



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA
FACULTAD DE INGENIERÍA

TRATAMIENTO DE VINAZAS DE TEQUILA CON HONGOS
BASIDIOMICETOS

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRO EN INGENIERÍA
(AMBIENTAL AGUA)

PRESENTA:

ANGÉLICA JULIETA ALVILLO RIVERA

TUTORES:

DR. MARCO ANTONIO GARZÓN ZÚÑIGA
INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

M. EN I. MERCEDES ESPERANZA RAMÍREZ CAMPEROS
INSTITUTO MEXICANO DE TECNOLOGÍA DEL AGUA

CIUDAD DE MÉXICO, MÉXICO. DICIEMBRE 2016



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN
INGENIERÍA

JURADO ASIGNADO:

Presidente	DR. MARCO ANTONIO GARZÓN ZÚÑIGA
Secretario	DRA. MARISELA BERNAL GONZÁLEZ
1er Vocal.	DR. IVÁN MORENO ANDRADE
2do. Vocal	DR. EDSON BALTAZAR ESTRADA ARRIAGA
3er. Vocal	M. I. MERCEDES ESPERANZA RAMÍREZ CAMPEROS

Lugar donde se realizó la tesis: Instituto Mexicano de
Tecnología del Agua

TUTORES

M.I. MERCEDES ESPERANZA
RAMÍREZ CAMPEROS

DR. MARCO ANTONIO
GARZÓN ZÚÑIGA

AGRADECIMIENTOS

A Dios por ponerme en el camino correcto en el momento justo.

A mis padres Angélica Rivera y Francisco Alvillo por alentarme a seguir adelante y por apoyarme en cada etapa de mi vida.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca otorgada para la realización de la Maestría en Ingeniería.

A la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y al Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA) por el apoyo brindado para la realización del trabajo de tesis.

Al Centre de Recherche Industrielle du Québec y al Dr. Gerardo Buelna por la oportunidad de colaborar en uno de sus proyectos y por el apoyo brindado.

A la Dra. Gabriela Mantilla, al M.C. Alejandro Ruiz, al Dr. Israel Velasco, a la M.I. Lourdes Rivera, a la M.C. Violeta Escalante y a la Dra. Petia Mijaylova, quienes formaron parte del personal académico durante la realización de la maestría, por su apoyo en la adquisición de nuevas habilidades y conocimientos para mi formación como profesionista.

A la M. Lourdes Acosta (UAEM) por la donación de las tres cepas de hongos utilizadas durante el presente trabajo, al Dr. Gerardo Treviño (UPEMOR) por la donación de los medios de cultivo sólidos y líquidos, a la M.C. Cecilia Tomasini por la facilitación del material requerido en la propagación de las cepas y al Dr. Gerardo Díaz (UAT) por la ayuda en la realización del análisis de las enzimas extracelulares.

Al Dr. Marco Antonio Garzón Zúñiga por aceptarme bajo su tutela durante la maestría, por guiarme y apoyarme en la elaboración de la presente tesis y en la asistencia a los congresos, por sus enseñanzas y por brindarme su amistad y confianza.

Al Dr. Edson Baltazar Estrada Arriaga por apoyarme a lo largo de estos años, tanto en el área académica como la personal, por su amistad, por las nuevas experiencias y por alentarme a seguir superándome como profesionista.

A la M.I. Mercedes Esperanza Ramírez Camperos por su tiempo y por el apoyo brindado durante toda la maestría, como profesora, tutora y amiga.

A los integrantes del H. jurado, la Dra. Marisela Bernal Segura y el Dr. Iván Moreno Andrade, por sus valiosas aportaciones para mejorar el presente trabajo.

A Ernesto Bahena, Antonio Jerónimo, Víctor Ríos, Verence Rincón, Itza Cantoran, Hebe Smith, Mónica Alvillo, Eric Bahena e Isidro Pérez, por el apoyo que me brindaron durante la fase experimental y por todo aquello que vivimos dentro y fuera de la planta piloto.

