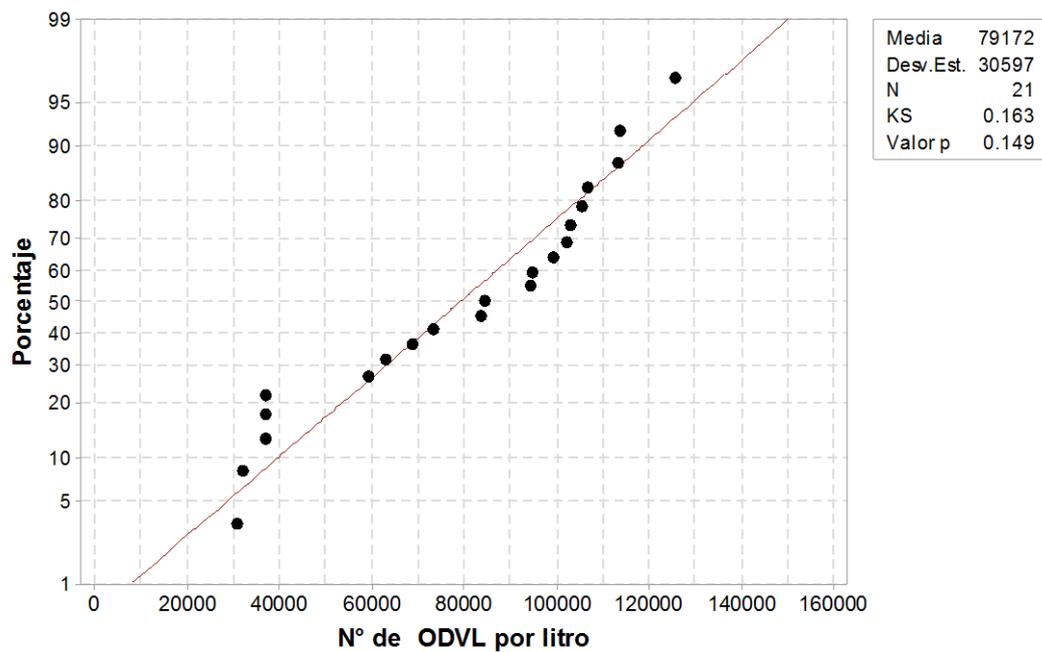
Dónde: \* = número de UFC según los tiempos de exposición en minutos; M 1 = muestreo del 19 de noviembre, M 2 = muestreo del 22 de noviembre; M 3 = muestreo del 04 de diciembre; R1 = repetición 1; R2 = repetición 2 y R3 = repetición 3.

**Anexo 9.** Registro del número total de UFC de mohos, bacterias y levadura presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

MUESTREOS	TRATAMIENTOS			
	Blanco	Ozono* más Cloro**	Ozono*	Cloro gas***
R1	278	211	156	33
R2	400	178	22	11
R3		233	44	22

Dónde: R1 = repetición 1; R2 = repetición 2 y R3 = repetición 3; \* = 10 minutos de exposición del agua al ozono; \*\* = adición de 11µL de hipoclorito de sodio al 4,5%; y \*\*\* = muestras tratadas con cloro gas en la PTAP Quicapata.

**Anexo 10.** Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.



**Anexo 11.** Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

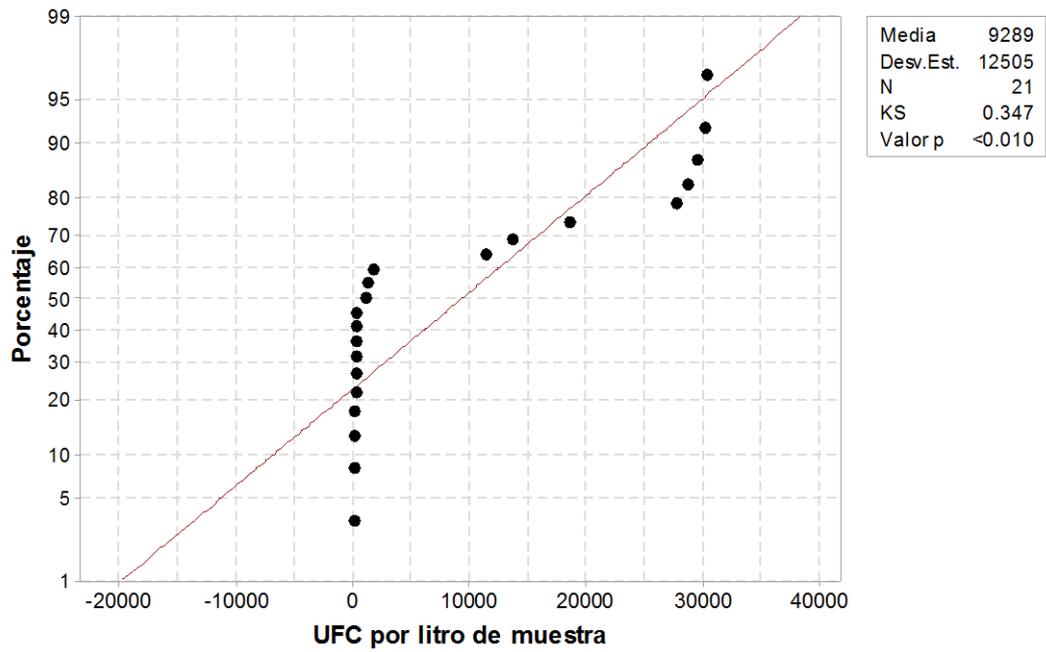
<b>Análisis de Varianza</b>					
<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust</b>	<b>MC Ajust</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
<b>TIEMPOS</b>	6	1539103799	256517300	0,49	0,805
<b>BLOQUES</b>	2	10881785965	5440892982	10,36	0,002
<b>Error</b>	12	6302100865	525175072		
<b>Total</b>	20	18722990629			

**Anexo 12.** Prueba de diferencia de medias Tukey al 95% de los resultados del recuento directo al microscopio de microorganismos de vida libre presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

<b>Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%</b>			
<b>TIEMPO</b>	<b>N</b>	<b>MEDIA</b>	<b>AGRUPACIÓN</b>
<b>Blanco</b>	3	86614	A
<b>Minuto 1</b>	3	85833,3	A
<b>Minuto 2</b>	3	5618,3	A
<b>Minuto 4</b>	3	84229,7	A
<b>Minuto 6</b>	3	77048	A
<b>Minuto 8</b>	3	73174	A
<b>Minuto 10</b>	3	61689	A

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

**Anexo 13.** Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.



**Anexo 14.** Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento de las UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

