



Pontificia Universidad Católica del Ecuador

Sede Ibarra

ESCUELA DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES

INFORME FINAL DEL PROYECTO

TEMA:

EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD DE BIORREMEDIACIÓN DE LA ESPECIE
Scenedesmus sp. y *Chlorella sp.* MEDIANTE LA CONSTRUCCIÓN DE UN SISTEMA DE
BIODISCOS PARA EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DEL RÍO EL TEJAR.

PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
INGENIERA EN CIENCIAS AMBIENTALES Y ECODESARROLLO

LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN:

Gestión sostenible y aprovechamiento de los recursos naturales.

Sublínea: Ambiente y Biodiversidad

AUTORA: KARLA PAMELA AUZ SILVA

ASESOR Mgs. EDMUNDO RENÉ RECALDE POSSO

IBARRA, SEPTIEMBRE - 2019



Ibarra, 05 de septiembre de 2019

Mgs.

Edmundo René Recalde Posso

ASESOR

CERTIFICA:

Haber revisado el presente informe final de investigación, el mismo que se ajusta a las normas vigentes en la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales (ECAA), de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCESI); en consecuencia, autorizo su presentación para los fines legales pertinentes

(f)

Mgs. Edmundo René Recalde Posso

C.C.: 1001774494



APROBACIÓN DEL TRIBUNAL

El jurado examinador, aprueba el presente informe de investigación en nombre de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCESI):

(f): 

Mgs. Edmundo René Recalde Posso

C.C.: 1001774494

(f): 

PhD. Rubén del Toro Déniz

C.C.: 1757544471

(f): 

Mgs. María Fernanda López Flores

C.C.: 1002509600



ACTA DE CESIÓN DE DERECHOS

Yo Karla Pamela Auz Silva, declaro conocer y aceptar la disposición del Art. 165 del Código Orgánico de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad e Innovación, que manifiesta textualmente: “Se reconoce facultad de los autores y demás titulares de derechos de disponer de sus derechos o autorizar las utilidades de sus obras o prestaciones, a título gratuito u oneroso, según las condiciones que determinen. Esta facultad podrá ejercerse mediante licencias libres, abiertas y otros modelos alternativos de licenciamiento o la renuncia”.

Ibarra, 5 de septiembre de 2019

f): 

Karla Pamela Auz Silva

C.C.: 1004756688



AUTORÍA

Yo, Karla Pamela Auz Silva portador de la cédula de ciudadanía N° 1004756688, declaro que la presente investigación es de total responsabilidad del (los) autor (es), y eximo expresamente a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra de posibles reclamos o acciones legales.

f):
Karla Pamela

Karla Pamela Auz Silva

C.C.: 1004756688



DECLARACIÓN Y AUTORIZACIÓN

Yo: Karla Pamela Auz Silva, con CC: 1004756688, autor del trabajo de grado intitulado: “Evaluación de la capacidad de biorremediación de la especie *Scenedesmus sp.* y *Chlorella sp.* mediante la construcción de un sistema de biodiscos para el tratamiento de aguas residuales del Río EL Tejar”, previo a la obtención del título profesional de Ingeniera en Ciencias Ambientales y Ecodesarrollo en la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales

1.- Declaro tener pleno conocimiento de la obligación que tiene la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede- Ibarra, de conformidad con el artículo 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior de entregar a la SENESCYT en formato digital una copia del referido trabajo de graduación para que sea integrado al Sistema Nacional de Información de la Educación Superior del Ecuador para su difusión pública respetando los derechos de autor.

2.- Autorizo a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra a difundir a través de sitio web de la Biblioteca de la PUCESI el referido trabajo de graduación, respetando las políticas de propiedad intelectual de Universidad.

Ibarra, 5 de septiembre del 2019

(f.).....

Karla Pamela Auz Silva

C.C.: 1004756688



DECLARACIÓN DE COMPORTAMIENTO ÉTICO EN LA ELABORACIÓN, DESARROLLO Y EVALUACIÓN DE TRABAJOS DE TITULACIÓN

Por medio de la presente declaro conocer y aplicar en la elaboración, desarrollo y evaluación del proyecto de Titulación: “Evaluación de la capacidad de biorremediación de la especie *Scenedesmus sp.* y *Chlorella sp.* mediante la construcción de un sistema de biodiscos para el tratamiento de aguas residuales del Río EL Tejar” lo propuesto en el código de Ética de investigación y aprendizaje de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Sede Ibarra (PUCESI) aprobado por el Consejo Superior de la PUCE con fecha 15 de enero de 2018.

Para constancia firma:

f): 

Karla Pamela Auz Silva

C.C.: 1004756688

Carrera: Ciencias Ambientales y Ecodesarrollo

Ibarra, 5 de septiembre del 2019



DEDICATORIA

Principalmente quiero dedicar este trabajo a Dios, por haberme regalado el don de la vida, por ser mi fortaleza en mis momentos de debilidad y por brindarme una vida llena de mucho aprendizaje, experiencia, felicidad y permitirme el haber llegado hasta este momento tan importante de mi formación profesional.

También a mis padres Carlos Auz y Carmita Silva por su apoyo incondicional a lo largo de este maravilloso camino estudiantil, ya que sin ellos no podría haber llegado en donde me encuentro y a mi hermana mayor que siempre ha sido mi amiga incondicional, mi confidente y sobre todo la persona que más me ha protegido en toda mi vida.

Y a una persona especial Juan Carlos G. que desde el cielo me inspiro a nunca rendirme ante las adversidades e hizo que cada día pueda superar todos los problemas que se presentaban



AGRADECIMIENTO

Deseo agradecer a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCESI), por la formación de un gran profesional.

También me gustaría agradecer a mis docentes durante toda mi carrera profesional porque todos han aportado con un granito de arena a mi formación, y en especial a mi asesor de tesis Mgs. Edmundo Recalde, por su esfuerzo y dedicación, quien, con sus conocimientos, su experiencia, su paciencia y su motivación ha logrado en mí que pueda terminar mis estudios con éxito.

Son muchas las personas que han formado parte de mi vida profesional, mis amigos de la universidad a los que me encantaría agradecerles su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. De manera especial a mis dos mejores amigas Yadi García y Nicole Morales que en todos los momentos supieron cómo animarme, apoyarme y darme fuerzas para seguir, un gracias totales.

Para ellos: Muchas gracias y que Dios los bendiga. |

ÍNDICE DE CONTENIDO

1. RESUMEN Y PALABRAS CLAVES	1
2. ABSTRACT	2
3. INTRODUCCIÓN	3
4. ESTADO DEL ARTE	6
4.1. Agua residual	6
4.1.1. Clasificación de agua residual	6
4.1.2. Características del agua residual	7
4.1.3. Efectos de los contaminantes del agua residual	11
4.1.4. Tratamientos de aguas residuales.....	13
4.2. Microalgas.....	13
4.2.1. Características Generales	13
4.2.2. <i>Chlorella sp.</i>	18
4.2.3. <i>Scenedesmus sp.</i>	20
4.3. Reactores de Biodiscos	22
5. MATERIALES Y MÉTODOS	28
5.1. Área de estudio	28
5.2. Descripción del experimento	29
5.2.1. Producción de la biomasa	30
5.2.2. Cinética de crecimiento	31
5.2.3. Construcción de los Reactores de Biodiscos	31
5.2.4. Formación de la biopelícula.....	33
5.2.5. Toma de muestras de agua residual	35
5.2.6. Caracterización del agua residual	36
5.2.7. Colocación del agua residual en los reactores	37
5.2.8. Medición de los parámetros	37
5.3. Tratamientos	37
5.4. Unidades experimentales	39
5.5. Análisis estadísticos.....	39

5.6. Materiales.....	39
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	40
6.1. RESULTADOS DE LA PRIMERA ETAPA	40
6.2. RESULTADOS DE LA SEGUNDA ETAPA	69
6.3. RESULTADOS DE LA SOCIALIZACIÓN	93
6.4. DISCUSIÓN	94
7. CONCLUSIONES	97
8. RECOMENDACIONES	98
9. BIBLIOGRAFÍA	99
10. ANEXOS	107

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Contaminantes en aguas residuales y posibles consecuencias en aguas receptoras	12
Tabla 2 Composición química (en % del peso seco total) de microalgas.....	14
Tabla 3 Requerimientos de los cultivos de microalgas.....	16
Tabla 4 Clasificación de las Microalgas	17
Tabla 5 Taxonomía de la especie <i>Chlorella sp.</i>	20
Tabla 6 Taxonomía de la especie <i>Scenedesmus sp.</i>	21
Tabla 7 Criterios que recomienda The Water Pollution Control Federation	26
Tabla 8 Tratamientos de la investigación	38
Tabla 9 Análisis de Varianza para la variable pH del cultivo del microalgas en el reactor	42
Tabla 10 Análisis de Varianza para la variable conductividad del cultivo del microalgas en el reactor	47
Tabla 11 Análisis de Varianza para la variable pH del cultivo del microalgas en el reactor ...	52
Tabla 12 Análisis de Varianza para la variable de conteo en texturas del cultivo del microalgas	57
Tabla 13 Análisis de Varianza para la variable de conteo del cultivo del microalgas en el reactor	62
Tabla 14 Análisis de Varianza para la variable del agua colocada en el cultivo del microalgas en el reactor	67
Tabla 15 Análisis de Varianza para la variable pH del cultivo del microalgas	71
Tabla 16 Análisis de Varianza para la variable conductividad del cultivo del microalgas	76
Tabla 17 Análisis de Varianza para la variable absorbancia del cultivo del microalgas.....	80
Tabla 18 Análisis de Varianza para la variable conteo del cultivo del microalgas	85
Tabla 19 Análisis de Varianza para la variable DQO del cultivo del microalgas	89
Tabla 20 Concentración Inicial de Microalgas	121
Tabla 21 Datos de Agua Colocada en ml	121
Tabla 22 Datos del pH	122
Tabla 23 Datos de Conductividad.....	123
Tabla 24 Datos de Absorbancia	124

Tabla 25 Conteo Celular de la Texturas	125
Tabla 26 Conteo celular en el Reactor	126
Tabla 27 Datos del pH	127
Tabla 28 Datos de la Conductividad.....	128
Tabla 29 Datos de Absorbancia	129
Tabla 30 Datos de Conteo Celular	130
Tabla 31 Datos del DQO	131
Tabla 32 Datos del DBO.....	131

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Clasificación de Sólidos Totales contenidos en el agua residual	8
Figura 2 Esquema de un canal de cultivo de microalgas	15
Figura 3 Fotobiorreactores	15
Figura 4 Principio de Funcionamiento.....	24
Figura 5 Partes del Sistema de Biodiscos	24
Figura 6 Puntos de recolección	29
Figura 7 Producción de microalgas	30
Figura 8 Conteo celular.....	31
Figura 9 Medidas del sistema de biodiscos	32
Figura 10 Diseño de reactor armado.....	32
Figura 11 Construcción del reactor.....	33
Figura 12 Medición de parámetros	34
Figura 13 Biopelícula formada	35
Figura 14 Toma de muestras.....	35
Figura 15 Medición de Parámetros	36
Figura 16 Colocación del agua residual en los reactores.....	37
Figura 17 Resultado del pH en cultivo <i>Chlorella</i> sp. en el reactor	40
Figura 18 Resultado del pH en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp. en el reactor	41
Figura 19 Resultados de pH del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	42
Figura 20 Resultados de pH en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre los tres tipos de textura.....	43
Figura 21 Resultados de pH en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	43
Figura 22 Resultados de pH en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre los tratamientos.....	44
Figura 23 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo <i>Chlorella</i> sp. en el reactor	45

Figura 24 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp. en el reactor .	46
Figura 25 Resultados de la conductividad eléctrica del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.).....	47
Figura 26 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre los tres tipos de textura	48
Figura 27 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.	49
Figura 28 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre los tratamientos.....	49
Figura 29 Resultado de la absorbancia en cultivo <i>Chlorella</i> sp. en el reactor	50
Figura 30 Resultado de la absorbancia en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp. en el reactor	51
Figura 31 Resultados de la absorbancia del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	52
Figura 32 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre los tres tipos de textura.....	53
Figura 33 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	53
Figura 34 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre los tratamientos.	54
Figura 35 Resultado del conteo de las texturas del cultivo <i>Chlorella</i> sp. en el reactor	55
Figura 36 Resultado del conteo en las texturas del cultivo <i>Scenedesmus</i> sp. en el reactor.....	56
Figura 37 Resultados de conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	57
Figura 38 Resultados de conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre los tres tipos de textura.....	58
Figura 39 Resultados del conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p<0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	58

Figura 40 Resultados del conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos	59
Figura 41 Resultado del conteo en el reactor del cultivo <i>Chlorella</i> sp.	59
Figura 42 Resultado del conteo en el reactor de cultivo <i>Scenedesmus</i> sp.	60
Figura 43 Resultados del conteo del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	61
Figura 44 Resultados de conteo del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura.....	62
Figura 45 Resultados del conteo del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.	63
Figura 46 Resultados del conteo del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.	64
Figura 47 Resultado del agua colocada en cultivo <i>Chlorella</i> sp. en el reactor	64
Figura 48 Resultado del agua colocada en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp. en el reactor.....	65
Figura 49 Resultados del agua colocada del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	66
Figura 50 Resultados del agua colocada en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura.....	67
Figura 51 Resultados del agua colocada en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	68
Figura 52 Resultados del agua colocada en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.	68
Figura 53 Resultado del pH en cultivo <i>Chlorella</i> sp.	69
Figura 54 Resultado del pH en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp.	70
Figura 55 Resultados de pH del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	71
Figura 56 Resultados de pH en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura.....	72

Figura 57 Resultados de pH en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	72
Figura 58 Resultados de pH en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.	73
Figura 59 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo <i>Chlorella</i> sp.....	73
Figura 60 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp.....	74
Figura 61 Resultados de la conductividad eléctrica del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	75
Figura 62 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura.....	76
Figura 63 Resultados de la conductividad en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	77
Figura 64 Resultados de conductividad en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.	77
Figura 65 Resultado de la absorbancia en cultivo <i>Chlorella</i> sp.	78
Figura 66 Resultado de la absorbancia en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp.	79
Figura 67 Resultados de la absorbancia del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.)	80
Figura 68 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura.....	81
Figura 69 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	81
Figura 70 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.....	82
Figura 71 Resultado del conteo celular en cultivo <i>Chlorella</i> sp.	82
Figura 72 Resultado del conteo en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp.	83
Figura 73 Resultados del conteo del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.).....	84

Figura 74 Resultados del conteo en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura.....	85
Figura 75 Resultados de conteo en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	86
Figura 76 Resultados del conteo en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.	86
Figura 77 Resultado del DQO en cultivo <i>Chlorella</i> sp.	87
Figura 78 Resultado del DQO en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp.....	88
Figura 79 Resultados del conteo del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (<i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.).....	89
Figura 80 Resultados del DQO en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura.....	90
Figura 81 Resultados del DQO en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies <i>Chlorella</i> sp. y <i>Scenedesmus</i> sp.....	90
Figura 82 Resultados del DQO en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.	91
Figura 83 Resultado del DBO en cultivo <i>Chlorella</i> sp.	91
Figura 84 Resultado del DBO en cultivo <i>Scenedesmus</i> sp.....	92

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO I Evidencias Fotográficas.....	107
ANEXO II Datos de Campo Primera Etapa	121
ANEXO III Datos de Campo Segunda Etapa.....	127
ANEXO IV Resultados de la Socialización.....	132

1. RESUMEN Y PALABRAS CLAVES

La presente investigación se realizó con el propósito de evaluar la capacidad de biorremediación de la especie *Scenedesmus sp.* y *Chlorella sp.* para el tratamiento de aguas residuales del Río el Tejar mediante la construcción de un sistema de biodiscos. El estudio se inició con la producción de dos tipos de microalgas y a su vez se construyó el sistema de biodiscos de acuerdo a los parámetros establecidos para el funcionamiento a nivel laboratorio, siendo uno de ellos la utilización de tres tipos de texturas donde se formaría la biopelícula de microalgas. El fundamento de este sistema es el uso de un reactor rotativo y la biopelícula.

Una vez, obtenida la biomasa de microalgas y el sistema de biodiscos, se procedió con la formación de la biopelícula colocando las dos especies en las diferentes texturas y en cada unidad experimental; siendo la concentración de *Chlorella sp.* $3,74 \times 10^6$ cel. ml y de *Scenedesmus sp.* $3,81 \times 10^6$ cel. ml. Este proceso tuvo la duración de siete días, debido a que este periodo corresponde al promedio del tiempo en el cual las microalgas se adhieren y se reproducen en los discos. Una vez formada la biopelícula se retiró la biomasa de microalgas restante de los reactores para ser remplazada por el agua a tratar, manteniendo dicho proceso por otros siete días más. Se evaluaron los parámetros físico-químicos y conteos tanto del agua residual como del cultivo de microalgas cada 48 horas determinando mediante un diseño de bloques completos al azar con tres repeticiones y la prueba Tukey ($p < 0,05$) que estadísticamente este tipo de tratamientos con estos sistemas son muy factibles para la reducción de DQO y DBO, considerando que en los dos tipos de microalgas con la textura de fieltro con mezcla de lana (T2) tuvo mayor crecimiento celular y mayor depuración, consiguiendo una reducción del 81% en DQO con *Chlorella sp.* pasando de 9890 mg/l a 1860 mg/l y el 74% con *Scenedesmus sp.* finalizando 2566 mg/l sin embargo este parámetro no está dentro del límite permisible mientras que en DBO inició con 178 mg/l y se redujo el 71% en la especie *Chlorella sp.* y 65% en *Scenedesmus sp.* concluyendo con valores de 51 mg/l y 63 mg/l respectivamente, además la conductividad eléctrica disminuyó de $1161 \mu\text{S} \cdot \text{cm}^{-1}$ a $609,3 \mu\text{S} \cdot \text{cm}^{-1}$ con la especie *Chlorella sp.* y a $516 \mu\text{S} \cdot \text{cm}^{-1}$ con la especie *Scenedesmus sp.* dejando estos dos últimos parámetros dentro de los límites permisibles.

Palabras claves: Biodiscos, Biopelícula, Biofilm, *Chlorella sp.*, *Scenedesmus sp.*, DQO, DBO.

2. ABSTRACT

The present investigation was carried out with the purpose of evaluating the bioremediation capacity of the species *Scenedesmus sp.* and *Chlorella sp.* for the treatment of residual waters of the River El Tejar by means of the construction of a system of biodiscs. The study started with the production of two types of microalgae and at the same time the biodiscs system was constructed according to the parameters established for the operation at laboratory level, being one of them the use of three types of textures where the microalgae biofilm would be formed. The foundation of this system is the use of a rotating reactor and biofilm.

Once the microalgae biomass and the biodisc system were obtained, the biofilm was formed, placing the two species in the different textures and in each experimental unit; being the concentration of *Chlorella sp.* $3,74 \times 10^6$ cel. ml and *Scenedesmus sp.* $3,81 \times 10^6$ cel. ml⁻¹. This process lasted seven days, because this period corresponds to the average time in which the microalgae adhere and reproduce on the discs. Once the biofilm was formed, the remaining microalgae biomass was removed from the reactors to be replaced by the water to be treated, maintaining this process for another seven days. The physical-chemical parameters and counts of both wastewater and microalgae culture were evaluated every 48 hours, determining by means of a random complete block design with three repetitions and the tukey test ($p < 0.05$) that statistically this type of treatment with these systems are very feasible for the reduction of COD and BOD, considering that in the two types of microalgae with the texture of felt with wool mixture (T2) had greater cell growth and purification, achieving a reduction of 72% in COD with *Chlorella sp.* going from 9890 mg/l to 1860 mg/l and 65% with *Scenedesmus sp.* finishing 2566 mg/l nevertheless this parameter is not within the permissible limit whereas in BOD it started with 178 mg/l and 82% was reduced in the species *Chlorella sp.* and 75% in *Scenedesmus sp.* concluding with values of 51 mg/l and 63 mg/l respectively, in addition the electrical conductivity decreased from 1161 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ to 609,3 with the species *Chlorella sp.* and to 516 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ with the species *Scenedesmus sp.* leaving these two last parameters within the permissible limits.

Keywords: Biodiscs, Biofilm, Biofilm, *Chlorella sp.*, *Scenedesmus sp.*, COD, BOD.

3. INTRODUCCIÓN

El incremento de la población mundial, la industrialización, el uso indiscriminado de los recursos naturales y prácticamente todas las actividades que originan bienes producen contaminación, disminuyendo el porcentaje de agua dulce. Más del 80% de las aguas residuales en los países en vías de desarrollo son depositadas sin previo tratamiento, contaminando ríos, lagos y zonas costeras, afectando no solo a la calidad de esta sino a los organismos que viven en ella (Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura, 2014).

En el Ecuador según una encuesta de información ambiental realizada por el Instituto Nacional de Estadísticas y Censos (2013), solamente el 8,1% de las empresas privadas a nivel nacional realiza un previo tratamiento de agua residual, además el 25% de las empresas públicas en especial las del sector de suministro de electricidad realizan un tratamiento de aguas residuales previo a su descarga en un cuerpo de agua.

A pesar de que las empresas realizan actividades industriales y sabiendo que estas aguas no pueden eliminar sus contaminantes con algún tratamiento convencional, se vuelve preocupante conocer que un bajo porcentaje de las empresas realizan tratamientos de agua residual siendo ellas las principales fuentes de contaminación para este recurso. Las actividades mineras, la agricultura, las petroleras, las fábricas de textiles, etc.; son las mayores fuentes de contaminación del agua (Cabrera *et al.*, 2010).

Los reactores de biodiscos se han convertido en una alternativa económica, sustentable y muy eficiente en la remoción de contaminantes en efluentes domésticos o industriales, además muestra una ventajosa relación costo – beneficio. De igual manera no presenta un efecto negativo hacia el ambiente.

La presente investigación busca evaluar capacidad de biorremediación de dos especies de microalgas, debido a que estos microorganismos presentan características que sobresalen cuando se habla de depuración de aguas residuales, además de eso se eligió un sistema que ha presentado resultado con elevada eficiencia. Estas aguas residuales presentan una característica principal que es una gran concentración de DQO y DBO, para analizar esta problemática es necesario mencionar sus causas, siendo una de ellas la descarga directa de las aguas servidas generadas por el mercado, fabrica del textil y camal en el cuerpo de agua.

El interés de esta investigación es la implementación de nuevas alternativas de biorremediación biológicas, combinando dos de los tratamientos que presentan varias ventajas en la eficiencia de remoción de contaminantes convirtiéndolo en una de las opciones más rentables para la biorremediación de agua.

Objetivo General:

Evaluar la capacidad de biorremediación de las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* mediante la construcción de un sistema de biodiscos para el tratamiento de aguas residuales del Río El Tejar.

Objetivos Específicos:

1. Caracterizar el estado actual de la calidad del agua mediante un análisis de sus propiedades fisicoquímicas.
2. Establecer parámetros necesarios para el diseño y construcción del sistema a escala laboratorio, mediante recopilación de información bibliográfica.
3. Evaluar la efectividad de biorremediación del reactor.
4. Socializar los resultados con las personas aledañas al río El Tejar.

Hipótesis

H1: Las algas unicelulares y la textura de la biopelícula en el reactor de biodiscos biorremedia el agua.

Ho: Las algas unicelulares y la textura de la biopelícula en el reactor de biodiscos no biorremedia el agua.

Variable independiente

- Tipos de Algas
- Textura de la biopelícula

Variable dependiente

- Conductividad
- pH
- Absorbancia
- Agua Consumida
- Concentración celular

4. ESTADO DEL ARTE

4.1. Agua residual

Según la FAO (2015) se entiende por agua residual aquella que no tiene un valor inmediato para el fin que se utilizó ni para su propósito para el que se produjo debido a su calidad, cantidad o por su disposición.

De igual manera se puede decir que las aguas residuales son líquidos que provienen de actividades antrópicas, pero se caracterizan por tener un porcentaje elevado de residuos contaminantes, las cuales pueden ser recolectadas por un sistema de alcantarillado o a su vez ser vertidas directamente a un cuerpo de agua (López del Pino y Martín, 2017).

4.1.1. Clasificación de agua residual

Aguas Residuales Domesticas

Las aguas residuales domésticas también llamadas “líquidos cloacales” son las que provienen de áreas residenciales, comerciales incluidas las instituciones y zonas recreativas, además aquí están comprendidas aguas provenientes de baños, cocinas, drenaje de piso y lavanderías. Estas normalmente son recolectadas por un sistema de alcantarillado (Barba, 2002).

Aguas Residuales Industriales

Son todas las aguas residuales que provienen desde locales que son utilizadas para cualquier actividad industrial o comercial, que generalmente existen fuera de las áreas urbanas las cuales deben ser tratadas antes de ser vertidas en el sistema de alcantarillado, algunas de estas provienen de actividades como: minería, agroindustrias, textiles, etc. (Círculo de Innovación en Tecnologías Medioambientales y Energía, 2014).

Aguas Residuales Urbanas

Estas son las aguas residuales domésticas, o la mezcla de estas con las aguas residuales industriales o con las aguas residuales de escorrentía pluvial o finalmente una mezcla de las tres (Instituto Tecnológico de las Canarias y Centro de las Nuevas Tecnologías del Agua, 2006).

4.1.2. Características del agua residual

Características Física

Sólidos Totales (ST)

Los sólidos totales son las partículas visibles y coloidales que están presentes en la masa del agua y conformados principalmente por sustancias disueltas químicas orgánicas e inorgánicas, células de organismos tanto vivos como muertos, materia orgánica, partículas de fibra, entre otras (Carreño, 2016).

Los sólidos se pueden clasificar según su estado y tamaño: sedimentables, suspendidos y disueltos. Los sólidos disueltos totales (SDT) corresponde a materiales solubles, mientras que los sólidos en suspensión son las partículas que quedan al filtrar el agua residual a través de un papel filtro de un poro fino. Los sólidos sedimentables son con los que se sedimentan en el cono de Imhoff los cuales se dejan reposar 1l de agua por una hora obteniendo una medida próxima a la cantidad de lodo que se obtendrá en la sedimentación. Todos los sólidos tienen unidades de representación de mg/l con la excepción de los sedimentables que es ml/l. (Carreño, 2016).

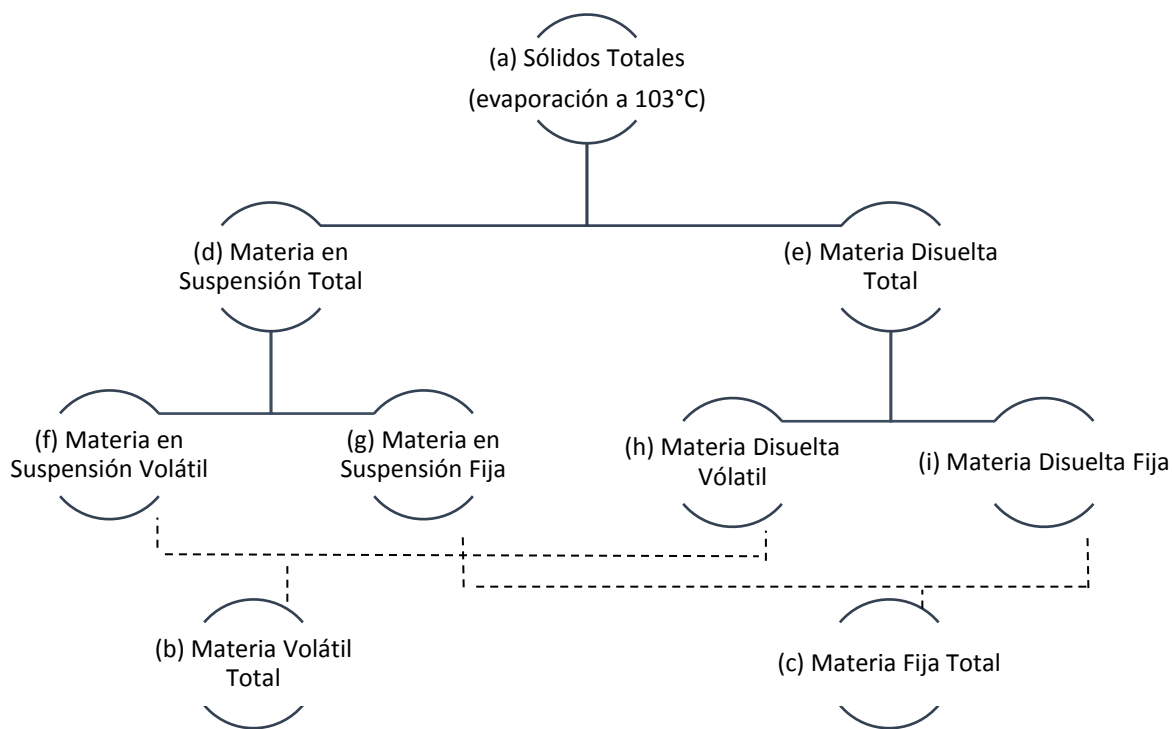


Figura 1 Clasificación de Sólidos Totales contenidos en el agua residual
Fuente: Droste, 1997

En la figura podemos ver la formación y clasificación de los sólidos totales siendo: $a = b+c$; $b = f+h$; $c = g+i$; $e=h+i$.

Temperatura

La temperatura de las aguas residuales siempre va a ser mayor que la temperatura del agua potable, debido a que se vierten líquidos calientes provenientes de actividades antrópicas, influenciando en la biodegradabilidad de materia orgánica. Las altas temperaturas contribuyen a la reducción del oxígeno disuelto (OD) lo cual disminuye a su vez el crecimiento bacteriano y de otras especies como crustáceos, peces, etc. La temperatura también puede contribuir en el crecimiento de plantas u hongos no deseados (Carreño, 2016).

Olor

El olor en agua residuales recién depositadas se las puede catalogar como casi inofensivo; no obstante, cuando estas aguas se convierten en sépticas, liberan gases que son producidos por la descomposición anaerobia y aerobia de materia orgánica que se encuentra en el agua residual, resultando olores fuertes que no son soportables, siendo principalmente por la presencia de ácido sulfhídrico, amoniaco, escatol, etc. (Carreño, 2016).

Color

El color que tienen las aguas residuales dependen principalmente de las partículas que contienen; denominando color aparente al que se observa por la presencia de solidos suspendidos y color verdadero el cual es originado por sustancias disueltas y coloidales presentes en el agua (Carreño, 2016).

Características Químicas

pH

El pH es el grado de acidez o alcalinidad que posee el agua la cual depende a la concentración de iones de hidrogeno. El pH presenta una escala de 0 a 14 siendo 7 un valor neutro, si este es mayor que 7 se vuelve alcalino y si es menor es acido (Comisión Nacional del Agua, 2016)

Alcalinidad

La alcalinidad es la capacidad del agua para neutralizar ácidos, es importante en todo tipo de agua ya que proporciona un amortiguamiento para resistir a cambios de pH. Existen dos tipos de alcalinidad la caustica que tiene un pH superior a 8.2 y la total que está por encima de 4,5. Esta alcalinidad se expresa en términos de mg/l de CaCO₃ (Comisión Nacional del Agua, 2016).

Carbono Orgánico Total

El carbón orgánico total es una técnica que sirve para determinar el contenido de materia orgánica en el agua, la cual mide realmente el carbono orgánico tanto biodegradable como no (Comisión Nacional del Agua, 2016).

Oxígeno Disuelto (OD)

Según la Comisión Nacional del Agua (2016) la cantidad de oxígeno disuelto en el agua, el cual es un indicador del nivel de contaminación que tiene el agua; la temperatura es uno de los factores que influye en la cantidad de oxígeno que puede disolverse en el agua. El oxígeno disuelto es muy importante debido a que este permite la respiración de los organismos presentes en el ecosistema. Existen dos tipos de demanda de oxígeno que son:

- Demanda bioquímica de oxígeno (DBO). - es la cantidad de oxígeno que los microorganismos necesitan para descomponer la materia orgánica e inorgánica; se puede decir que es el proceso en el cual los organismos vivos sirven como medio para la oxidación de materia orgánica a dióxido de carbono y agua.
- Demanda química de oxígeno (DQO). – es la cantidad de oxígeno requerido para oxidar materia orgánica por medio de un oxidante fuerte para obtener CO₂, H₂O y amonio. Además, este permite establecer condiciones de biodegradabilidad y contenido de sustancias tóxicas también los niveles de eficiencia de varios tratamientos de aguas residuales.

Fósforo

Es uno de los nutrientes más esenciales para el crecimiento de microorganismos y plantas en los diversos cuerpos de aguas, es muy importante removerlo del agua residual debido a que su presencia puede favorecer a la eutrofización la cual impide el desarrollo de organismos y a su vez desmejora la calidad del ecosistema. Una de las principales fuentes de fósforo es detergentes con altas cantidades de fosfatos (Comisión Nacional del Agua, 2016).

Nitrógeno

El nitrógeno al igual que el fósforo es considerado un nutriente esencial para el desarrollo de los organismos, puede presentarse en el agua en las siguientes formas: nitrógeno amoniacal, nitrógeno orgánico, nitritos y nitratos (Comisión Nacional del Agua, 2016).

Lípidos

Este grupo está formado por aceites y grasas que constituyen el 10% de la materia orgánica, están compuestos de hidrógeno, carbón y oxígeno; estos compuestos inhiben en la actividad biológica ya que son difíciles de biodegradar (Comisión Nacional del Agua, 2016).

Características biológicas

Las aguas residuales tratadas o crudas, presentan varios organismos vivos que son perjudiciales para el hombre como son los virus, bacterias, parásitos, etc. También podemos encontrar un grupo de especies de bacterias que son indicadores de contaminación fecal y de calidad del agua que son las coliformes, además se encuentran bacterias nitrificantes como Nitrobacter y Nitrosomas (Ferrer y Seco, 2012).

4.1.3. Efectos de los contaminantes del agua residual

Existen varias fuentes de contaminantes del agua siendo las principales las actividades antrópicas las cuales, además de alterar la calidad de la misma, pone en riesgo la salud de la población ya que las aguas residuales son una de las principales fuentes de microorganismos patógenos, los que son transmitidos por el ambiente y llegan a las personas por medio de la contaminación del agua que se usa para consumo humano, también por el agua que es utilizada para el riego de cultivos, para la preparación de comida, en el baño y en varios usos recreativos (Bofill-Mas *et al.*, 2005). Varios de estos contaminantes son:

Tabla 1

Contaminantes en aguas residuales y posibles consecuencias en aguas receptoras

Contaminante	Consecuencias
Materia en suspensión	Aumento de la turbidez del agua (alteración de la fotosíntesis y reducción de producción de oxígeno) Sedimentación obstruyendo y cubriendo el lecho de los ríos.
Compuestos inorgánicos	Ecotoxicidad de algunos compuestos como las sales de metales pesados. Reacciones con sustancias disueltas en el agua pasando a formar compuestos peligrosos.
Conductividad	Concentraciones elevadas de sales impiden la supervivencia de diversas especies vegetales y animales.
Nutrientes	Crecimiento anormal de algas y bacterias Eutrofización del agua
Materia orgánica	Su descomposición puede provocar la disminución de la concentración del oxígeno disuelto en el agua hasta alcanzar condiciones sépticas. Eutrofización del agua. Emisión de metano en caso de aparición de procesos anaerobios.
Compuestos orgánicos tóxicos	Toxicidad para la vida acuática. Disminución de la concentración de oxígeno debido a los procesos de biodegradación.
Organismos patógenos	Inutilización del agua para uso humano. Contaminación de los organismos acuáticos que pueden llegar al hombre en la cadena alimenticia. Enfermedades de transmisión hídrica asociadas a la contaminación microbiológica del agua.
Contaminación térmica por descarga de aguas de refrigeración	Modificación de la solubilidad del oxígeno en el agua. Aceleración del metabolismo de la flora y fauna acuáticas. Alteración de los ecosistemas acuáticos.

Fuente: Dewisme, 1997; Matia et. al., 1999

4.1.4. Tratamientos de aguas residuales

El tratamiento de aguas residuales tiene comúnmente tres tratamientos los cuales dependen de las características del agua residual que es receptada y los resultados a donde se quiere llegar, estos tratamientos pueden ser químicos, físicos o biológicos.

El primero conocido como tratamientos primarios es el que se encarga en la separación física de los sólidos pequeños y grandes que están en el agua esto se realiza con desarenadores y sedimentadores. Los tratamientos secundarios es un tratamiento biológico que se encarga en la remoción de la materia orgánica disuelta en el agua mediante tipos de bacterias, plantas u organismos vivos, una vez realizada esta separación se realiza un proceso de sedimentación secundaria. Por ultimo tenemos un tratamiento terciario que es un proceso adicional que comprende en filtración y desinfección (CETNA, 2008).

4.2. Microalgas

Las microalgas son microorganismos fotosintéticos que pueden adaptarse y crecer de modo autotrófico o heterotrófico, son muy eficientes en la fijación de CO₂ y utilizan la energía solar para la producción de biomasa. Su papel principal radica que son las productoras primarias de la cadena trófica convirtiéndolas en las primeras en la producción de la materia orgánica además las principales productoras del oxígeno del planeta haciéndolas indispensables en la vida de la tierra (Cajamar, 2015).

4.2.1. Características Generales

Composición de las microalgas

La composición de las microalgas (lípidos, proteínas y carbohidratos) pueden ser alterados si se modifican los parámetros durante el cultivo como la temperatura, nutrientes, luz, etc. La presencia de proteínas en las microalgas varía entre 30 a 65% de su peso seco además está determinado por el contenido y proporción de aminoácidos. Los carbohidratos se

presentan en forma de azúcares específicos siendo la glucosa la que tiene mayor concentración. Los lípidos se dividen en dos grupos polares y neutros, la mayoría de las microalgas poseen lípidos polares los cuales son componentes de sus membranas, la cantidad de grasas varía según la especie por ejemplo las algas verdes tienen de 5 a 20% de lípidos (Band, 1999).

Tabla 2

Composición química (en % del peso seco total) de microalgas

Especie	Proteína	Carbohidratos	Lípidos
<i>Scenedesmus obliquus</i>	50-56	10-17	12-14
<i>Scenedesmus dimorphus</i>	08-18	21-52	16-40
<i>Chlorella vulgaris</i>	51-58	12-17	14-22
<i>Spirulina máxima</i>	60-71	13-16	06-07
<i>Dunaliella Salina</i>	57	32	9
<i>Tetraselmis suecica</i>	39	8	7

Fuente: Band, 1999

Producción de microalgas

Existen dos tipos de cultivo de microalgas que se clasifican según su configuración y tipo de funcionamiento que son sistemas abiertos y fotobiorreactores.

Los sistemas abiertos son los que comúnmente se utiliza una tecnología sencilla siendo los estanques los más empleados, son canales de hormigón de forma ovalada donde el cultivo recircula y mezcla favoreciendo a la estabilidad del crecimiento y producción de las microalgas obteniendo el CO₂ necesario de la atmósfera. Aunque su mayor ventaja es más barata con respecto al mantenimiento y consumo energético tiene una desventaja que es la fácil contaminación, la dificultad de mantener una especie pura y la falta de iluminación en las capas inferiores (Santos *et al.*, 2014).