A mis compañeros de generación Edgar Baltazar, Italivi Quiñones y Karina García, por su ayuda y por los buenos momentos.

DEDICATORIA

A mis padres, Angélica Rivera Gómez y Francisco Félix Alvillo Martínez,

A mi hermana, Mónica Lizette Alvillo Rivera,

A mi mejor amigo, novio, esposo y el padre de mi hijo, Víctor Joel Ríos Castañeda,

Por último, pero no menos importante, a la persona que me mostró que el amor a primera vista si existe y que este amor es el más puro y verdadero, mi hijo Francisco Joel Ríos Alvillo.

Porque ustedes me han apoyado durante todo el camino para poder llegar a la meta y porque deseo que se sientan tan orgullosos de mí como yo lo estoy de ustedes.

LOS AMO

Resumen

Este trabajo se enfocó en el tratamiento de las vinazas provenientes de la industria del Tequila mediante biofiltros empacados con astillas de *Ficus benjamina* inoculados con dos cepas de hongos basidiomicetos, adicionalmente los sistemas fueron comparados con un biofiltro sin inóculo (testigo) con el objeto de determinar la influencia de los hongos sobre la degradación de los contaminantes contenidos en las vinazas. El estudio se dividió en dos fases, durante la primera fase se evaluó el crecimiento de tres hongos (*Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* y *Pleurotus ostreatus*) en medios de cultivo sólidos preparados con 10 y 20% de vinaza y en medios de cultivo líquidos preparados con 20, 40 y 100% de vinaza, respecto a un blanco en ambos casos; mientras que en la segunda fase se evaluó la remoción de contaminantes variando las condiciones de operación en influente de los biofiltros (5 etapas), siendo estas relaciones de vinaza:agua de 30:70, 40:60, 50:50, 40:60 segunda fase y 40:60 con recirculación.

Al hacer crecer las cepas in-vitro en los medios de cultivo sólidos, *Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* y *Pleurotus ostreatus* tuvieron una tasa de crecimiento de 0.32, 0.87 y 3.05 en el blanco, mientras que en el medio de cultivo preparado con 10% fue de 2.24, 1.28, y 2.09 respectivamente. Mientras que al trabajar con medios de cultivo preparados con 20% de vinazas, las tasas de crecimiento fueron para *Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* y *Pleurotus ostreatus* fueron de 1.00, 0.67 y 1.73 en el blanco, comparados con una tasa de crecimiento en el medio con vinaza de 0.85, 0.39 y 0.19 respectivamente. El crecimiento de los hongos en los medios de cultivo líquidos se presentó al trabajar hasta con 40% de vinaza para *Trametes versicolor* y 20% para el *Pleurotus ostreatus*, mientras que el *Phanerochaete chrysosporium* creció en el medio preparado con vinaza al 100%. En base a los resultados obtenidos del crecimiento de los hongos en los medios de cultivo, se eligieron al *Phanerochaete chrysosporium* y *Trametes versicolor* para la inoculación de los biofiltros (BF 1 y 2 respectivamente). Las remociones de materia orgánica obtenidas durante las cinco etapas de biofiltración fueron del 69, 65, 24, 84 y 70% en el BF 1, de 66, 68, 26, 85 y 74% en el BF 2 y de 10, 62, 8, 64 y 69% en el BFT respectivamente. Se evaluó la actividad enzimática de lacasas (EC 1.10.3.2) en los biofiltros inoculados con las dos cepas de hongos y se determinó que su producción estuvo presente durante toda la operación. El efluente del tratamiento requiere de un tratamiento de pulimiento ya aun que representa altas concentraciones de contaminantes recalcitrantes.