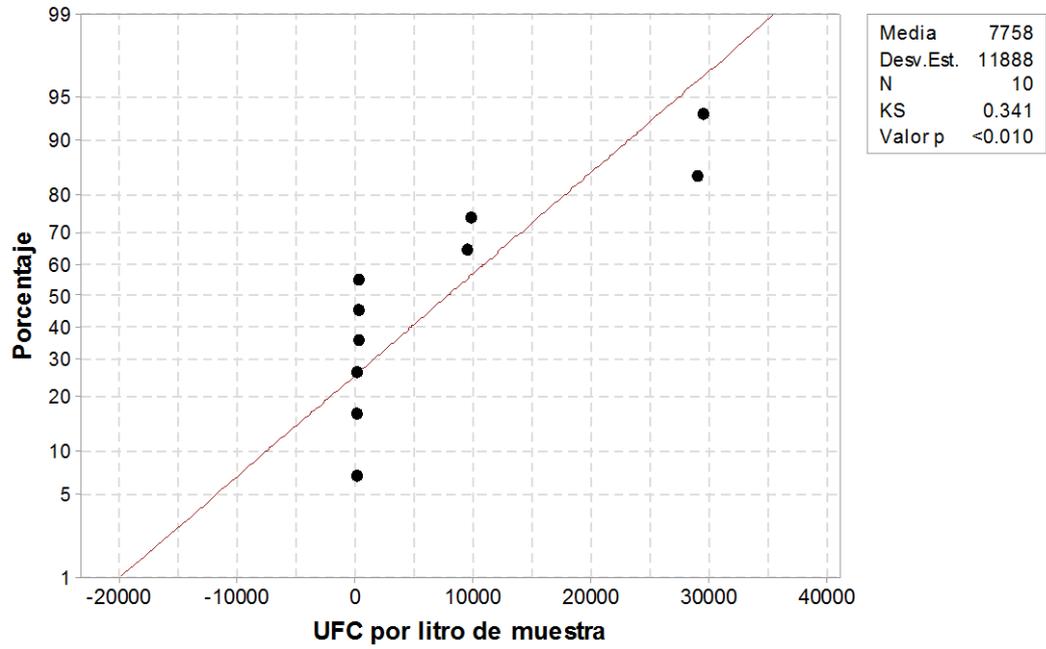
<b>Análisis de Varianza</b>					
<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust</b>	<b>MC Ajust</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
<b>TIEMPO</b>	6	2715837002	452639500	19,95	0
<b>BLOQUES</b>	2	139455372	69727686	3,07	0,084
<b>Error</b>	12	272220761	22685063		
<b>Total</b>	20	3127513135			

**Anexo 15.** Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de microalgas por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

<b>Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%</b>			
<b>TIEMPO</b>	<b>N</b>	<b>MEDIA</b>	<b>AGRUPACIÓN</b>
<b>Blanco</b>	3	29946,3	A
<b>Minuto 1</b>	3	23327	A B
<b>Minuto 2</b>	3	7124,7	B
<b>Minuto 4</b>	3	4188,9	B
<b>Minuto 6</b>	3	224,7	B
<b>Minuto 8</b>	3	119,8	B
<b>Minuto 10</b>	3	93,6	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

**Anexo 16.** Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.



**Anexo 17.** Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

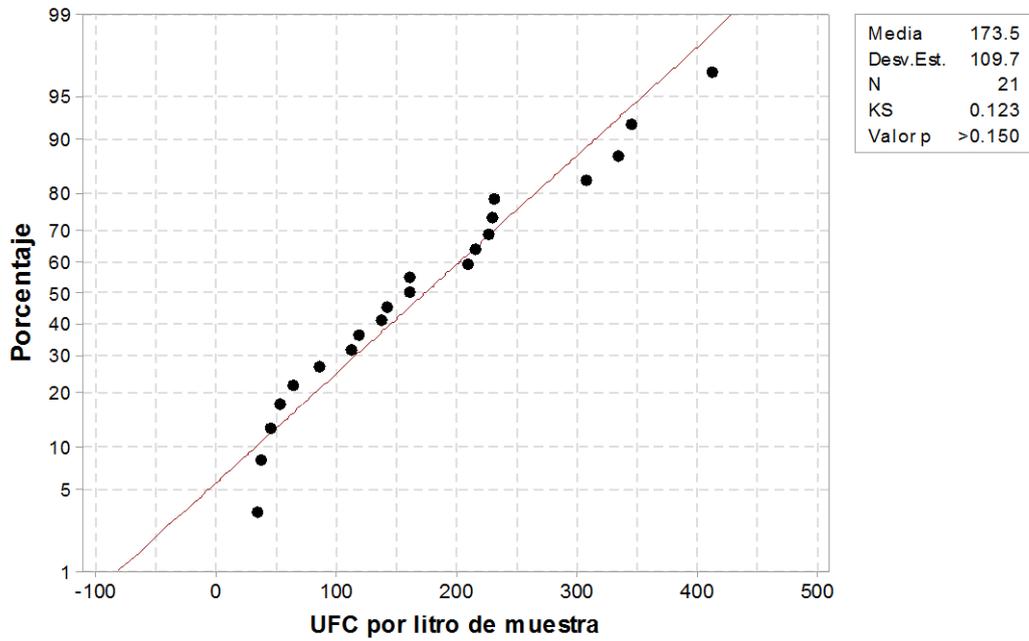
<b>Análisis de Varianza</b>					
<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust</b>	<b>MC Ajust</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
<b>TRATAMIENTO</b>	3	127584190	425280636	12257,98	0
<b>Error</b>	7	242859	34694		
<b>Total</b>	10	1276084769			

**Anexo 18.** Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de microalgas presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

<b>Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%</b>			
<b>TRATAMIENTO</b>	<b>N</b>	<b>MEDIA</b>	<b>AGRUPACIÓN</b>
<b>Blanco</b>	2	29083	A
<b>Cloro gas</b>	3	9652	B
<b>Ozono</b>	3	85,33	C
<b>Ozono más cloro</b>	3	25,67	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