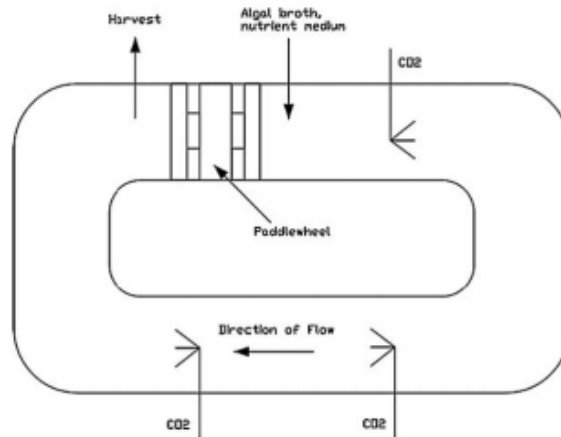


Figura 2 Esquema de un canal de cultivo de microalgas
Fuente: (Santos, González & Martín-Sastre, 2014)

Los sistemas cerrados o fotobiorreactores son transparentes de diversas formas geométricas y materiales, pueden ser tubulares, cilíndricas o planas. Las ventajas más importantes de estos sistemas es que se pueden controlar las variables físicas y químicas del cultivo sin contaminación de otras especies aumentando la facilidad de poseer un monocultivo. En estos sistemas no existe problema con la radiación lumínica, ni falta de CO₂, además tienen mayor productividad de microalgas utilizando menor cantidad de agua (Ruiz, 2011).

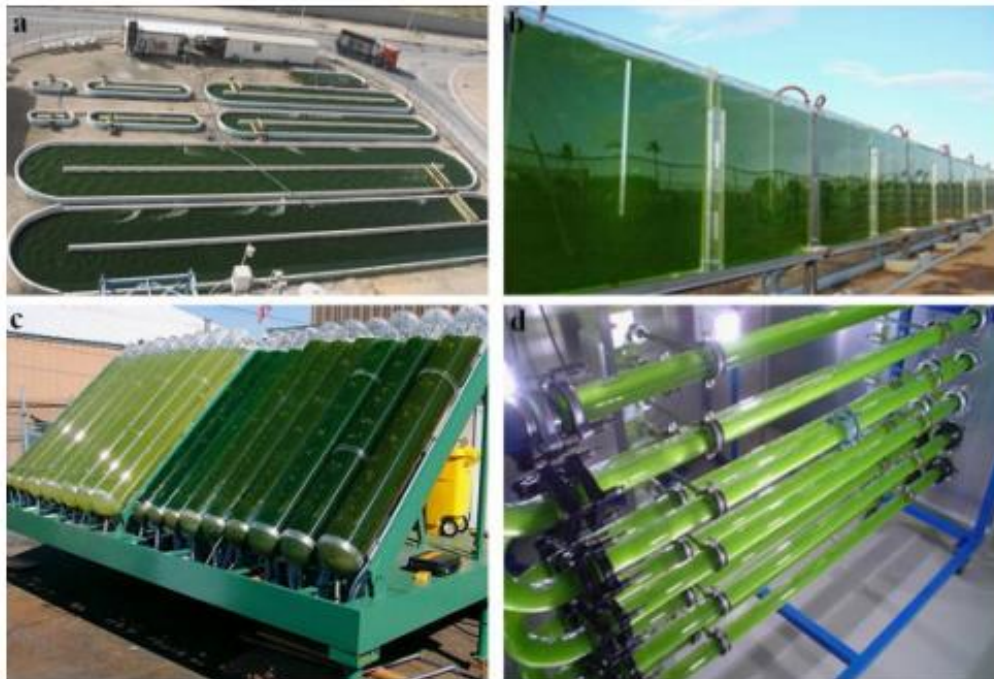


Figura 3 Fotobiorreactores
a: estanques, b: placas planas, c: cilindros, d: tuberías horizontales
Fuente: (Ruiz, 2011)

Medios de cultivo

Existen diversos medios de cultivo, el cual depende de las necesidades de la especie a cultivar, considerando además concentración de iones, las fuentes de carbón y nitrógeno, el pH, nutrientes y vitaminas. Estos medios pueden ser sintéticos que son preparados con agua destilada, sales minerales y componentes naturales del agua dulce o de mar; los medios naturales son preparados con agua enriquecida con sales minerales. Generalmente los medios más utilizados para la producción de microalgas es el F/2 Medium, el K, el GP y Smith (Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste *et al.*, 2007).

Parámetros para cultivo

La producción de microalgas ya sea en medio natural o en cultivos necesita controlar los parámetros y sus interacciones, estos factores específicos son los que se detallan en la siguiente tabla:

Tabla 3

Requerimientos de los cultivos de microalgas

Parámetros	Requerimientos	Compuestos Químicos	Valores
Físicos	Luz		2,000 – 4,000 lux
	Temperatura		15 – 22° C
	Salinidad		0,37 %
	pH		7 – 9
Químicos	C	CO ₂ C O ₃ ≈	g/100 ml
	O, H	O ₂ H ₂ O	g/100 ml
	N	N ₂ NH ₄ ⁺ NO ₃	g/100 ml
	P	PO ₄ ≈	g/100 ml
	S	SO ₄ ≈	g/100 ml
	Na, K, Ca, Mg	Sales	g/100 ml
	Fe, Zn, Mn, B, Br, Si	Sales	mg/100 ml
	Cu, Co, Cl, I, Sr, Rb,	Sales	µg/100 ml
	Al		µg/100 ml
Vitaminas	B ₁₂ , tiamina, biotina		

Fuente: Acuña, 2011

Además de estos parámetros una de las condiciones indispensables es la agitación debido a que facilita la eficiencia del transporte, evita la sedimentación de las microalgas, impide la adherencia a las paredes del reactor, además contribuye en la homogenización del pH y asegura la distribución de la luz y gases. Esta agitación se la puede realizar mediante la implementación de mangueras para inyección de aire comprimido ayudado de igual forma al oxígeno en el cultivo.

Clasificación

En varias investigaciones se han estudiado los detalles morfológicos de las microalgas, permitiendo observar la fina estructura celular y sus constituyentes pudiendo tener la siguiente clasificación:

Tabla 4

Clasificación de las Microalgas

División	Características	Clases
Chlorophyta	Reserva de carbono almidón. Tiene clorofila a y b	<i>Chlorophyceae</i>
Cyanophyta	Tienen clorofila a, pigmentos accesorios	<i>Cyanophyceae</i>
Rhodophyta	Tienen clorofila a y d, beta carotenos.	<i>Rhodophyceae</i>
Charophyta	Tienen clorofila a y b, xantofilas y caroteno.	<i>Charophyceae</i>
Chromophyta	Posee clorofila a y c y beta caroteno,	<i>Euglenophyceae</i> (euglenoides)
	xantofilas, peridinina.	<i>Dinophyceae</i> (dinoflagelados)
		<i>Cryptophyceae</i>

Continuación de la tabla 4

(Criptofitas)
<i>Crysophyceae</i>
(alga dorada)
<i>Prymnesiophyceae</i>
<i>Rhaphidophyceae</i>
(cloromonadas)
<i>Xantophyceae</i>
<i>Eustigmatophyceae</i>
<i>Phaeophyceae</i>

Fuente: Viramontes, 1991

4.2.2. *Chlorella sp.*

La especie *Chlorella* proviene del griego *Chloros* que significa verde, y del latín *ella* que es cosa pequeña; esta microalga es de color verde con forma elipsoidal que crece en forma de células simples. Esta especie ha sido cultivada de forma masiva con el objetivo de alimentación y obtención de metabolitos. Su color verde esmeralda y olor a yerba característicos de esta especie se debe a su gran contenido de clorofila, además tiene un tamaño de 2 - 8 μm lo que hace posible que solo se observe con la ayuda de un microscopio (Infante et al., 2012).

Este género ha sido usado para diversos tratamientos biológicos de aguas residuales, comprobando su efectividad para la remoción de contaminantes como fósforo, nitrógeno, metales y también de la demanda química. Estas microalgas son utilizadas para la biorremediación de los recursos naturales ya sean en forma inmovilizada o suspendida, como cepas puras o mixtas (Garza et al., 2010).

Caracterización de microalgas *Chlorella sp.*

Es una microalga unicelular, sus células por lo general se presentan de forma aislada, pero pueden formar agregados, tiene forma esférica, se reproduce solamente por medio de autoesporas; posee una pared celular celulósica rígida, fina, lisa y está compuesta básicamente por esporopolenina dificultando su digestibilidad y degradación (Rivero, 2010).

Esta especie puede desarrollarse en las siguientes condiciones fotoautotróficas, heterotróficas y mixotróficas, a pesar de ellos la forma más común es fotoautotrófica es decir usar la luz ya sea artificial o natural para su desarrollo (Bhagyalaskhmi y Sarma, 2016).

La microalga *Chlorella sp.* es una de las especies que más abunda en la flora de las aguas residuales y lagunas de oxidación, debido a que su crecimiento y reproducción es rápida en altas temperaturas tolerando hasta 37° C, además puede alcanzar a tener un contenido proteico del 50 a 56% volviéndola una fuente importante de proteína celular con una elevada calidad nutricional (Cañavate, 2008).

Condiciones óptimas de crecimiento

El desarrollo de las microalgas *Chlorella sp.* al igual que todas requiere de parámetros como luz, dióxido de carbono, sales inorgánicas y agua, sin embargo, para esta especie se necesita los siguientes: en la temperatura su valor debe tener entre 16 y 27°C, aunque esta varía por la composición del medio de cultivo; la luz que puede ser natural o artificial. El medio de cultivo también debe proporcionar los elementos inorgánicos y los nutrientes necesarios para que estos puedan realizar sus funciones metabólicas; y finalmente la agitación que aparte de favorecer a la aireación ayuda a que el mecanismo fotosintético este activo (Ruiz, 2015).

Tabla 5

Taxonomía de la especie Chlorella sp.

Reino	Plantae
Filo	Chlorophyta
Clase	Trebouxiophyceae
Orden	Chlorellales
Familia	Chlorellaceae
Género	<i>Chlorella vulgaris</i>

Fuente: Pástor y Pozo. 2013

4.2.3. *Scenedesmus sp.*

Esta especie de microalgas es muy abundante y común en aguas que poseen gran cantidad de nutrientes principalmente el nitrógeno, aprovechando los recursos que provee el medio (Wehr y Sheath, 2003).

Esta especie tiene una alta tasa de reproducción ya sea a nivel laboratorio o naturalmente y a pesar de estar bajo condiciones ambientales cambiantes debido a que estas cambian su forma para buscar una manera de adaptación al medio donde se encuentra. Esta microalga es utilizada en biorremediación debido a su alta capacidad de soportar elevadas concentraciones de nutrientes en aguas residuales y una actividad metabólica elevada (Andrade *et al.*, 2009).

Caracterización de microalgas *Scenedesmus sp.*

La especie *Scenedesmus sp.* se caracteriza principalmente por ser un individuo colonial que forma líneas de 4, 8 o 12 células paralelas alineadas en forma de placa aplanada, aunque se pueden también encontrarse de forma unicelular. Estas microalgas se encuentran comúnmente en agua dulce perteneciente a la división Chlorophyta y a la clase Chlorophyceae; estas células son de color verde y muestran generalmente una forma

cilíndrica y también forma semilunares, fusiformes u ovoides; con una longitud de 6 μm con dos espinas que se proyectan hacia el exterior (Fierro, 2015).

Varios estudios han sido dirigidos a la caracterización de esta especie, siendo estas las siguientes: una gran capacidad de resistencia a medios donde se desarrollan con condiciones extremas, elevada velocidad de reproducción y crecimiento, una alta producción de ácidos grasos y lípidos y finalmente estas pueden producir compuestos bioactivos (Arroyo, 2016).

Condiciones óptimas de crecimiento

Al ser un género que soporta rangos amplios de temperatura, puede crecer entre valores que van desde 15 hasta 40°C, sin embargo, en base a las investigaciones de Cabello et al. (2015) se ha determinado que la temperatura óptima para su crecimiento es de 30°C.

Otra de las condiciones para una reproducción óptima, es la presencia de una fuente de nitrógeno en forma de amoníaco (NH_4^+), de urea y de nitratos (NO_3^-); al estar estos compuestos y los demás nutrientes necesarios esta especie tienen superior tasa de crecimiento en comparación de otras microalgas (Xin, Hong-ying y Yu-ping, 2011).

Tabla 6

Taxonomía de la especie Scenedesmus sp.

Dominio	Eucariontes
Reino	Plantae
Filo	Chlorophyta
Clase	Chlorophyceae
Orden	Sphaeropleales
Familia	Scenedesmaceae
Género	<i>Scenedesmus</i>

Fuente: Pástor y Pozo, 2013

4.3. Reactores de Biodiscos

Historia

Roques en 1979 mencionó que la primera patente concebida de los reactores rotativos biológicos fue originalmente por Weigand en Alemania en el año de 1900; donde se describió que el medio de soporte giratorio formado por planchas de madera. Sin embargo, no fue hasta 1930 que se fabricaron unidades industriales donde Bach e Imhoff las utilizaron para mejorar la eficiencia de tanques “Emscher”. En Estados Unidos por el año 1929 es donde se comenzaron a realizar trabajos de investigación sobre discos metálicos que servían como medio de soporte, pero al no ser muy alentadores los resultados decidiendo suspender estos estudios (González y Elías, 1989).

Posteriormente en la década de los 50 varios investigadores alemanes comienzan a utilizar y trabajar con discos rotatorios de plástico, siendo unos de los primeros Popel y Hatmann los cuales emplearon polietileno expandido para mejorar el sistema y poder comenzar su comercialización. En los años de 1962 la compañía Allis-Chalmers analizó el uso de los discos rotativos en diferentes aplicaciones con procesos químicos como extracción de líquidos, absorción de gases y transferencia de oxígeno, denominando a este proceso como “Contactador de dos fases” (TPC). Luego en 1965 se evaluó un sistema de discos de 1m de diámetro para la transferencia de oxígeno dentro de un proceso de aireación en la planta Jones Islan, dando buenos resultados en esta investigación y en posteriores este proceso fue designado como “Rotating Biological Contactor (RBC)” (Montes, 1997).

En 1968 se estableció un acuerdo de licencia con Allis-Chalmers y fabricantes alemanes para efectuar la producción, venta y distribución con el nombre comercial de “Bio-Disc”. Más tarde la tecnología de RBC es vendida a Corporación Autotrol el cual desarrollo un nuevo material que era con hojas corrugadas de polietileno para su construcción ya que con el polietileno en si no era muy conveniente debido al precio de este.

Para 1978 ya existían 59 plantas de RBC en Estados Unidos, 308 en 1980 y más de 600 en 1988, para después existir más de 3000 plantas de Biodiscos en todo el mundo (Romero Rojas, 2008). En Japón para el año 1985 ya poseía 1323 plantas con RBC, el cual 10% de ellas ya eran utilizadas para el tratamiento de lixiviados (Castillo et al, 2007).

Principio de Funcionamiento

El reactor Biológico Rotativo de Contacto es un tratamiento biológico secundario de depuración de agua, donde la biomasa esta adheridas a un disco de diverso material generalmente de polietileno, los cuales están colocado paralelamente y en serie unidos por un eje sumergidos parcialmente entre un 35 a 40% en él un deposito donde se encuentra el agua a tratar y girando muy lentamente (Iglesias, 2013).

Cuando parte del disco está en contacto con el agua residual se comienza a desarrollar la biopelícula o biofilm, haciendo que el giro constante permita al biofilm este en contacto constante tanto con el agua como con la atmosfera, para obtener el O₂ necesario para que los microorganismos puedan degradar de los compuestos orgánicos depurando así el agua, asegurando un tratamiento aerobio. Estos reactores comúnmente no utilizan recirculación, pero se recomienda incorporar un sistema de cuatro etapas. El exceso de biomasa que es resultado de la oxidación biológica es desprendido continuamente por la rotación de los biodiscos (Maldonado y Jacipt, 2006).

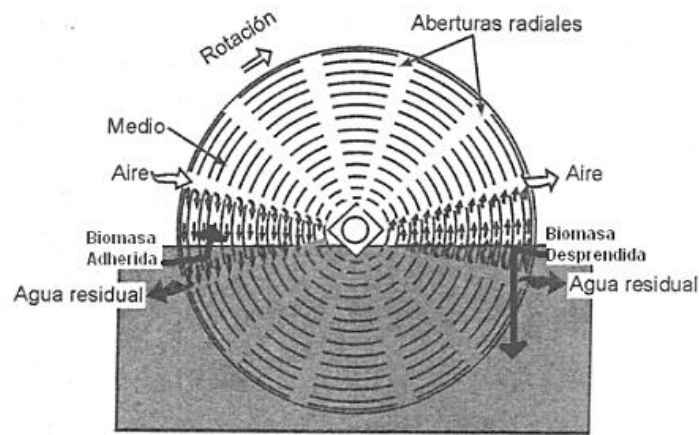


Figura 4 Principio de Funcionamiento
Fuente:(Pérez, 2010)

Componentes del Reactor

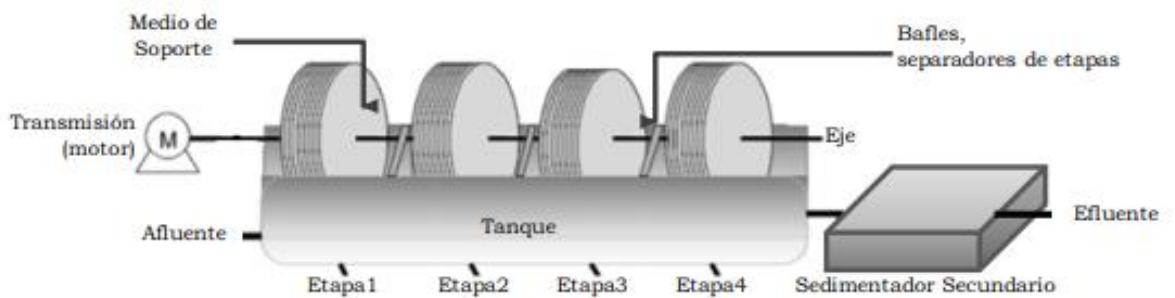


Figura 5 Partes del Sistema de Biodiscos
Fuente: (Pérez, 2010)

Ejes

Los ejes son los que se encargan en dar el soporte a los discos y por lo tanto también de su rotación. Estos ejes deben ser de un material con una densidad media o alta para que pueda resistir al peso de los discos conjuntamente con el de la biomasa formada en los mismos para que no sea posible que se doble o rompa. Además, debe ser de un material inoxidable y no contaminante, se aconseja que el material puede ser de acero inoxidable o quirúrgico. Su tamaño varía dependiendo del tamaño del reactor (Hassard et al., 2015).

Al ser los encargados de la rotación cumple también estos propósitos:

- Sirve como mecanismo de mezclado en el reactor.
- Conserva la biomasa en condiciones aerobias.
- Se encarga de la eliminación del exceso de biomasa de los discos por medio de los esfuerzos cortantes.
- Mantienen en suspensión los sólidos arrastrados. (Romero, 2008)

Medios de Soportes

El medio de soporte o disco es la superficie donde la biomasa microbiológica se desarrolla para el funcionamiento del sistema de tratamiento. De igual manera que los ejes estos discos deben ser de un material no tóxico y resistentes a la corrosión que puede ser provocada por los compuestos del agua residual y de los microorganismos, generalmente estos discos son hechos de hojas corrugadas de polietileno. Estos discos deben cumplir con dos características (Mba et al, 1999):

- Suministrar máxima área superficial para el desarrollo de la biomasa y elevado contacto con el agua residual.
- Proveer máximo drenaje del líquido sobre el área del disco mientras su rotación (Mba, 2003).

Tanque

Es el recipiente o compartimiento donde estará el agua a tratar, además donde se encontrarán sumergidas parcialmente los discos. El tamaño y volumen depende de la carga hidráulica y carga orgánica superficial que se utilizara (Torres *et al.*, 2011).

Medio de Transmisión

Comúnmente el mecanismo que se usa para el giro de los discos es mecánico, es decir utilizando un motor con engranajes o un sistema de poleas, además si el tratamiento es usado

con un caudal que está en movimiento constante se puede utilizar la fuerza del agua para la rotación. Sin embargo, si se va a utilizar un medio mecánico este debe poseer un regulador de velocidad debido a que los discos tienen que girar muy lentamente (Muñoz, s.f).

Criterios de diseño

Tabla 7

Criterios que recomienda The Water Pollution Control Federation

Parámetro	Valor
Área sumergida	40%
Número mínimo de etapas	4
Carga hidráulica	0,03-0,08 m ³ / m ² .d
Carga orgánica	2,45 – 7,35 g DBOsol/m ² .d 7,35 – 14,7 g DBO/m ² .d
Longitud del eje	< 8,23 m
Diámetro los discos	< 3,6 m
Velocidad de rotación	1 – 2 RPM 0,2 – 0,3 m/s
Relación óptima volumen-superficie	4,89 litros/ m ² para un efluente con concentraciones mayores de 300mg/L de DBO

Fuente: Martínez, 2001

Biopelícula o biofilm

Donlan en 2002, verificó una definición que fue aceptada, diciendo que un biofilm es una comunidad microbiana sésil, que se caracteriza por células adheridas irreversiblemente a un sustrato, que están encerradas en una matriz de sustancias poliméricas extracelulares que estas mismas han producido exhibiendo un fenotipo alterado en relación a la tasa de crecimiento (Lasa *et al.*, 2005).

Sin embargo, Nazar (2007) nos describe de una manera más sencilla lo que es el biofilm diciendo que es comunidades de microorganismos los cuales crecen empapados en una matriz de exopolisacáridos y adheridos a una superficie de tejido vivo o muerto.

Cortez (2003) menciona que existen cinco etapas en la formación del biofilm que son las siguientes:

1. Adaptación y climatización de la superficie por adsorción de la materia orgánica.
2. Traslado de las células y nutrientes al área de adherencia
3. Comienzo del proceso de adhesión de las bacterias, todavía reversible.
4. Desarrollo celular, adherencia ya no reversible y colonización.
5. Biofilm formado con presencia de gran actividad metabólica.

Variables para la selección de microorganismos de la biopelícula

Existen variables que se toman en cuenta para la formación de la biopelícula debido a que no todos los organismos son capaces de biodegradar ciertos compuestos o contaminantes. Las principales variables que influyen en la selección de microorganismos para la biofilm son las siguientes:

- Tipo del agua residual que se va a tratar
- Espacio disponible para desarrollo
- Climatología
- Costos de inversión
- Contaminantes que se eliminarán
- Costos de mantenimiento y explotación
- Impacto ambiental (Schmitt *et al.*, 2005)

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Área de estudio

El agua residual que se utilizó para la presente investigación fue del Río el Tejar que está ubicado en el cantón Otavalo en la provincia de Imbabura, la misma que debido a actividades antrópicas sufrió un desequilibrio ambiental.

Las tres muestras de agua residual para los ensayos de la actual investigación fueron recolectadas en puntos específicos los cuales presentan parámetros físico químicos que han sido altamente alterados, siendo estos tres lugares los siguientes:

1. Descarga de agua residual del camal
2. Descarga de aguas residuales del mercado Otavalo
3. Descargas de aguas residuales de fábricas textiles

La colecta se realizó mediante botellones desinfectados en los tres puntos ya que en cada uno de ellos el agua es vertida al río sin previo tratamiento. Debido que presenta contaminación ambiental, solamente se lo emplea con motivos de riego y siendo utilizado por personas aledañas al mismo para sus cultivos.

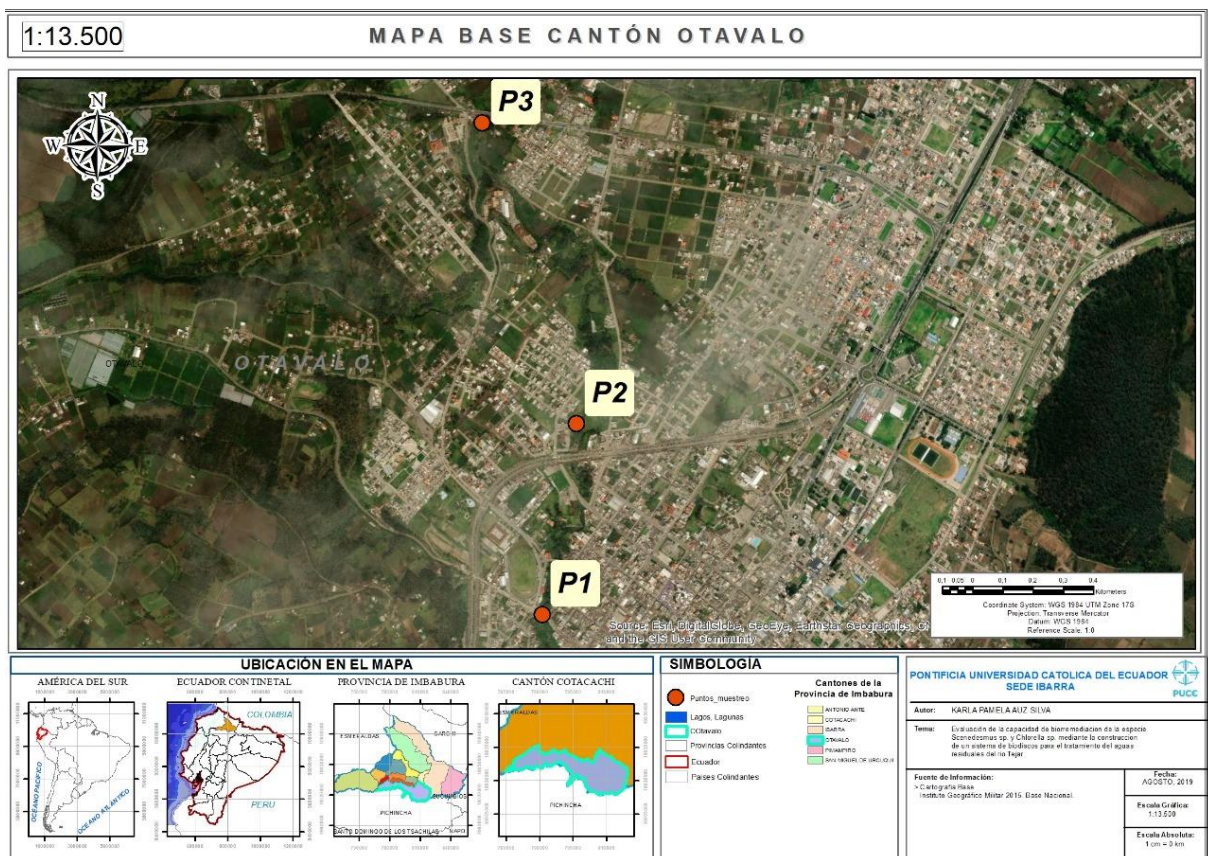


Figura 6 Puntos de recolección
Fuente: Elaboración propia

Nombre	Coordenadas
Mercado	0°13'46.0452" N 78°15'58.1370" W
Camal	0°14'06.5724" N 78°15'54.4814" W
Fábricas	0°14'39.0084" N 78°16'04.5251" W
Textiles	78°16'04.5251" W

5.2. Descripción del experimento

La investigación se basa en la utilización de Reactores de Biodiscos que anteriormente solo han sido empleados con bacterias, sin embargo, en este experimento se lo efectuó con microalgas ya que estas previamente han sido aplicadas para la biorremediación de recursos

naturales como es el suelo y agua; siendo así que se fabricó un reactor de biodiscos a escala laboratorio con la adaptación de biopelículas formadas de microalgas.

5.2.1. Producción de la biomasa

A partir de una cepa de *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* donada por el laboratorio de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra, se comenzó la producción celular de las microalgas en un sistema de cultivo con condiciones de laboratorio iguales para las dos especies.

Previo a la selección de las cepas más puras de cada una de las especies, se colocó en botellones estériles de un galón de capacidad, donde contenía 50% de cultivo y 50% de agua destilada también se empleó 1 ml por litro de fertilizante folial Nitrofoska® como nutriente para el desarrollo de las microalgas, para más adelante ubicarlos en las estanterías que tienen las adaptaciones necesarias para que estas tengan una óptima reproducción que es luz, aireación y nutrientes.



Figura 7 Producción de microalgas

Mediante el conteo celular con la utilización de la cámara Neubauer se logró conocer el crecimiento celular y saber cuándo seguir reproduciendo mediante la división de estos cultivos en nuevos botellones.

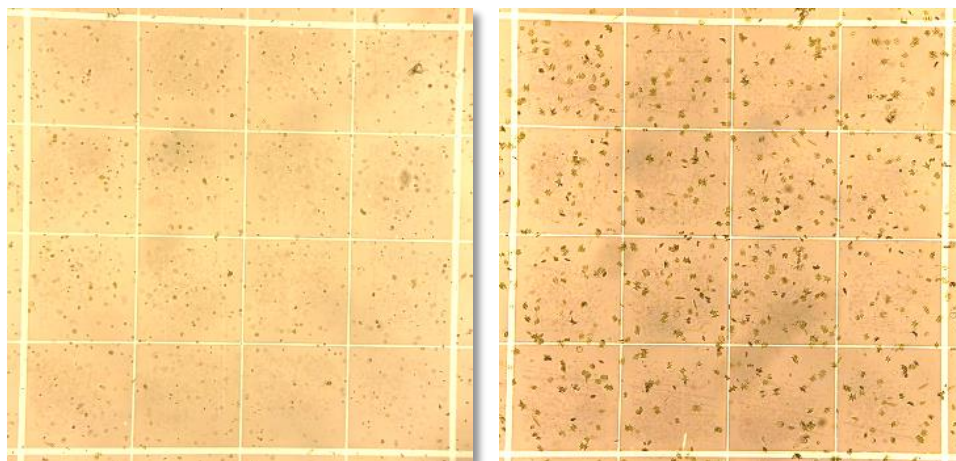


Figura 8 Conteo celular

5.2.2. Cinética de crecimiento

La cinética de crecimiento en las dos especies fue muy similar ya que mostró una respuesta positiva en las condiciones que estaba el cultivo, la fase de crecimiento fue de 7 a 10 días para volver a reproducir en nuevos botellones hasta obtener el volumen necesario para ser colocado en los reactores teniendo una concentración final de $3,74 \times 10^6$ en *Chlorella sp.* y $3,81 \times 10^6$ en *Scenedesmus sp.*

5.2.3. Construcción de los Reactores de Biodiscos

Para la construcción de los reactores de biodiscos primero se determinó las medidas en relación a las estanterías donde iban a ser ubicadas como se muestran en la figura 9.

Cada una de las piezas de los biorreactores fueron fabricadas en acrílico ya que es un material no tóxico para las microalgas y además muy resistente, las piezas fueron unidas con adhesivo instantáneo para posteriormente colocar silicona por dentro de los reactores para evitar fugas de agua. Para el eje de los reactores se utilizó una barra de 70cm de acero quirúrgico que estaban ubicadas en dos soportes elaborados del mismo material. En el caso de los discos donde fue la formación de la biopelícula de microalgas se ocupó discos reciclados cubiertos por las diferentes texturas.

Considerando que los ejes deben estar en constante movimiento se utilizó un Motor Pololu de 12v de 35rpm con alto torque el cual fue colocado en un extremo del reactor.

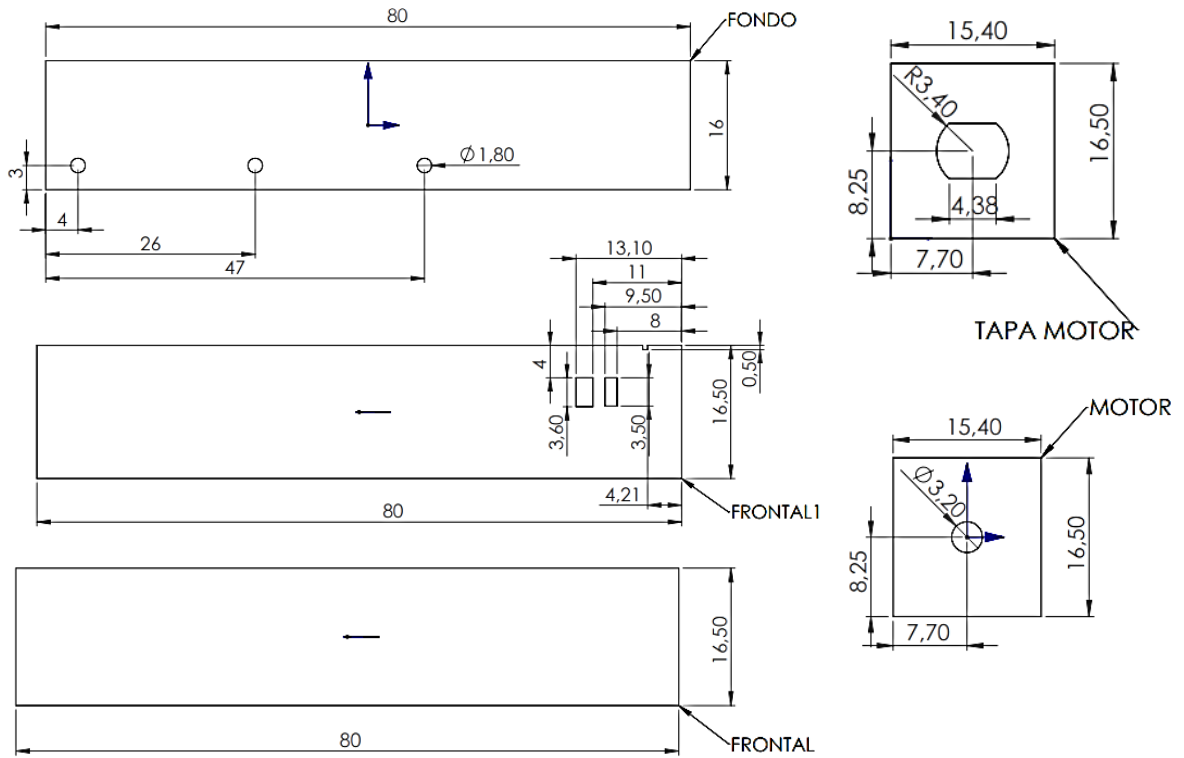


Figura 9 Medidas del sistema de biodiscos

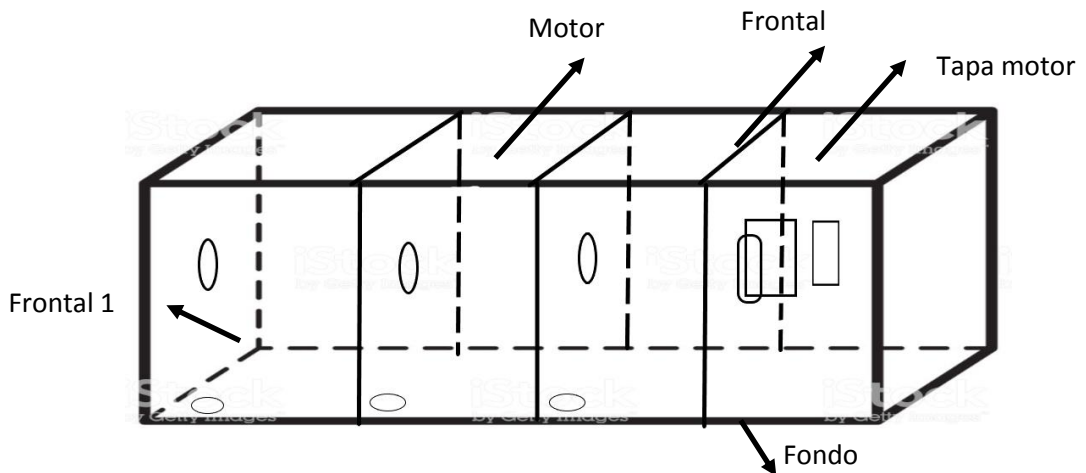


Figura 10 Diseño de reactor armado

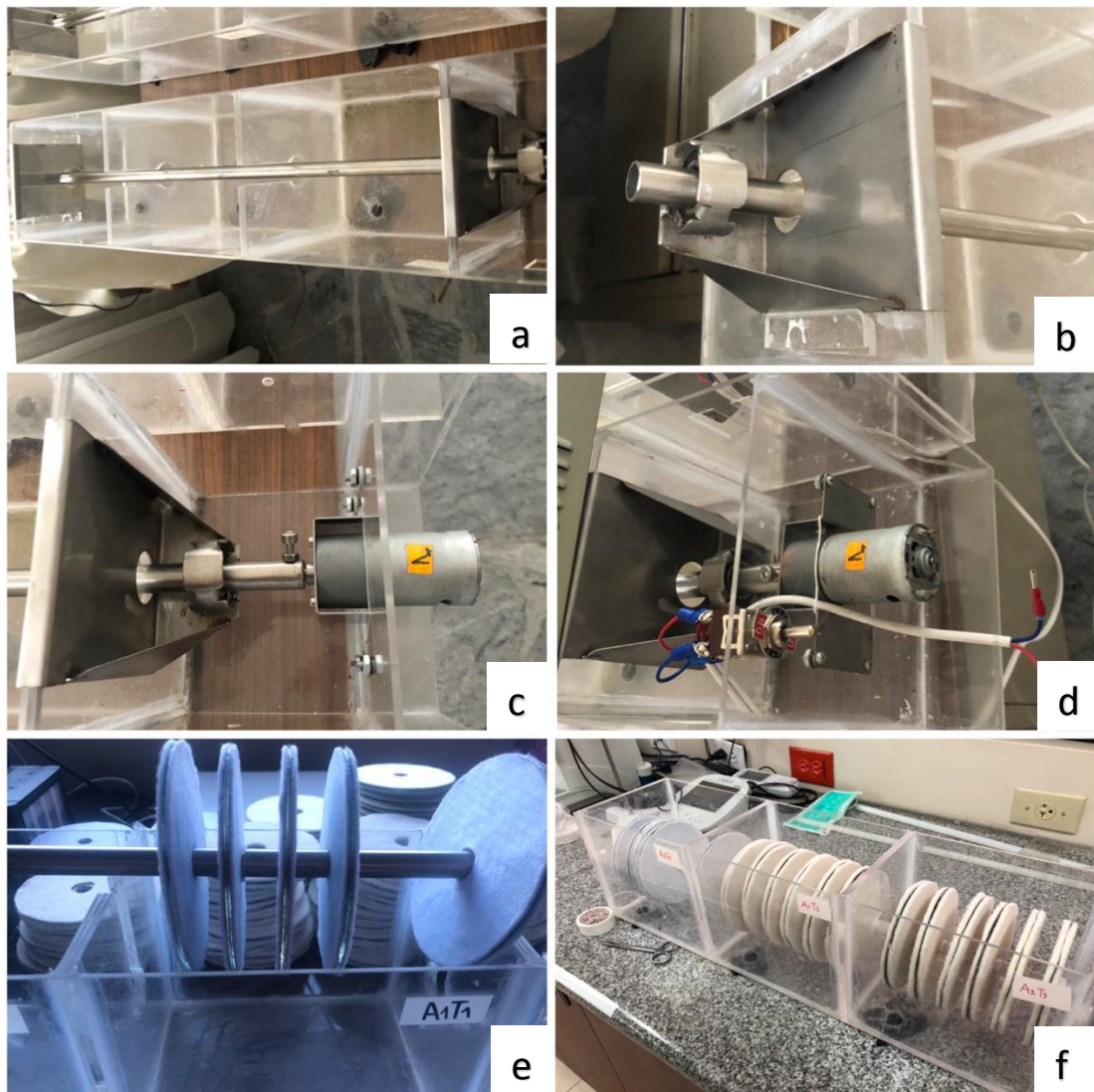


Figura 11 Construcción del reactor

a. Eje de acero inoxidable b. Soporte del eje c. Motor d. Conexiones de motor e. Discos f. Reactor

5.2.4. Formación de la biopelícula

La creación de la biopelícula o el biofilm de microalgas se formaría en cada una de las texturas ubicadas en los discos, para esto se colocó 1800 mililitros en cada unidad experimental es decir en cada reactor utilizando un total de 15,3 litros de cultivo de la especie *Chlorella sp.* y 15,3 litros de la especie *Scenedesmus sp.*, cubriendo casi el 50% del disco. Después de haber transcurrido varios días manteniendo un giro constante del eje con los discos se fue formando esta biopelícula ya que las microalgas que estaban situadas en cada reactor se trasladaron a las telas para su continua reproducción, esto se hizo por 7 días ya que en varias investigaciones manifiestan que aproximadamente en el séptimo día estas

llegan a la fase estacionaria. El primer día se evaluó el pH, la conductividad eléctrica, la absorbancia y se realizó el conteo celular y posteriormente se continuó midiendo los mismos parámetros pasando un día.