Palabras clave: vinazas, Tequila, hongos basidiomicetos, biofiltración

Abstract

This work focused on the treatment of the vinasses from the Tequila industry using biofilters packed with splinters of *Ficus benjamina* inoculated with two strains of basidiomycetes fungi, additionally the systems were compared with a biofilter without inoculum (witness) in order to determine the influence of fungi on degradation of pollutants contained in the vinasses. The study was divided into two phases, during the first phase was evaluated the growth of three fungi (*Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* and *Pleurotus ostreatus*) in solid culture media prepared with 10 and 20% of vinasse and in liquid culture media prepared with 20, 40 and 100% of vinasse, with respect to a witness in both cases; while in the second phase was evaluated the removal of contaminants by varying the conditions of operation in the biofilters influent (five stages), being these relationships of vinasses:water of 30:70, 40:60, 50:50, 40:60 second phase and 40:60 with recirculation.

To the growing strains in vitro in solids culture media, *Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* and *Pleurotus ostreatus* had a rate of growth of 0.32, 0.87, and 3.05 in witness, while in the culture media prepared with 10% it was 2.24, 1.28, and 2.09 respectively. While working with culture media prepared with 20% of vinasses, growth rates for *Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* and *Pleurotus ostreatus* were 1.00, 0.67 and 1.73 in witness, compared with a rate of growth in the middle with vinasse of 0.85, 0.39 and 0.19, respectively. The growth of the fungi in the liquid culture media was presented working up to 40% of vinasse for *Trametes versicolor* and 20% for *Pleurotus ostreatus*, while to *Phanerochaete chrysosporium* grew up in medium prepared with vinasse to 100%. Based on the results of the growth of the fungi in the culture media, were chosen to *Phanerochaete chrysosporium* and *Trametes versicolor* for the inoculation of the biofilters (BF 1 and 2 respectively). The removal of organic matter obtained during the five stages of biofiltration were 69, 65, 24, 84, and 70% in BF 1, 66, 68, 26, 85 and 74% in BF 2 and 10, 62, 8, 64 and 69% in the BF T respectively. Assessed the enzymatic activity of lacasas (EC 1.10.3.2) in the biofilters inoculated with the two strains of fungi and determined that its production was present during the entire operation. The effluent from the treatment requires a polishing treatment already still representing high concentrations of recalcitrant pollutants.

Key words: Vinasses, Tequila, basidiomycetes fungi, biofiltration.

Índice

1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 OBJETIVO GENERAL	3
1.1.1 <i>Objetivos específicos</i>	3
1.2 METAS.....	3
1.3 JUSTIFICACIÓN	3
2. MARCO TEÓRICO	5
2.1 PRODUCCIÓN DE TEQUILA Y GENERACIÓN DE SUS AGUAS RESIDUALES (VINAZAS).....	5
2.2 CARACTERÍSTICAS DE LAS VINAZAS DE TEQUILA.....	12
2.3 ESTRATEGIAS DE GESTIÓN DE VINAZAS QUE HAN SIDO APLICADAS	14
2.3.1 <i>Dilución en la etapa de fermentación</i>	14
2.3.2 <i>Producción de energía</i>	14
2.3.3 <i>Acidogénesis para la producción de hidrógeno</i>	15
2.3.4 <i>Alimento para animales</i>	16
2.3.5 <i>Coagulación-floculación</i>	16
2.3.6 <i>Electrocoagulación-electroflotación</i>	17
2.3.7 <i>Flotación con aire disuelto</i>	17
2.3.8 <i>Lagunas de sedimentación</i>	17
2.3.9 <i>Ozono</i>	17
2.3.10 <i>Digestión anaerobia</i>	18
2.4 BIOFILTRACIÓN	19
2.4.1 <i>Material de empaque</i>	20
2.4.2 <i>Porosidad del empaque</i>	21
2.4.3 <i>Obstrucciones en el material filtrante y la pérdida de carga</i>	21
3. ANTECEDENTES.....	22
3.1 HONGOS	22
3.2 HONGOS BASIDIOMICETOS	23
3.3 HONGOS BASIDIOMICETOS EN LA BIOREMEDIACIÓN	24
3.3.1 <i>Uso de hongos basidiomicetos en el tratamiento de vinazas</i>	25
3.3.2 <i>Sistema ligninolítico de los hongos basidiomicetos</i>	26
3.3.3 <i>Mecanismos de biodegradación</i>	27
3.3.4 <i>Hongo Phanerochaete chrysosporium</i>	28
3.3.5 <i>Hongo Pleurotus ostreatus</i>	28
3.3.6 <i>Hongo Coriolus versicolor</i>	29
4. METODOLOGÍA.....	30
4.1 SELECCIÓN DEL MATERIAL PARA LA BIOFILTRACIÓN	30