**Anexo 19.** Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.



**Anexo 20.** Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

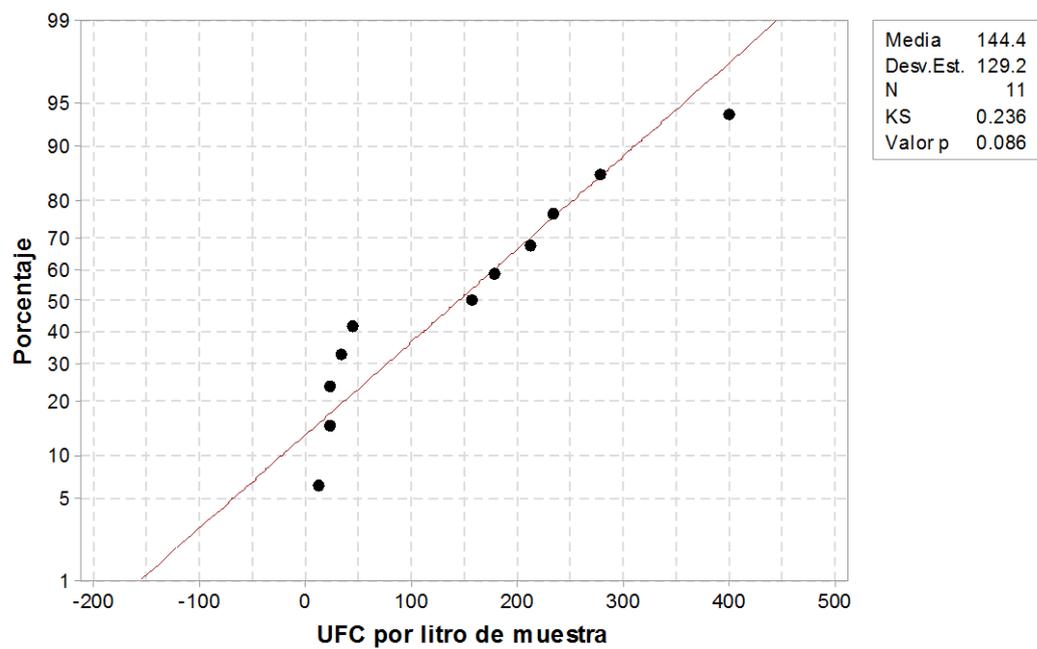
<b>Análisis de Varianza</b>					
<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust</b>	<b>MC Ajust</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
<b>TIEMPO</b>	6	207124	34520,7	65,49	0
<b>BLOQUES</b>	2	27254	13626,8	25,85	0
<b>Error</b>	12	6325	527,1		
<b>Total</b>	20	240703			

**Anexo 21.** Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras por litro de muestra de los 6 diferentes tiempos de contacto con el ozono más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

<b>Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%</b>			
<b>TIEMPO</b>	<b>N</b>	<b>MEDIA</b>	<b>AGRUPACIÓN</b>
<b>Blanco</b>	3	363	A
<b>Minuto 1</b>	3	254,333	B
<b>Minuto 2</b>	3	186,567	C
<b>Minuto 4</b>	3	168,967	C
<b>Minuto 6</b>	3	96,433	D
<b>Minuto 8</b>	3	81,433	D
<b>Minuto 10</b>	3	64	D

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

**Anexo 22.** Prueba de Normalidad (Kolmogorov – Smirnov) de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.



**Anexo 23.** Prueba de Análisis de varianza de los resultados del recuento de las UFC de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

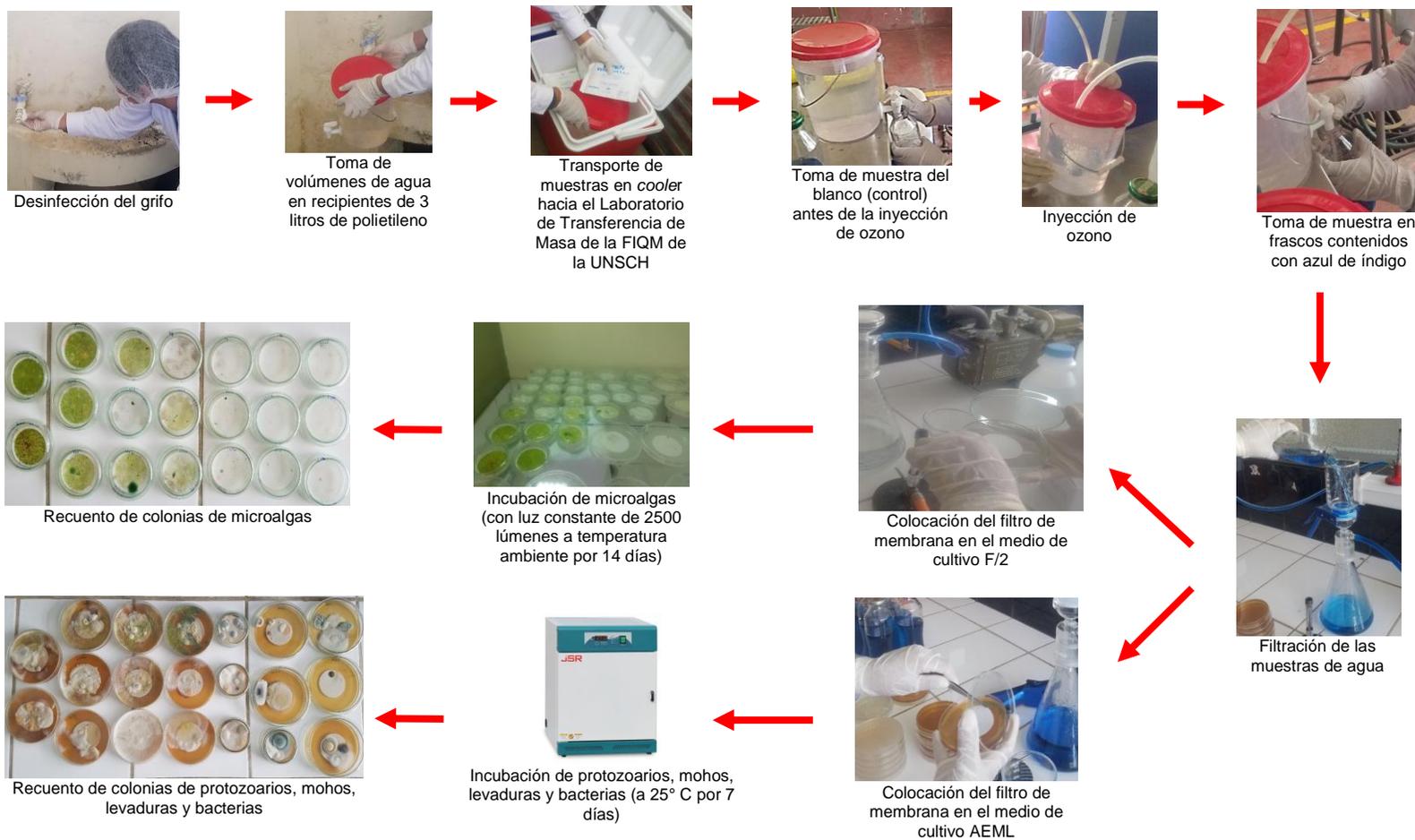
<b>Análisis de Varianza</b>					
<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust</b>	<b>MC Ajust</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
<b>TRATAMIENTO</b>	3	147434	49145	17,6	0,001
<b>Error</b>	7	19545	2792		
<b>Total</b>	10	166979			

**Anexo 24.** Prueba de diferencia de medias Tukey de los resultados del recuento de las UFC de colonias de mohos, bacterias y levaduras presentes en un litro de muestra expuesto a los diferentes sistemas de desinfección, más un blanco (tiempo 0). Ayacucho, 2018.