Figura 12 Medición de parámetros

- a. Biomasa b. Colocación de microalgas en reactores c. Medición de absorbancia d. Medición de pH e. Medición de conductividad f. Inicio de la formación de la biopelícula

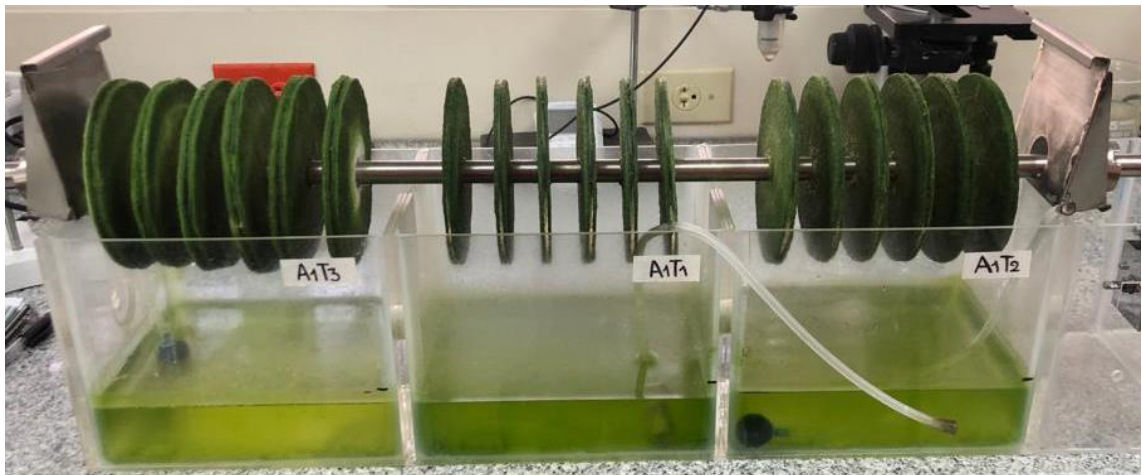


Figura 13 Biopelícula formada

5.2.5. Toma de muestras de agua residual

Con respecto a la toma de agua residual se utilizó botellones desinfectados para la colecta, la cantidad necesaria para todos los reactores era de 30,6 litros, los cuales se dividieron entre los tres sitios determinados para la recolección y más adelante efectuar una mezcla homogénea.



Figura 14 Toma de muestras

5.2.6. Caracterización del agua residual

Antes de colocar el agua se evaluó los siguientes parámetros físico químicos: la conductividad eléctrica con el conductímetro Hanna Multirango HI 8733, el pH con el Medidor de pH 5+ OAKTON, la absorbancia Espectrofotómetro, el DQO con LaMotte SMART 2 Colorimeter, el DBO con BOD Sensor System 6 y el conteo celular con la cámara de Neubauer y así conocer la concentración con la que las texturas comenzarían la segunda etapa de biorremediación.

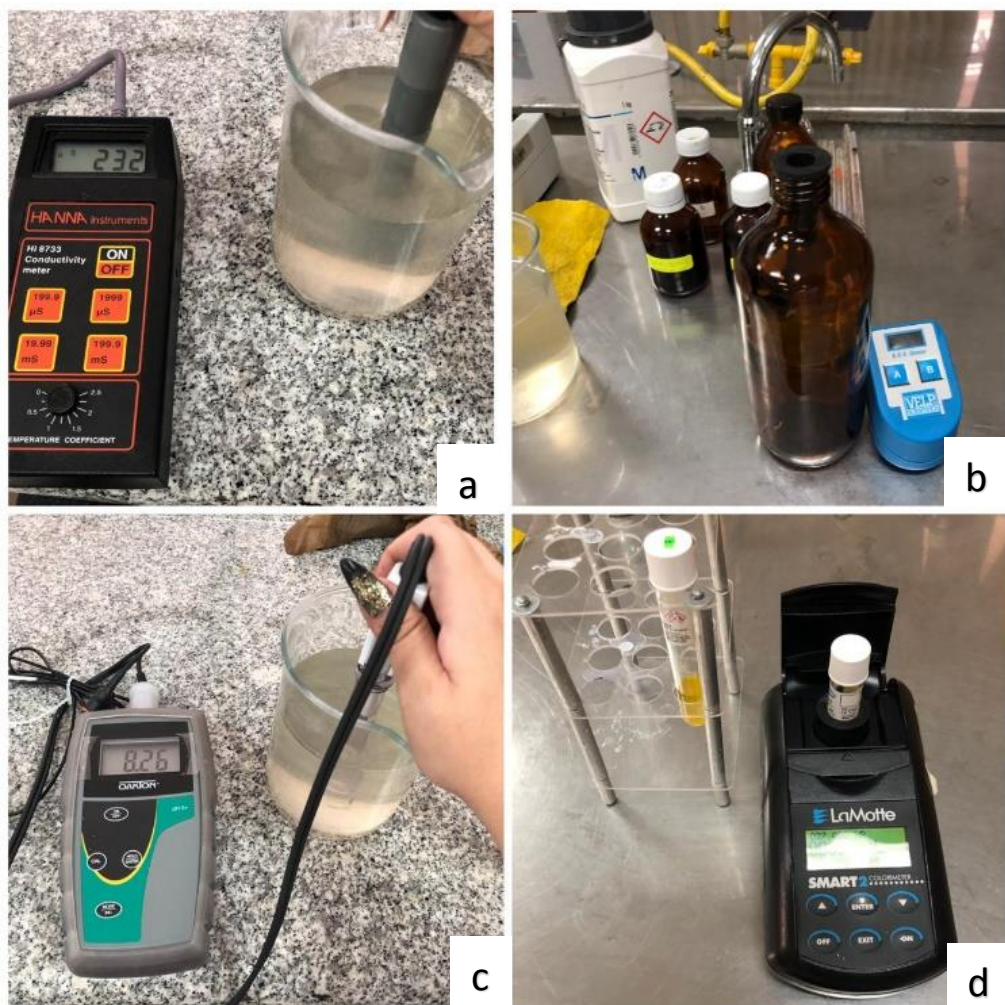


Figura 15 Medición de Parámetros

a. Medición de la conductividad b. Medición del DBO c. Medición del pH d. Medición del DQO

5.2.7. Colocación del agua residual en los reactores

Una de las condiciones de funcionamiento de los reactores es el nivel de agua el cual no debe cubrir más del 40% del disco, es decir se colocó 1,7 litros de agua residual en cada reactor que es equivalente a este porcentaje.

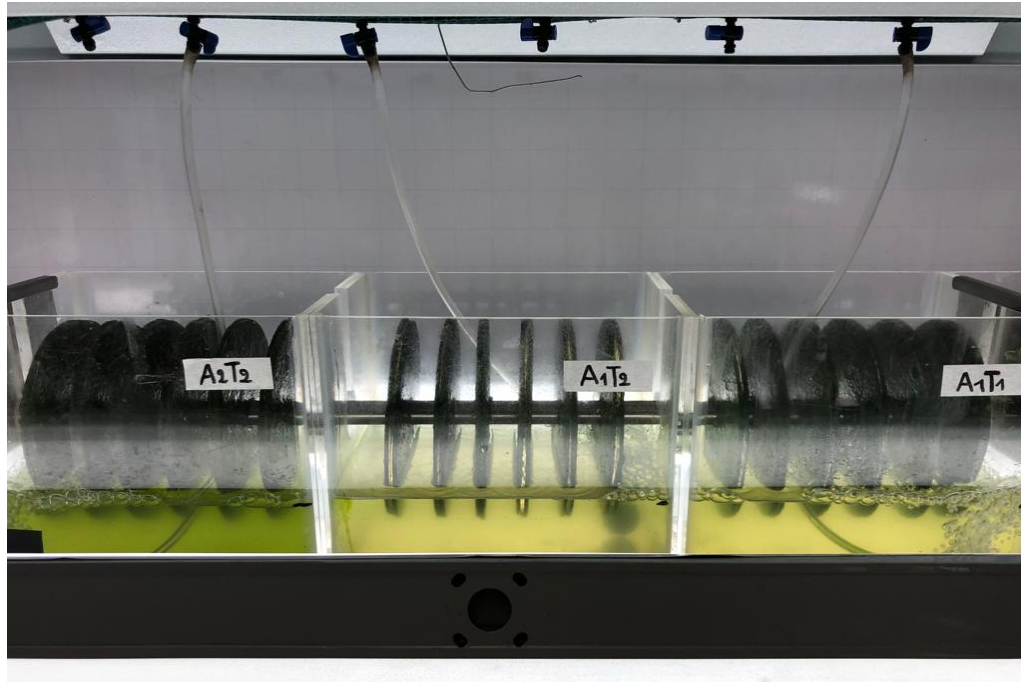


Figura 16 Colocación del agua residual en los reactores

5.2.8. Medición de los parámetros

Una vez transcurrido los siete días, se evaluó por segunda ocasión los mismos parámetros físicos químicos y verificar si el agua residual ya se encontraba entre los límites permisibles para uso de riego.

5.3. Tratamientos

Los tratamientos empleados se detallan en la Tabla 8.

Tabla 8

Tratamientos de la investigación

Tratamientos	Microalgas x Textura
<i>A1T1</i>	<i>Chlorella sp.</i> x Fieltro sintético
<i>A1T2</i>	<i>Chlorella sp.</i> x Fieltro con mezcla de lana
<i>A1T3</i>	<i>Chlorella sp.</i> x Polar
<i>A2T1</i>	<i>Scenedesmus sp.</i> x Fieltro sintético
<i>A2T2</i>	<i>Scenedesmus sp.</i> x Fieltro con mezcla de lana
<i>A2T3</i>	<i>Scenedesmus sp.</i> x Polar

Los tratamientos experimentales duraron 7 días, evaluándose pasando un día. Cada tratamiento tuvo tres repeticiones. Los tratamientos constaron con tres tipos de texturas para la T1 se ocupó fieltro sintético o paño lency el cual se fabrica comprimiendo capas de fibras de acrílico a través de la presión y la aplicación de humedad ya que este tejido tiene la propiedad de adherirse entre sí, este fieltro viene en medidas de 1 metro de largo x 1.50 de ancho, y 1.5 mm de grosor, al ser este sintético no es biodegradable y presentan mayor rigidez lo que le hace propenso a romperse si se lo estira demasiado. En la textura T2 se ocupó un fieltro con mezcla de lana el cual se fabrica mediante la conglomeración de presión y vapor usando lana o pelo de algunos animales como la alpaca y rayón resultando más suave que el sintético además posee características resistencia a la compresión y tensión, un buen aislante contra la transmisión de calor y sonido, resistente a la temperatura, propiedades filtrantes y resistente a químicos; este fieltro puede venir en tamaños parecidos al sintético pero con un grosor mayor de 3mm. En la textura T3 se ocupó una tela polar que es fabricada en máquinas circulares con fibras textiles 100% poliéster, siendo así una imitación de la tela de lana pero sintética volviéndola una alternativa ecológica debido a que también se la fábrica a partir de envases plásticos reciclables, posee propiedades como el gran aislamiento térmico y un bajo peso, tiene distintos gramajes desde 100 hasta 300 g/m², el que se utilizo tuvo un espesor de 3mm y gramaje de 260 g/m².

5.4. Unidades experimentales

Las unidades experimentales fueron 18 teniendo tres repeticiones de los 6 tratamientos, divididas entre seis reactores, siendo nueve de ellas con especie *Chlorella sp.* y nueve de *Scenedesmus sp.*

5.5. Análisis estadísticos

Los datos obtenidos fueron procesados por programa Microsoft Excel, para la obtención de las tablas y gráficos que permitieron analizar la dinámica de los cada uno de los parámetros evaluados en la investigación. Las diferencias significativas entre los tratamientos se realizaron con una Prueba de tukey utilizando el lenguaje de programación R Project.

5.6. Materiales

Materiales Biológicos

- Cepas de Algas (*Chlorella sp* y *Scenedesmus sp.*)

Materiales del laboratorio

- Medidor de pH 5+ OAKTON
- Conductímetro Hanna Multirango HI 8733
- Cámara Neubauer
- Microscopio Óptico Trinocular
- Botellones
- Espectrofotómetro Optizen POP
- Agua destilada

- Nitrofoska
- LaMotte SMART 2 Colorimeter
- BOD Sensor System 6

Materiales de reactores

- Láminas de acrílico
- Motor
- Acero quirúrgico
- Tela
- Silicona
- Discos

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las muestras de agua residual sobrepasan los límites máximos permisibles en la norma de calidad ambiental y de descarga de efluentes: (Recurso Agua en el Libro VI Anexo 1), mostrando valores de $1162 \mu\text{S. cm}^{-1}$ en conductividad, 9890 mg/l en DQO y 178 mg/l en DBO que no cumplen con la normativa.

6.1. RESULTADOS DE LA PRIMERA ETAPA

6.1.1. pH del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp.*

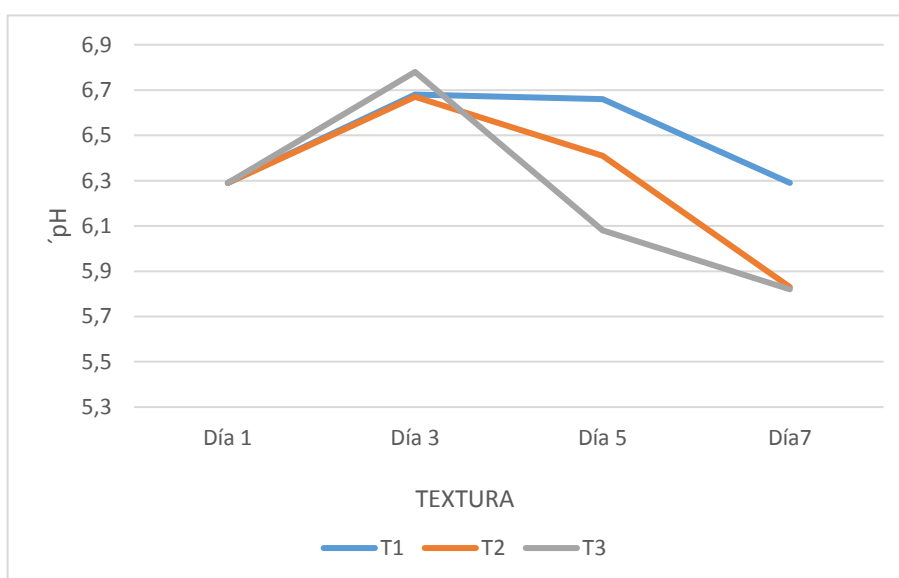


Figura 17 Resultado del pH en cultivo *Chlorella sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

El pH del cultivo de microalgas que fue colocado en los reactores demostró en todas las texturas una dinámica muy similar. Obteniendo como resultado en los primeros dos días un aumento no considerable para posterior observar una disminución en este, volviéndola ácida debido a que las microalgas estaban formando la biopelícula en las diferentes texturas es decir trasportándose y reproduciéndose en las distintas telas del reactor, sabiendo esto según Benavente-Valdés, Aguilar, Montanez & Mendéz (2012) el pH óptimo para el crecimiento de las microalgas debe variar de 8.2 a 8.7, confirmando que mientras menos algas existan en

el agua tendrá un pH más bajo presentando mayor acidez, finalizando con valores de 6,29 en T1, 5,83 en T2 y 5,82 en T3.

6.1.2. pH del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus sp.*

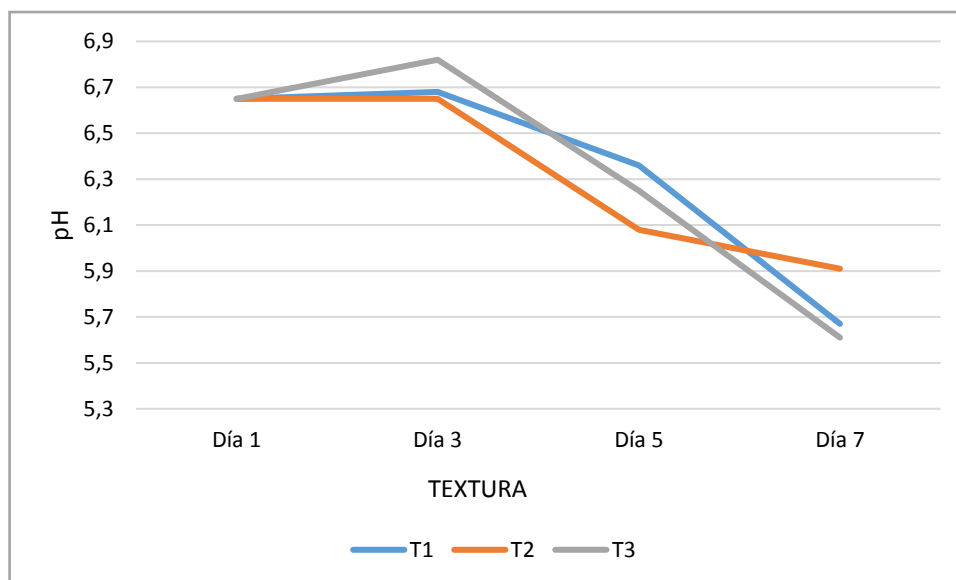


Figura 18 Resultado del pH en cultivo *Scenedesmus sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En la especie *Scenedesmus sp.* el pH tuvo una dinámica semejante que la especie *Chlorella sp.*, por el mismo motivo que es a formación de la biopelícula con la diferencia que la T1 con 5,67 y T3 con 5,61 tuvieron mayor reducción.

Al igual que la *Chlorella sp.* esta especie necesita de aguas ricas en calcio con un pH superior a 8 afirma Gómez (2007). Puesto que se observó que en las dos especies el cultivo de microalgas tuvo una disminución en el pH volviéndose ácido, se puede identificar que la formación de la biopelícula se hizo correctamente ya que las microalgas después de adherirse en las telas empezaron a reproducirse en las mismas mas no en el reactor.

6.1.3. pH del Cultivo de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

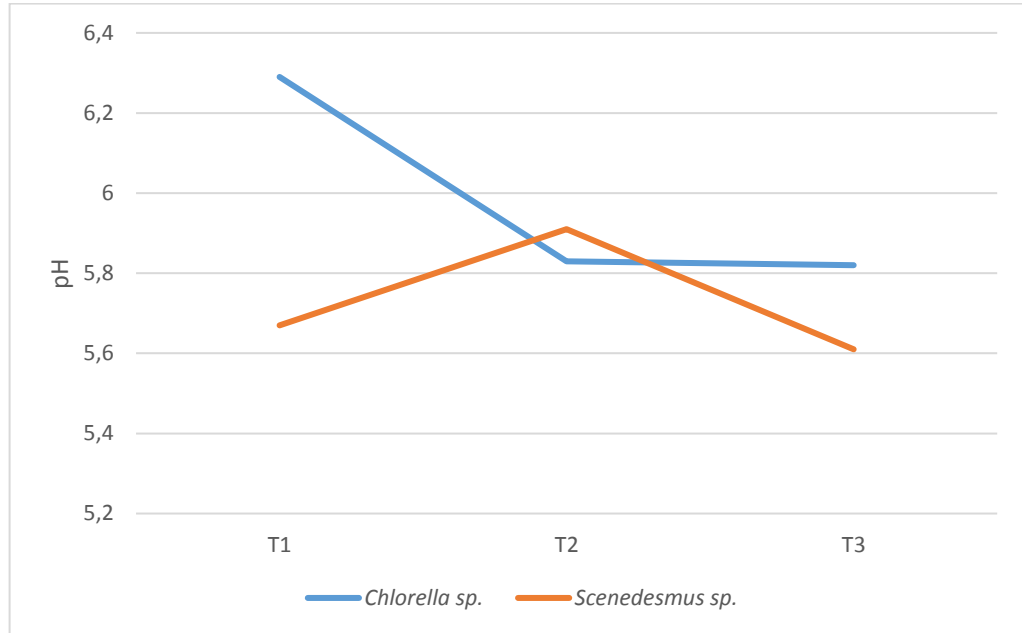


Figura 19 Resultados de pH del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia.

Tabla 9

Análisis de Varianza para la variable pH del cultivo del microalgas en el reactor

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	0,18	0,09	1,99	0,18	n.s
Especies (E)	1	0,28	0,28	6,03	0,03	*
Texturas (T)	2	0,20	0,10	2,23	0,15	n.s
Interacción ExT	2	0,36	0,18	3,94	0,05	n.s
Error	10	0,46	0,46			
		CV	3,68	%		
		\bar{X}	5,85			

Con la figura 19 se puede concluir que las dos especies presentan acidez debido a que existen menor densidad de algas en los reactores ya que estas se transportaron a las texturas afirmando que el pH es directamente proporcional a la cantidad de algas es decir menos algas menos pH.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p > 0,05$) se registró en el cultivo de microalgas que los tres tipos de tela que se usó no tienen una diferencia significativa estadísticamente teniendo todas valores casi neutros.

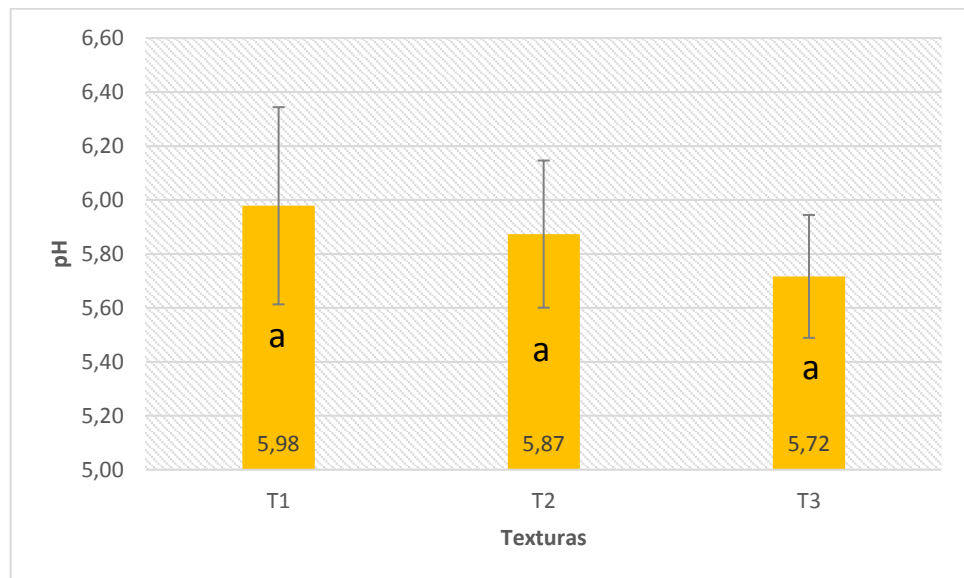


Figura 20 Resultados de pH en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia.

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas la especie A1 (*Chlorella sp.*) presento mayor pH a comparación de la A2 (*Scenedesmus sp.*).

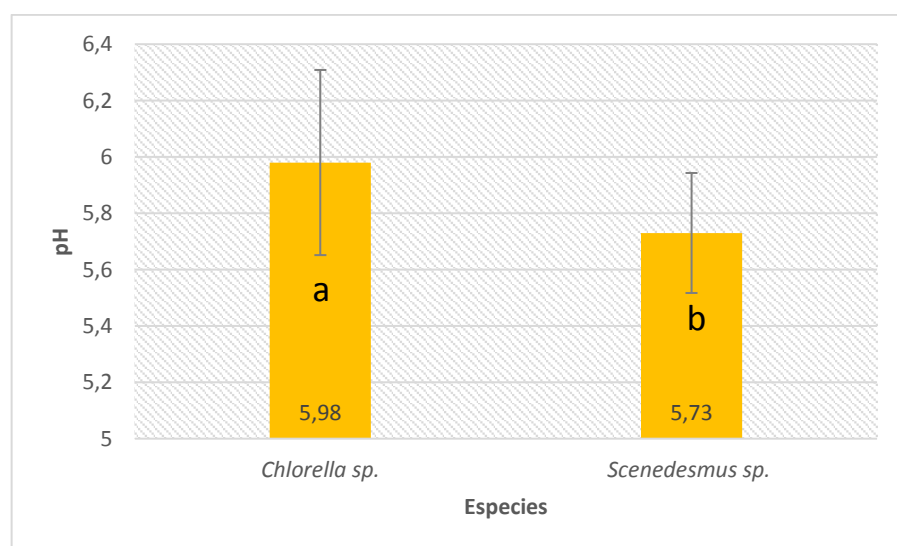


Figura 21 Resultados de pH en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
 Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el pH de menor valor es el de *Scenedesmus sp.* con textura de fieltro sintético (A2T1) y con fieltro con mezcla de lana (A2T3) que son estadísticamente iguales, indicando que en estos dos tratamientos fueron en los que las microalgas se transportaron y se adaptaron con mayor facilidad en las texturas disminuyendo su concentración en el reactor y por ende disminuyendo el pH, es decir el pH aumenta conforme la edad y la concentración del cultivo es mayor, esto es debido a la acumulación de minerales y la oxidación de nutrientes. (Andersen, 2005)

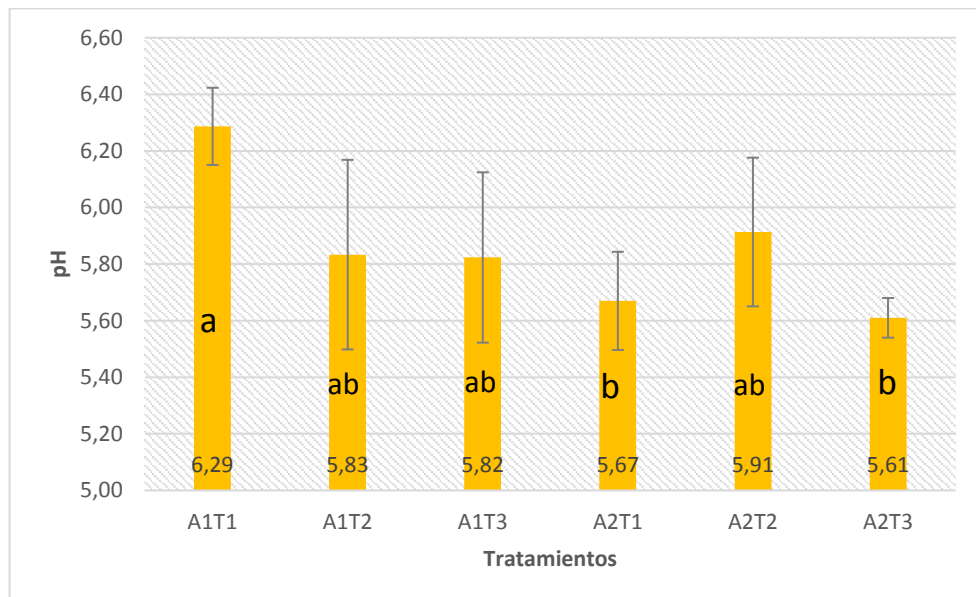


Figura 22 Resultados de pH en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.

Fuente: Elaboración propia

6.1.4. Conductividad Eléctrica del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp.*

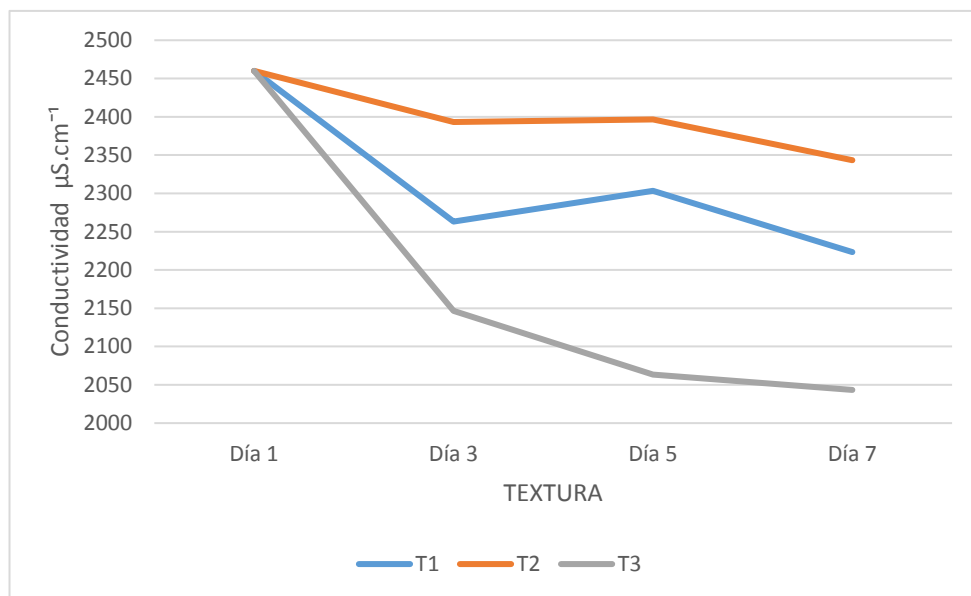


Figura 23 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo *Chlorella sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

La conductividad en el cultivo de *Chlorella sp.* inició con un valor de $2460 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ para todas las texturas; en la textura T3 se pudo observar una disminución desde el tercer día pasando de 2460 a $2263 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ y posteriormente se observó un descenso gradual de esta, finalizando con una conductividad de $2043 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ siendo así la más baja, mientras que la textura T1 tiene un ascenso y descenso entre el tercer y quinto día, pero de igual manera al final tuvo una reducción terminando con una conductividad de $2223 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ y por último la T2 se mantuvo en descenso continuo hasta llegar $2344 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ la cual es la que tiene mayor cantidad de conductividad en relación con las otras texturas. El valor de la conductividad eléctrica se redujo debido a que este parámetro representa a las sales disueltas en el agua, siendo así que mientras más consumían las microalgas de las texturas estos nutrientes disminuían la conductividad en el reactor. (García-Gozalbes *et al.*, 2015)

6.1.5. Conductividad Eléctrica del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus sp.*

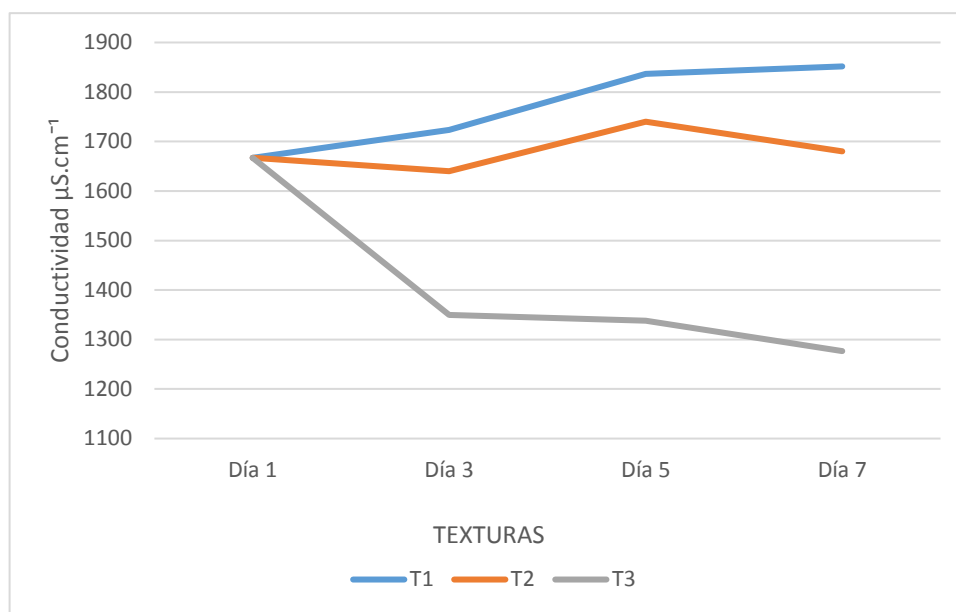


Figura 24 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo *Scenedesmus sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En el cultivo de microalgas *Scenedesmus sp.* la conductividad comenzó con $1667 \mu\text{S. cm}^{-1}$ sin embargo la textura T3 a diferencia de las otras presentó tendencia descendente durante todo el ciclo observándose un descenso brusco entre el primer y el segundo día finalizando con un valor de $1276 \mu\text{S. cm}^{-1}$ siendo el más bajo de las tres; mientras que las dos texturas sobrantes T1 y T2 presentan tendencias similares con un aumento hasta el cuarto día para posteriormente estabilizarse.

La microalgas *Scenedesmus sp.* a comparación de la especie *Chlorella sp.* en dos de las tres texturas presentó un pequeño aumento no muy significativo, lo cual nos indica la presencia aun de sales.

6.1.6. Conductividad Eléctrica del Cultivo de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

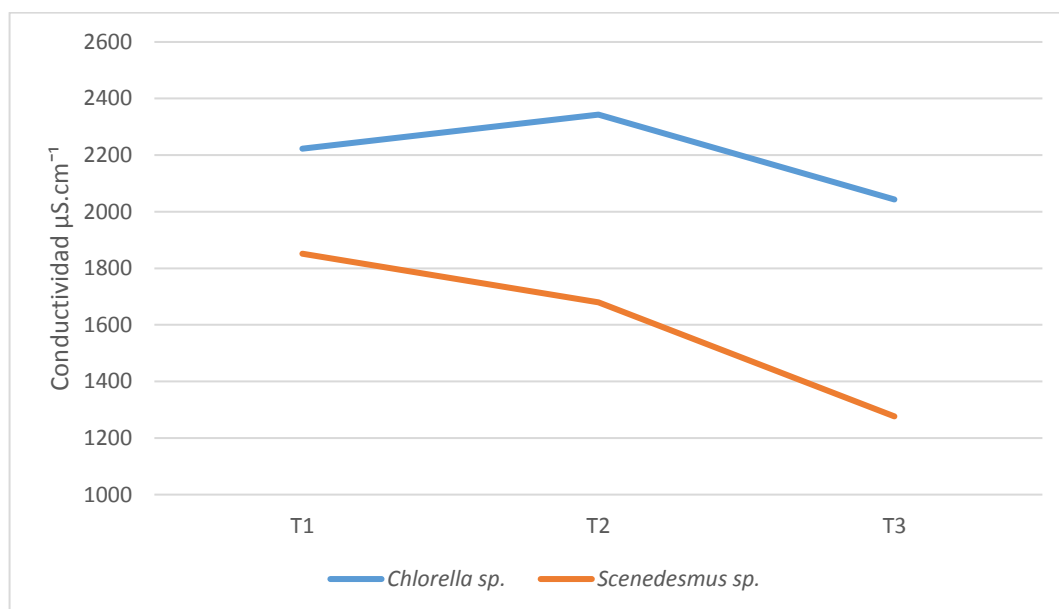


Figura 25 Resultados de la conductividad eléctrica del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)
Fuente: Elaboración propia.

Tabla 10

Análisis de Varianza para la variable conductividad del cultivo de microalgas del reactor

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	10936	5468	0,508	0,61	
Especies (E)	1	1623001	1623001	150,91	2,34x10 ⁻⁷	**
Texturas (T)	2	533686	266843	24,81	1,3 x10 ⁻⁴	**
Interacción ExT	2	125886	62943	5,85	0,02	*
Error	10	107547	10755			
		CV	5,44	%		
		\bar{X}	1903,05			

Mediante la figura 25 se puede concluir que el crecimiento de las microalgas es directamente proporcional a su conductividad, es decir que, a mayor conductividad mayor concentración de sales o nutrientes es decir que seguirá el aumento de la densidad de microalgas.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en el cultivo de microalgas que los tratamientos con la tela T3 tiene menor valor de conductividad.

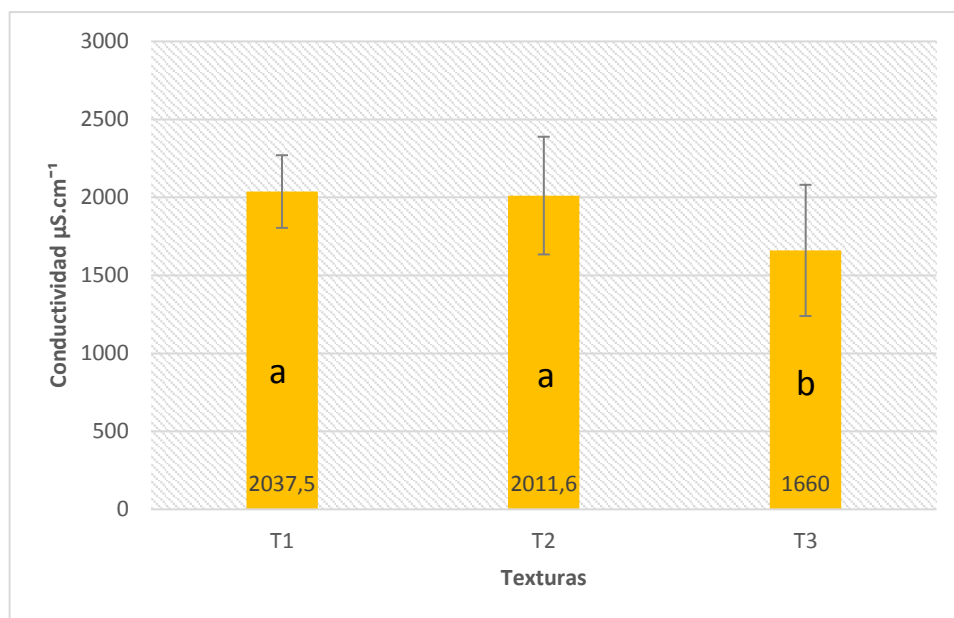


Figura 26 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas la especie A2 (*Scenedesmus sp.*) presentó menos conductividad es decir menor presencia de nutrientes a comparación de la A1 (*Chlorella sp.*).

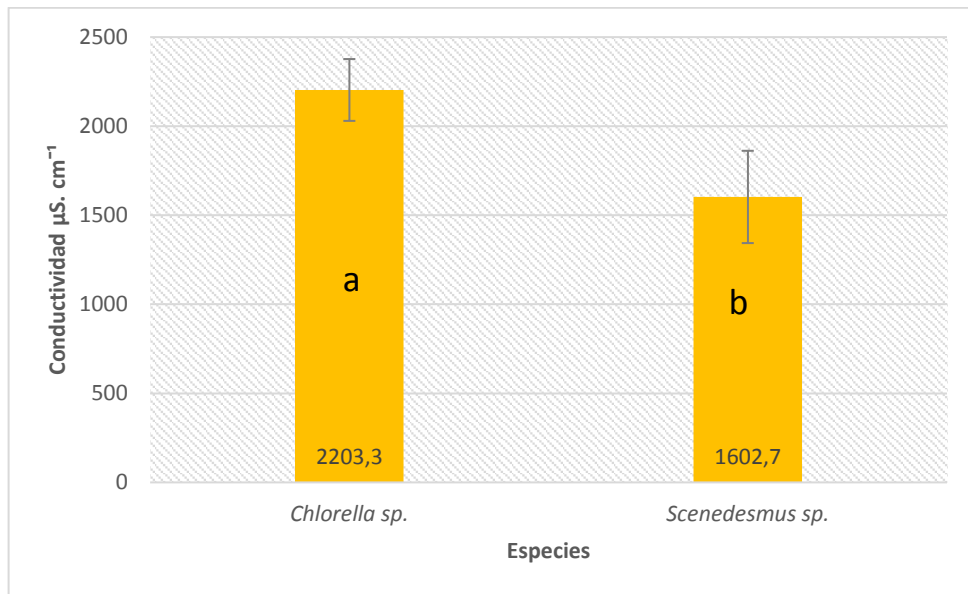


Figura 27 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
Fuente: Elaboración propia

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento de *Chlorella sp.* con la textura de fieltro con mezcla de lana (A1T2) tiene mayor conductividad es decir presencia de sales o nutrientes para que la concentración de microalgas siga aumentando.