4.1.1	<i>Caracterización del material elegido</i>	32
4.2	DESARROLLO DE LA BIOMASA FÚNGICA	32
4.2.1	<i>Propagación para mantenimiento de la cepa del hongo (medio sólido)</i> 32	
4.2.2	<i>Propagación masiva del hongo para inoculación de los reactores (medio líquido)</i>	33
4.2.3	<i>Selección de cepas en medios de cultivo sólidos (PDA)</i>	33
4.2.4	<i>Crecimiento de cepas en medios de cultivo líquidos (extracto de malta)</i> 34	
4.3	EVALUACIÓN DEL PROCESO DE BIOFILTRACIÓN	34
4.3.1	<i>Montaje de los desarrollos experimentales</i>	34
4.3.2	<i>Parámetros de operación</i>	38
4.3.3	<i>Seguimiento de los sistemas de biofiltración</i>	39
5	RESULTADOS	41
5.1	HIDRODINÁMICA DE LOS BIOFILTROS.....	41
5.2	SELECCIÓN DE CEPAS EN MEDIOS DE CULTIVO SÓLIDOS (PDA)	41
5.3	CRECIMIENTO DE CEPAS EN MEDIOS DE CULTIVO LÍQUIDOS (EXTRACTO DE MALTA) 45	
5.4	CRECIMIENTO DE BACTERIAS Y HONGOS EN LA VINAZA DE TEQUILA.....	47
5.5	EVALUACIÓN DEL PROCESO DE BIOFILTRACIÓN FÚNGICA SOBRE FICUS COMO MEDIO DE SOPORTE ORGÁNICO PARA EL TRATAMIENTO DE LAS AGUAS RESIDUALES PROVENIENTES DE LA INDUSTRIA DEL TEQUILA.....	48
5.5.1	<i>Comportamiento del pH</i>	48
5.5.2	<i>Comportamiento de la materia orgánica</i>	50
5.5.2.1	Demanda química de oxígeno	50
5.5.2.2	Carbón orgánico total	56
5.5.3	<i>Comportamiento de los nutrientes</i>	58
5.5.3.1	Fósforo total.....	58
5.5.3.2	Nitrógeno total	61
5.5.3.3	Nitrógeno amoniacal.....	63
5.5.4	<i>Comportamiento de los parámetros físico-químicos</i>	65
5.5.4.1	Temperatura	65
5.5.4.2	Sólidos disueltos totales	66
5.5.4.3	Potencial de óxido-reducción.....	66
5.5.4.4	Conductividad eléctrica.....	67
5.5.5	<i>Comportamiento de otros contaminantes</i>	70
5.5.5.1	Sólidos suspendidos.....	70
5.5.5.2	Turbiedad	72
5.5.5.3	Color aparente	74