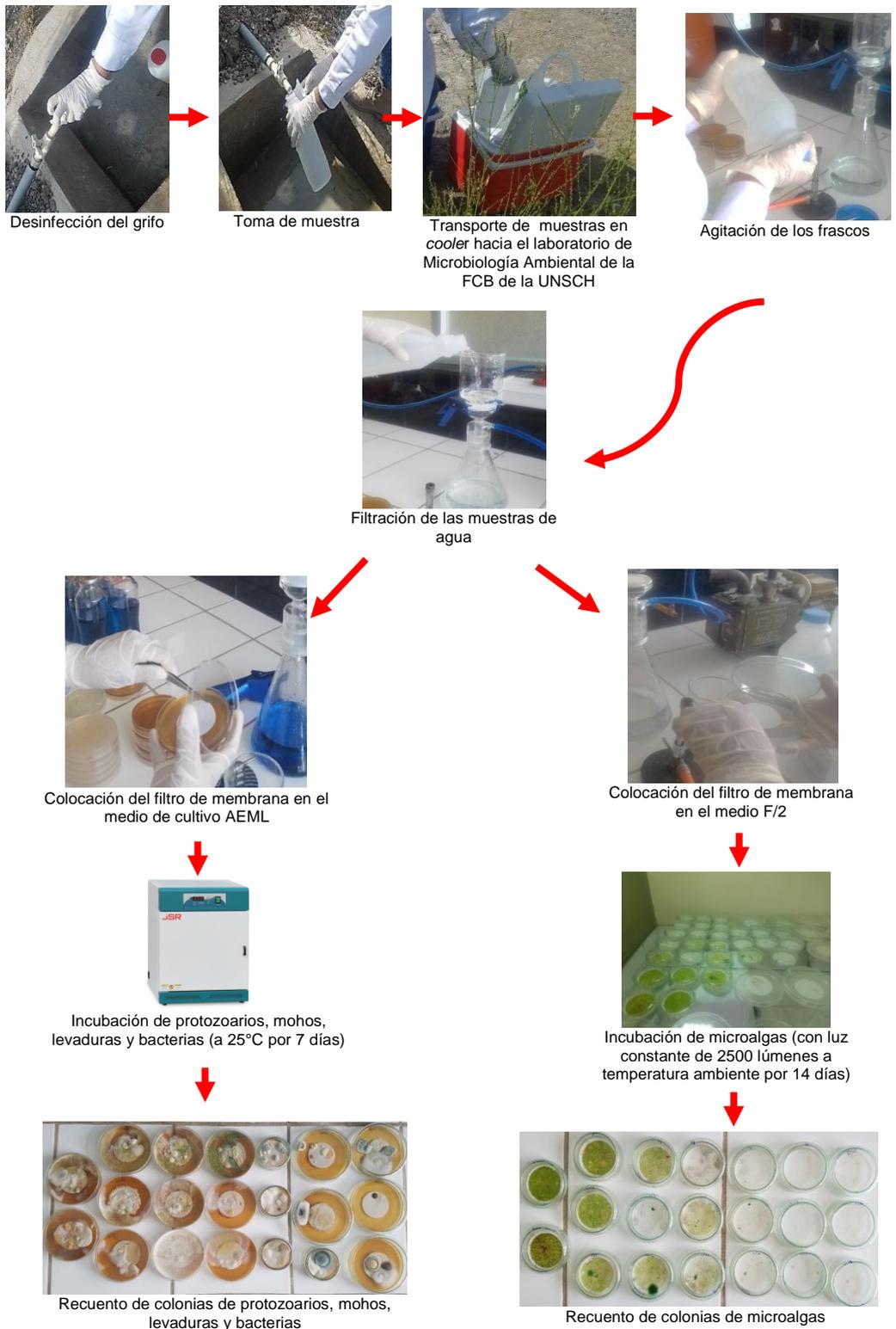
<b>Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%</b>				
<b>TRATAMIENTO</b>	<b>N</b>	<b>MEDIA</b>	<b>AGRUPACIÓN</b>	
<b>Blanco</b>	2	339	A	
<b>Cloro gas</b>	3	207,3	A	B
<b>Ozono</b>	3	74		B C
<b>Ozono más cloro</b>	3	22		C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

**Anexo 25.** Diagrama de flujo de la ozonización a los volúmenes de agua, incubación y recuento de ODVL, Noviembre y Diciembre – Ayacucho, 2018.



**Anexo 26.** Diagrama de flujo de la filtración, incubación y recuento de ODVL de las muestras de agua tratada con cloro. Diciembre – Ayacucho, 2018.



**Anexo 27.** Acondicionamiento y desinfección de los materiales para el muestreo de los volúmenes de agua.



A)



B)



C)

A) Desinfección de los recipientes para la toma de los volúmenes de muestras, B) enjuague con agua destilada estéril para retirar el excedente del desinfectante, C) acondicionamiento de los recipientes con 10 mL de colorante azul de indigo (estéril) para la toma de muestra de los 90 mL.

**Anexo 28.** Obtención de volúmenes de muestra de agua de los efluentes de los filtros, provenientes de la planta 2 de la PTAP “Quicapata” SEDA AYACUCHO.



A)



B)



C)



D)



E)

A) Desinfección del grifo, B) se dejó correr el agua durante dos minutos, C) se enjuago repetidas veces el recipiente para eliminar el desinfectante, D) toma de muestra de los volúmenes de agua, y E) acondicionamiento de los recipientes para el transporte.

**Anexo 29.** Muestreo de agua del efluente del reservorio proveniente de la planta 2 de la PTAP “Quicapata” SEDA AYACUCHO.



A)



B)



C)



D)

A) Desinfección del grifo, B) se dejó correr el agua durante dos minutos, C) toma de muestra de agua clorada, y D) acondicionamiento de los frascos para el transporte.

**Anexo 30.** Equipo generador de ozono construido e instalado en el Laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.



**Anexo 31.** Inyección de ozono a los volúmenes de agua en el laboratorio de Transferencia de Masa de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia.



A)



B)



C)

A) Toma de la muestra blanco, B) inyección de ozono en los recipientes contenidos con los volúmenes de agua, y C) toma de 90 mL de muestra ozonizada en frascos contenidos con 10 mL de colorante azul de índigo.

### Anexo 32. Simulación de ozonización y cloración.



A)



B)

A) frascos contenidos con los volúmenes de muestras de agua ozonizada y colorante azul de índigo, y  
B) adición de 11  $\mu\text{L}$  de hipoclorito de sodio al 4,5% en muestras de agua inyectadas con 10 minutos de ozono.

**Anexo 33.** Filtración de los volúmenes de agua para el crecimiento de los organismos de vida libre sobrevivientes a los diferentes tiempos de contacto con el ozono.



A)



B)



C)

A) frascos contenidos con 90 mL de muestra de agua ozonizada con 10 mL de colorante azul de índigo, B) filtración al vacío de las muestras de agua, y C) colocación del filtro de membrana en los medios de cultivo.