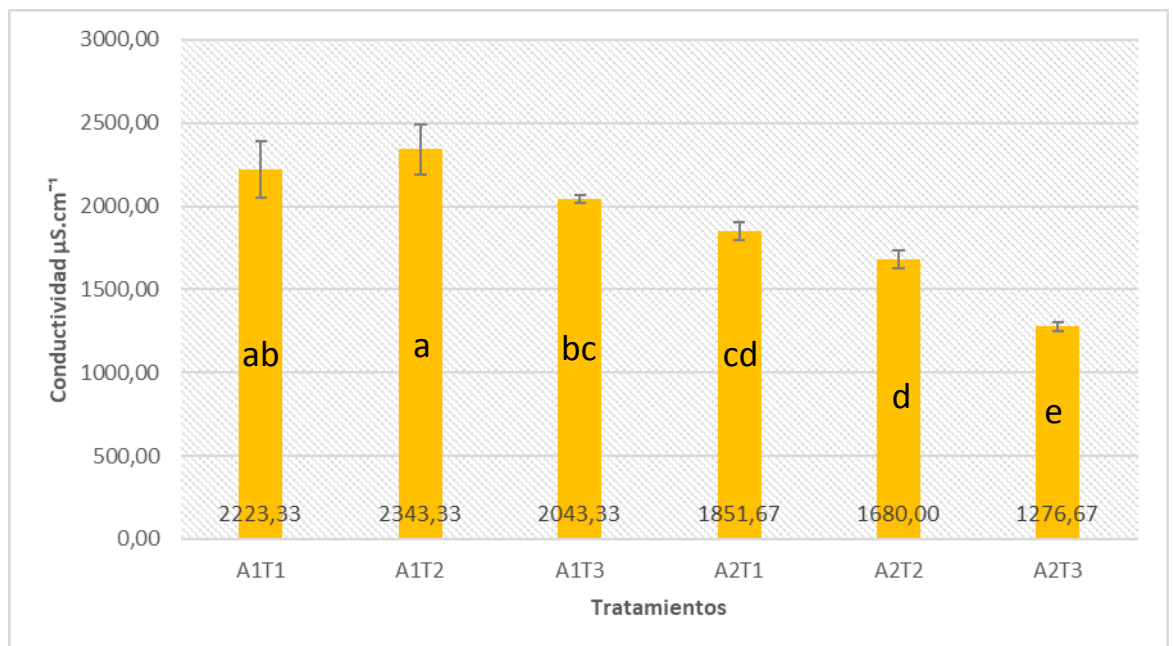


Figura 28 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.
Fuente: Elaboración propia.

6.1.7. Absorbancia del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp.*

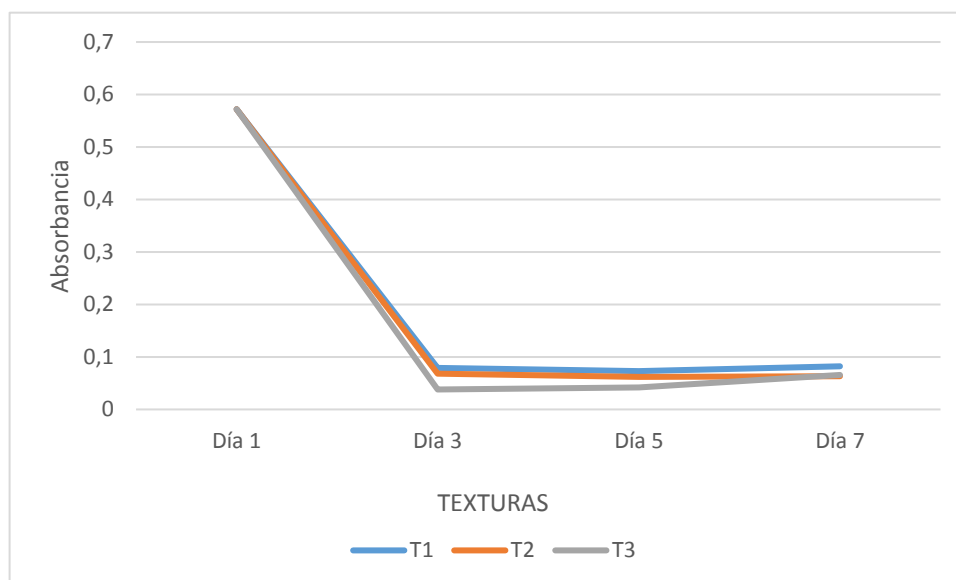


Figura 29 Resultado de la absorbancia en cultivo *Chlorella sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En el cultivo microalgas de la especie *Chlorella sp.* las texturas mostraron un descenso significativo en los primeros dos días, en los reactores todas las telas comenzaron con una absorbancia de 0,572, la textura T1 bajo hasta 0,079 la cual no tuvo una alta variación en los próximos 4 días para finalizar con una absorbancia de 0,082; la textura T2 al igual que la T1 tuvo una disminución relevante en los primeros días llegando hasta 0,068 para culminar en el séptimo día con una absorbancia de 0,77 que tampoco muestra una diferencia significativa de descenso en los últimos cuatro días, la textura T3 actuó de forma equivalente a las demás texturas teniendo un descenso radical los dos primeros días que paso de 0,572 a 0,038 siendo esta la absorbancia más baja de las tres telas culminando con un valor de 0,066 que es similar a la de la T2.

6.1.8. Absorbancia del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus sp.*

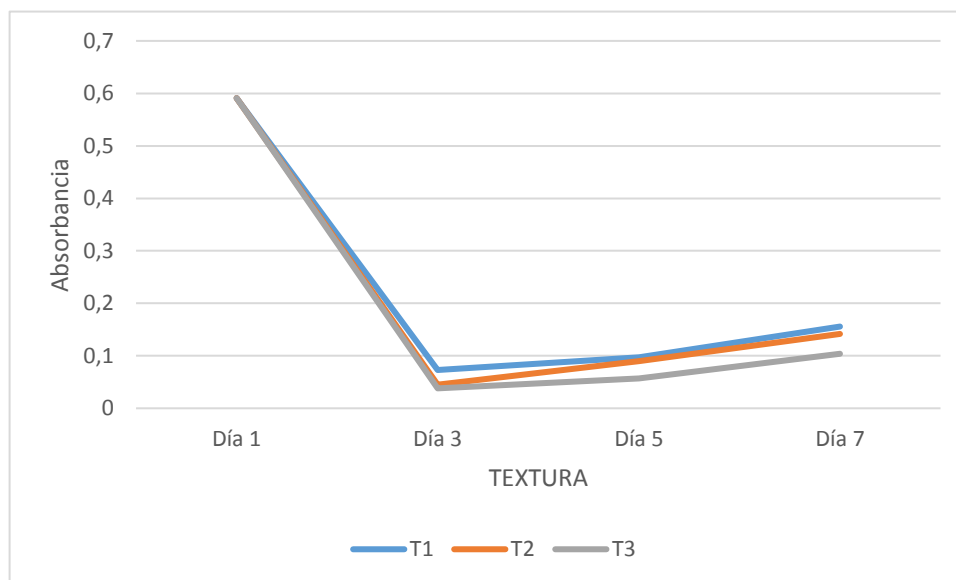


Figura 30 Resultado de la absorbancia en cultivo *Scenedesmus sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

Por su parte en la especie *Scenedesmus sp.* se registró datos similares a los de la *Chlorella sp.* identificando que en la textura T1 que comienza con 0,591 al igual que las otras dos tuvo un descenso notable en los primeros dos días llegando a un valor 0,073 la misma que se incrementó hasta llegar a un valor no significativo de 0,155. En textura T2 de igual forma que la T1 hubo una disminución en los dos primeros días la cual fue la más relevante llegando a un valor de 0,045 pero como se observó en la anterior textura aumento paulatinamente hasta el día siete finalizando con un valor de 0,142; por último la T3 del mismo modo que las demás texturas tuvo un descenso notable hasta el tercer día con un valor de 0,038 siendo la más baja, así como las demás tuvo un ascenso no muy pronunciado en los cuatro siguientes días terminando con un valor de 0,103.

6.1.9. Absorbancia del Cultivo de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

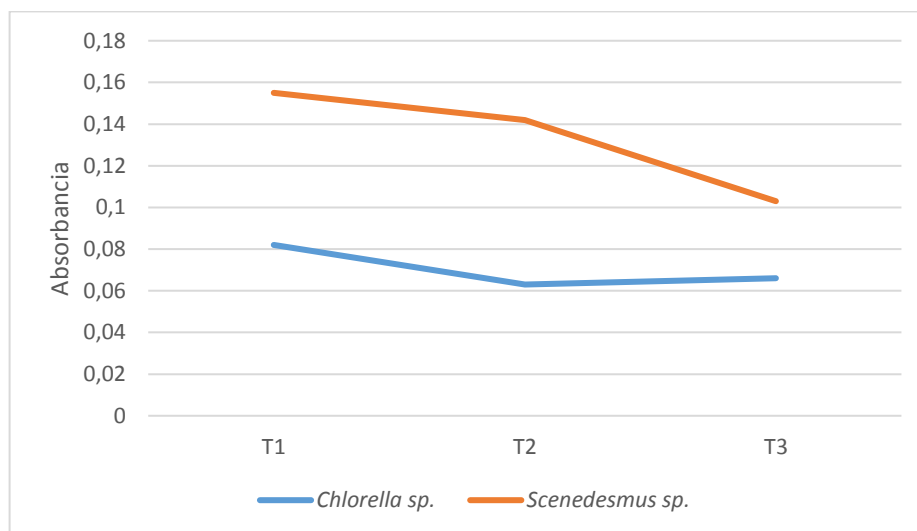


Figura 31 Resultados de la absorbancia del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)
Fuente: Elaboración propia.

Tabla 11

Análisis de Varianza para la variable pH del cultivo del microalgas en el reactor

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	0,0002	1,2 x10 ⁻⁴	0,83	0,46	
Especies (E)	1	0,017	0,017	120,42	6,74x10 ⁻⁷	**
Texturas (T)	2	0,003	0,0017	11,89	0,002	**
Interacción ExT	2	0,001	7x10 ⁻⁴	4,97	0,031	*
Error	10	0,001	0,0001			
		CV	11,92	%		
		\bar{X}	0,102			

A través de la figura 31 se puede concluir que la absorbancia tiene una relación directa con la reproducción de las microalgas, es decir que es directamente proporcional al crecimiento ya que a más absorbancia más densidad óptima y por ende mayor cantidad de microalgas.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en el cultivo de microalgas que la tela T3 menor absorbancia.

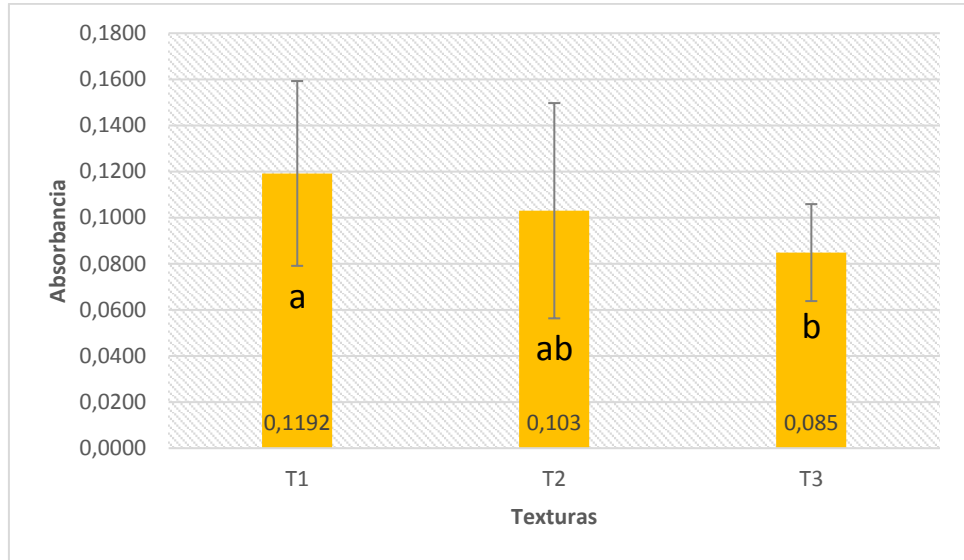


Figura 32 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas la especie A2 (*Scenedesmus sp.*) tiene menor absorbancia a comparación de la especie A1 (*Chlorella sp.*)

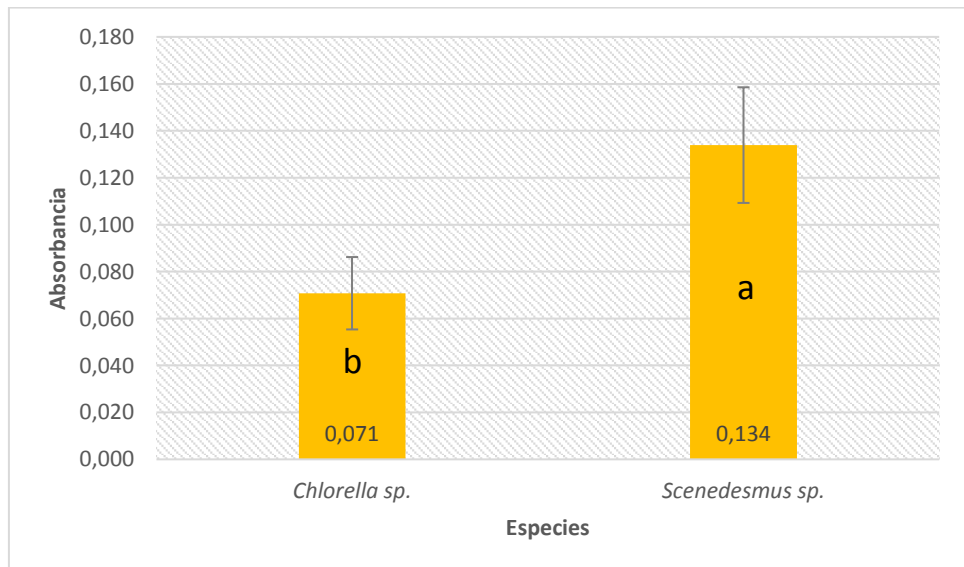


Figura 33 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
 Fuente: Elaboración propia

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que los tratamientos con la especie A1 (*Chlorella sp.*) son las que tienen menor absorbancia estadísticamente, diciendo que tiene menor densidad óptica y por ende menor concentración de microalgas debido a que la medida de la absorbancia según el artículo de Mayorga y Manso (2017) nos sirve para la medición del crecimiento celular, ya que la absorbancia es el valor que representa la densidad óptica; a través de este método se puede estimar un valor de números de células obteniendo con esto el proceso resultados más rápidos a comparación del conteo celular.

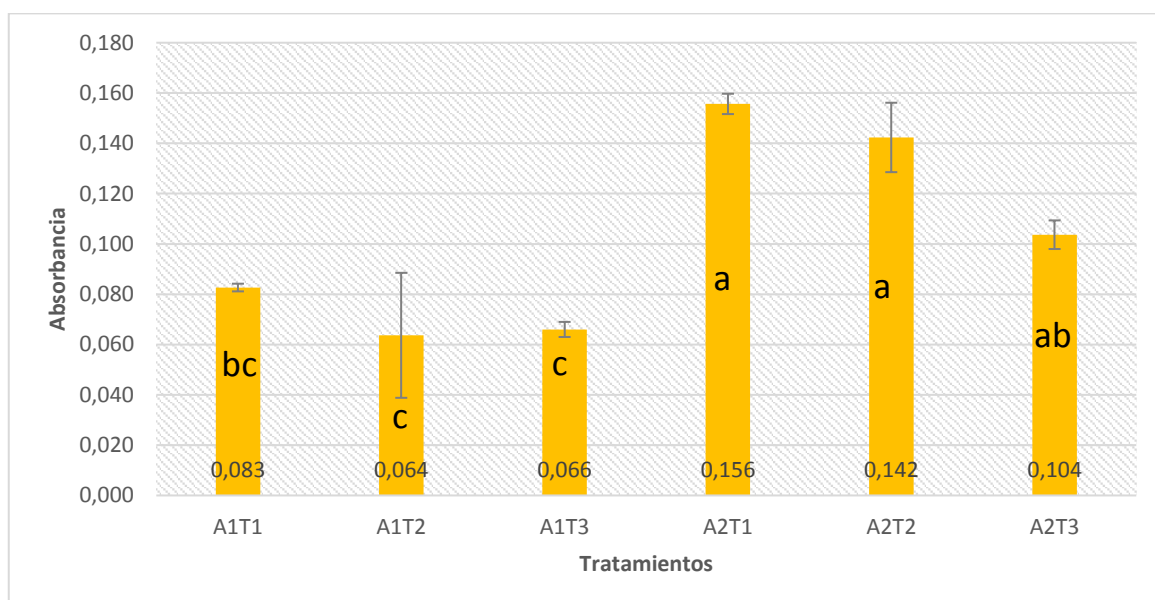


Figura 34 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.
Fuente: Elaboración propia.

6.1.10. Conteo del Cultivo en las texturas de Microalgas *Chlorella sp.*

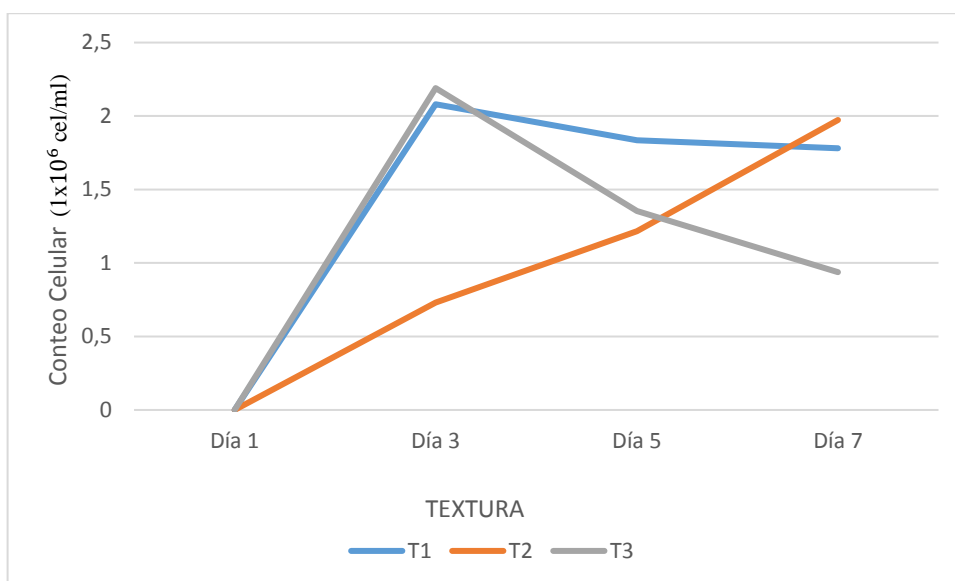


Figura 35 Resultado del conteo de las texturas del cultivo *Chlorella sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

Para identificar los datos del crecimiento y adaptación de las microalgas en las diferentes texturas se utilizó el método de recuento celular mediante la cámara de Neubauer. En la T1 y T3 se puede observar que en los dos primeros días se trasladaron la mayoría de las microalgas a las texturas para posterior reproducirse en las mismas, pero en este caso en la textura T3 la concentración tuvo un descenso continuo en los siguientes días llegando a una concentración celular de $0,782 \times 10^6$ cel/ml con la cual empezaría la segunda etapa. En la T1 también hubo un descenso no muy significativo como en T3, esta llegó a una concentración de $1,82 \times 10^6$ cel/ml. Mientras que en la T2 se observó la mejor adaptación debido a que hasta el día sexto tuvo un ascenso contante finalizando con una concentración de $1,976 \times 10^6$ cel/ml.

6.1.11. Conteo del Cultivo en las texturas de Microalgas *Scenedesmus sp.*

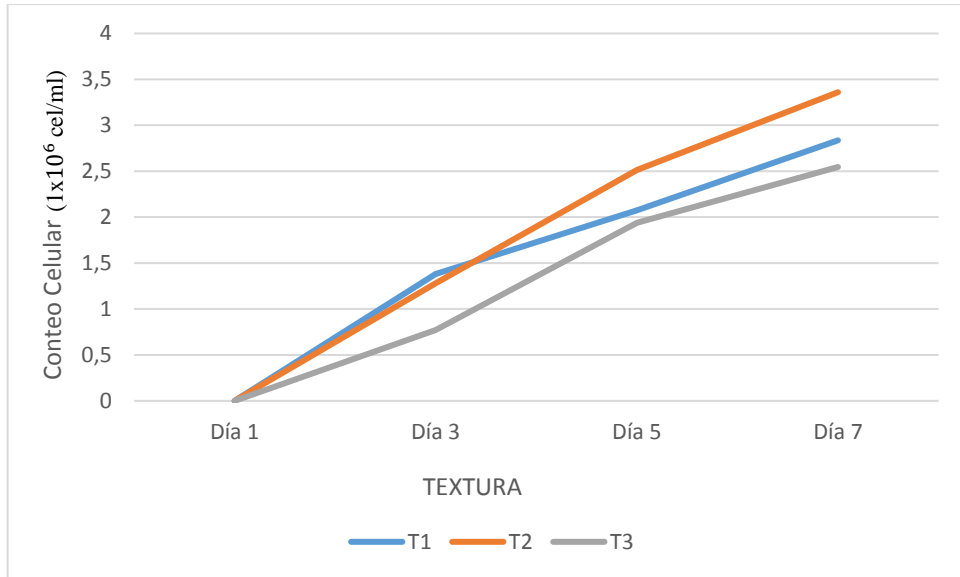


Figura 36 Resultado del conteo en las texturas del cultivo *Scenedesmus sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En la especie *Scenedesmus sp.* a diferencia de la especie *Chlorella sp.* todas las texturas fueron adaptándose continuamente, sin embargo, la textura T1 al llegar al sexto día comenzó con un descenso muy bajo, a diferencia de la T2 que siguió con un aumento hasta el día siete; finalizando con valores de concentración de T1 $2,747 \times 10^6$ cel/ml, T2 $4,24 \times 10^6$ cel/ml, y T3 $3,13 \times 10^6$ cel/ml evidenciando que esta especie en la primera etapa tuvo mayor adaptación en la textura.

6.1.12. Conteo del Cultivo en las texturas de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

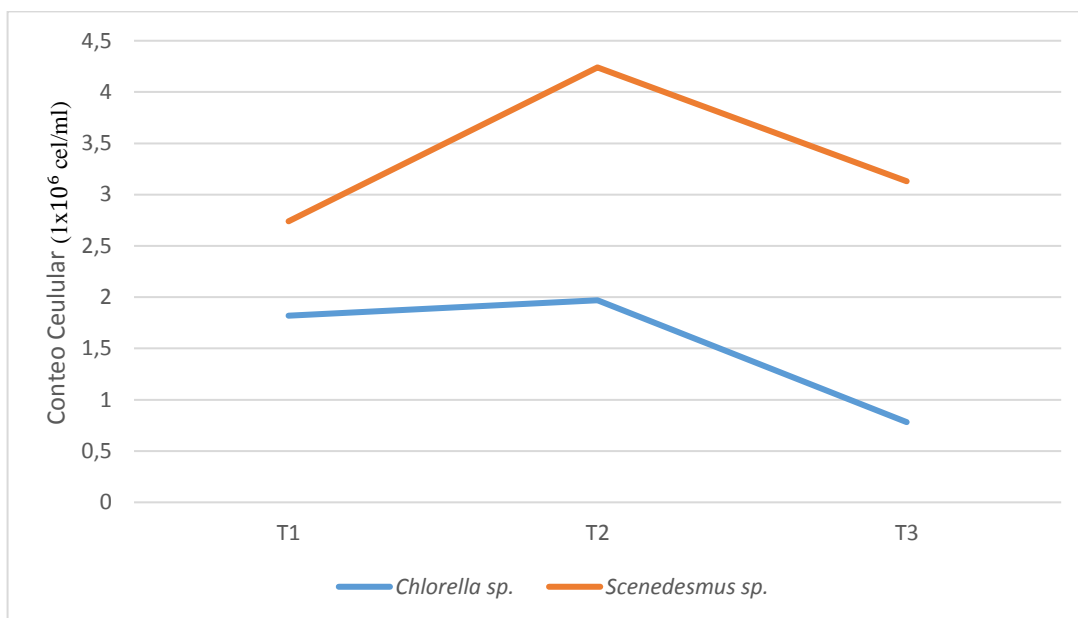


Figura 37 Resultados de conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

Fuente: Elaboración propia

Tabla 12

Análisis de Varianza para la variable de conteo en texturas del cultivo del microalgas

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	0,008	0,004	0,70	0,51	
Especies (E)	1	15,35	15,35	2856,46	$1,27 \times 10^{-13}$	**
Texturas (T)	2	4,23	2,11	393,61	$3,11 \times 10^{-10}$	**
Interacción ExT	2	1,92	0,96	179,11	$1,48 \times 10^{-8}$	**
Error	10	0,054	0,005			
		CV	2,99	%		
		\bar{X}	2,45			

En la figura 37 se puede concluir que en la textura dos de las dos especies existió una mayor adaptación de la microalgas a diferencia de la T1 y T3.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en el cultivo de microalgas de las dos especies se adaptaron y crecieron en la tela T2.

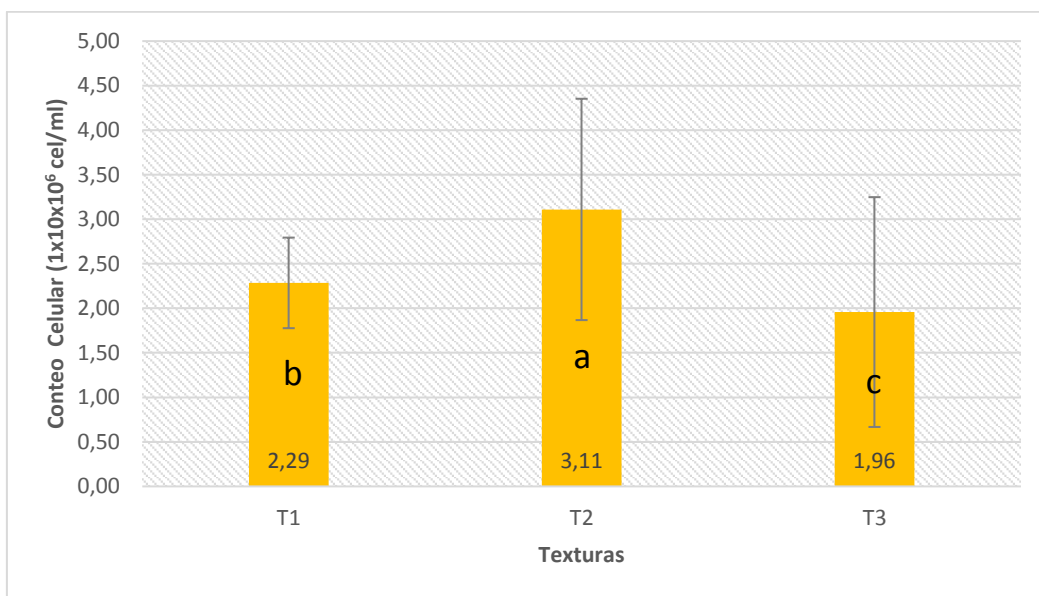


Figura 38 Resultados de conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia.

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas quien tuvo mayor crecimiento celular en la primera etapa fue la especie A2 (*Scenedesmus sp.*)

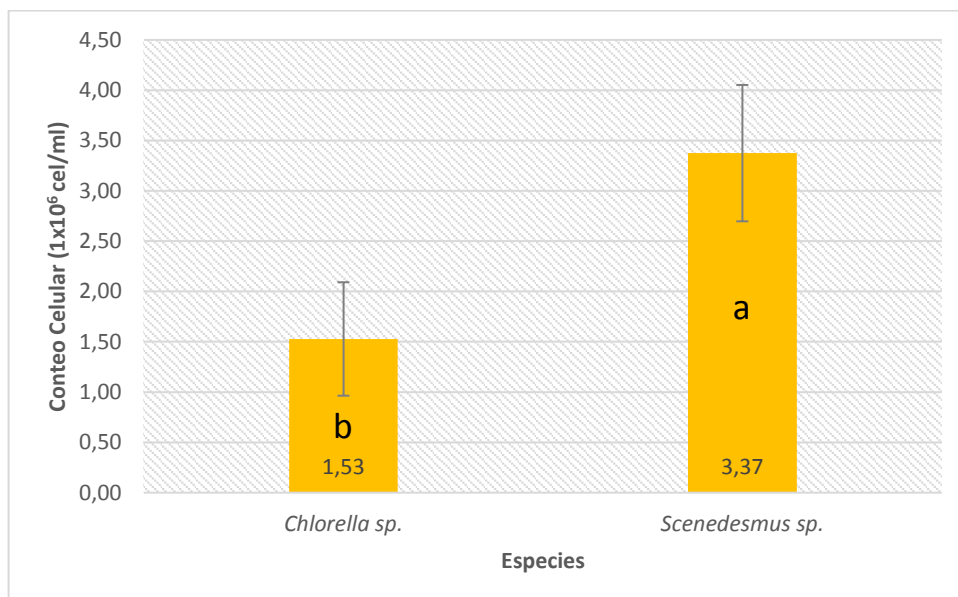


Figura 39 Resultados del conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
 Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento A2T2 presentó mayor cantidad de microalgas en cual se utilizó la textura T2 y la especie *Scenedesmus sp.*

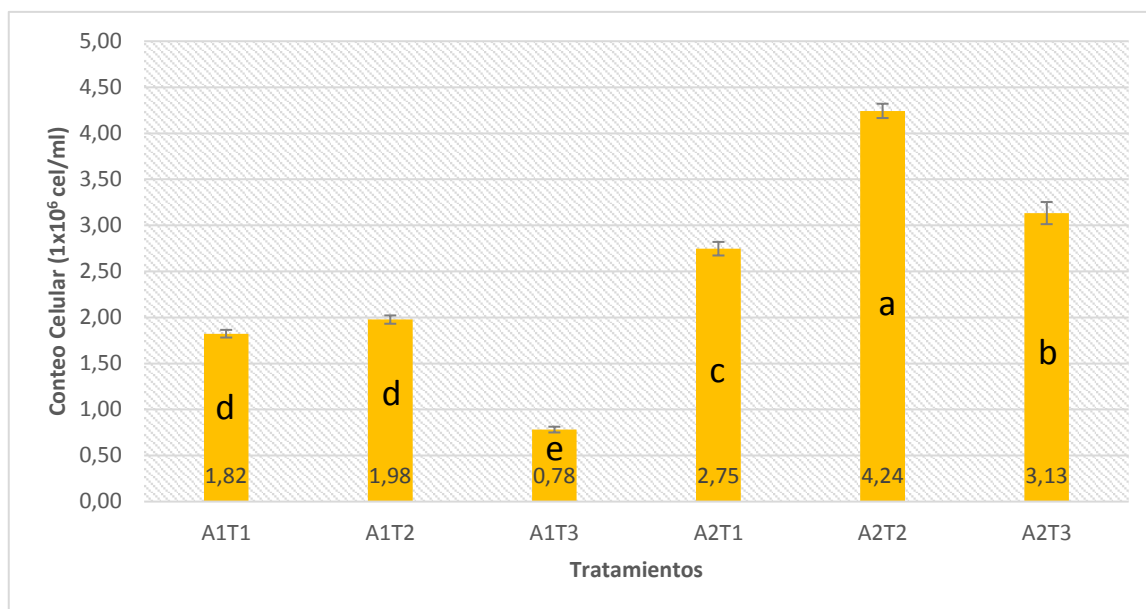


Figura 40 Resultados del conteo en texturas del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos

Fuente: Elaboración propia.

6.1.13. Conteo del Cultivo en el reactor de Microalgas *Chlorella sp.*

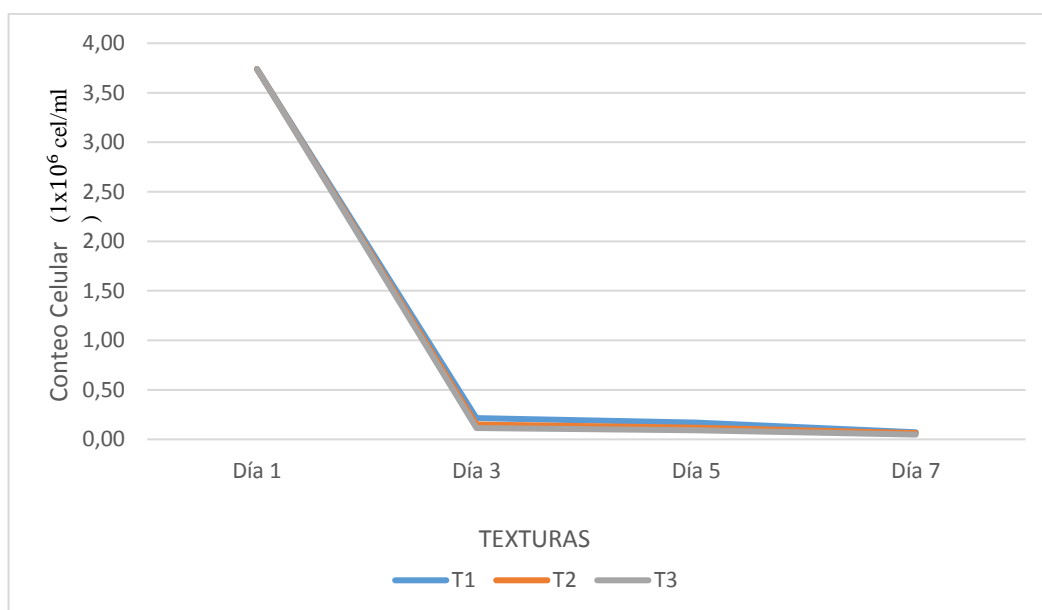


Figura 41 Resultado del conteo en el reactor del cultivo *Chlorella sp.*

T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar

Fuente: Elaboración propia

En el conteo del cultivo de microalgas se identificó que en el reactor el cual inició con una concentración de $3,74 \times 10^6$ cel/ml tuvo un descenso muy drástico en los dos primeros días donde las microalgas se adaptaron a las texturas para posterior reproducirse en las mismas. En la textura T1 en los dos primeros días la concentración disminuyó el 94% de las microalgas dejando una concentración de $0,213 \times 10^6$ cel/ml, lo cual siguió en continuo descenso hasta llegar a una concentración de $0,0713 \times 10^6$ cel/ml. De igual manera T2 tuvo un descenso muy notorio debido a que disminuyó un 96% hasta llegar a una concentración de $0,063 \times 10^6$ cel/ml T3 tuvo la misma dinámica de las dos texturas reduciendo el 97% de la concentración siendo así la más baja, después de los dos primeros días la concentración tuvo un valor de $0,113 \times 10^6$ cel/ml hasta llegar en el último día a $0,048 \times 10^6$.

6.1.14. Conteo del Cultivo en el reactor de Microalgas *Scenedesmus sp.*

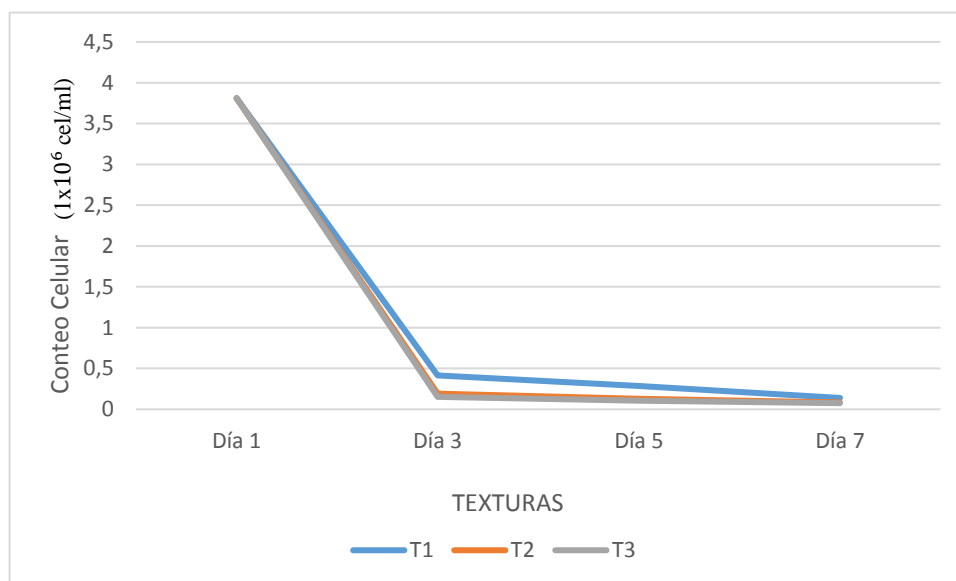


Figura 42 Resultado del conteo en el reactor de cultivo *Scenedesmus sp.*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

De igual manera que el cultivo de microalgas *Chlorella sp.* en la especie *Scenedesmus sp.* se registró una gran disminución de concentración celular acorde a la investigación, en esta especie se inició con una concentración de $3,81 \times 10^6$ cel/ml. En la textura T1 en los dos primeros días descendió hasta un valor de $0,414 \times 10^6$ cel/ml es decir que se transportó un

89% de microalgas a la tela y posteriormente hasta el séptimo día bajo hasta $0,139 \times 10^6$ cel/ml. En cuanto a la T2 también se observó un descenso del 94% llegando a un valor de $0,192 \times 10^6$ cel/ml y conforme paso los siguientes cinco días continuó bajando para finalizar esta etapa con una concentración de $0,084 \times 10^6$ cel/ml. Por último, la textura T3 de igual manera que las otras texturas tuvieron un descenso significativo del 95% llegando a un valor de $0,153 \times 10^6$ cel/ml en los primeros dos días, para el séptimo día obtener una concentración final de $0,075 \times 10^6$ cel/ml.

6.1.15. Conteo del Cultivo en los reactores de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

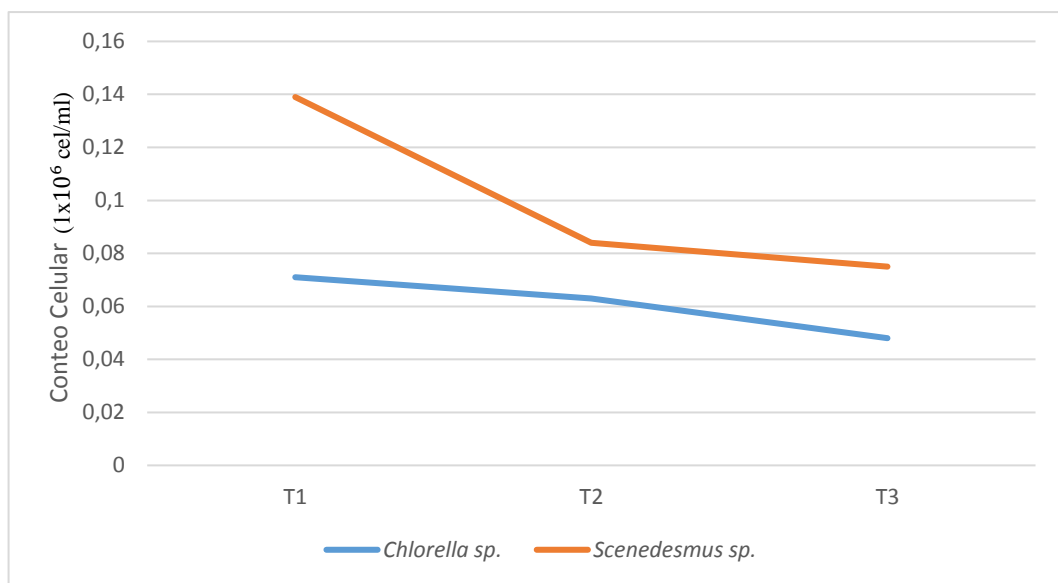


Figura 43 Resultados del conteo del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 13

Análisis de Varianza para la variable de conteo del cultivo del microalgas en el reactor

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	1,2x10 ⁻⁵	6x10 ⁻⁶	0,093	0,91	
Especies (E)	1	6,6x10 ⁻³	0,0066	102,40	1,43x10 ⁻⁶	**
Texturas (T)	2	0,0059	0,0029	45,6	9,42x10 ⁻⁶	**
Interacción ExT	2	0,0019	9,6x10 ⁻⁴	14,75	0,001	**
Error	10	0,0006	6x10 ⁻⁵			
		CV	10,05	%		
		\bar{X}	0,08			

Mediante la figura 43 de comparación de las dos especies en el conteo se pudo determinar que en la primera etapa la especie *Scenedesmus sp.* se adaptó y reprodujo con mayor facilidad que la especie *Chlorella sp.*

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en los reactores con los cultivos de microalgas con la textura T3 hubo menor concentración de microalgas.