5.5.5.4 Sulfuros	76
5.5.6 <i>Comportamiento de las proteínas y azúcares reductores</i>	78
5.5.6.1 Proteínas	78
5.5.6.2 Azúcares reductores.....	79
5.5.7 <i>Comportamiento de las enzimas (Lacasas (EC 1.10.3.2))</i>	80
6 CONCLUSIONES.....	83
7 RECOMENDACIONES.....	85
8 REFERENCIAS	86
9 LISTA DE MEMORIAS EN CONGRESOS	99
10 ANEXOS	100
PROCEDIMIENTOS PARA LA CARACTERIZACIÓN DEL MATERIAL FILTRANTE.....	100
DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE HUMEDAD, LA POROSIDAD IN SITU DEL MEDIO FILTRANTE Y EL TIEMPO DE RETENCIÓN HIDRÁULICO.....	104
EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DE TRES CEPAS DE HONGOS BASIDIOMICETOS DISTINTAS DE MEDIOS DE CULTIVO SÓLIDOS	110
ANÁLISIS DE VARIANZA PARA EL CRECIMIENTO DE TRES CEPAS DE HONGOS BASIDIOMICETOS DISTINTAS DE MEDIOS DE CULTIVO SÓLIDOS	113
RESULTADOS DE LA OPERACIÓN DE LOS REACTORES PARA EL TRATAMIENTO DE VINAZAS DE TEQUILA	118

Índice de tablas

Tabla 1.1. Inventario de tequila histórico en millones de litros	1
Tabla 2.1 Características físico-químicas de las vinazas de tequila.....	13
Tabla 4.1. Parámetros de control del sistema de biofiltración con biomasa fúngica	39
Tabla 4.2 Parámetros de control del sistema de biofiltración con biomasa fúngica	39
Tabla 5.1. Hidrodinámica de los biofiltros.....	41
Tabla 5.2. Tratamientos de distintas vinazas con hongos basidiomicetos	53
Tabla 10.1. Datos para la determinación del porcentaje de humedad	105
Tabla 10.2. Determinación del porcentaje de humedad	105
Tabla 10.3. Datos y determinación de porosidad <i>in situ</i>	106
Tabla 10.4. Volumen acumulado en biofiltros.....	107
Tabla 10.5. Volumen desalojado en biofiltros.....	107
Tabla 10.6. Volumen acumulado contra caudal	107
Tabla 10.7. Determinación tiempo de retención hidráulico.....	110
Tabla 10.8. Crecimiento <i>Phanerochaete chrysosporium</i> (0:100 y 10:90).....	111
Tabla 10.9. Crecimiento <i>Trametes versicolor</i> (0:100 y 10:90).....	111
Tabla 10.10. Crecimiento <i>Pleurotus ostreatus</i> (0:100 y 10:90).....	111
Tabla 10.11. Crecimiento <i>Phanerochaete chrysosporium</i> (0:100 y 20:80).....	112
Tabla 10.12. Crecimiento <i>Trametes versicolor</i> (0:100 y 20:80).....	112
Tabla 10.13. Crecimiento <i>Pleurotus ostreatus</i> (0:100 y 20:80).....	113
Tabla 10.14. Crecimiento <i>Phanerochaete chrysosporium</i> al quinto día (0:100 y 10:90).....	113
Tabla 10.15. Tratamientos <i>Phanerochaete chrysosporium</i> al quinto día (0:100 y 10:90).....	113
Tabla 10.16. ANOVA <i>Phanerochaete chrysosporium</i> al quinto día (0:100 y 10:90)	114
Tabla 10.17. Crecimiento <i>Phanerochaete chrysosporium</i> al quinto día (0:100 y 20:80).....	114
Tabla 10.18. Tratamientos <i>Phanerochaete chrysosporium</i> al quinto día (0:100 y 20:80)	114
Tabla 10.19. ANOVA <i>Phanerochaete chrysosporium</i> al quinto día (0:100 y 20:80)	114
Tabla 10.20. Crecimiento <i>Trametes versicolor</i> al quinto día (0:100 y 10:90)	115
Tabla 10.21. Tratamientos <i>Trametes versicolor</i> al quinto día (0:100 y 10:90).....	115
Tabla 10.22. ANOVA <i>Trametes versicolor</i> al quinto día (0:100 y 10:90)	115
Tabla 10.23. Crecimiento <i>Trametes versicolor</i> al quinto día (0:100 y 20:80)	116
Tabla 10.24. Tratamientos <i>Trametes versicolor</i> al quinto día (0:100 y 20:80).....	116