**Anexo 34.** Filtración de las muestras de agua provenientes del efluente del reservorio de la planta 2 de la PTAP “Quicapata” para el crecimiento de los organismos de vida libre sobrevivientes al tratamiento con cloro gas.



A)



B)



C)

A) Agitación de los frascos, B) filtración al vacío de las muestras de agua, y C) colocación del filtro de membrana en los medios de cultivo.

**Anexo 35.** Incubación del medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther para el crecimiento de algas.



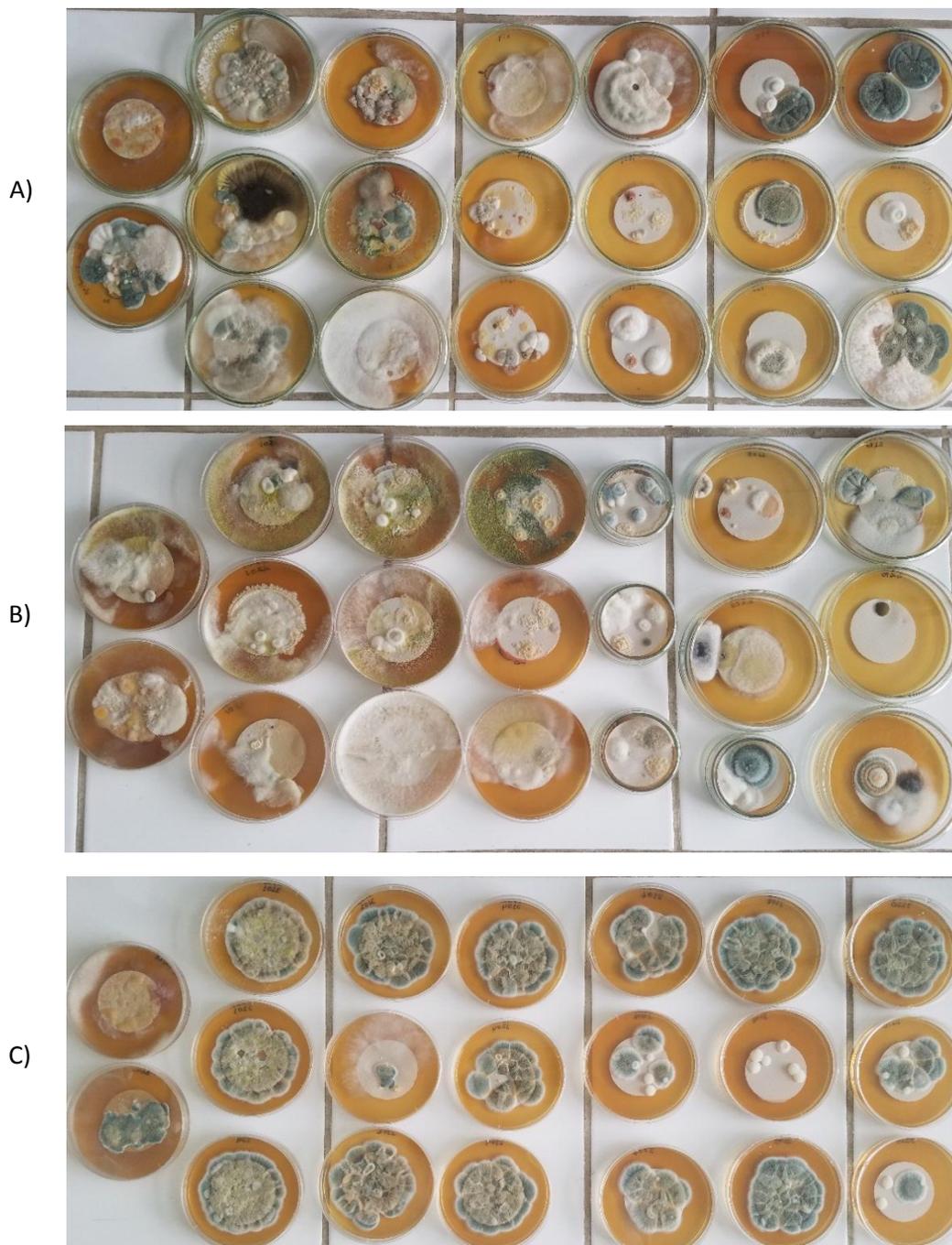
A)



B)

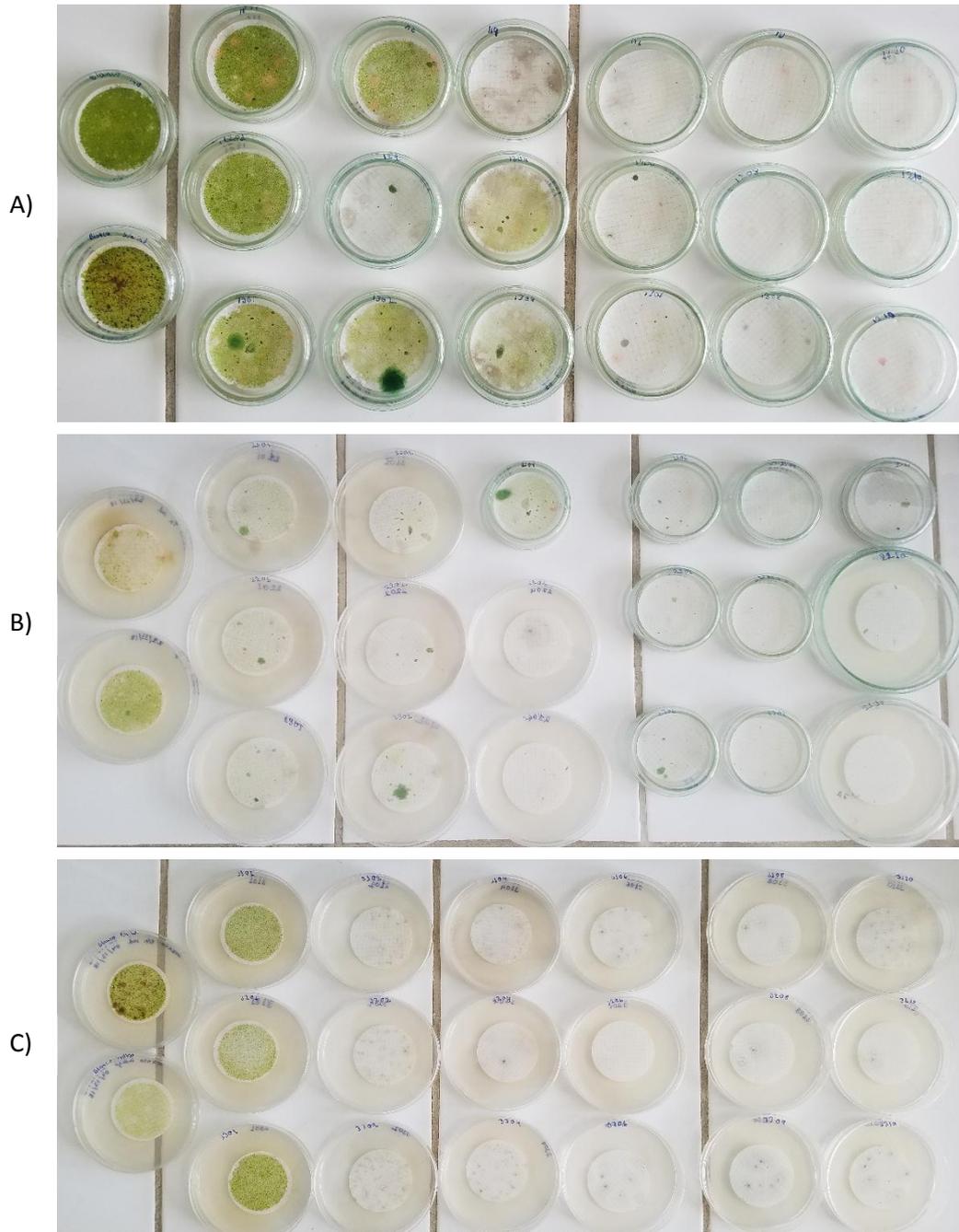
A) y B) placas incubadas con iluminación de 2 500 lúmenes a temperatura ambiente.