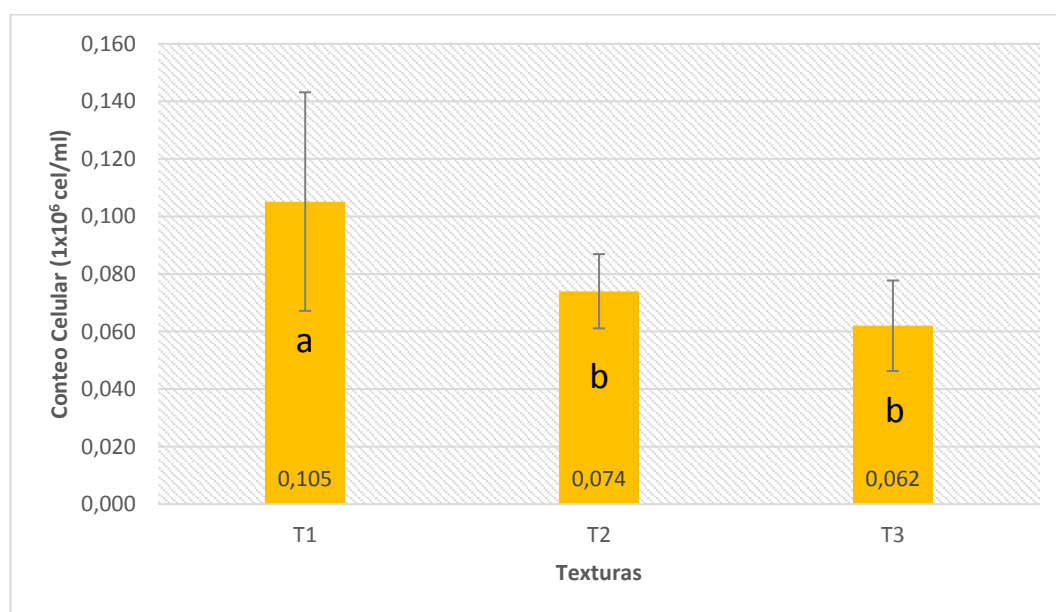


Figura 44 Resultados de conteo del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura

T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar

Fuente: Elaboración propia

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas en los reactores la especie A1 (*Chlorella sp.*) tuvo menor concentración de microalgas en comparación con la A2 (*Scenedesmus sp.*) concluyendo que la especie A1 se trasladó con mayor simplicidad que la A2

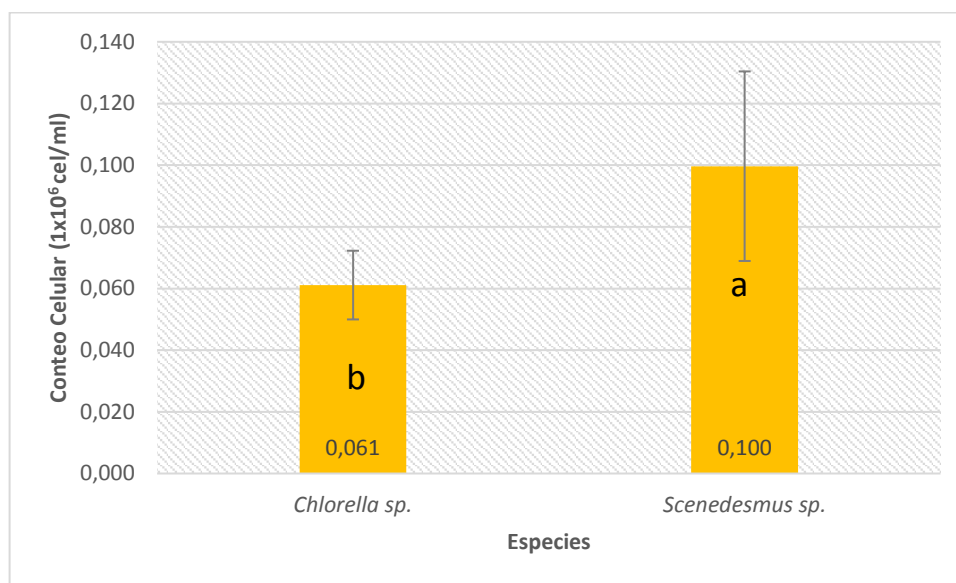


Figura 45 Resultados del conteo del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento de *Chlorella sp.* con la textura polar (A1T3) la concentración de microalgas en el reactor fue menor diciendo así que existe mayor cantidad en la textura que en el reactor, sabiendo que en esta tela las algas se adaptaron con mayor facilidad.

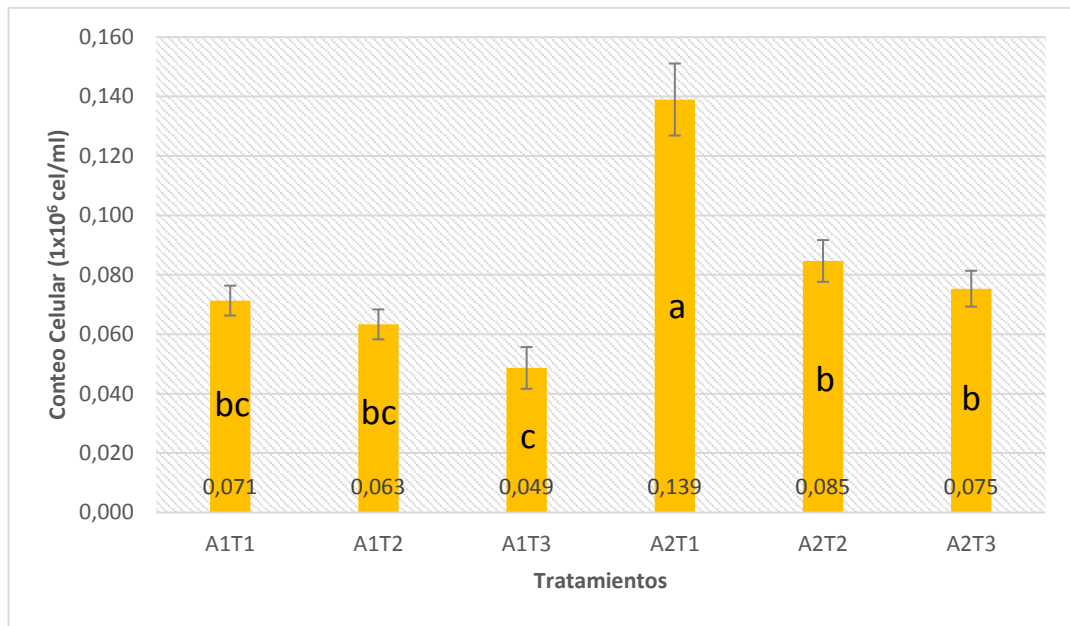


Figura 46 Resultados del conteo del cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.
Fuente: Elaboración propia.

6.1.16. Agua Colocada en Cultivos de Microalgas *Chlorella sp*

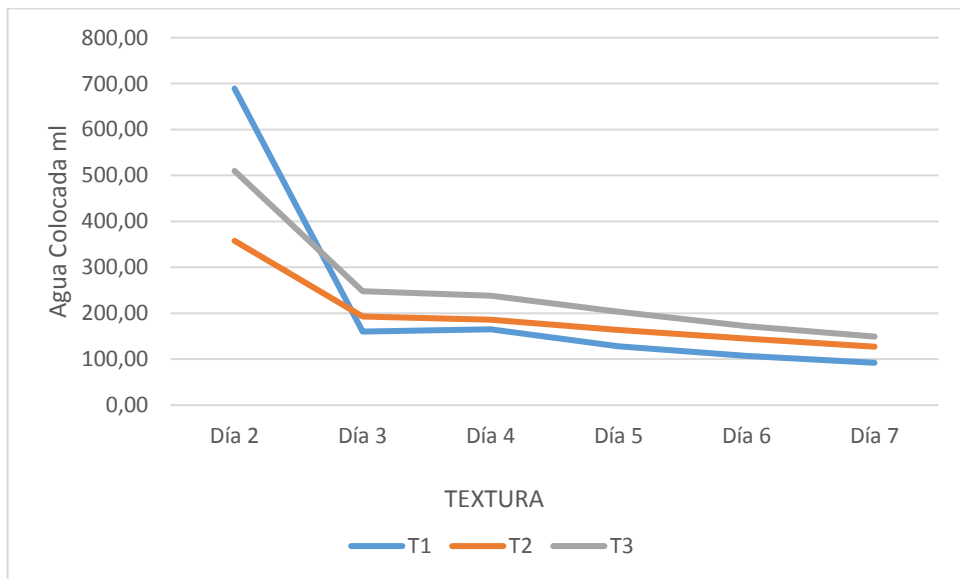


Figura 47 Resultado del agua colocada en cultivo *Chlorella sp*. en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En la investigación cada día se compenso el agua consumida en cada reactor, en la especie *Chlorella sp.* en el primer día presento un mayor consumo en todas las texturas ya que las algas se transportaron casi completamente a las telas. Todos los reactores comenzaron con un volumen de 1700 ml, en la textura T1 en el primer día se consumió una cantidad de 689 ml y posterior en los dos siguientes días se consumió un valor más bajo equivalente al 10% del volumen total finalizando en el séptimo día con un consumo de 92 ml. En los rectores con textura T2 comenzó en el primer día con un consumo del 21% que corresponde 357ml continuamente en los tres siguientes días se consumó un porcentaje de 11 a 9% para finalizar con un consumo de 127 ml el ultimo día. De igual forma la textura T3 en el primer día presento un mayor consumo de 510 ml para posterior bajar en el segundo y tercer día a un valor de 248 ml y 238 ml finalizando con un consumo de 149 ml.

6.1.17. Agua Colocada en Cultivos de Microalgas *Scenedesmus sp.*

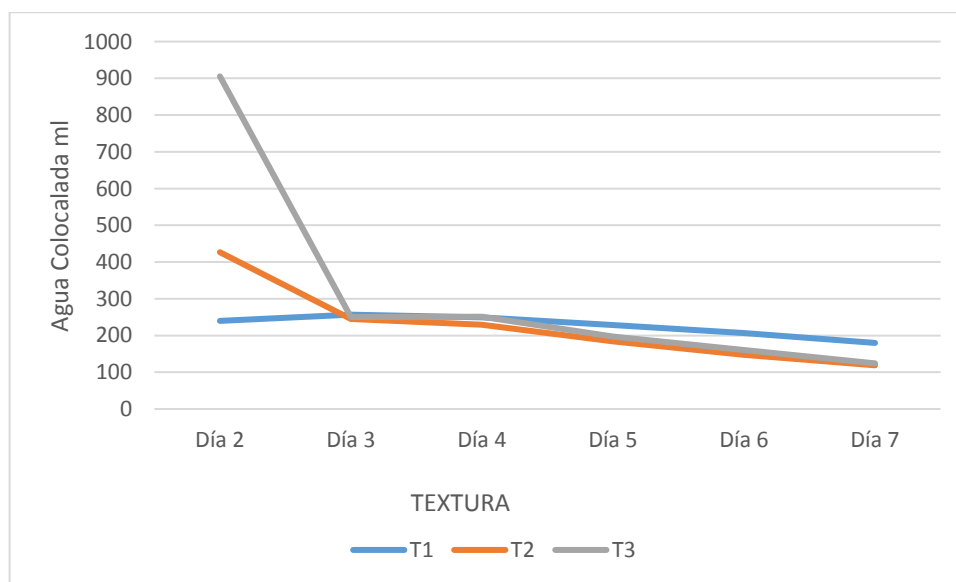


Figura 48 Resultado del agua colocada en cultivo *Scenedesmus sp.* en el reactor
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

Así como en el caso de la *Chlorella sp.* los reactores con la especie *Scenedesmus sp.* iniciaron con un volumen de 1700 ml, registrando que la textura T3 tuvo un mayor consumo en el primer día siendo este 54% del volumen total el cual equivale a 905 ml, en el segundo día el consumo bajo hasta 250ml posteriormente disminuyó cada día hasta finalizar con un consumo de 124 ml. En T1 tuvo el menor consumo de agua en el primer día que fue de 240 ml teniendo valores muy similares hasta el cuarto día finalizando con un consumo del 10% con un valor total de 179 ml. Para la textura T2 el mayor consumo se presentó en el primer día como las demás texturas, siendo el 25% del volumen total es decir 426 ml finalizando con un consumo 118 ml en el día siete.

6.1.18. Agua Colocada en Cultivos de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

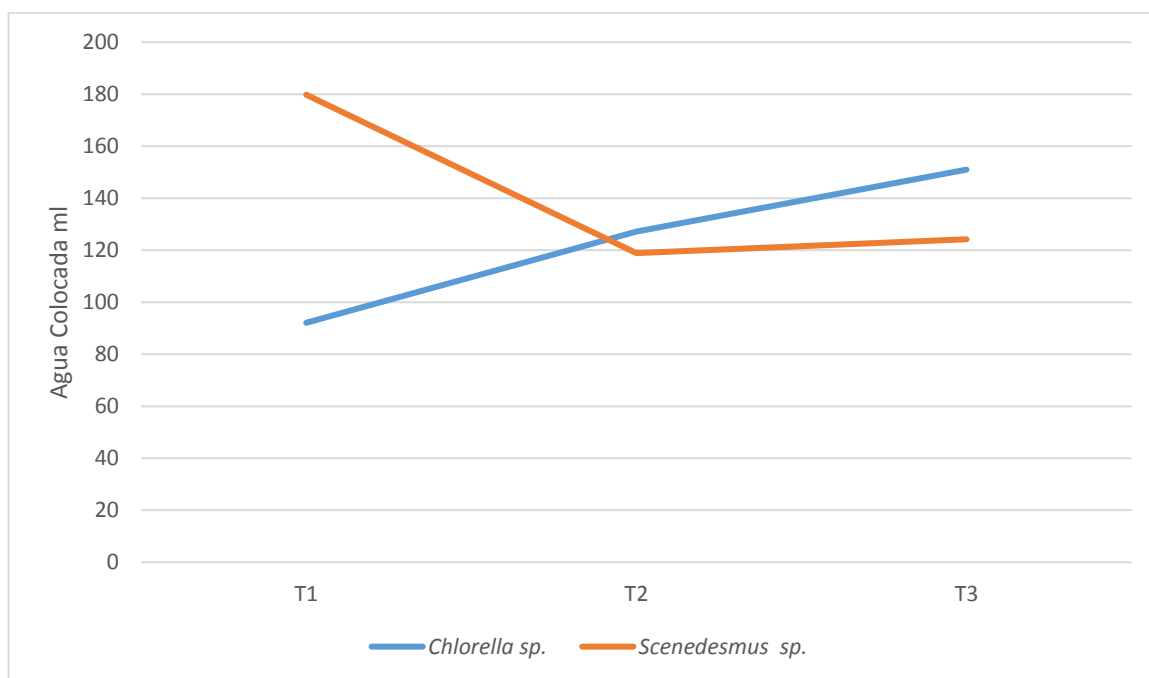


Figura 49 Resultados del agua colocada del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 14

Análisis de Varianza para la variable del agua colocada en el cultivo del microalgas en el reactor

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	166	83	0,83	0,46	
Especies (E)	1	4080	4080	40,70	8,03x10 ⁻⁵	**
Texturas (T)	2	1222	611	6,09	0,01	*
Interacción ExT	2	10921	5461	54,48	4,20x10 ⁻⁶	**
Error	10	1002	100			
	CV	6,39	%			
	\bar{X}	156,5				

Mediante la figura 49 se puede identificar que el consumo de agua de cada cultivo de microalgas de T2 y T3 en las dos especies son similares.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en los reactores con los cultivos de microalgas la obtuvo al final menor consumo de agua fue la textura T2.

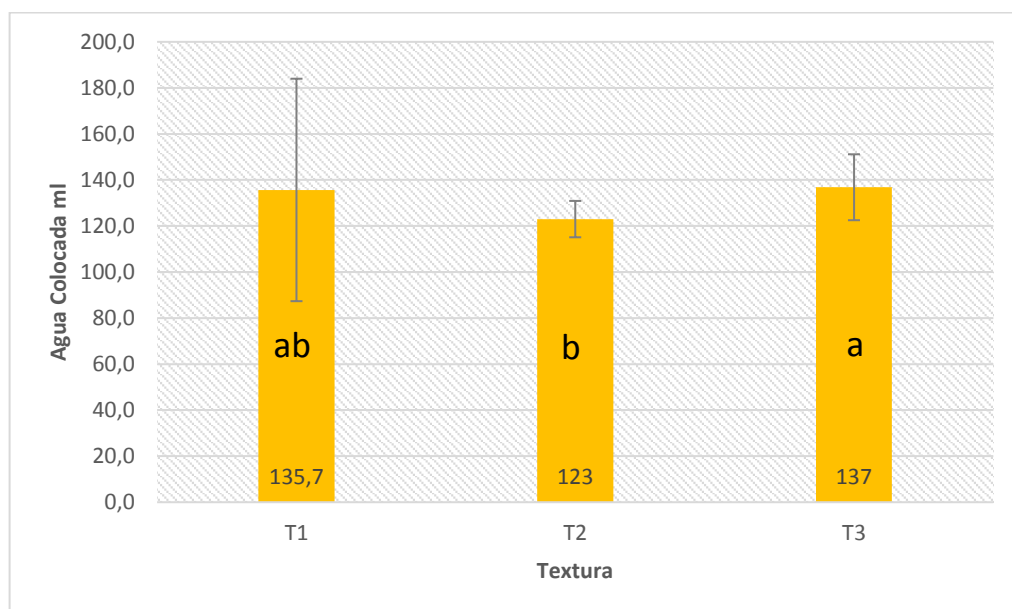


Figura 50 Resultados del agua colocada en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura

T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar

Fuente: Elaboración propia

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas en los reactores la especie A1 (*Chlorella sp.*) fue menor el consumo de agua en comparación con la especie A2 (*Scenedesmus sp.*)

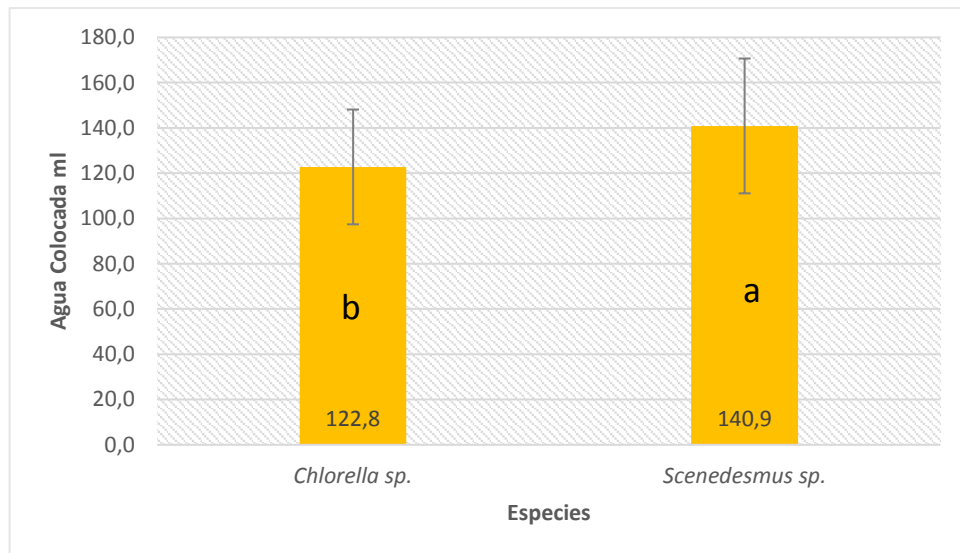


Figura 51 Resultados del agua colocada en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
Fuente: Elaboración propia

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento con la especie *Chlorella sp.* y con filtro sintético (A1T1) estadísticamente fue el que tuvo menor consumo de agua en el cultivo del reactor.

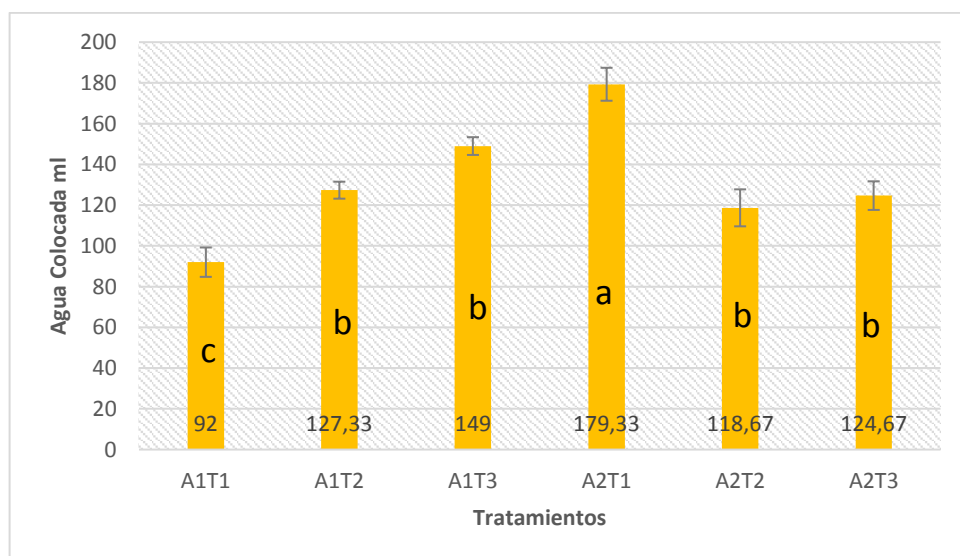


Figura 52 Resultados del agua colocada en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.
Fuente: Elaboración propia.

6.2. RESULTADOS DE LA SEGUNDA ETAPA

6.2.1. pH del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp*

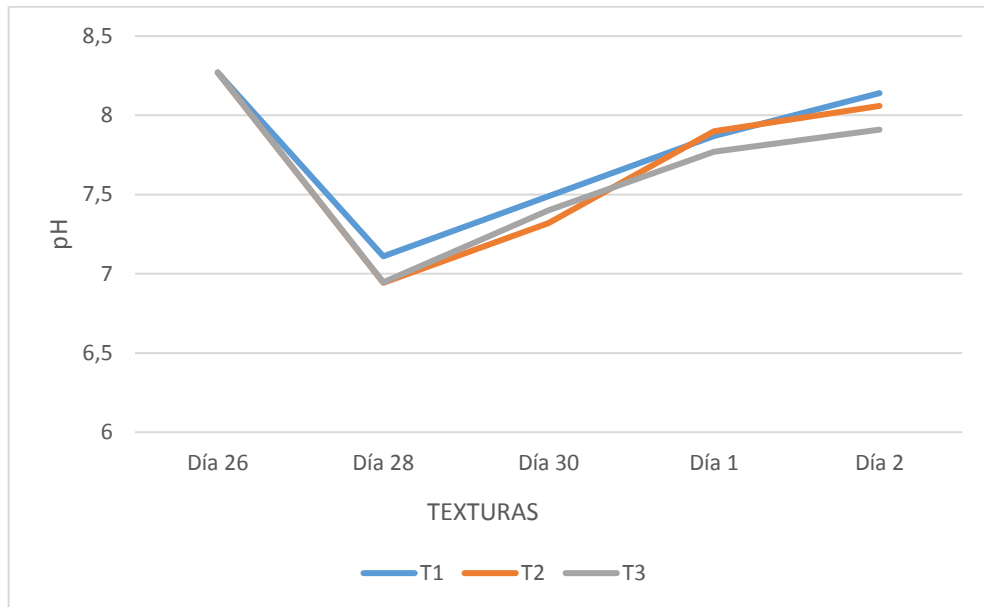


Figura 53 Resultado del pH en cultivo *Chlorella sp*.
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En la segunda etapa el pH del agua residual que se trató en el proceso de biorremediación, presenta un valor inicial de 8,27. A continuación en referencia a los tratamientos en los que se empleó la especie *Chlorella sp*. se observa que en los primeros dos días tuvo un descenso en todas las texturas, en la tela T1 bajo hasta 7,11, en T2 hasta 6,94 y T3 6,94 volviéndolos con un pH casi neutro; manteniéndose así hasta el séptimo, donde se tuvo un ascenso similar en las tres texturas llegando a tener un pH más alcalino con valores de T1 con 8,14, T2 8,06 y T3 7,91 encontrándose dentro los parámetros correspondientes a calidad de agua para riego debido a que estos van desde 6 a 9.

6.2.2. pH del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus sp.*

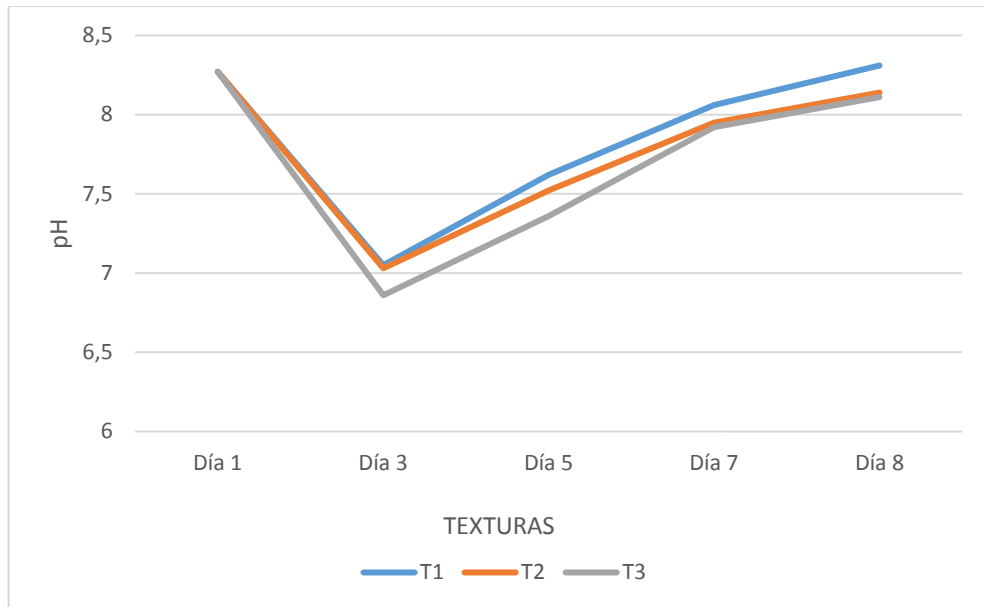


Figura 54 Resultado del pH en cultivo *Scenedesmus sp.*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En los tratamientos con especie *Scenedesmus sp.* la dinámica del pH fue similar con el de la especie *Chlorella sp.*, el pH inicial fue de 8,27 para en los primeros dos días disminuir notablemente hasta llegar a valores casi neutro como son en T1 7,05, en T2 7,03 y en T3 6,86. Y de forma posterior se observa un ascenso continuo finalizando con valores alcalinos siendo el más alto el T1 con 8,31 y el más bajo T3 8,11.

6.2.3. pH del Cultivo de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

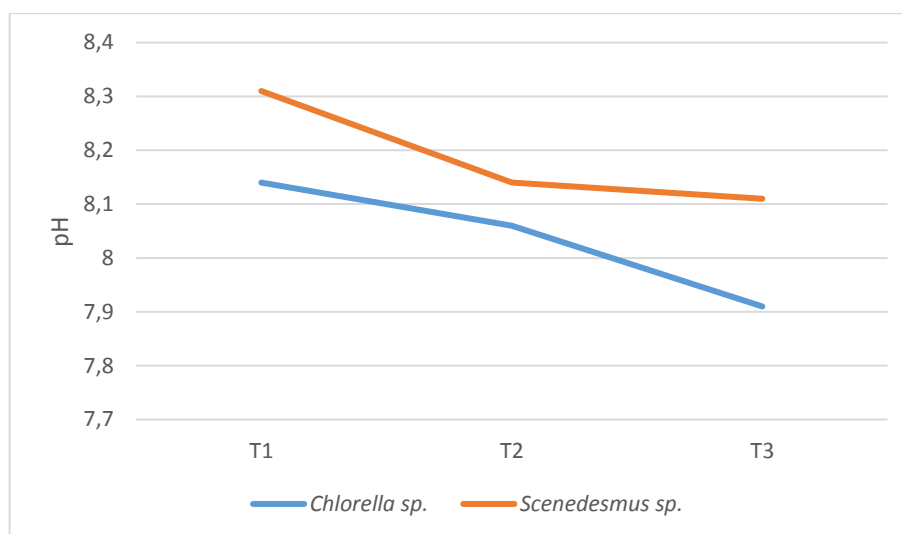


Figura 55 Resultados de pH del cultivo de microalgas en el reactor con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)
Fuente: Elaboración propia.

Tabla 15

Análisis de Varianza para la variable pH del cultivo del microalgas

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	0,44	0,22	33,59	3,65x10 ⁻⁵	**
Especies (E)	1	0,09	0,09	14,8	0,003	**
Texturas (T)	2	0,14	0,07	10,67	0,003	**
Interacción ExT	2	0,01	0,005	0,76	0,48	n.s
Error	10	0,06	0,006			
		CV	1,00	%		
		\bar{X}	8,11			

Mediante la figura 55 podemos concluir que mediante más contacto posee el agua residual con las microalgas, estas la vuelven más alcalinas debido a que mayor concentración de algas mayor pH.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que las texturas T1 y T2 tienen un pH más más alto es decir más alcalino.

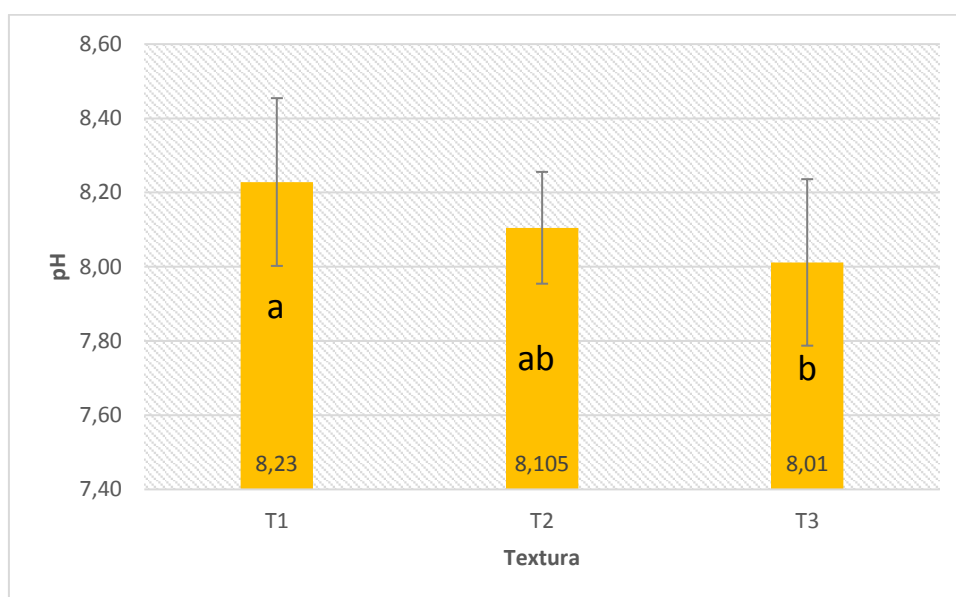


Figura 56 Resultados de pH en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia

- En la variable especies, al emplear la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que la especie A2 (*Scenedesmus sp.*) tiene mayor pH más alcalino debido a que tienen mayor cantidad de microalgas en el reactor.

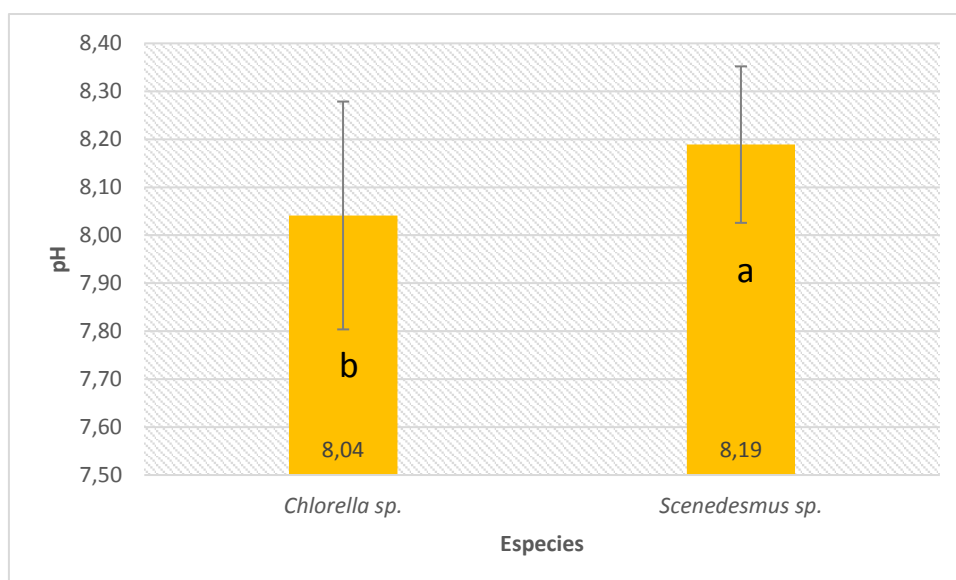


Figura 57 Resultados de pH en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
 Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento con la especie *Chlorella sp.* junto con la textura polar tiene un pH más neutro.

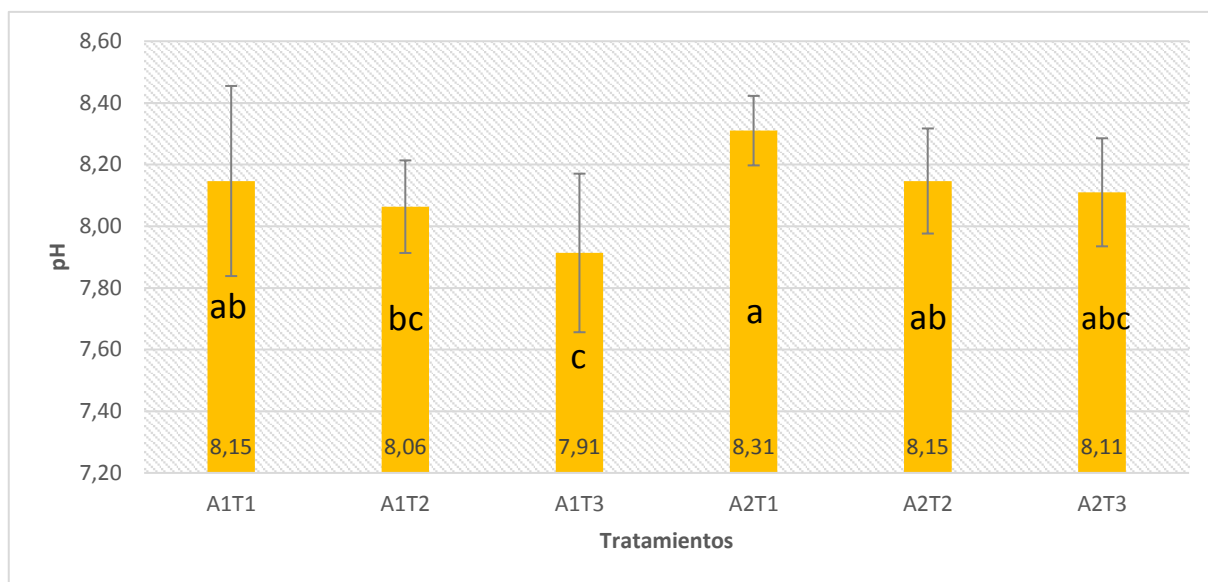


Figura 58 Resultados de pH en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.

Fuente: Elaboración propia.

6.2.4. Conductividad Eléctrica del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp.*

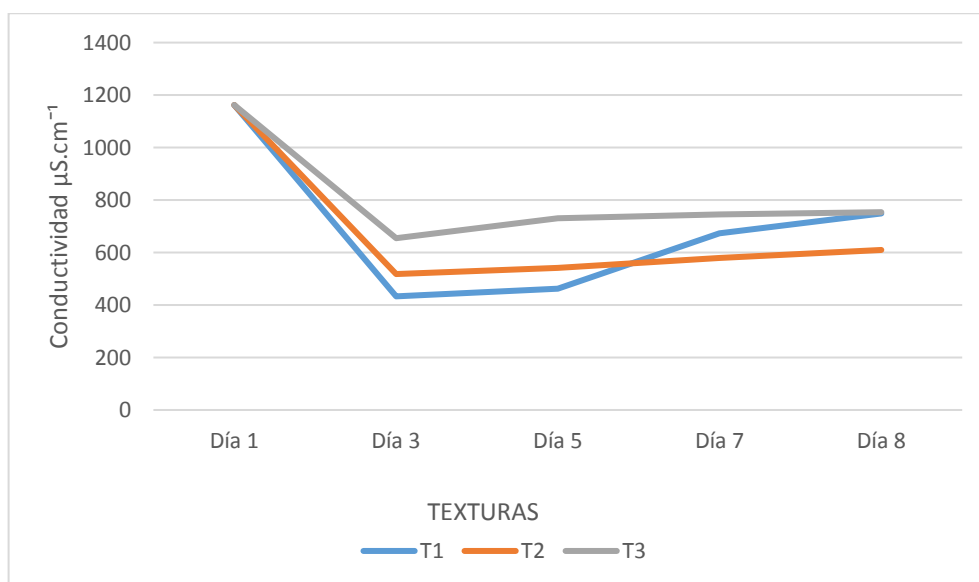


Figura 59 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo *Chlorella sp.*

T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar

Fuente: Elaboración propia

En la conductividad de la especie *Chlorella sp.* el agua inició con un valor $1162 \mu\text{S. cm}^{-1}$ para que a partir de los dos días tener un ascenso, en la textura T1 en los primeros días descendió hasta $433 \mu\text{S. cm}^{-1}$, en el tercer y cuarto día se mantuvo estable la conductividad hasta el quinto día que nuevamente ascendió paulatinamente hasta el séptimo día finalizando con una conductividad eléctrica de $748,6 \mu\text{S. cm}^{-1}$.

Con respecto a T2 al igual que la tela T1 tuvo un decrecimiento en los dos primeros días hasta llegar a un valor de $518 \mu\text{S. cm}^{-1}$, con la diferencia que desde el tercer día hasta el séptimo se registró un aumento continuo hasta un valor de $609,3 \mu\text{S. cm}^{-1}$, la cual es la textura con menor conductividad en la microalgas *Chlorella sp.*

En relación a la T3 tuvo un mayor descenso de conductividad en los dos días llegando $654 \mu\text{S. cm}^{-1}$, a pesar de esto ascendió un poco para después mantenerse constante con un valor final parecido al T1 que es $754,3 \mu\text{S. cm}^{-1}$.