Tabla 10.25. ANOVA <i>Trametes versicolor</i> al quinto día (0:100 y 20:80)	116
Tabla 10.26. Crecimiento <i>Pleurotus ostreatus</i> al quinto día (0:100 y 10:90)	116
Tabla 10.27. Tratamientos <i>Pleurotus ostreatus</i> al quinto día (0:100 y 10:90)	117
Tabla 10.28. ANOVA <i>Pleurotus ostreatus</i> al quinto día (0:100 y 10:90).....	117
Tabla 10.29. Crecimiento <i>Pleurotus ostreatus</i> al quinto día (0:100 y 20:80)	117
Tabla 10.30. Tratamientos <i>Pleurotus ostreatus</i> al quinto día (0:100 y 20:80)	117
Tabla 10.31. ANOVA <i>Pleurotus ostreatus</i> al quinto día (0:100 y 20:80).....	118
Tabla 10.32. pH.....	118
Tabla 10.33. Temperatura	120
Tabla 10.34. Conductividad.....	121
Tabla 10.35. Sólidos disueltos totales	123
Tabla 10.36. Potencial REDOX	124
Tabla 10.37. Sólidos suspendidos.....	126
Tabla 10.38. Sólidos suspendidos en la recirculación	127
Tabla 10.39. Turbiedad	128
Tabla 10.40. Turbiedad en la recirculación.....	129
Tabla 10.41. Color aparente	130
Tabla 10.42. Color aparente en la recirculación	131
Tabla 10.43. Sulfuros	132
Tabla 10.44. Sulfuros en la recirculación	133
Tabla 10.45. Fósforo total.....	133
Tabla 10.46. Fósforo total en la recirculación.....	134
Tabla 10.47. Nitrógeno total	135
Tabla 10.48. Nitrógeno total en la recirculación	136
Tabla 10.49. Nitrógeno amoniacal.....	137
Tabla 10.50. Nitrógeno amoniacal en la recirculación	138
Tabla 10.51. Demanda química de oxígeno.....	139
Tabla 10.52. Demanda química de oxígeno.....	140
Tabla 10.53. Carbón orgánico total	141
Tabla 10.54. Carbón orgánico total en la recirculación	142
Tabla 10.55. Proteínas	142
Tabla 10.56. Azúcares reductores.....	143
Tabla 10.57. Actividad enzimática de lacasas.....	145

índice de figuras

Figura 2.1. Crecimiento del agave (CRT, 2015).....	5
Figura 2.2. Jima de las pencas del agave (CRT, 2015)	6
Figura 2.3. Hidrolisis del agave (CRT, 2015).....	7
Figura 2.4. Extracción de azúcares (CRT, 2015)	8
Figura 2.5. Proceso de formulación del Tequila (CRT, 2015).....	9
Figura 2.6. Formulación del Tequila (CRT, 2015)	9
Figura 2.7. Mosto fresco (CRT, 2015).....	9
Figura 2.8. Proceso de fermentación (CRT, 2015).....	10
Figura 2.9. Control de los factores en la fermentación (CRT, 2015)	11
Figura 3.1 Estructura de los hongos basidiomicetos (Asturnatura, 2016)	23
Figura 3.2 Estructura de las bacterias (Aulavirtual, 2016).....	23
Figura 3.3 Estructura de la lignina (Barr y Aust, 1994).....	27
Figura 4.1 Metodología	30
Figura 4.2 Medio filtrante (Ficus).....	31
Figura 4.3 Material de soporte.....	32
Figura 4.4 Configuración de los reactores.....	35
Figura 4.5 Construcción de los reactores.....	36
Figura 4.6 Medio filtrante humedecido al 65%	36
Figura 4.7 Inoculación del hongo <i>Phanerochaete chrysosporium</i> en el medio filtrante	37
Figura 4.8 Inoculación del hongo <i>Trametes versicolor</i> en el medio filtrante.....	37
Figura 4.9 Tren de tratamiento de vinazas de tequila	38
Figura 4.10 Sistema de biofiltración fúngica.....	38
Figura 5.1. Crecimiento <i>Phanerochaete chrysosporium</i> (10:90)	43
Figura 5.2. Crecimiento <i>Trametes versicolor</i> (10:90)	43
Figura 5.3. Crecimiento <i>Pleurotus ostreatus</i> (10:90).....	43
Figura 5.4. Crecimiento <i>Phanerochaete chrysosporium</i> (20:80)	44
Figura 5.5. Crecimiento <i>Trametes versicolor</i> (20:80)	44
Figura 5.6. Crecimiento <i>Pleurotus ostreatus</i> (20:80).....	45
Figura 5.7. Preparación medios de cultivo líquidos	46
Figura 5.8. Inhibición del hongo <i>Phanerochaete chrysosporium</i>	46
Figura 5.9. Inhibición del hongo <i>Trametes versicolor</i>	47
Figura 5.10. Inhibición del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i>	47
Figura 5.11. Medios de cultivo inoculados con vinazas de tequila filtradas.....	48
Figura 5.12. Comportamiento del pH (etapas I-V).....	49
Figura 5.13. Comportamiento del pH (promedio de etapas I-V).....	49
Figura 5.14. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (pretratamiento)	51