**Anexo 36.** Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los tiempos de tratamientos con ozono (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) y un blanco (las dos primeras placas) de protozoarios, mohos, levaduras y bacterias presentes en 90 mL de muestra de agua, desarrolladas en medio de cultivo agar extracto de malta y levadura a los 7 días de incubación a 25° C.



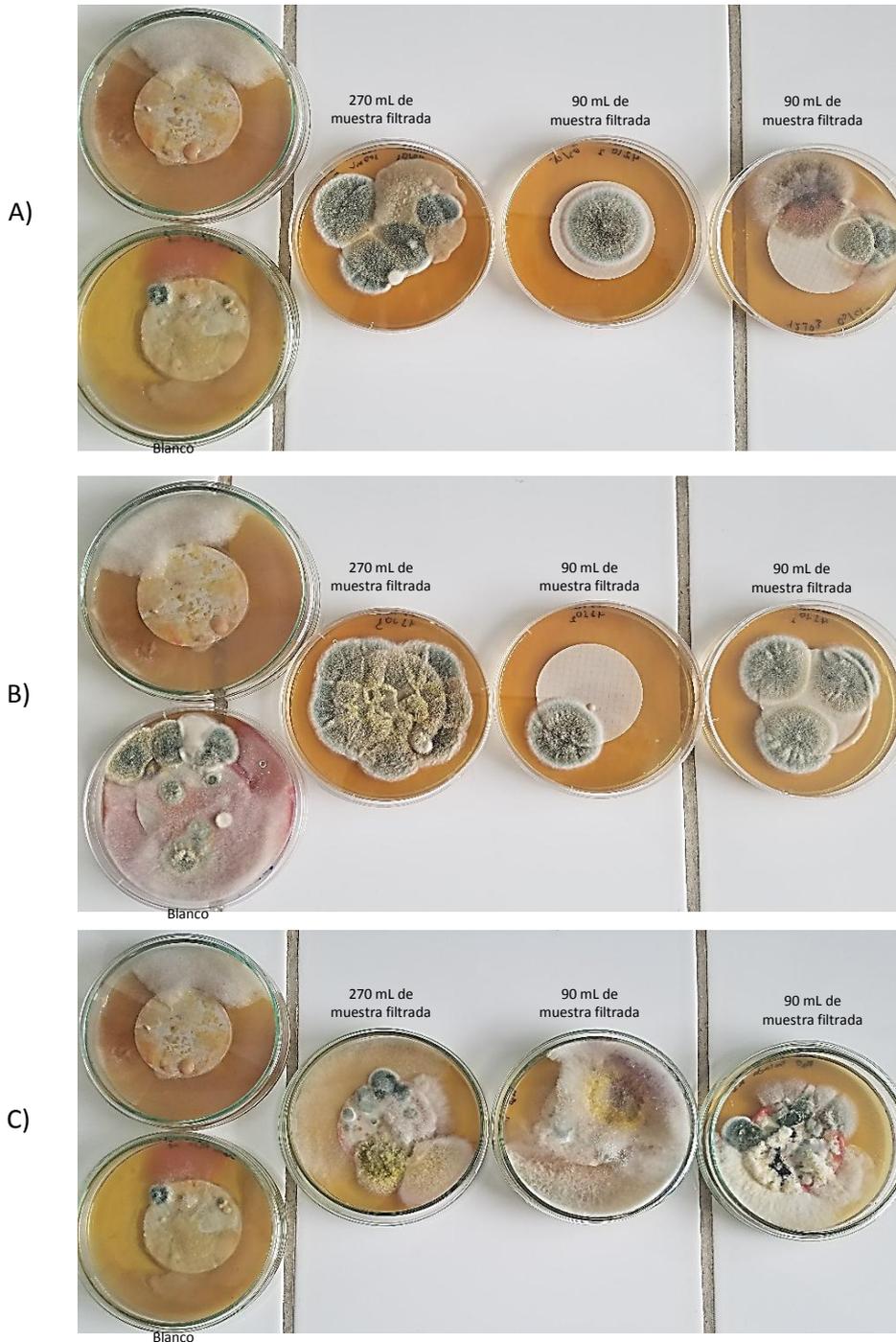
A) muestreo el 19 de noviembre, B) muestreo el 22 de noviembre, y C) muestreo el 4 de diciembre. Ayacucho, 2018.

**Anexo 37.** Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los tiempos de tratamientos con ozono (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) y un blanco (las dos primeras placas) de microalgas presentes en 90 mL de muestra de agua, desarrolladas en medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther a los 14 días de incubación a 25° C.