6.2.5. Conductividad Eléctrica del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus sp.*

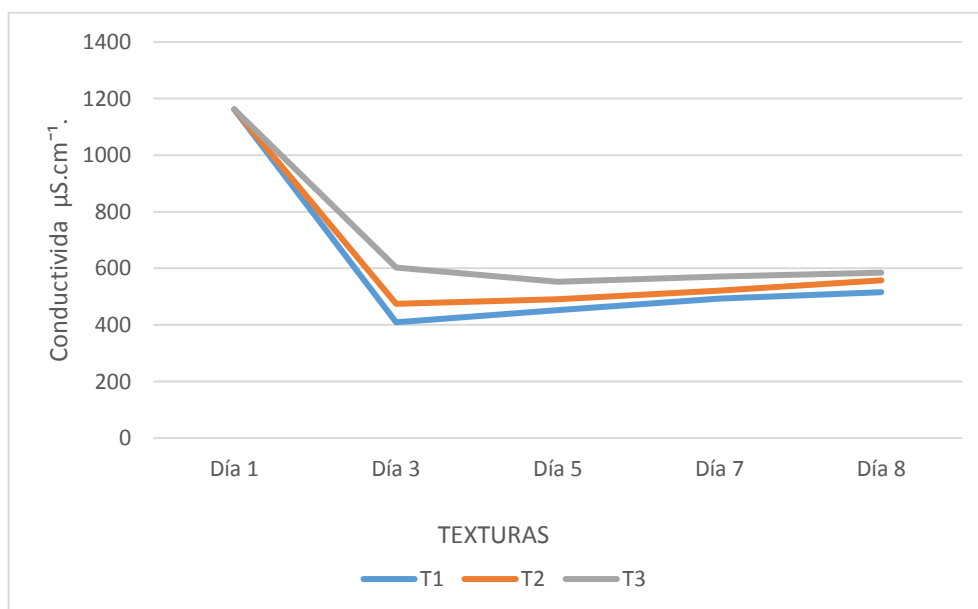


Figura 60 Resultado de la conductividad eléctrica en cultivo *Scenedesmus sp*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar.

Fuente: Elaboración propia

La conductividad en la especie *Scenedesmus sp.* en las tres texturas tuvo una dinámica similar con valores finales muy parecidos, observando una única diferencia en la textura T3 en los dos primeros días al tener un mayor decrecimiento en comparación de las otras, llegando a un valor de 603 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ para después continuar con un descenso no muy significativo, retornando a poseer valores parecidos a las demás texturas y un valor final 584,3 $\mu\text{S. cm}^{-1}$. En la T2 y T1 la dinámica es igual con un descenso en los primeros dos días llegando a valores de 400 hasta 475 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ y finalizando con valores similares de T1 516 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ y T3 557 $\mu\text{S. cm}^{-1}$

6.2.6. Conductividad Eléctrica del Cultivo de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

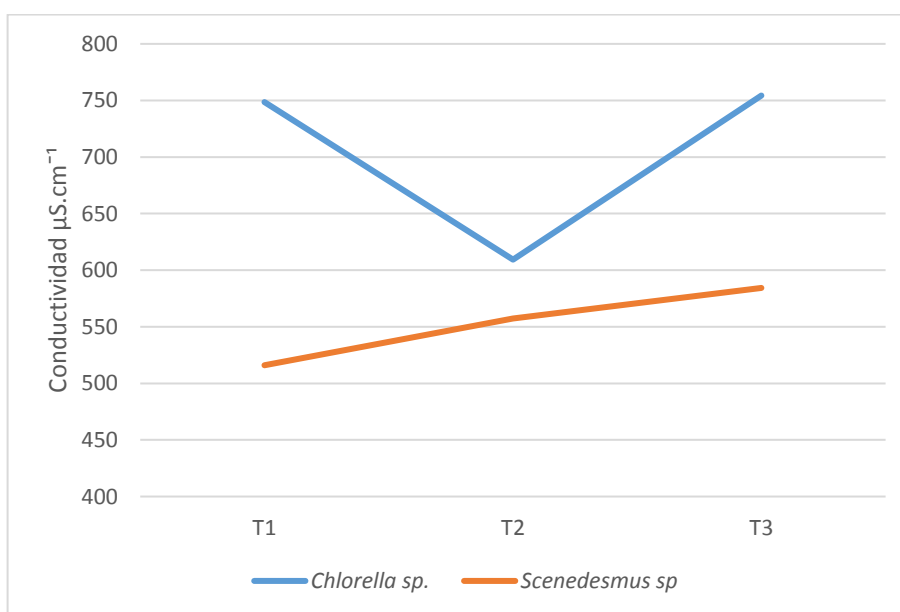


Figura 61 Resultados de la conductividad eléctrica del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 16

Análisis de Varianza para la variable conductividad del cultivo del microalgas

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	152	76	0,21	0,81	
Especies (E)	1	103361	103361	287,19	$1,08 \times 10^{-8}$	**
Texturas (T)	2	22332	11166	31,02	$5,15 \times 10^{-5}$	**
Interacción ExT	2	25246	12623	35,07	$3,02 \times 10^{-5}$	**
Error	10	3599	360			
		CV	3,01	%		
		\bar{X}	628,33			

Mediante la figura 61 podemos observar que el agua con la especie *Chlorella sp.* presenta una mayor conductividad eléctrica en comparación a la *Scenedesmus sp.*

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en la tela T2 presenta un menor valor de conductividad eléctrica.

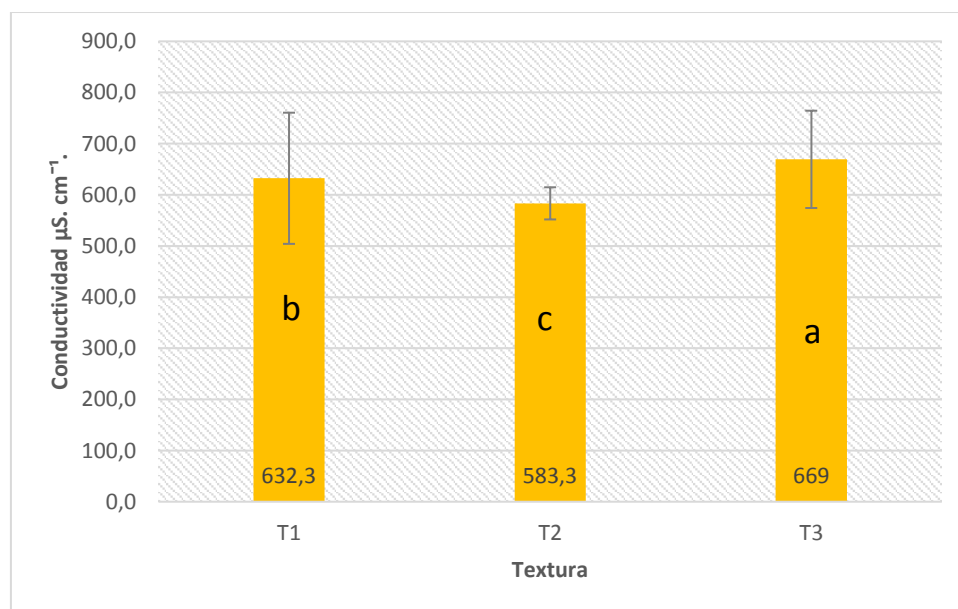


Figura 62 Resultados de la conductividad eléctrica en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura

T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar

Fuente: Elaboración propia.

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que la especie que estadísticamente tiene menor conductividad es A2 (*Scenedesmus sp.*)

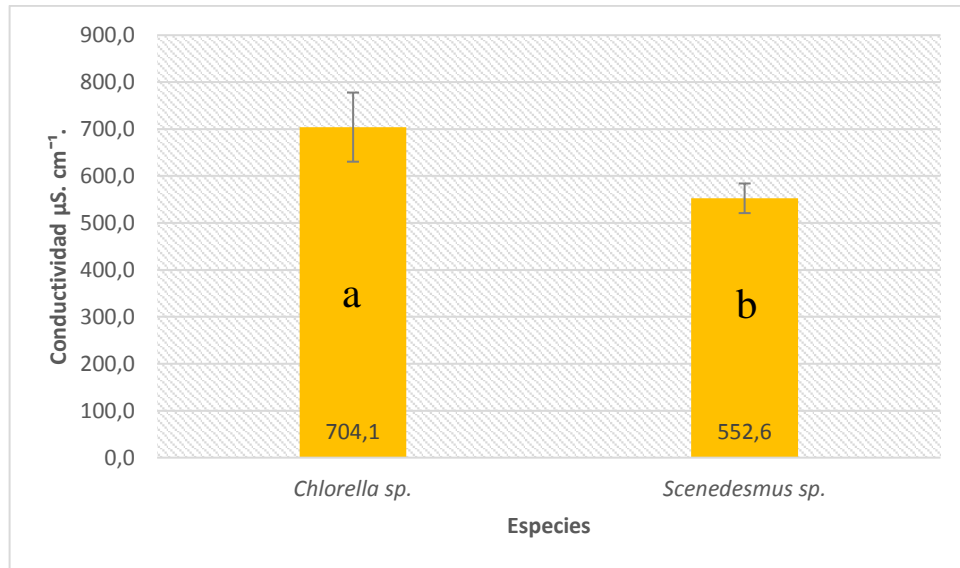


Figura 63 Resultados de la conductividad en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento que presenta menor conductividad es con la especie *Scenedesmus sp.* con la textura de fieltro sintético (A2T1).

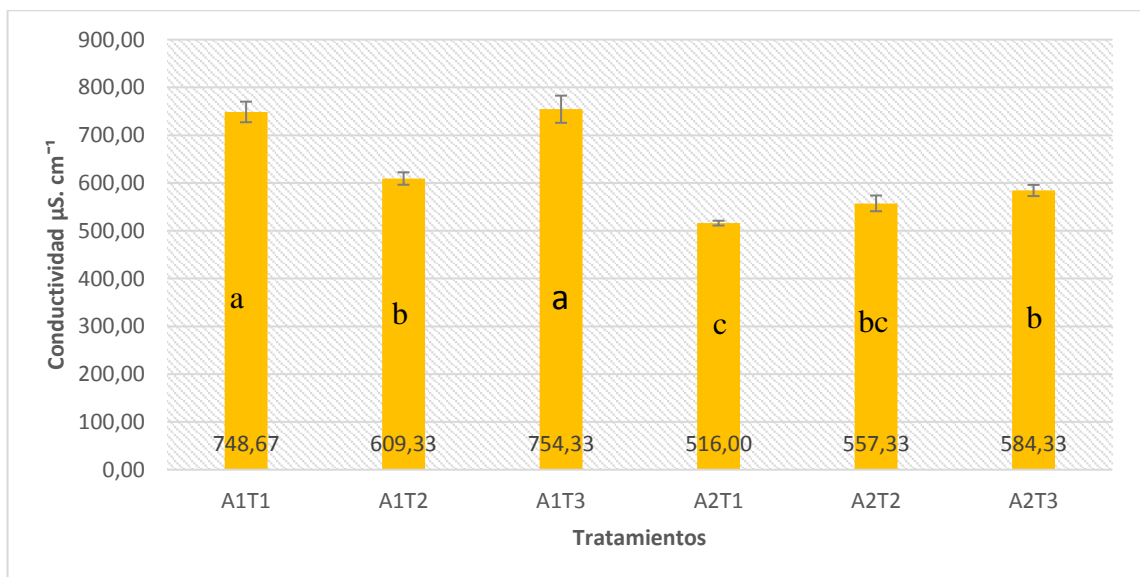


Figura 64 Resultados de conductividad en cultivo de microalgas en el reactor mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.
Fuente: Elaboración propia

6.2.7. Absorbancia del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp.*

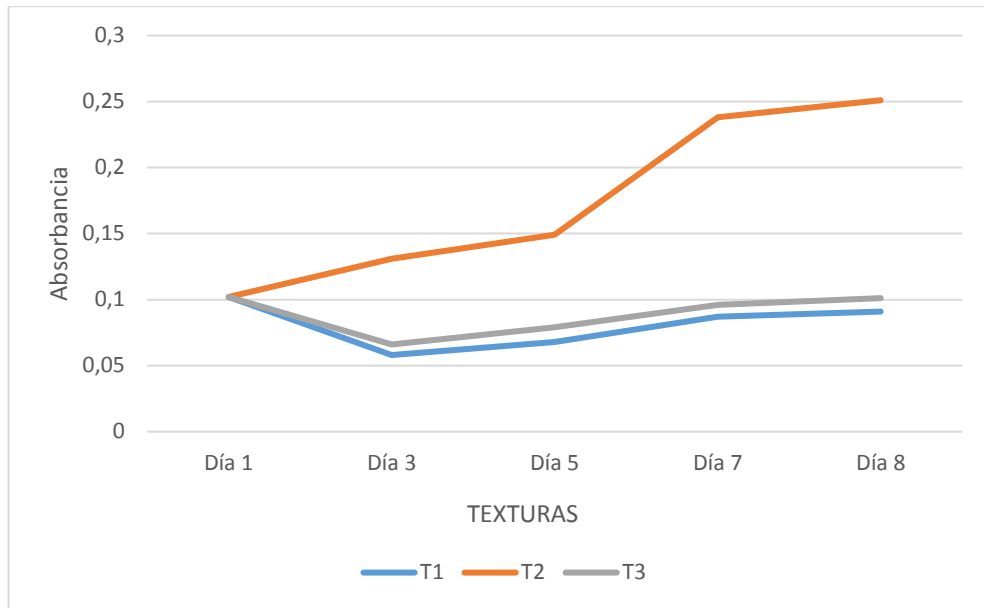


Figura 65 Resultado de la absorbancia en cultivo *Chlorella sp.*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En el parámetro de absorbancia en la especie *Chlorella sp.* se observó que la textura dos es la única que inició un ascenso constante los siete días comenzando con un valor de 0,102 y teniendo el mayor aumento en el intervalo del cuarto día al sexto finalizando con una absorbancia de 0,251; la textura T1 y T3 tuvieron una dinámica muy semejante entre las dos en las cuales se registró un pequeño descenso en los primeros dos días para después incrementar hasta llegar a un valor similar al de inicio que fueron 0,091 en T1 y 0,101 en la T2.

6.2.8. Absorbancia del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus sp.*

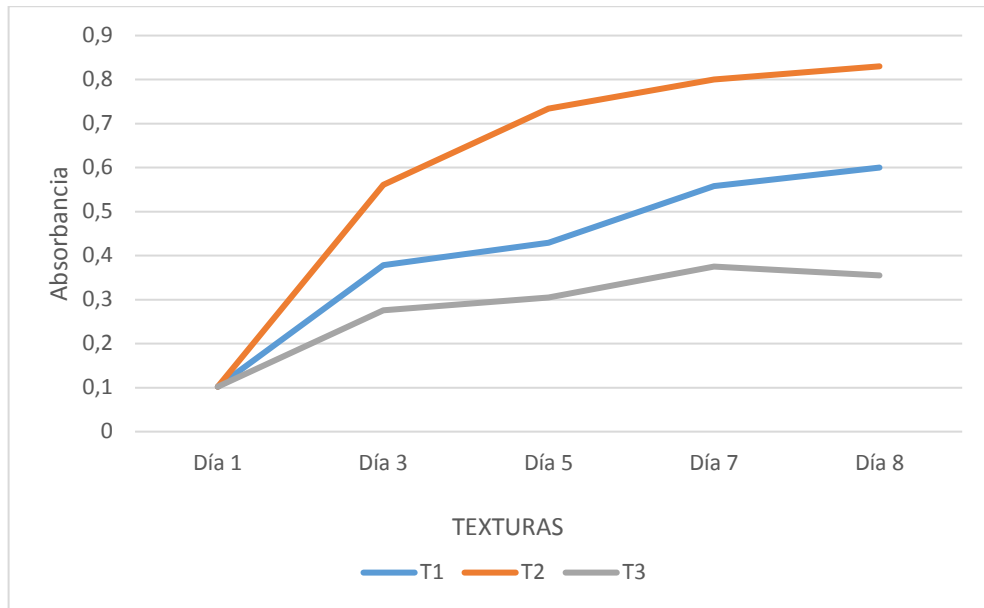


Figura 66 Resultado de la absorbancia en cultivo *Scenedesmus sp.*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En la especie *Scenedesmus sp.* a diferencia con la *Chlorella sp.* la absorbancia en todas las texturas existió un incremento, considerando que la más significativa fue la T2 al iniciar con una absorbancia de 0,102 igual a la *Chlorella sp.* aumentando los primeros dos días a 0,567 y manteniendo este proceso hasta el último día concluyendo con un valor de 0,83. La textura T1 de igual forma empezó con el mismo valor e incrementando en los primeros días a 0,378 para posterior seguir en ascenso hasta terminar con una absorbancia de 0,600. La textura T3 registró el menor valor de absorbancia y observándose un pequeño descenso en el sexto día terminando con un valor 0,355.

6.2.9. Absorbancia del Cultivo de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

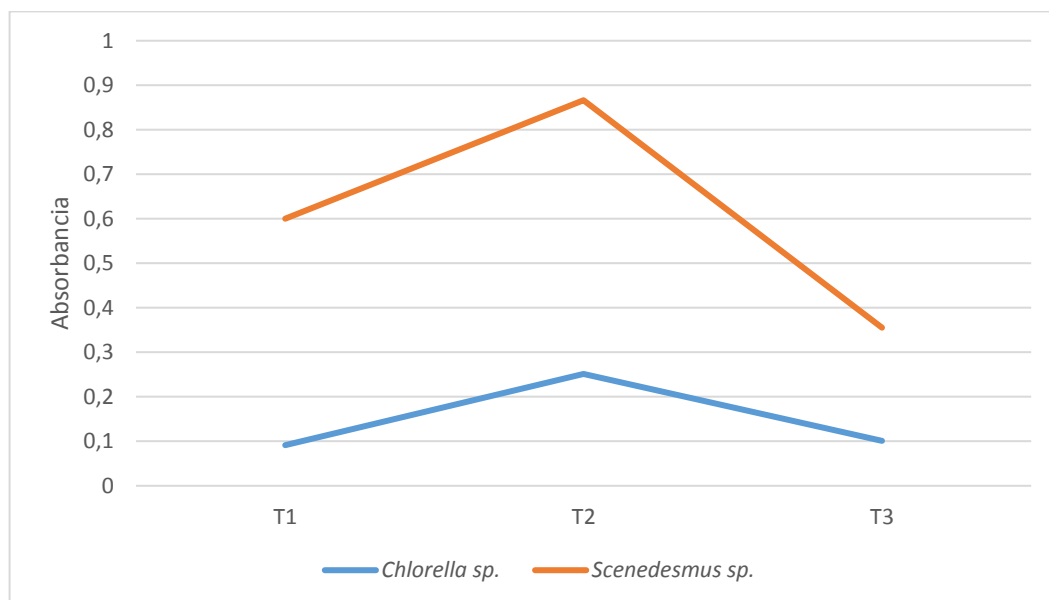


Figura 67 Resultados de la absorbancia del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día siete. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)
Fuente: Elaboración propia.

Tabla 17

Análisis de Varianza para la variable absorbancia del cultivo del microalgas

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	0,00	0,00	0,017	0,98	
Especies (E)	1	0,90	0,90	625,5	$2,39 \times 10^{-10}$	**
Texturas (T)	2	0,30	0,15	104,38	$2,00 \times 10^{-7}$	**
Interacción ExT	2	0,08	0,04	30,73	$5,36 \times 10^{-5}$	**
Error	10	0,014	0,001			
		CV	10,21	%		
		\bar{X}	0,37			

En la figura 67 se puede observar la interacción de las dos especies con respecto a la absorbancia, afirmando que mientras mayor es la concentración de microalgas la absorbancia actúa de igual manera.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en el cultivo de microalgas que la tela T3 menor absorbancia.

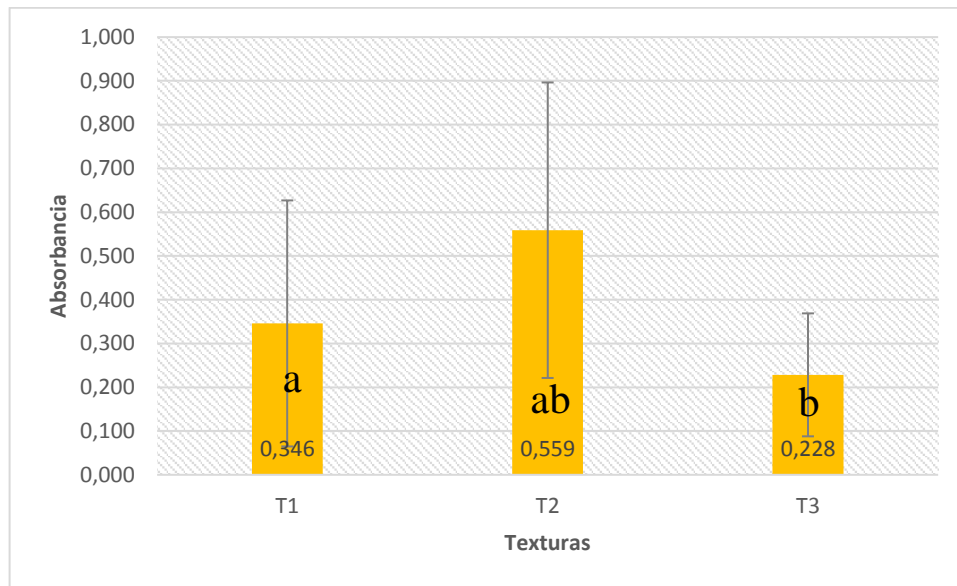


Figura 68 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia.

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas la especie A1 (*Chlorella sp.*) menor absorbancia en comparación de la A2 (*Scenedesmus sp.*).

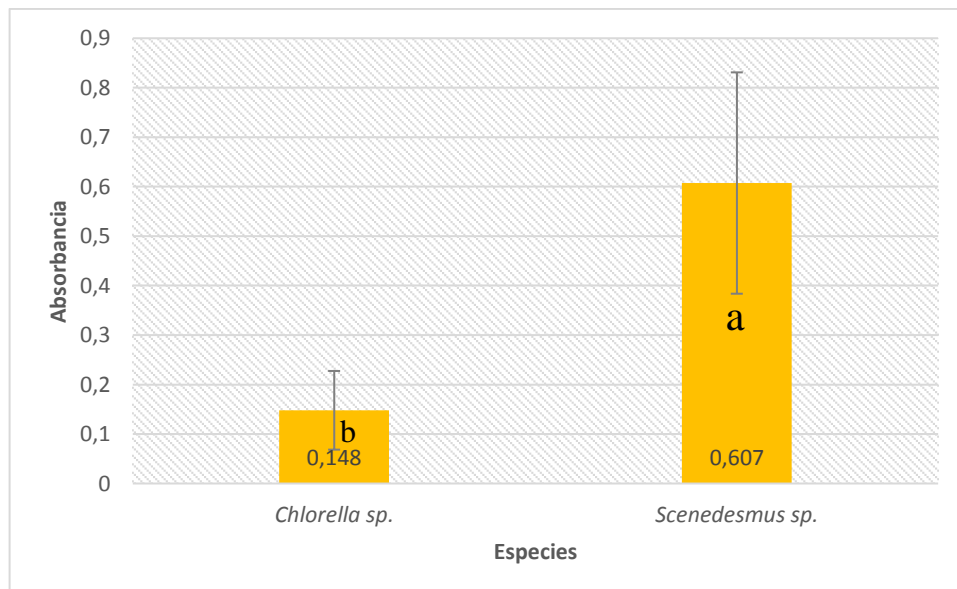


Figura 69 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
 Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que los tratamientos con menor absorbancia son con la especie *Chlorella sp.* con fieltro sintético (A1T1) y con la polar (A1T3).

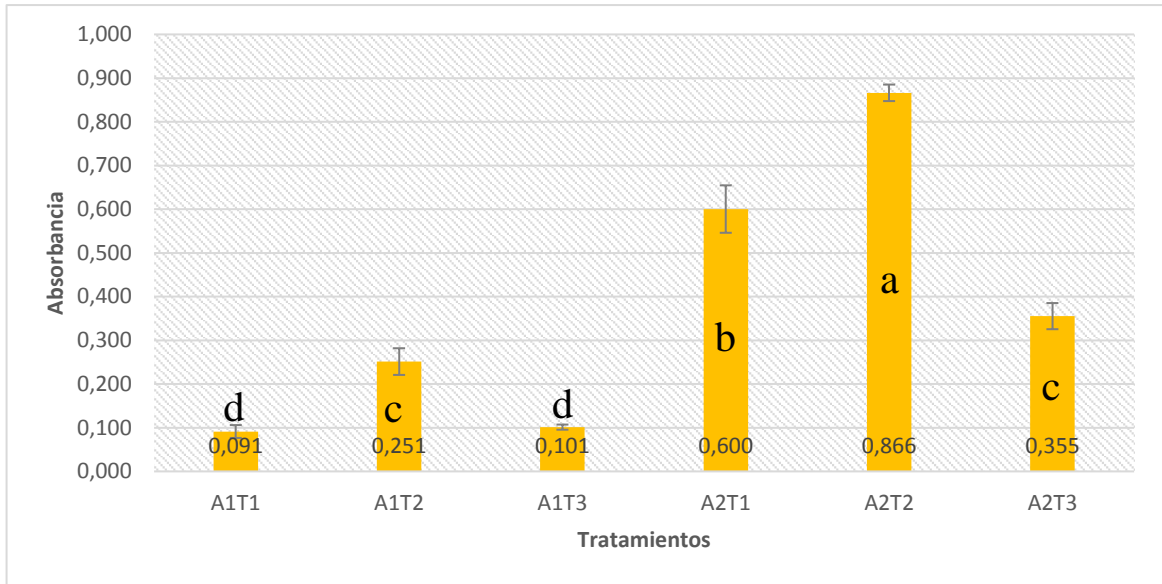


Figura 70 Resultados de la absorbancia en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.

Fuente: Elaboración propia.

6.2.10. Conteo del Cultivo en las texturas de Microalgas *Chlorella sp.*

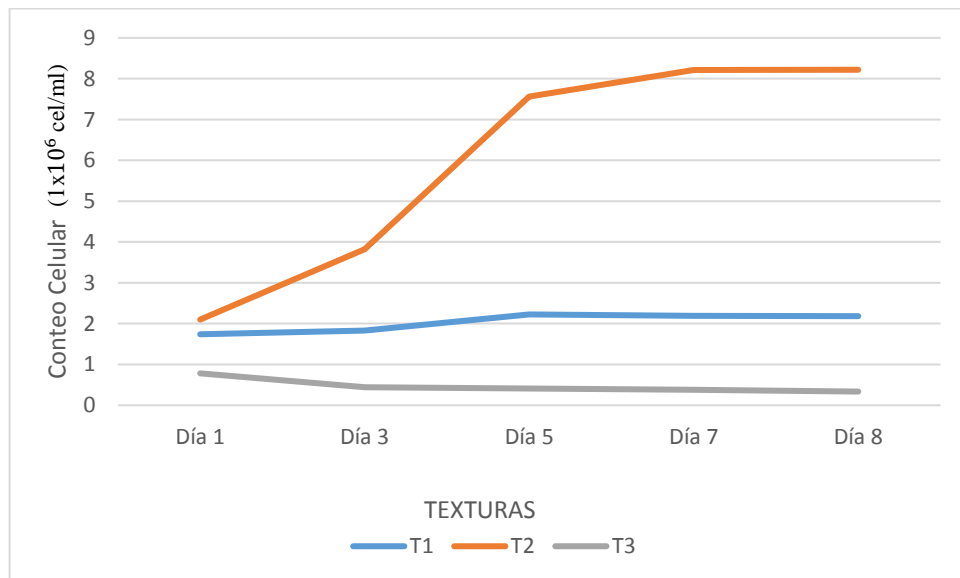


Figura 71 Resultado del conteo celular en cultivo *Chlorella sp.*

T1: Fieltro sintético T2: Fieltro con mezcla de lana T3: Polar

Fuente: Elaboración propia

En la segunda etapa con respecto al conteo de las microalgas se determina que la única que cumplió con las fases de crecimiento fue la textura T2, la cual presentó en los dos primeros días en la fase de adaptación una concentración de $2,1 \times 10^6$ cel/ml llegó a $3,82 \times 10^6$ cel/ml; siguiendo con la fase de crecimiento la cual termino en el quinto día con un valor de $8,21 \times 10^6$ cel/ml.

En referencia a la fase estacionaria comenzó en el sexto día y concluyó con una concentración de $8,22 \times 10^6$ cel/ml siendo cuatro veces más de su inicio. La textura T1 tuvo un aumento no muy significativo en todo el transcurso de la segunda etapa pasando de una concentración de $1,74 \times 10^6$ cel/ml a una de $2,18 \times 10^6$ cel/ml. En la T3 a diferencia de las anteriores esta presento un descenso en su concentración pasando de $0,782 \times 10^6$ cel/ml a $0,445 \times 10^6$ cel/ml en los primeros dos días, concluyendo con una concentración más baja de $0,336 \times 10^6$ cel/ml.

6.2.11. Conteo del Cultivo en las texturas de Microalgas *Scenedesmus sp.*

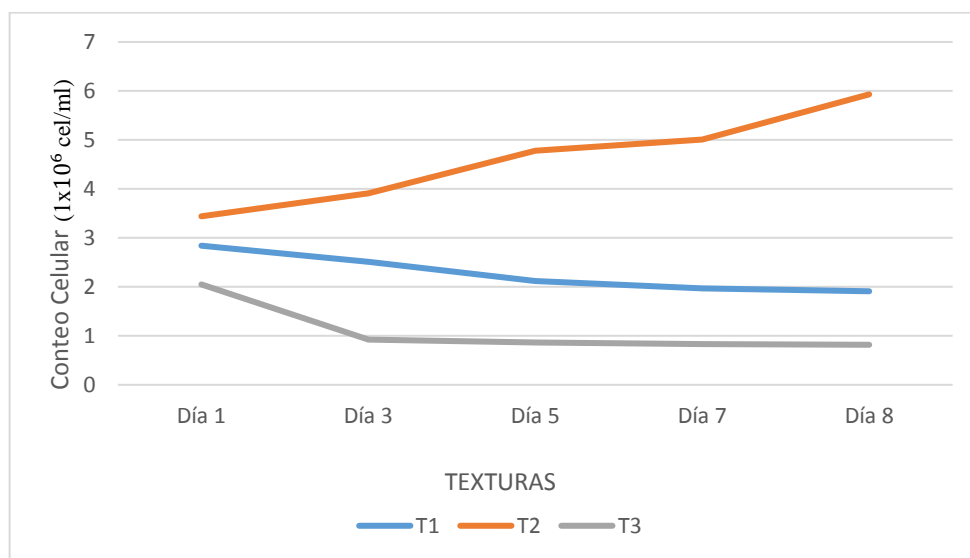


Figura 72 Resultado del conteo en cultivo *Scenedesmus sp.*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En especie *Scenedesmus sp.* al igual que en la *Chlorella sp.* la textura T2 tuvo mayor concentración de microalgas presentando la fase de adaptación los primeros dos días, donde pasa de una concentración inicial de $2,44 \times 10^6$ cel/ml a una de $2,52 \times 10^6$ cel/ml, cambiando así a la fase de crecimiento la cual duro desde el tercer día hasta el quinto día en donde su concentración final es de $4,04 \times 10^6$ cel/ml.

En el último día en el que la fase estacionaria comenzó, hace que concluya esta etapa con una concentración de microalgas $4,16 \times 10^6$ cel/ml. La textura T1 a pesar de que inicia con la más alta concentración de $2,84 \times 10^6$ cel/ml tuvo un descenso continuo en los siguientes días llegando a un valor de concentración final de $1,91 \times 10^6$ cel/ml. Por último, la textura T3 empezó $2,05 \times 10^6$ cel/ml para tener un descenso significativo en los primeros días obteniendo un valor de $0,924 \times 10^6$ cel/ml hasta concluir con una concentración de microalgas de $0,817 \times 10^6$ cel/ml.

6.2.12. Conteo del Cultivo en las texturas de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

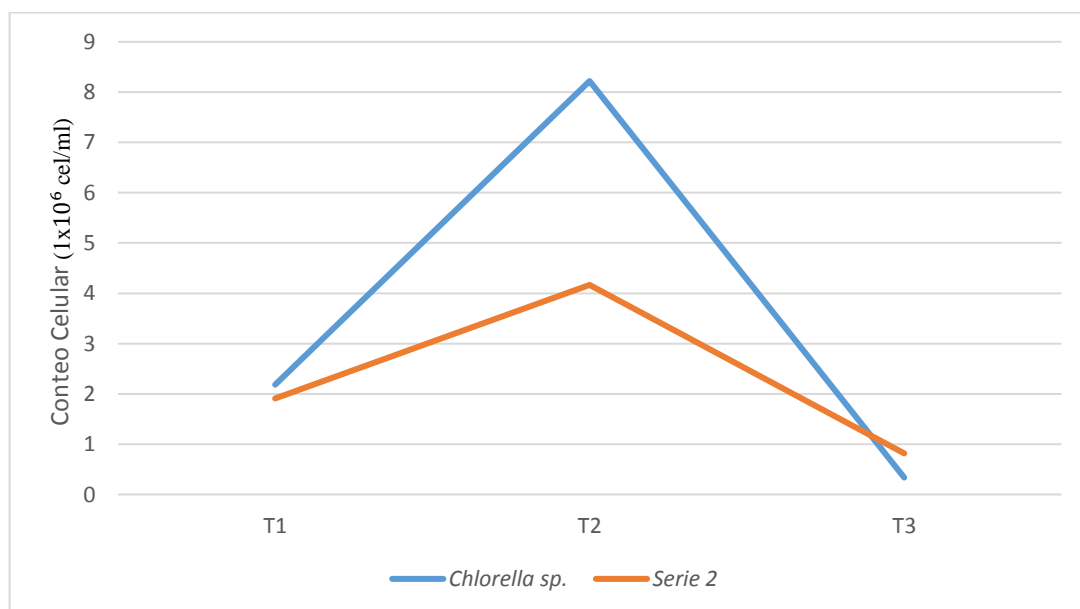


Figura 73 Resultados del conteo del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)
Fuente: Elaboración propia.

Tabla 18

Análisis de Varianza para la variable de conteo del cultivo del microalgas

FV	GL	SC	CM	F Value	p- Value	Significancia
Bloques	2	0,01	0,00	0,62	0,55	
Especies (E)	1	7,38	7,38	956,14	$2,94 \times 10^{-11}$	**
Texturas (T)	2	101,82	50,91	6595,6	$2,49 \times 10^{-16}$	**
Interacción ExT	2	17,72	8,86	1147,8	$1,53 \times 10^{-12}$	**
Error	10	0,08	0,01			
		CV	2,99	%		
		\bar{X}	2,93			

Mediante la figura 73 podemos determinar que la textura T2 se adaptaron y reprodujeron más las dos especies de microalgas.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en el cultivo de microalgas de las dos especies tuvo un mayor crecimiento celular en la T2.

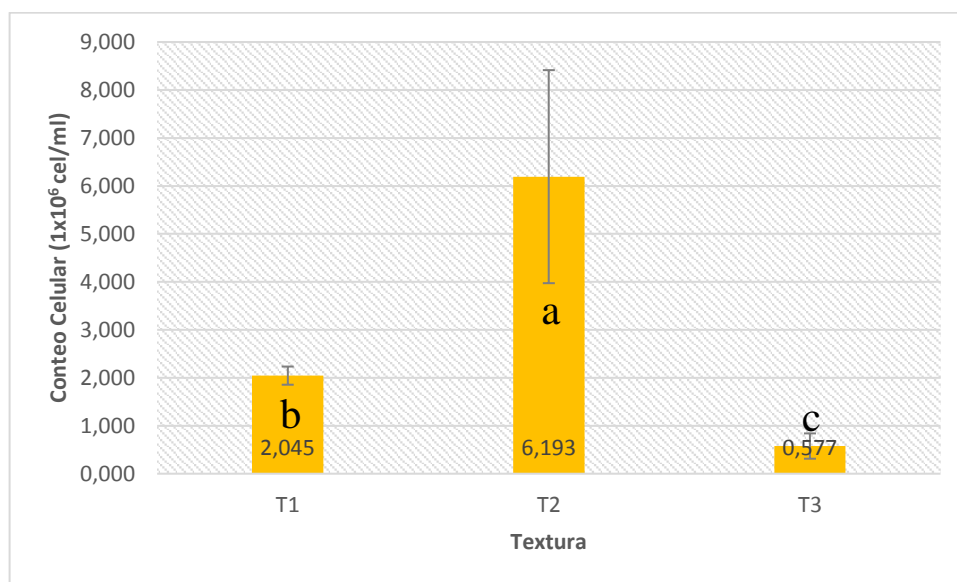


Figura 74 Resultados del conteo en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura

T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar

Fuente: Elaboración propia.

- En la variable especie al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas quien tuvo mayor crecimiento celular en la segunda etapa fue la especie A1 (*Chlorella sp.*).

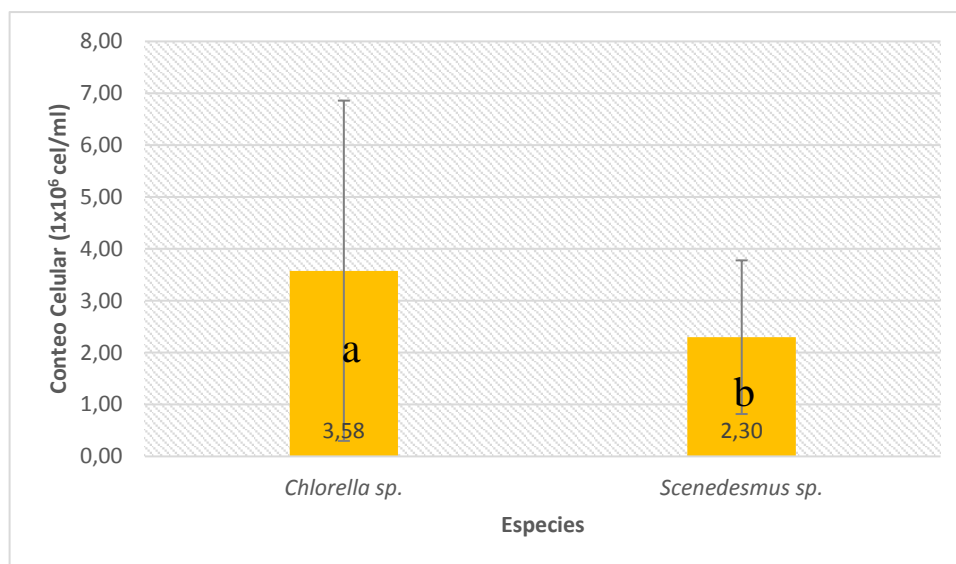


Figura 75 Resultados de conteo en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*

Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento con especie *Chlorella sp.* con fieltro con mezcla de lana A1T1 tuvo mayor concentración de microalgas.

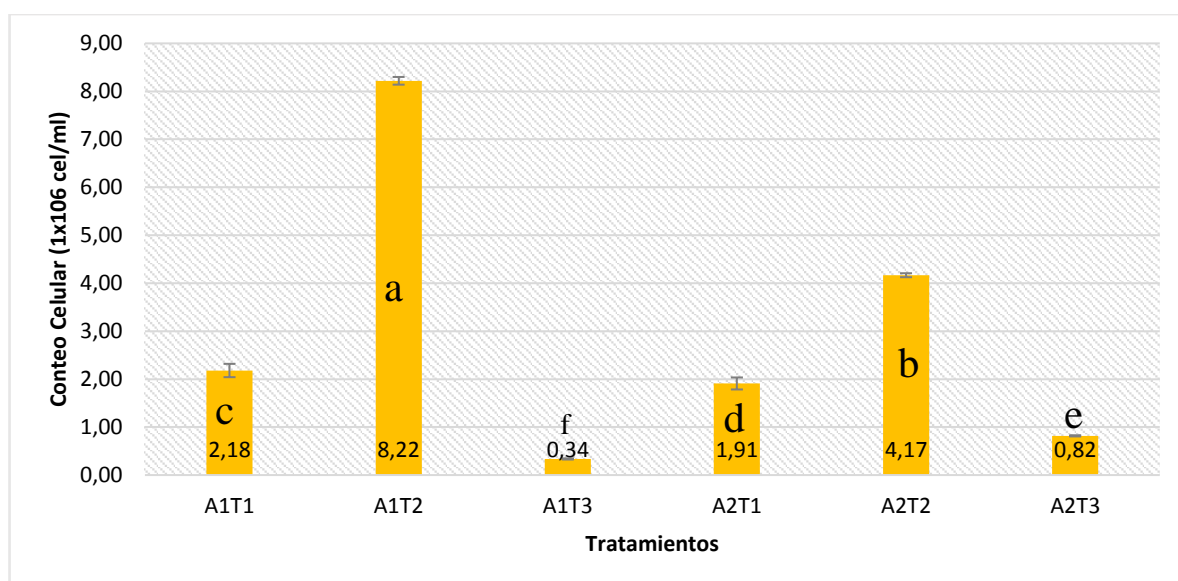


Figura 76 Resultados del conteo en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.

Fuente: Elaboración propia.

6.2.13. DQO del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp*

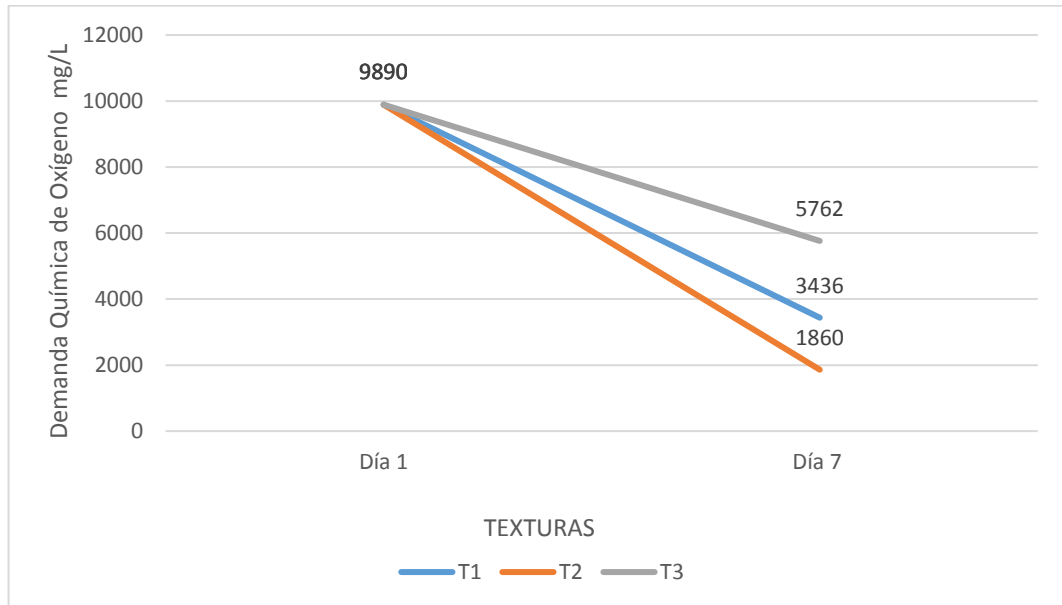


Figura 77 Resultado del DQO en cultivo *Chlorella sp*.
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

En el parámetro de DQO se concluyó que en todas las texturas de la especie *Chlorella sp*. hubo una remoción de más del 50%, sin embargo, una de ellas presentó una mayor disminución; en la textura T2 constó de una remoción del 81% culminando con un DQO de 1860 mg/l. La textura T3 tuvo una disminución del DQO del 42% terminando con un valor de 5762 mg/l y finalmente la textura T1 removió un 65% de este parámetro siendo así la menos eficiente finalizando con 3436 mg/l.

6.2.14. DQO del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus a sp.*

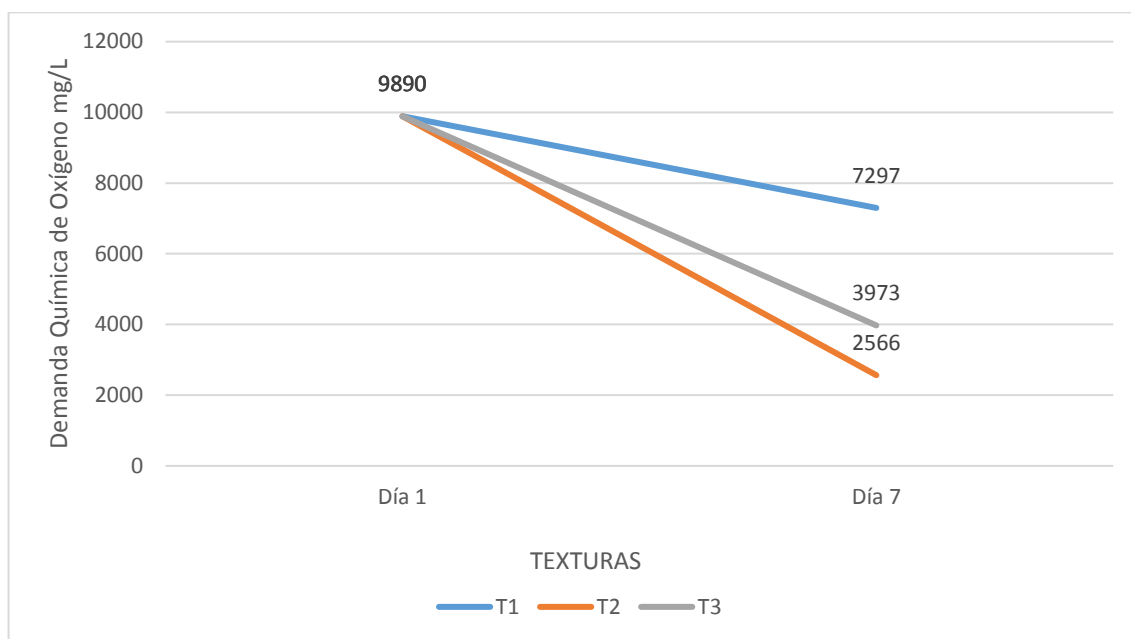


Figura 78 Resultado del DQO en cultivo *Scenedesmus sp.*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

De igual manera que la otra especie la microalga *Scenedesmus sp.* en las tres texturas presento remoción del DQO, obteniendo que la textura T2 tuvo una mayor disminución en los siete días finalizando con un valor de 2566 mg/L lo cual equivale al 74%. En la textura T1 se removió el 26% es decir que disminuyo solamente 2593mg/L del total terminando con un DQO de 7297mg/L. Por ultimo en la T3 se obtuvo un descenso del 60% dejando con un valor final de 3973mg/L.

6.2.15. DQO de Microalgas con relación a las dos especies (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)

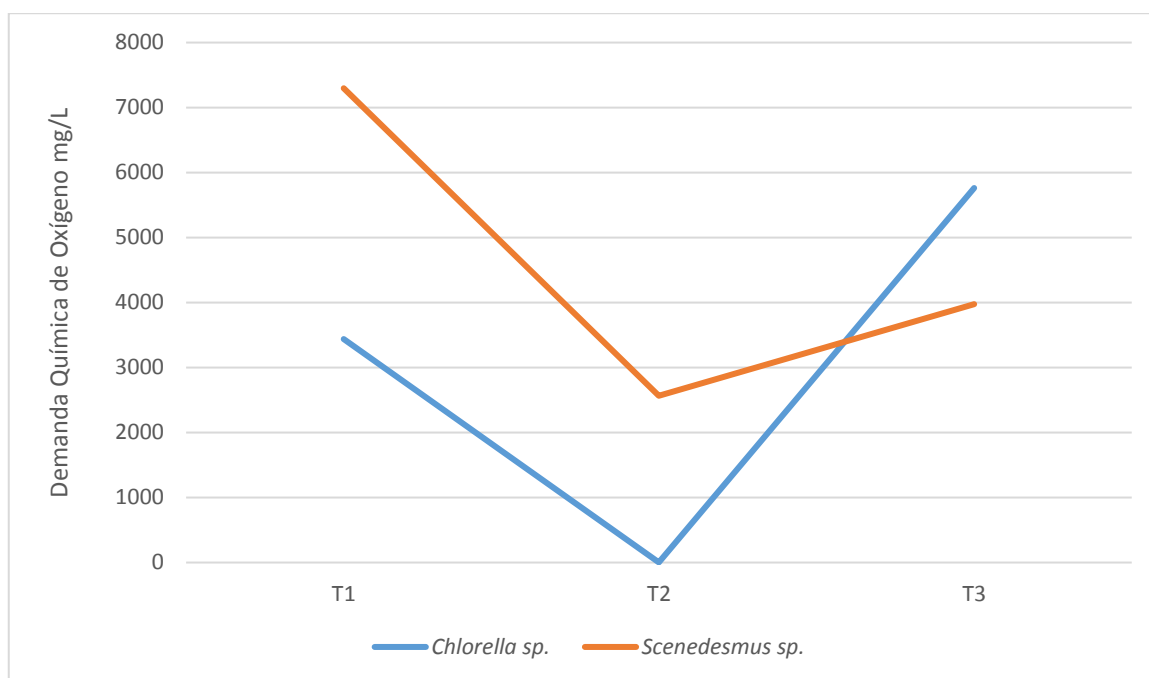


Figura 79 Resultados del conteo del cultivo de microalgas con relación a las dos especies en estudio, en el día catorce. (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*)
Fuente: Elaboración propia.

Tabla 19

Análisis de Varianza para la variable DQO del cultivo del microalgas

FV	GL	SC	CM	F Value	p-Value	Significancia
Bloques	2	9379	4689	0,115	0,89	
Especies (E)	1	3869762	3869762	94,73	2,04x10 ⁻⁶	**
Texturas (T)	2	34491370	17245685	422,18	2,20x10 ⁻¹⁰	**
Interacción ExT	2	24023194	12011597	294,04	1,31x10 ⁻⁹	**
Error	10	408490	40849			
		CV	10,21	%		
		\bar{X}	4149,77			

Mediante la figura 79 se puede determinar que con la textura T2 en las dos especies se obtuvo mayor remoción de DQO.

- En la variable textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que en el cultivo de microalgas la textura T2 tuvo mayor remoción de DQO.

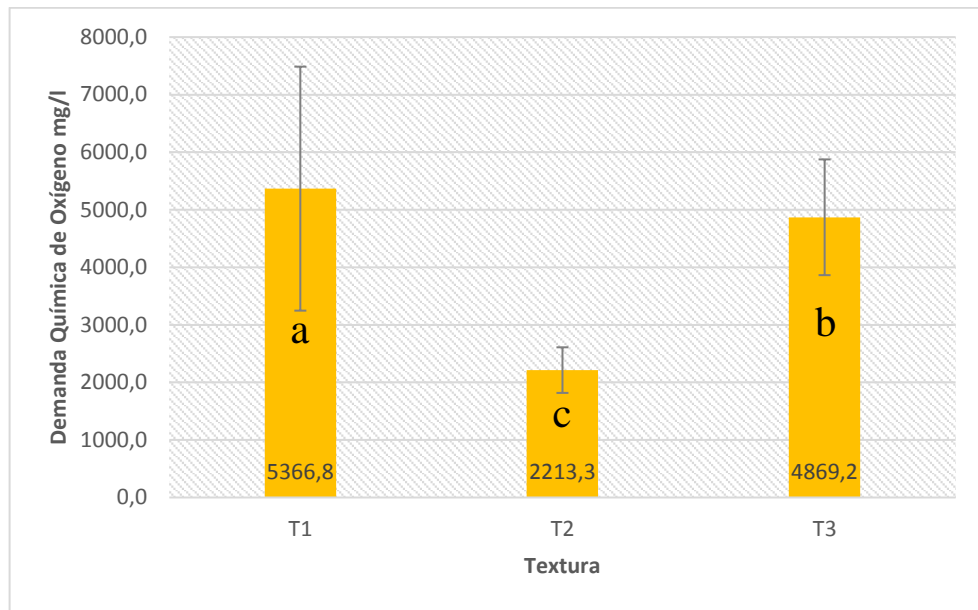


Figura 80 Resultados del DQO en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tres tipos de textura
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia

- En la variable especies al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se registró que en el cultivo de microalgas A1 (*Chlorella sp.*) tuvo mayor remoción de DQO.

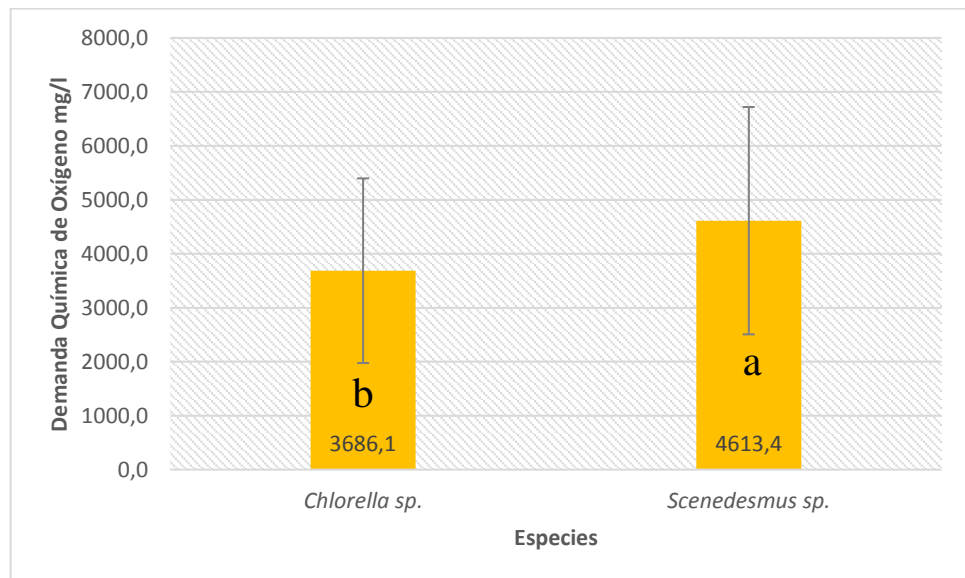


Figura 81 Resultados del DQO en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*
 Fuente: Elaboración propia.

- Para la variable de interacción de Especie y Textura al utilizar la prueba Tukey ($p < 0,05$) se identificó que el tratamiento con la especie *Chlorella sp.* fieltro de mezcla con lana (A1T2) tuvo una mayor remoción de DQO.

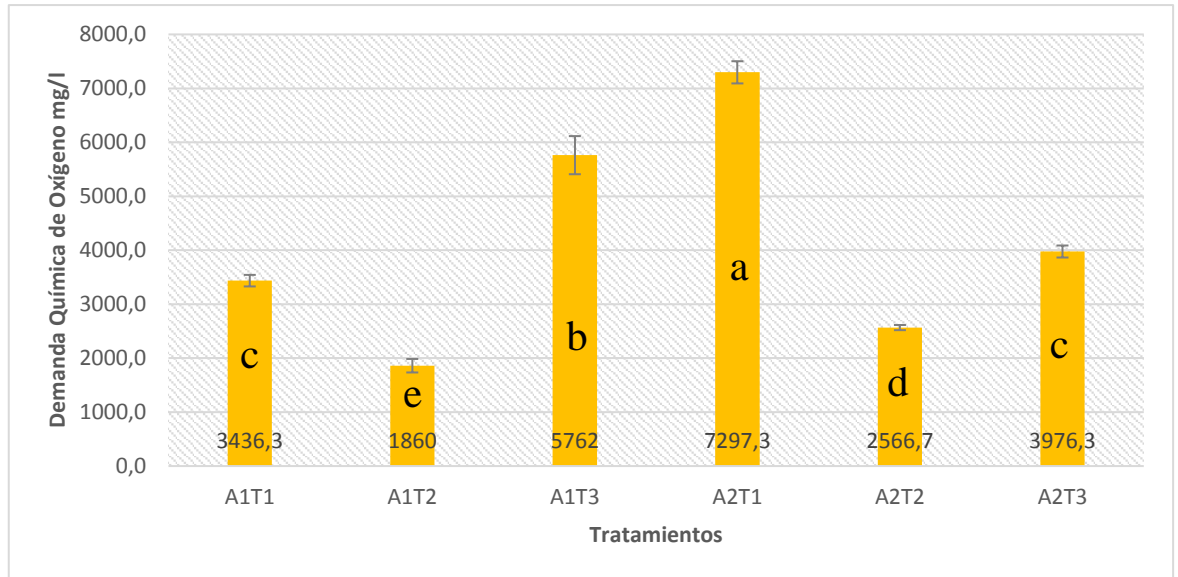


Figura 82 Resultados del DQO en cultivo de microalgas mediante la prueba Tukey ($p < 0,05$), entre los tratamientos.

Fuente: Elaboración propia.

6.2.16. DBO del Cultivo de Microalgas *Chlorella sp*

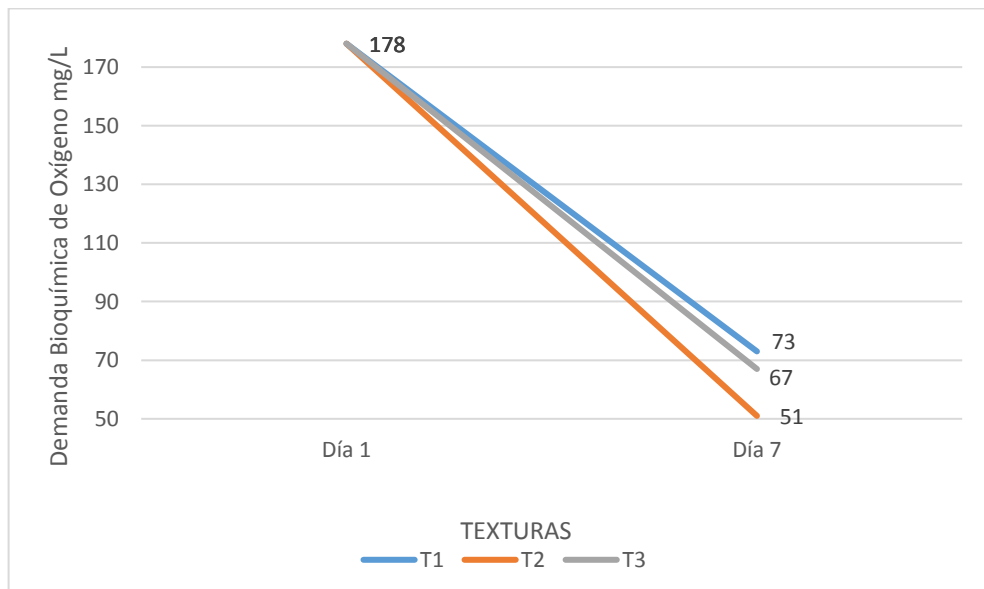


Figura 83 Resultado del DBO en cultivo *Chlorella sp.*
 T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
 Fuente: Elaboración propia

En la remoción del DBO de observo efectividad en todas las texturas de la especie *Chlorella sp.* encontrándose dentro del límite permisible según la norma vigente, donde se identificó mayor reducción del 71 % pasando de un DBO de 178mg/L a 51 mg/L. En la textura T3 también tuvo una remoción más del 50% finalizando con un valor de 67mg/L. En último lugar la textura T1 tuvo una reducción del 59% terminando con un DBO de 73mg/l siendo este el que tuvo menor disminución del parámetro.

6.2.17. DBO del Cultivo de Microalgas *Scenedesmus a sp.*

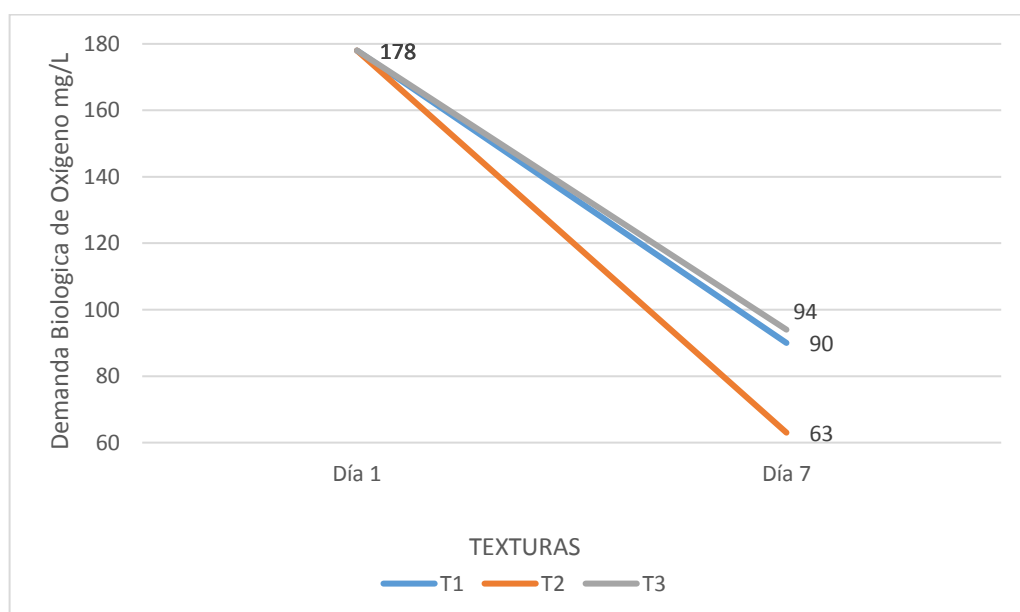


Figura 84 Resultado del DBO en cultivo *Scenedesmus sp.*
T1: Filtro sintético T2: Filtro con mezcla de lana T3: Polar
Fuente: Elaboración propia

De igual manera que la especie *Chlorella sp.* presentó reducción en todas las texturas demostrando su eficiencia, en la textura T2 se identificó una disminución del 65% es decir que de un DBO de 178 mg/L paso a 63mg/L. En la textura T1 descendió un 50% finalizando con un valor de 90mg/L. Por último, la textura T3 tuvo una reducción del 47% equivalente a 84mg/L terminando con un valor de DBO de 94mg/L.

6.3. RESULTADOS DE LA SOCIALIZACIÓN

La socialización de los resultados de la presente investigación, fue realizada en la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra, la cual fue dirigida tanto para estudiantes de la misma como de la Universidad Técnica del norte además fueron invitadas instituciones privadas interesadas en el trabajo de investigación; la presentación del proyecto tuvo el propósito de dar a conocer el desarrollo de la investigación y sus resultados de la fase experimental, recalcando principalmente la importancia de la conservación de los recursos naturales. La exposición del proyecto tuvo una gran acogida debido a que todas las personas en general conocemos un poco sobre la problemática que actualmente tienen los cuerpos de agua, además saben que el agua es uno de los recursos más indispensables para la vida de todos los seres vivos. Además, la socialización puede proporcionar nuevas ideas de investigaciones o proyectos para seguir dando soluciones a la problemática de la contaminación.

En cuanto a la evaluación por parte de las personas que asistieron a la presentación del trabajo de investigación se realizó con la ayuda de encuestas con los resultados que se muestran en el ANEXO IV.

6.4. DISCUSIÓN

Al hablar del pH al ser uno de los parámetros más importante para el crecimiento de cultivos de microalgas, pues cada especie necesita un rango determinado para su crecimiento optimo; el pH puede ser influenciado según Hernández y Labee (2014) por algunos factores como es la respiración, alcalinidad, el crecimiento algal y la actividad microbiana que está presente en el cultivo.

Una de las formas más comunes de acuerdo a Malgas (2013) de controlar el pH es mediante la inyección de aire en el cultivo y también es la adición de ácidos o bases; en la investigación en todos los tratamientos se introdujo aire a través de mangueras conectadas a un sistema que permitió controlar el pH en las unidades experimentales.

Después de saber que la conductividad está relacionada con la cantidad de sales solubles en el medio de cultivo, se puede decir que a mayor conductividad eléctrica mayor es la concentración de sales y por ende es mayor el pH (Barbaro, Karlanian & Mata, 2014).

En la primera etapa se inició con una conductividad eléctrica elevada, debido a la presencia de nutrientes solubles en el cultivo de microalgas, la cual continuamente fue disminuyendo debido al consumo de los mismo por las microalgas que se adaptaron en las diferentes telas, al disminuir la conductividad la producción de las microalgas disminuye necesitando nuevos nutrientes como lo dice Chambre (2016) la cual establece una relación directa del crecimiento celular de microalgas con la conductividad eléctrica ya que cuando disminuye la conductividad disminuye también la concentración de *Chlamydomonas*, *Navicula* y *Phacus* que fueron las microalgas utilizadas en la investigación.

En la investigación de Plasencia (2012) evaluó el crecimiento celular de *Chlorella sorokiniana* mediante la densidad óptica, concluyó que los dos están relacionados debido a que en todas las experiencias a mayor tiempo mayor densidad óptica y por ende mayor cantidad de microalgas.

En la primera etapa la absorbancia a comparación de las investigaciones disminuyó debido a que las microalgas se trasladaron a las texturas bajando la concentración en los reactores.

Respecto a la concentración de microalgas en el cultivo de las mismas que estaba ubicado en el reactor tuvo la dinámica que se quería realizar en esta investigación ya que se colocó una concentración de $3,81 \times 10^6$ cel/ml para la especie *Scenedesmus sp.* y de $3,74 \times 10^6$ cel/ml para la especie *Chlorella sp.* las cuales fueron disminuyendo con el pasar de los días ya que estas células se comenzaron a desarrollar en las texturas y ya no en los reactores.

Desde hace varios años se ha utilizado varios tratamientos para la remoción de DQO y DBO, muchos de ellos han implementado microalgas ya sean puras o en consorcio, también se ha usado los contactores biológicos rotativos para tratamiento de aguas residuales de varios tipos, como en el estudio del rendimiento del tratamiento biológico mediante un sistema de Contactores Biológicos Rotatorios en el cual se obtuvieron una remoción del 86% de la Demanda Química del Oxígeno mostrando óptimos resultados (Duque et al., 2018).

En otros estudios, Castillo et al. (2015) el cual utilizó de igual manera un sistema de contactor biológico rotatorio indicó que uno de los criterios más importantes es la velocidad de rotación de los discos, en este caso se impuso 30 rpm dando resultados de remoción muy notables, en DQO hubo una remoción del 86% y en el DBO del 89%.

Sin embargo, no existen investigación de la implementación de este sistema con microalgas a pesar de que estudios demuestran que estas tienen una alta remoción de contaminantes, en

el estudio realizado por Molina. (2016) registró que el consorcio de microalgas *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* pueden remover un 88% de DQO y 94% de DBO. Además de ser muy eficientes en consorcio, también lo son individuales como en la investigación del uso de la microalga *Chlorella sp.* viva en suspensión en la decoloración del agua residual de una empresa textil en la cual se evidencio una disminución del casi 96% del DQO y DQO.

7. CONCLUSIONES

Las condiciones ambientales influyen directamente con la producción de microalgas, las dos especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* mostró un elevado crecimiento y adaptación a nivel laboratorio en la textura T2, lo que sugiere ser un medio adecuado para la producción de estas.

Se rediseñó y construyó el sistema de biodiscos, el cual está constituido por los siguientes elementos: un tanque cuyo material es el acrílico, con medidas de 16,5 de ancho, 80 cm de largo dividido en tres tranques reactores de 20 cm y en el espacio sobrante se lo utilizó para colocar el motor. En el centro de cada pared de separación de los tanques se realizó una abertura aproximadamente hasta la mitad, en la cual se colocó el eje de acero quirúrgico de 70 cm de largo. En cada tanque reactor se instalaron 8 discos forrados por las diferentes texturas, estos discos eran de policarbonato de plástico con diámetro de 12 cm y se los distribuyó cada 2 cm de distancia. Además, en lo referente al motor se utilizó un Pololu Motorreductor 12v de 35 rpm. También se colocaron un aireador de acuario en cada unidad experimental para ayudar a la oxigenación del cultivo de microalgas.

Los reactores de biodiscos aparte de ser una alternativa muy efectiva para depuración de agua residual ya que remueve más del 50% del DQO y DBO, pueden utilizarse como un sistema de producción de biomasa algal, debido a que su principio de funcionamiento provee de todos los criterios necesarios para crecimiento de las microalgas como es la oxigenación y agitación que sucede mientras las discos giran alternado el contacto con el aire y con el cultivo.

La eficiencia de remoción se presentó en todos los tratamientos, sin embargo, en uno de ellos mostró mayor biorremediación de los parámetros que se encontraban fuera de los rangos permisibles para este tipo de agua que fueron el DQO y DBO. El tratamiento A1T2 de la especie *Chlorella sp.* presenta elevada remoción del DQO del 81% y en DBO del 71% siendo el más efectivo en la investigación. No obstante, el tratamiento A2T2 de la especie *Scenedesmus sp.* presento una alta remoción del DQO del 74% y DBO del 65%.

8. RECOMENDACIONES

Evaluar la capacidad de un consorcio microalgal para la remoción de contaminantes presentes en distintos tipos de aguas residuales, verificar si su eficiencia es mayor que la de una cepa pura.

Experimentar con otras especies de microalgas y diferentes contaminantes en el mismo sistema de reactor de biodiscos para comprobar si la eficiencia también es por el tratamiento elegido.

Utilizar un decantador primario al inicio y un decantador secundario al final para obtener mejores resultados en la remoción de contaminantes.

9. BIBLIOGRAFÍA

- Acuña, R. (2011). Diseño de foto-bioreactores para el cultivo microalgas oleaginosas. Parte 1. Teoría y generalidades. Recuperado de: <http://bioreactorcrc.wordpress.com/2011/05/06/diseo-de-fotobioreactores-para-el-cultivo-micro-algas-oleaginosas-parte-1-teora-ygeneralidades/>
- Acurio, S., y Arciniegas, K. (2015). *Evaluación de la remoción de nitritos y nitratos en muestras del agua del río San Pedro cantón Rumiñahui por microalgas clorofilas* (tesis pregrado). Universidad Politécnica Salesiana Sede Quito.
- Andersen R. (2005). *Algal Culturing Techniques*. USA. Elsevier. Cap 1:1-12
- Andrade, C. H., Vera, A., Cárdenas, C., y Morales, E. (2009). Producción de biomasa de la microalga *Scenedesmus* sp. utilizando aguas residuales de pescadería. *Revista Técnica de la Facultad de Ingeniería Universidad del Zulia*, 32(2), 126–134. Recuperado de http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0254-07702009000200005
- Arroyo, B. (2016). *Utilización de residuos sólidos y líquidos de un sistema biofloc como medio de cultivo para la producción de Scenedesmus sp.* (tesis de maestría). Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima, Perú.
- Band, C. (1999). *Efecto de la composición bioquímica de microalgas sobre el valor nutritivo de dos cepas de Artemia.* (tesis de pregrado) Recuperado de <http://www.biblioteca.cicimar.ipn.mx/oacis/Medios/tesis/band1.pdf>
- Barba, L. (2002). *Conceptos básicos de la contaminación del agua y parámetros de medición.* Universidad de Cali. Santiago de Cali. Recuperado de <http://www.bvsde.paho.org/bvsaar/e/fulltext/gestion/conceptos.pdf>
- Barbaro, L., Karlanian, M., y Mata, D. (2014). *Importancia del pH y la Conductividad Eléctrica (CE) en los sustratos para las plantas.* Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta__importancia_del_ph_y_la_conductividad_elctrica.pdf

- Benavente-Valdés, R., Aguilar, C., Montanez, J., y Mendéz, A. (2012). Tecnología de Cultivo de Microalgas en Fotobiorreactores. *Revista Científica De La Universidad Autónoma De Coahuila*, 4(7), 6-7.
- Bhagyalaskhmi, M. y Sarma, P. (2016). Biosorption of Cadmium from Aqueous. *Solutions using Blue Green Algae. Bioengineering Environmental Sciences*. 15(2). Recuperado de <https://search.proquest.com/openview/bf09e0c59b9f311d0e51739a8bca73f7/1.pdf?pq-origsite=gscholar&cbl=1606374>
- Bofill-Mas, S., Clemente-Casares, P., Albiñana-Giménez, N., Maluquer de Motes, C., Hundesa, A., y Girones, R. (2005). Efectos sobre la salud de la contaminación de agua y alimentos por virus emergentes humanos. *Revista Española de Salud Pública*, 79(2), 253–269. Recuperado de http://scielo.isciii.es/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1135-57272005000200012
- Cabello, J., Toledo-Cervantes, A., Sánchez, L., Revag, S., y Morales, M. (2015). Effect of the temperature, pH and irradiance on the photosynthetic activity by *Scenedesmus obtusiusculus* under nitrogen replete and deplete conditions. *Bioresource Technology*, 181: 128–135.
- Cabrera, H., Garcés, M., y Paredes, P. (2010). *Producción de aguas servidas, Tratamiento y Uso en el Ecuador*. Ecuador: Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca.
- Cajamar Caja Rural. (2015). MICROALGAS. Recuperado de <https://www.grupocooperativocajamar.es/recursos-entidades/pdf/bd/agroalimentario/innovacion/investigacion/documentos-y-programas/microalgas-1444391623.pdf>
- Cañavete, J. (2008) *Una visión integrada sobre el cultivo de microalgas para la producción de biocombustibles*. IFAPA Centro El Toruño. Instituto de Investigación y Formación Agraria, Pesquera y de la producción Ecológica. Junta de Andalucía. España
- Carreño, C. (2016). *Biotecnología ambiental de aguas y aguas residuales* (2ª ed.). Bogotá, Colombia: Ecoe Ediciones Ltda.

- Castillo, E., Santos, B., Méndez, R., Pietrogiovanna, J., Espadas, A., Quintal, C., y Pat, R. (2015). Tratamiento de efluentes de fosas sépticas mediante el uso de un sistema de contactor biológico rotatorio. *Tecnología y ciencias del agua*, 4(3), 125–134. Recuperado de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-24222013000300007
- Castillo, E., Vergara, M. y Moreno, Y. (2007). Landfill leachate treatment using a rotating biological contactor and an upward-flow anaerobic sludge bed reactor. *Waste management* (20): 7pp.
- Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, Arredondo, B., y Voltolina, D. (2007). *Métodos y herramientas analíticas en la evaluación de la biomasa microalgal*. Recuperado de <http://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1001/539>
- CETNA. (2008). *Manual de depuración de aguas residuales urbanas (Z-2802/08)*. 259 pp. Recuperado de <http://alianzaporelagua.org/documentos/MONOGRAFICO3.pdf>
- Chambre, Y. (2016) *Eficiencia de depuración del agua residual por microalgas en las plantas de tratamiento copare y magollo en la provincia de Tacna* (tesis pregrado). Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann-Tacna
- CITME. (2014). *Tratamientos Avanzados de Aguas Residuales Industriales (M-30985-2006)*. Recuperado de <http://www.madrid.org/bvirtual/BVCM001696.pdf>
- Comisión Nacional del Agua. (2016). Diseño de PTARM: Zonas rurales, periurbanas y desarrollos ecoturísticos. In Comisión Nacional del Agua (Ed.), *Manual de Agua Potable, Alcantarillado y Saneamiento* (pp. 34–36). Recuperado de <http://aneas.com.mx/wp-content/uploads/2016/04/SGAPDS-1-15-Libro31.pdf>
- Cortez, E. (2003). Fundamentos de Ingeniería para el Tratamiento de los Biosólidos Generados por la Depuración de Aguas Servidas de la Región Metropolitana. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias y Matemáticas. Departamento de Ingeniería Química. Santiago de Chile.
- Dewisme, E. (1997). *Características de las aguas residuales*. En XV Curso sobre Tratamiento de Aguas Residuales y Explotación de Estaciones Depuradoras. Madrid.

- Droste, R. (1997). *Theory and practice of wáter and wastewater treatment*. Jhon Wiley and Sons, Inc. Canada.
- Duque, P., Heras, C., Lojano, D., y Viloría, T. (2018). Modelamiento del tratamiento biológico de aguas residuales; estudio en planta piloto de contactores biológicos rotatorios. *Revista Ciencia UNEMI*, 11(28), 88–96.
- FAO. (2015). AQUASTAT. Recuperado de http://www.fao.org/nr/water/aquastat/data/glossary/search.html?lang=es&_p=100&submitBtn=-1&keywords=Agua+residual&subjectId=-1&termId=-1&submit=Buscar
- Ferrer, J., y Seco, A. (2012). *Tratamientos Biológicos de Aguas Residuales* (2ª ed.). Valencia, España: Universitat Politècnica de València.
- Fierro, E. (2015). *Respuesta de col china (Brassica rapa L. ssp. pequinensis (Lour.) Hanelt.) y culantro (Coriandrum sativum L.) a la aplicación al suelo del consorcio de microalgas (Chlorella sp.) y (Scenedesmus sp.)* (Tesis de pregrado). Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- García-Gozalbes, C.C., Arbib, Z. y Perales-Vargas-Machuca, J. A. (2015). Cinética de crecimiento y consumo de nutrientes de microalgas en aguas residuales urbanas con diferentes niveles de tratamiento. *Tecnología y Ciencias del Agua*, 6(1), 49-68
- Garza, M.T., Almaguer, V., Rivera, J. y Loredó, J. (2010). Bioingeniería aplicada a una columna empacada con Chlorella sp. Inmovilizada para la remoción de metales pesados. *Ciencia UNAL*: 13(2), 174-177.
- Gómez, L. (2007). Microalgas: Aspectos Ecológicos y Biotecnológicos. *Revista Cubana De Química*, XIX (2), 5.
- González, S., y Elías, J. (1989). *Diseño de biodiscos*. Series del Instituto de Ingeniería, UNAM. México, D.F.
- Hassard, F., Biddle, J., Cartmell, E., Jefferson, B., Tyrrel, S., y Stephenson, T. (2015). Rotating biological contactors for wastewater treatment – A review. *Process Safety*

and Environmental Protection, 94, 285–306.
<https://doi.org/10.1016/j.psep.2014.07.003>

Hernández, A., y Labbé, J. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista De Biología Marina Y Oceanografía*, 49(2), 157-173. doi: 10.4067/S0718-19572014000200001

Iglesias, J. (2013). *Cálculo y diseño de una EDAR de Biodiscos* (tesis de grado). Universidad Carlos III de Madrid, Leganés. Recuperado de: https://e-archivo.uc3m.es/bitstream/handle/10016/18089/PFC_Jose_Antonio_Iglesias_Gonzalez.pdf

INEC. (2013). *Encuesta de Información Ambiental Económica en Empresas*. Quito

Infante, C. H., Angulo, E., Zárate, A., Flores, J., Barrios, F., y Zapata, C. (2012). Propagación de la microalga *Chlorella* sp. en cultivo por lote: cinética del crecimiento celular. *Avances en Ciencias e Ingeniería*, 3(2), 159–164. Recuperado de <http://www.redalyc.org/pdf/3236/323627686016.pdf>

ITC, y CENTA. (2006). *Guía sobre tratamientos de aguas residuales urbanas para pequeños núcleos de población: mejora de la calidad de los efluentes: ICREW [Improving Coastal and Recreational Waters]*. Las Palmas, España: Instituto Tecnológico de Canarias S.A.

Lasa, I., Pozo, J. L., Penadés, J. R., y Leiva, J. (2005). Biofilms bacterianos e infección. *Anales del Sistema Sanitario de Navarra*, 28(2). <https://doi.org/10.4321/s1137-66272005000300002>

López del Pino, S., y Martín, S. (2017). *Depuración de aguas residuales* (5ª ed.). Madrid, España: Editorial Elearning S.L.