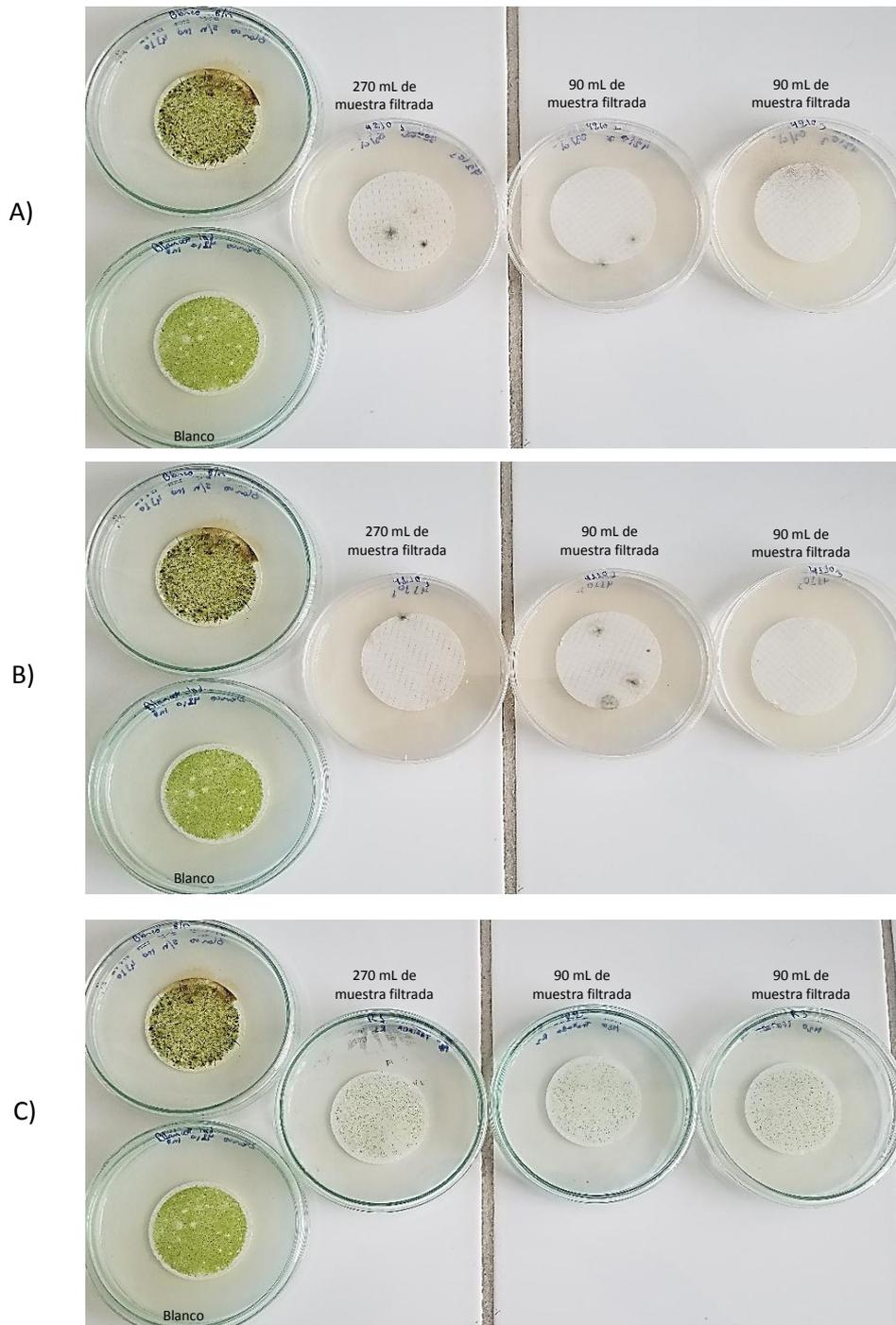
A) muestreo el 19 de noviembre, B) muestreo el 22 de noviembre, y C) muestreo el 4 de diciembre. Ayacucho, 2018.

**Anexo 38.** Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los diferentes tratamientos (ozono, ozono más cloro y cloro gas) y un blanco (las dos primeras placas) de protozoarios, mohos, levaduras y bacterias, desarrolladas en medio de cultivo agar extracto de malta y levadura a los 7 días de incubación a 25° C. Ayacucho, 14 de diciembre de 2018.



A) colonias sobrevivientes a la ozonización y cloración, B) colonias sobrevivientes a la ozonización, y C) colonias sobrevivientes a la cloración.

**Anexo 39.** Unidades formadoras de colonias (UFC) sobrevivientes a los diferentes tratamientos (ozono, ozono/cloro y cloro gas) y un blanco (las dos primeras placas) de microalgas, desarrolladas en medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther a los 14 días de incubación a 25° C. Ayacucho, 14 de diciembre de 2018.



A) colonias sobrevivientes a la ozonización y cloración, B) colonias sobrevivientes a la ozonización, y C) colonias sobrevivientes a la cloración.

**Anexo 40.** Medición de la concentración de ozono en espectrofotómetro a 600 nm de absorbancia. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



A)



B)

A) variación de la intensidad de color del azul de índigo a medida que incrementa el tiempo de inyección de ozono, y B) colocación de las cubetas contenidas con la muestra para la lectura de la absorbancia.

**Anexo 41.** Observación de microalgas, recuento directo a 400X de aumento, de muestras de agua provenientes de los efluentes del filtro y reservorio de la planta 2 de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



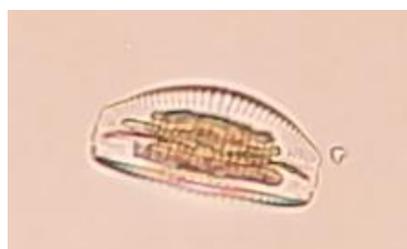
A)



B)



C)



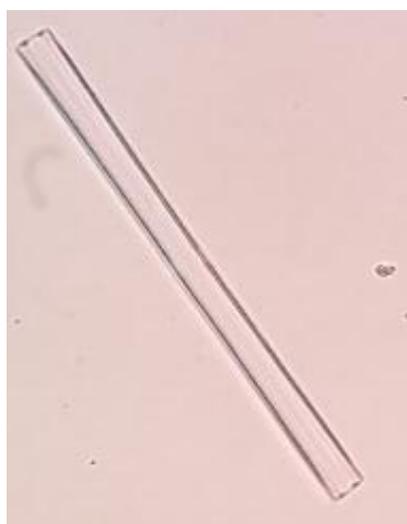
D)



E)



F)



G)



H)



I)



J)



K)



L)



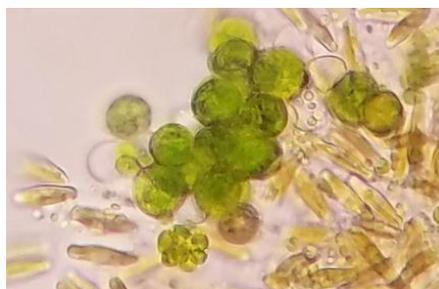
M)

A) *Nitzschia* sp., B) *Achnanthes* sp., C) *Gomphonema* sp., D) *Cymbella* sp., E) *Achnanthes* sp., F) *Diatoma* sp., G) *Fragilaria* sp., H) *Cymbella* sp., I) *Achnanthes* sp., J) *Cocconeis* sp., K) *Diatoma* sp., L) *Navicula* sp., y M) *Gomphonema* sp.