Maldonado, J., y Jacipt, A. (2006). Sistema de tratamiento para aguas residuales industriales en mataderos. *Revista Ambiental Agua, Aire y Suelo*, 1, 34–47. Recuperado de http://www.unipamplona.edu.co/unipamplona/portalIG/home_10/recursos/general/pag_contenido/publicaciones/revista_ambiental/06082010/rev_ambiental_voll_num1_art4.pdf

- Malgas. (2013). Aplicación de las microalgas estado de la técnica. Recuperado de: <http://www.ast-ingenieria.com/>
- Martínez, A. (2001). Biodiscos: una alternativa de tratamiento biológico para aguas residuales cuando no se dispone de grandes extensiones de terreno. *Tecnología en Marcha*, 13(3), 57–59. Recuperado de https://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/view/1541/1433
- Matia, L., Martín, J., Ventura, F., y Campos, C. (1999). La qualitat dels recursos no convencionals. Capítol 7: *Recursos d'aigua*. (eds. M. Salgot, X. Sánchez & A. Torrens). Fundació AGBAR.
- Mayorga, C., y Manso, L. (2017, junio). Crecimiento de la microalga *Dunaliella salina* en un cultivador Raceway en condiciones de laboratorio. *Revista de Iniciación Científica*, 3(1), 85–91. Recuperado de <https://revistas.utp.ac.pa/>
- Mba, D. (2003). Mechanical evolution of the rotating biological contactor into the 21st century. *Proceedings of the Institution of Mechanical Engineers, Part E: Journal of Process Mechanical Engineering*, 217(3), 189–219. <https://doi.org/10.1243/095440803322328863>
- Mba, D., Bannister, R. y Findlay, G (1.999). "Mechanical redesign of the rotating biological contactor." *Water Research* 33(18): 10pp.
- Molina, Y. (2016). Tratamiento biológico de aguas residuales del laboratorio de investigación, análisis y monitoreo IAQ-M de la Secretaría del Ambiente del DMQ. (Tesis de pregrado). Universidad Politécnica Salesiana. Quito, Ecuador.
- Montes, M. (1997). *Diseño e implementación de un reactor rotatorio de contacto biológico aerobio (Biodiscos) para el tratamiento de aguas residuales*. (Tesis de maestría). Universidad Veracruzana.
- Muñoz, J. (s.f.). Componentes de los sistemas convencionales de depuración de aguas residuales. In J. Muñoz, J. Fernández, M. Curt, & E. Beascochea (Eds.), *Manual de fitodepuración. Filtros de macrofitas en flotación* (Ed. rev., pp. 31-59). Recuperado de

<https://www.fundacionglobalnature.org/macrophytes/documentacion/Cap%EDtulos%20Manual/Cap%EDtulos%203%20a%204.pdf>

Nazar, J. (2007). Biofilms bacterianos. *Revista de otorrinolaringología y cirugía de cabeza y cuello*, 61–72. Recuperado de https://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/view/1541/1433

Pástor, V., y Pozo, A. (2013). *Evaluación del rol de la iluminancia, el pH y la cantidad de nutrientes en el crecimiento de la microalga Scenedesmus sp en condiciones de laboratorio*. Recuperado de [dspace.ups.edu.ec: http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/6013](http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/6013)

Pérez, J. (2010). *Aplicación y evaluación de un reactor de contactores biológicos rotativos (rbc o biodiscos) a escala laboratorio como tratamiento de los lixiviados generados en el relleno sanitario de la pradera* (tesis de maestría). Universidad de Medellín, Medellín.

Plasencia, J. (2012) *Cultivo de microalgas (Chlorella sorokiniana) con iluminación mediante LEDs (Light Emitting Diodes)* (tesis pregrado). Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos.

Rivero, R. (2010). *Cultivo de chlorella vulgaris sobre residuales industriales: una alternativa responsable y útil*. Recuperado de <file:///C:/Users/Pamela/Downloads/Cultivo%20de%20Chlorella%20vulgaris%20s%20-%20Rivero%20Gonzalez,%20Roger%20Dennis.pdf>

Romero, J. (2008). *Tratamiento de Aguas Residuales: Teoría y principios de diseño*. Bogotá, Escuela Colombiana de Ingeniería. 1248pp.

Ruiz, A., (2011). *Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente* (Tesis de pregrado). Universidad Politecnica de Valencia.

Ruiz, J. (2015). *Estudio de fotobiorreactor de microalga: sistema de monitoreo y simulación de estrategias de control* (Tesis de pregrado). Universidad de Piura. Piura, Perú.

- Santos, A., González, Y., y Martín-Sastre, C. (2014). Uso y aplicaciones potenciales de las microalgas. *Anales de mecánica y electricidad*, 91(1), 20–28. Recuperado de <https://www.iit.comillas.edu/docs/IIT-14-027A.pdf>
- Schmitt, N., García, R., y Dalmau, J. (2005). Biodiscos, una tecnología para la depuración de pequeños núcleos de población. *TECNOLOGÍA DEL AGUA*, (258), 74–80. Recuperado de http://www.bibliotecagbs.com/archivos/ta_258_5_05.pdf
- Torres, P., Vásquez, N., Pérez, A., Madera, C., y Rodríguez, J. (2011). Alternativas de tratamiento biológico aerobio para el agua residual doméstica del municipio de Cali, Colombia. *Afinidad: Revista de química teórica y aplicada*, 68(555), 381–388. Recuperado de <https://www.raco.cat/index.php/afinidad/article/view/268129>
- UNESCO. (2014). *El 3er Informe sobre el Desarrollo de los Recursos Hídricos en el Mundo*. Recuperado de http://www.unesco.org/new/fileadmin/MULTIMEDIA/HQ/SC/pdf/wwap_WWDR_3_Facts_and_Figures_SP.pdf
- Viramontes, F. (1991) *Estudio del efecto de diferentes ciclos luz-oscuridad sobre el crecimiento y contenido de lípidos en tres especies de microalgas marinas*. (Tesis de licenciatura). Universidad de Sonora. 46 pp.
- Wehr, J., y Sheath, G. (2003). *Freshwater algae of North America. Ecology and classification*. San Diego: Academic Press. 917 p.
- Xin, L., Hong-ying, H., y Yu-ping, Z. (2011). Growth and lipid accumulation properties of a freshwater microalga *Scenedesmus* sp. under different cultivation temperature. *Bioresource Technology*, 102(3), 3098–3102. Recuperado de <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0960852410017116>

10. ANEXOS

ANEXO I Evidencias Fotográficas



Fotografía 1 Producción de microalgas en paneles
Fuente: El Autor



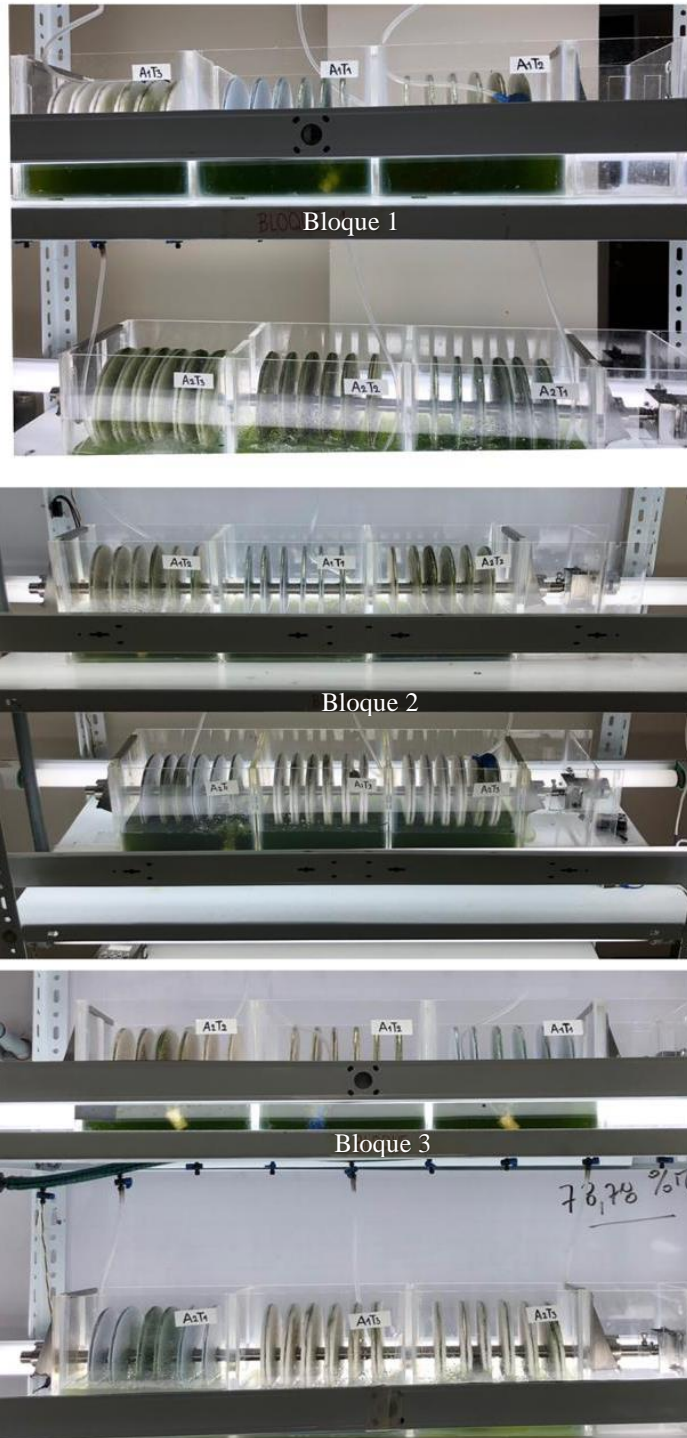
Fotografía 2 Producción de microalgas en el laboratorio
Fuente: El Autor



Fotografía 3 Construcción del Reactor
Fuente: El Autor



Fotografía 4 Cultivo de microalgas
Fuente: El Autor



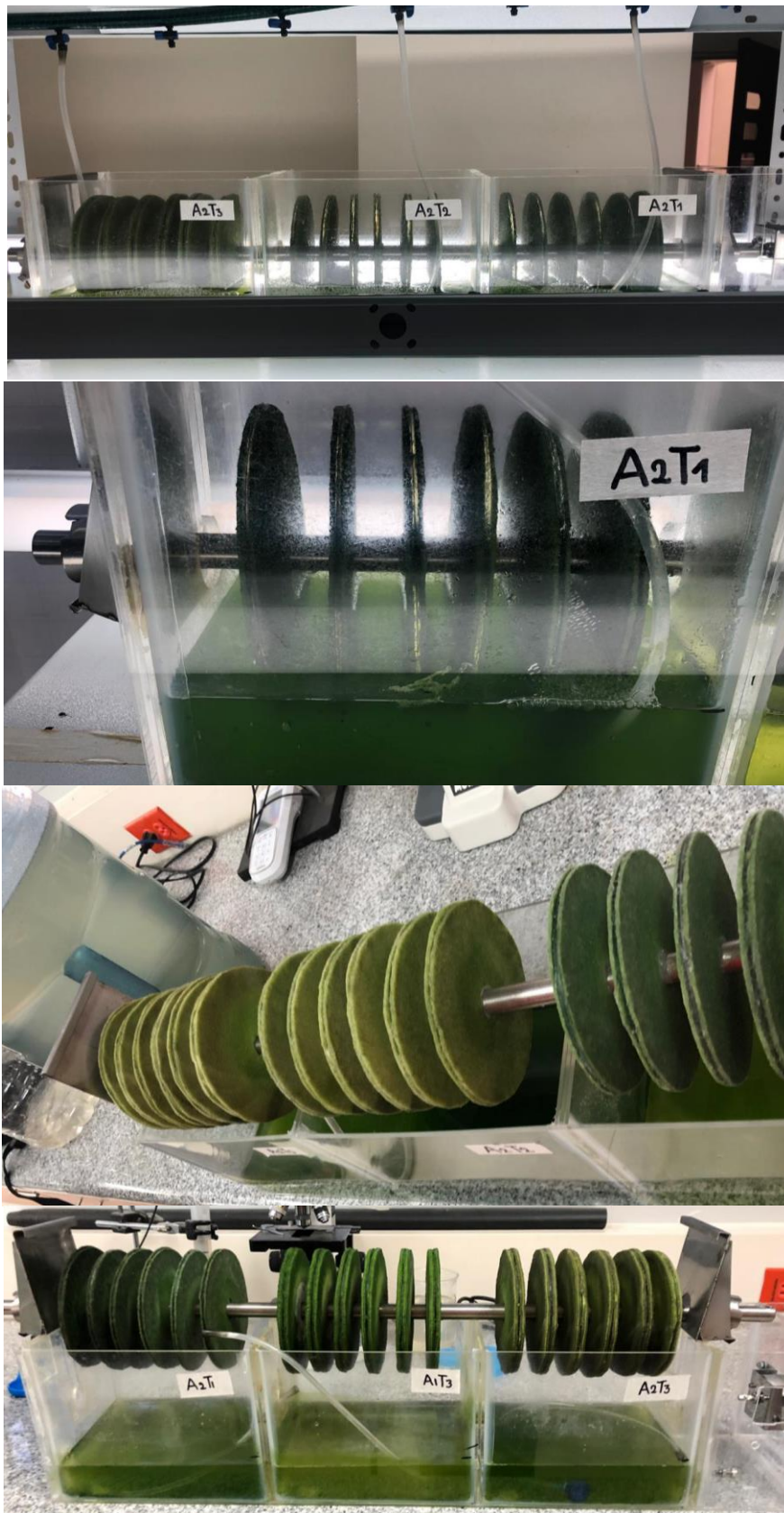
Fotografía 5 Bloques de Tratamiento
Fuente: El Autor



Fotografía 6 Toma de muestras para medición de parámetros
Fuente: El Autor



Fotografía 7 Medición de parámetros en algas
Fuente: El Autor



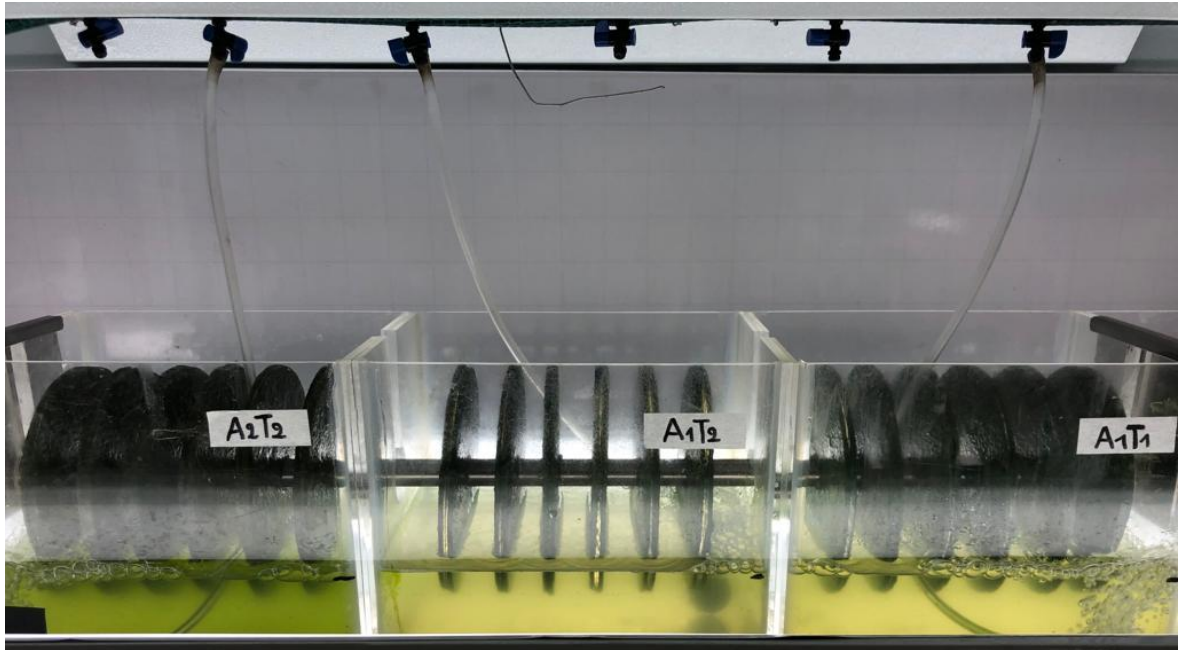
Fotografía 8 Formación de la biopelícula
Fuente: El Autor



Fotografía 9 Toma de muestras
Fuente: El Autor



Fotografía 10 Medición de parámetros iniciales del agua
Fuente: El Autor



Fotografía 11 Agua residual colocada en el reactor
Fuente: El Autor



Fotografía 12 Muestras finales individuales
Fuente: El Autor



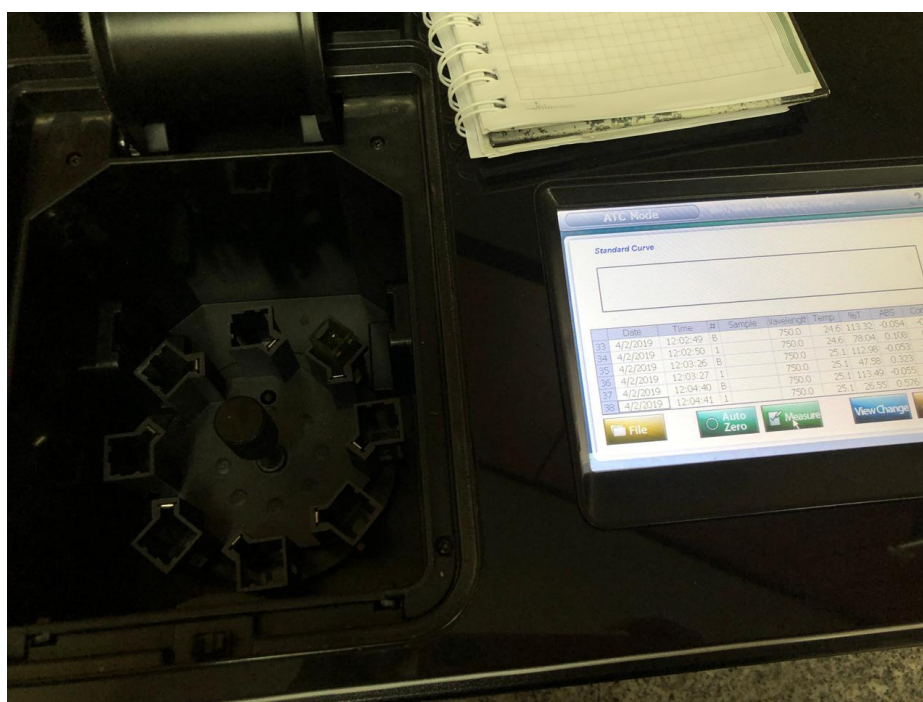
Fotografía 13 Muestras finales compuestas
Fuente: El Autor



Fotografía 14 Medición del pH en el agua tratada
Fuente: El Autor



Fotografía 15 Medición de la Conductividad el agua tratada
Fuente: El Autor



Fotografía 16 Medición de la Absorbancia el agua tratada
Fuente: El Autor



Fotografía 17 Medición de la DBO el agua tratada
Fuente: El Autor



Fotografía 18 Medición de la DQO el agua tratada
Fuente: El Autor



Fotografía 19 Socialización en la PUCESI
Fuente: El Autor



Pontificia Universidad
Católica del Ecuador

ESCUELA CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES
ÁREA DE VINCULACIÓN CON LA COMUNIDAD

LISTA DE ASISTENCIA A SOCIALIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN

NOMBRE DEL EXPOSITOR: Karla Auz
CARRERA: Ingeniería Ambiental y Ecodesarrollo
FECHA: 12 / Agosto / 2019

N°	NOMBRE ASISTENTE	NÚMERO DE CÉDULA	INSTITUCION A LA QUE REPRESENTA	FIRMA
1	Fernanda Vega	1003178298	PUCESI	
2	Yadira García	100398391-1	UTN	
3	Guido Espinosa de los Monteros	100384817-1	PUCESI	
4	Juan José Auz	1802491264	CELEC EP	
5	Mateo Auz	1850031350	Particular	
6	Verónica Mayorga	1803442498	Particular	
7	CARLOS AUZ CHACON	100097192-2	PARTICULAR	
8	CARMITA SILVA	060128966-3	PARTICULAR	
9	Dario Pivodemeira	100363938-0	UTN	
10	Paola Chávez	1002774090	PUCESI	
11	Rubén del Toro	175759447-1	PUCESI	
12	Santiago Matig	1001658399	PUCESI	
13	Edmundo Recalde	1001774494	ECAA	
14	Gabriela Auz Silva	1002990248	Particular	
15	Jean Carlos Ochoa	1803705258	PUCESI	
16	Kevin Flores Barchana	1003927504	PUCESI	
17	Nicole Morales Recalde	080405570-5	PUCESI	
18	Vanessa Liseth Fuentes	100456107-0	PUCESI	



Pontificia Universidad
Católica del Ecuador

ESCUELA CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES
ÁREA DE VINCULACIÓN CON LA COMUNIDAD

PROCESO DE SOCIALIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN

El siguiente cuestionario nos permitirá implementar mejoras constantes en los procesos de socialización de trabajos de investigación por favor háganos llegar sus comentarios y sugerencias:

FECHA	12 de Agosto 2019		
EXPOSITOR	Karla Auz		
LUGAR	DENTRO PUCESI	X	FUERA PUCESI

NOTA IMPORTANTE: Por favor conteste las preguntas según la siguiente escala:

5. MUY ALTO / 4. ALTO / 3. MEDIO / 2. BAJO / 1. NULO

DETALLE DE VALORACIÓN	1	2	3	4	5
ORGANIZACIÓN DEL EVENTO DE SOCIALIZACIÓN:					
1. ¿Considera Usted que la sala donde se desarrolló este evento brindó las comodidades necesarias?					✓
2. ¿Considera Usted que el material audiovisual utilizado en la presentación fue adecuado?					✓
EJECUCIÓN DEL EVENTO POR PARTE DEL EXPOSITOR					
3. ¿Considera Usted que el expositor mostró dominio del tema?					✓
4. ¿Esfirma Usted que el manejo del auditorio por parte del expositor fue adecuado?					✓
5. ¿Considera Usted que el Expositor demostró facilidad de expresión?					✓
MEDICIÓN DE IMPACTO DE LA INVESTIGACIÓN:					
6. ¿Considera Usted que el tema investigado posee relevancia para algún actor y/o sector de la sociedad?					✓
7. ¿Considera Usted que esta investigación posee perspectivas para estudios complementarios posteriores?					✓
8. ¿Considera Usted que el tema investigado genera actualmente o a futuro un beneficio concreto para alguna organización, empresa pública o privada, comunidad o institución?					✓
9. ¿En función de los objetivos planteados expuestos en la investigación, considera Usted que éstos se cumplieron?					✓
REALICE UN COMENTARIO O SUGERENCIA PARA LOS ORGANIZADORES DE ESTE EVENTO					
Diga adelante, Felicitaciones!					
MENCIONE USTED OTRAS PROBLEMÁTICAS QUE A SU PARECER PODRÍAN SER INVESTIGADAS Y QUE POSEAN IMPORTANCIA PARA ALGÚN ACTOR Y/O SECTOR DE NUESTRA COLECTIVIDAD					
INSTITUCIÓN U ORGANIZACIÓN A LA QUE PERTENECE EL ENCUESTADO					
PUCE - 21					

Fotografía 21 Listado de Asistencia a la Socialización de la Investigación
Fuente: El Autor

ANEXO II Datos de Campo Primera Etapa

Tabla 20

Concentración Inicial de Microalgas

	Conteo Celular						Conductividad	pH	Absorbancia
	<i>Scenedesmus sp.</i>								
c1	33	31	24	18	106	424	1667	6,65	0,591
c2	16	14	19	33	82	328			
c3	20	23	18	33	94	376			
c4	37	25	18	19	99	396			
						1524	3,81E+06		
	<i>Chlorella sp.</i>								
c1	21	25	18	17	81	324	2460	6,29	0,572
c2	24	25	23	27	99	396			
c3	27	17	24	35	103	412			
c4	18	33	16	24	91	364			
						1496	3,74E+06		

Fuente: Elaboración propia

Tabla 21

Datos de Agua Colocada en ml

	21 de Marzo	22 De Marzo	23 De Marzo	24 De Marzo	25 De Marzo
Bloque 1					
A1T3	550	250	235	198	170
A1T1	700	162	170	122	106
A1T2	355	186	185	170	155
A2T3	950	250	250	190	150
A2T2	390	250	235	176	130
A2T1	250	250	255	230	210
Bloque 2					
A2T2	450	238	222	180	150
A1T2	370	200	182	162	140
A1T1	680	158	166	132	110
A2T1	190	248	248	230	208
A1T3	480	244	228	184	162
A2T3	880	250	244	188	162
Bloque 3					
A1T2	348	192	190	158	140
A1T1	688	160	158	130	106
A2T2	440	246	230	196	162
A2T1	280	272	244	226	202
A1T3	500	250	252	228	184
A2T3	886	250	260	214	170

Fuente: Elaboración propia

Tabla 22

Datos del pH

	21 de Marzo	23 de Marzo	25 de Marzo
Bloque 1			
A1T3	6,86	6,06	6,16
A1T1	6,73	6,68	6,35
A1T2	6,74	6,41	6,17
A2T3	6,89	6,29	5,68
A2T2	6,72	6,13	6,07
A2T1	6,71	6,31	5,56
Bloque 2			
A2T2	6,62	6,02	5,61
A1T2	6,6	6,43	5,83
A1T1	6,62	6,67	6,38
A2T1	6,69	6,37	5,87
A1T3	6,78	6,07	5,58
A2T3	6,82	6,29	5,54
Bloque 3			
A1T2	6,67	6,39	5,5
A1T1	6,68	66,4	6,13
A2T2	6,61	6,09	6,06
A2T1	6,64	6,41	5,58
A1T3	6,71	6,11	5,73
A2T3	6,74	6,22	5,61

Fuente: Elaboración propia

Tabla 23

Datos de Conductividad Eléctrica

	21 de Marzo	23 de Marzo	25 de Marzo
Bloque 1			
A1T3	2190	2110	2040
A1T1	2210	2290	2030
A1T2	2410	2430	2420
A2T3	1250	1335	1260
A2T2	1630	1790	1670
A2T1	1700	1880	1830
Bloque 2			
A2T2	1690	1740	1910
A1T2	2400	2360	2170
A1T1	2310	2320	2290
A2T1	1830	1900	1910
A1T3	2100	2080	2020
A2T3	1490	1348	1260
Bloque 3			
A1T2	2370	2400	2440
A1T1	2270	2310	2350
A2T2	1600	1690	1630
A2T1	2640	1730	1810
A1T3	2150	2000	2070
A2T3	1480	1332	1210

Fuente: Elaboración propia

Tabla 24

Datos de Absorbancia

	21 de Marzo	23 de Marzo	25 de Marzo
Bloque 1			
A1T3	0,047	0,044	0,066
A1T1	0,087	0,079	0,081
A1T2	0,076	0,065	0,077
A2T3	0,039	0,058	0,102
A2T2	0,053	0,088	0,132
A2T1	0,080	0,098	0,152
Bloque 2			
A2T2	0,039	0,091	0,158
A1T2	0,062	0,06	0,079
A1T1	0,077	0,072	0,084
A2T1	0,057	0,097	0,16
A1T3	0,034	0,04	0,063
A2T3	0,036	0,052	0,099
Bloque 3			
a1t2	0,066	0,061	0,075
a1t1	0,073	0,069	0,083
a2t2	0,043	0,091	0,137
a2t1	0,081	0,096	0,155
a1t3	0,034	0,042	0,069
a2t3	0,039	0,061	0,11

Fuente: Elaboración propia

Tabla 25

Conteo Celular de la Texturas

Fecha	Tratamientos	Bloques		
		I	II	III
21 de marzo	A1T1	2,31	1,96	1,98
	A1T2	0,864	0,532	0,792
	A1T3	2,410	2,01	2,15
	A2T1	1,58	1,22	1,36
	A2T2	1,38	1,36	1,110
	A2T3	0,896	0,736	0,7
23 de marzo	A1T1	2,01	1,78	1,72
	A1T2	1,45	1,082	1,117
	A1T3	1,480	1,28	1,3
	A2T1	2,02	2,09	2,11
	A2T2	2,41	2,52	2,610
	A2T3	1,94	1,99	1,89
25 de marzo	A1T1	1,87	1,69	1,78
	A1T2	1,93	1,98	2,010
	A1T3	0,856	0,992	0,967
	A2T1	2,82	2,91	2,78
	A2T2	3,35	3,45	3,280
	A2T3	2,45	2,61	2,58
26 de marzo	A1T1	1,79	1,81	1,87
	A1T2	1,93	1,98	2,020
	A1T3	0,746	0,802	0,798
	A2T1	2,69	2,72	2,83
	A2T2	4,33	4,22	4,180
	A2T3	3,25	3,01	3,14

Fuente: Elaboración propia

Tabla 26

Conteo celular en el Reactor

Fecha	Tratamientos	Bloques		
		I	II	III
21 de marzo				
	A1T1	0,2	0,216	0,224
	A1T2	0,148	0,136	0,164
	A1T3	0,120	0,108	0,112
	A2T1	0,404	0,416	0,424
	A2T2	0,196	0,188	0,192
	A2T3	0,152	0,164	0,144
23 de marzo	A1T1	0,174	0,156	0,18
	A1T2	0,116	0,108	0,124
	A1T3	0,090	0,088	0,096
	A2T1	0,296	0,276	0,284
	A2T2	0,112	0,132	0,144
	A2T3	0,101	0,116	0,104
25 de marzo	A1T1	0,072	0,066	0,076
	A1T2	0,064	0,058	0,068
	A1T3	0,048	0,042	0,056
	A2T1	0,152	0,137	0,128
	A2T2	0,078	0,092	0,084
	A2T3	0,069	0,081	0,076

Fuente: Elaboración propia

ANEXO III Datos de Campo Segunda Etapa

Tabla 27

Datos del pH

	Inicial	28 de Marzo	30 de Marzo	1 de Abril	2 de Abril
Bloque 1					
A1T3	8,27	6,89	7,29	7,56	7,62
A1T1	8,27	7,15	7,14	7,72	7,8
A1T2	8,27	6,86	7,15	7,89	7,91
A2T3	8,27	6,77	7,19	7,81	7,93
A2T2	8,27	6,97	7,28	7,88	7,97
A2T1	8,27	7,1	7,43	8,01	8,18
Bloque 2					
A2T2	8,27	7,02	7,49	7,98	8,16
A1T2	8,27	6,9	7,41	7,94	8,07
A1T1	8,27	7,06	7,49	7,89	8,25
A2T1	8,27	7,03	7,53	8,12	8,38
A1T3	8,27	6,92	7,33	7,85	8,02
A2T3		6,86	7,31	7,94	8,12
Bloque 3					
A1T2	8,27	7,07	7,41	7,88	8,21
A1T1	8,27	7,11	7,86	8,01	8,39
A2T2	8,27	7,09	7,8	7,99	8,31
A2T1	8,27	7,01	7,92	8,07	8,37
A1T3	8,27	7,03	7,59	7,91	8,1
A2T3	8,27	6,95	7,58	8,02	8,28

Fuente: Elaboración propia

Tabla 28

Datos de la Conductividad

	Inicial	28 de Marzo	30 de Marzo	1 de Abril	2 de Abril
Bloque 1					
A1T3	1162	695	776	781	786
A1T1	1162	410	488	689	747
A1T2	1162	500	524	541	596
A2T3	1162	601	578	576	574
A2T2	1162	443	463	512	539
A2T1	1162	415	442	495	521
Bloque 2					
A2T2	1162	441	468	523	562
A1T2	1162	528	548	619	622
A1T1	1162	467	475	678	771
A2T1	1162	416	467	489	511
A1T3	1162	614	698	732	746
A2T3	1162	607	567	569	582
Bloque 3					
A1T2	1162	526	552	579	610
A1T1	1162	422	446	652	728
A2T2	1162	540	502	529	571
A2T1	1162	397	449	495	516
A1T3	1162	655	718	722	731
A2T3	1162	601	513	567	597

Fuente: Elaboración propia

Tabla 29

Datos de Absorbancia

	Inicial	28 de Marzo	30 de Marzo	1 de Abril	2 de Abril
Bloque 1					
A1T3	0,102	0,061	0,078	0,089	0,099
A1T1	0,102	0,051	0,063	0,082	0,086
A1T2	0,102	0,123	0,148	0,243	0,258
A2T3	0,102	0,278	0,315	0,434	0,361
A2T2	0,102	0,586	0,742	0,813	0,873
A2T1	0,102	0,347	0,417	0,534	0,568
Bloque 2					
A2T2	0,102	0,523	0,698	0,756	0,781
A1T2	0,102	0,132	0,152	0,202	0,218
A1T1	0,102	0,056	0,07	0,078	0,08
A2T1	0,102	0,398	0,456	0,578	0,663
A1T3	0,102	0,067	0,082	0,095	0,097
A2T3	0,102	0,289	0,302	0,375	0,382
bloque 3					
a1t2	0,102	0,139	0,147	0,271	0,278
a1t1	0,102	0,067	0,072	0,101	0,108
a2t2	0,102	0,576	0,762	0,832	0,845
a2t1	0,102	0,389	0,414	0,563	0,57
a1t3	0,102	0,071	0,079	0,104	0,108
a2t3		0,262	0,298	0,318	0,323

Fuente: Elaboración propia

Tabla 30

Datos de Conteo Celular

Fecha	Tratamientos	Bloques		
		I	II	III
26 de marzo	A1T1	1,79	1,7	1,75
	A1T2	2,01	2,11	2,18
	A1T3	0,764	0,788	0,796
	A2T1	2,86	2,93	2,75
	A2T2	2,35	2,42	2,55
	A2T3	1,97	2,02	2,16
28 de marzo	A1T1	1,98	1,71	1,81
	A1T2	4,01	3,97	3,48
	A1T3	0,480	0,424	0,432
	A2T1	2,73	2,22	2,60
	A2T2	2,44	2,6	2,52
	A2T3	0,944	0,896	0,932
30 de marzo	A1T1	2,34	2,13	2,21
	A1T2	7,99	7,24	7,46
	A1T3	0,420	0,404	0,412
	A2T1	2,22	2,13	2
	A2T2	2,95	3,01	3,13
	A2T3	0,88	0,804	0,9
1 de abril	A1T1	2,39	2,02	2,18
	A1T2	8,02	8,23	8
	A1T3	0,388	0,396	0,352
	A2T1	2,07	1,99	1,86
	A2T2	3,96	4,06	4,1
	A2T3	0,836	0,808	0,848
2 de abril	A1T1	2,34	2,09	2,11
	A1T2	8,14	8,3	8,22
	A1T3	0,324	0,348	0,336
	A2T1	2,03	1,92	1,78
	A2T2	4,12	4,2	4,18
	A2T3	0,828	0,804	0,82

Fuente: Elaboración propia

Tabla 31

Datos del DQO

Bloque 1		Bloque 2		Bloque 3	
A1T1	3313	A1T1	3502	A1T1	3494
A1T2	1987	A1T2	1737	A1T2	1856
A1T3	5362	A1T3	5892	A1T3	6032
A2T1	7529	A2T1	7136	A2T1	7227
A2T2	2571	A2T2	2612	A2T2	2517
A2T3	4096	A2T3	3876	A2T3	3957

Fuente: Elaboración propia

Tabla 32

Datos del DBO

Tratamientos	Resultados
A1T1	73
A1T2	51
A1T3	67
A2T1	90
A2T2	63
A2T3	94

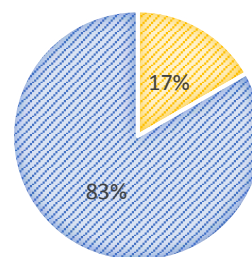
Fuente: Elaboración propia

ANEXO IV Resultados de la Socialización

1. ¿Considera Usted que la sala donde se desarrolló este evento brindó las comodidades necesarias?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	4	17
MUY ALTO (5)	20	83
TOTAL	24	100

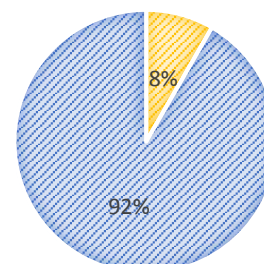
■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
 ■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)



2. ¿Considera Usted que el material audiovisual utilizado en la presentación fue adecuado?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	2	9
MUY ALTO (5)	22	91
TOTAL	24	100

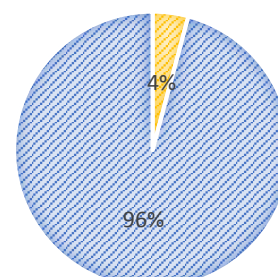
■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
 ■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)



3. ¿Considera Usted que el expositor mostró dominio del tema?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	1	5

■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
 ■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)

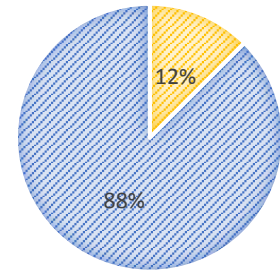


MUY ALTO (5)	23	95
TOTAL	24	100

4. ¿Estima Usted que el manejo del auditorio por parte del expositor fue adecuado?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	3	5
MUY ALTO (5)	21	95
TOTAL	24	100

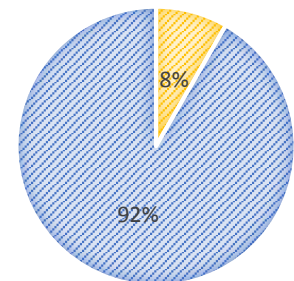
■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)



5. ¿Considera Usted que el Expositor demostró facilidad de expresión?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	2	9
MUY ALTO (5)	22	91
TOTAL	24	100

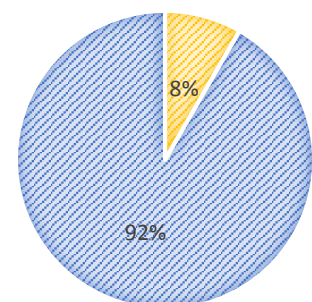
■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)



6. ¿Considera Usted que el tema investigado posee relevancia para algún actor y/o sector de la sociedad?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	2	9
MUY ALTO (5)	22	91
TOTAL	24	100

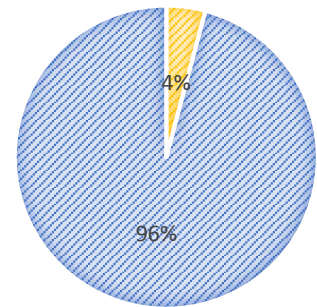
■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)



7. ¿Considera Usted que esta investigación posee perspectivas para estudios complementarios posteriores?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	1	5
MUY ALTO (5)	23	95
TOTAL	24	100

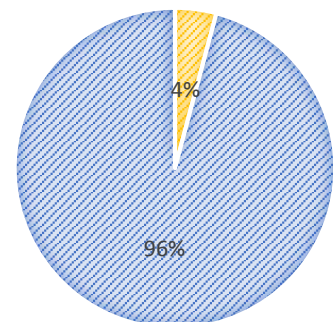
■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)



8. ¿Considera Usted que el tema investigado genera actualmente o a futuro un beneficio concreto para alguna organización, empresa pública o privada, comunidad o institución?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	1	5
MUY ALTO (5)	23	95
TOTAL	24	100

■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)



9. ¿En función de los objetivos planteados expuestos en la investigación, considera Usted que éstos se cumplieron?

VALORACIÓN	POBLACIÓN	PORCENTAJE %
NULO (1)		
BAJO (2)		
MEDIO (3)		
ALTO (4)	1	5
MUY ALTO (5)	23	95
TOTAL	24	100

■ NULO (1) ■ BAJO (2) ■ MEDIO (3)
■ ALTO (4) ■ MUY ALTO (5)