**Anexo 42.** Observación de microalgas desarrollados en medio de cultivo agar f/2 de Gullard y Ryther a 400X de aumento, aislados de muestras de agua provenientes de la planta 2 de la PTAP de Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



A)



B)



C)



D)



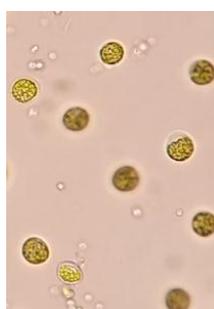
E)



F)



G)



H)



I)



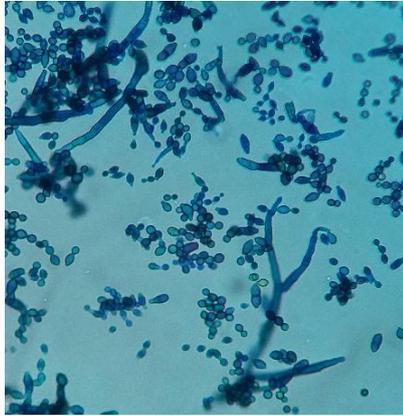
J)



K)

A) *Anabaena* sp., B) *Palmella* sp., C) *Fragilaria* sp., D) *Diatoma* sp., E) *Diatoma* sp., F) *Chlorococcum* sp., G) *Selenastrum* sp., H) *Chlorella* sp., I) *Desmodesmus* sp., J) *Diatoma* sp., y K) *Chlorococcum* sp.

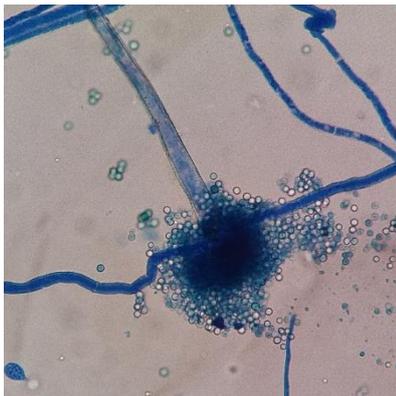
**Anexo 43.** Observación de microorganismos desarrollados en medio de cultivo agar extracto de malta y levadura a 400X de aumento, aislados de muestras de agua provenientes de la planta 2 de la PTAP Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



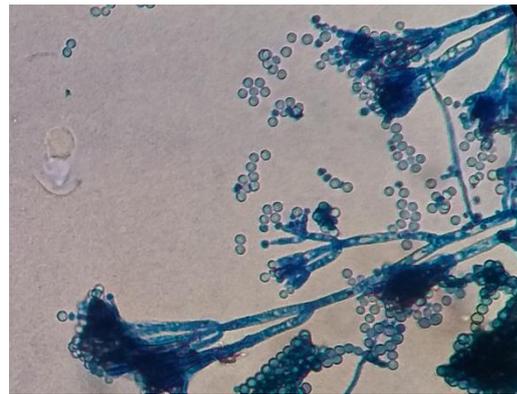
A)



B)



C)



D)



E)

A) *Cladosporium* sp., B) *Colletotrichum* sp., C) *Aspergillus* sp., D) *Penicillium* sp., y E) *Alternaria* sp.

**Anexo 44.** Observación de microalgas con daño en la pared celular, recuento directo a 400X de aumento, de muestras de agua inyectadas con ozono, provenientes de los efluentes del filtro de la planta 2 de la PTAP Quicapata. Ayacucho, noviembre y diciembre de 2018.



A)



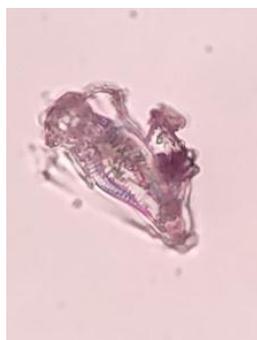
B)



C)



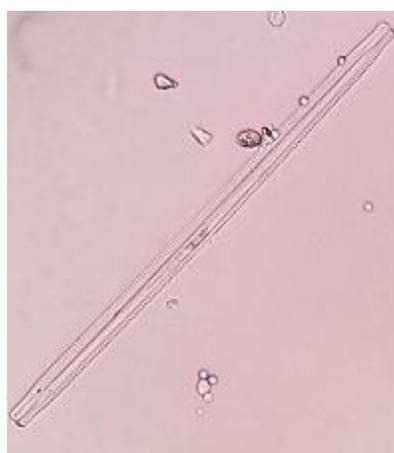
D)



E)



F)



G)



H)

A) *Gomphonema* sp., B) *Cymbella* sp., C) *Diatoma* sp., D) *Gomphonema* sp., E) *Achnanthes* sp., F) *Achnanthes* sp., G) *Fragilaria* sp., y H) *Diatoma* sp.

### Anexo 45. Matriz de Consistencia

**Título:** Efecto microbicida del ozono sobre organismos de vida libre en el proceso de potabilización del agua. Ayacucho, 2018.

**Autor:** Benito Huamán, Liz Paola

PROBLEMA	OBJETIVOS	MARCO TEÓRICO	HIPÓTESIS	VARIABLE EN ESTUDIO	METODOLOGÍA
<p><b>Problema general</b> ¿Cuál será el tiempo de contacto del ozono con el agua para la remoción de organismos de vida libre en el proceso de potabilización del agua, Ayacucho – 2018?</p>	<p><b>Objetivo general</b> Evaluar el efecto microbicida del ozono sobre organismos de vida libre probado en seis tiempos de contacto en el proceso de potabilización del agua.</p> <p><b>Objetivo específico</b> -Determinar la capacidad de remoción del ozono sobre organismos de vida libre como algas, protozoarios de vida libre, copépodos, rotíferos y nematodos probado en seis tiempos de contacto (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos) -Evaluar los parámetros fisicoquímicos como pH, conductividad y turbiedad para el control del proceso de potabilización del agua</p>	<p>La utilización del ozono se ha convertido en un método atractivo para los procesos de tratamiento de aguas. La capacidad microbicida del ozono está dada por su elevado poder oxidante y su rápida velocidad de reacción con diferentes moléculas biológicas. La aplicación del ozono como alternativa para la desinfección de aguas respecto a la cloración esta incrementado porque no genera sub productos de desinfección y su poder desinfectante es mayor.</p>	<p><b>Hipótesis general</b> Si el ozono tiene efecto microbicida, entonces el empleo de diferentes de tiempos de contacto de ozono con el agua determinan que a mayor tiempo la remoción de organismos de vida libre será hasta niveles permisibles según el Reglamento de la calidad de Agua para Consumo Humano: D.S. N° 031-2010-SA /Ministerio de Salud.</p>	<p><b>Variable dependiente</b> -Efecto microbicida del ozono. <b>Indicador:</b> Capacidad de remoción en el agua de organismos de vida libre (algas, protozoarios, copépodos, rotíferos y nematodos). <b>Variables independientes</b> -Tiempo de contacto con el agua. <b>Indicador:</b> Tiempos de contacto del ozono con el agua (1, 2, 4, 6, 8 y 10 minutos)</p>	<p><b>Tipo de investigación</b> - Aplicada <b>Nivel de investigación</b> - Experimental <b>Método</b> - Inductivo <b>Diseño</b> - Experimental <b>Muestreo</b> - Población <b>Técnicas</b> - Observación - Experimentación</p>