Figura 5.15. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (etapas I-IV) ..	52
Figura 5.16. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (etapa V)	52
Figura 5.17. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (promedio etapas I-IV).....	54
Figura 5.18. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (promedio etapa V).....	54
Figura 5.19. Cargas orgánicas volumétricas y porcentaje de remoción (etapas I-V)	55
Figura 5.20. Cargas orgánicas volumétricas y porcentajes de remoción (etapas II, IV y V)	56
Figura 5.21. Comportamiento del carbón orgánico total (etapas I-IV)	57
Figura 5.22. Comportamiento del carbón orgánico total (etapa V)	57
Figura 5.23 Comportamiento del carbón orgánico total (promedio etapas I-IV)	58
Figura 5.24 Comportamiento del carbón orgánico total (promedio etapa V)	58
Figura 5.25. Comportamiento del fósforo total (pretratamiento)	60
Figura 5.26. Comportamiento del fósforo total (etapas I-IV).....	60
Figura 5.27. Comportamiento del fósforo total (etapa V).....	61
Figura 5.28. Comportamiento del nitrógeno total (etapas I-IV).....	62
Figura 5.29. Comportamiento del nitrógeno total (etapa V).....	63
Figura 5.30. Comportamiento del nitrógeno amoniacal (etapas I-IV)	64
Figura 5.31. Comportamiento del nitrógeno amoniacal (etapa V)	64
Figura 5.32. Comportamiento del nitrógeno amoniacal (promedio etapas I-IV)	65
Figura 5.33. Comportamiento del nitrógeno amoniacal (promedio etapa V)	65
Figura 5.34. Comportamiento de la temperatura (etapas I-V)	66
Figura 5.35. Comportamiento de los sólidos disueltos totales (etapas I-V).....	66
Figura 5.36. Comportamiento del potencial óxido-reducción (etapas I-V).....	67
Figura 5.37. Comportamiento de la conductividad (pretratamiento).....	68
Figura 5.38. Comportamiento de la conductividad (etapas I-V).....	69
Figura 5.39. Comportamiento de la conductividad (promedio etapas I-V).....	70
Figura 5.40. Comportamiento de los sólidos suspendidos (pretratamiento).....	71
Figura 5.41. Comportamiento de los sólidos suspendidos (etapas I-IV)	71
Figura 5.42. Comportamiento de los sólidos suspendidos (etapa V)	72
Figura 5.43. Comportamiento de la turbiedad (pretratamiento).....	73
Figura 5.44. Comportamiento de la turbiedad (etapas I-IV)	73
Figura 5.45. Comportamiento de la turbiedad (etapa V)	74
Figura 5.46. Comportamiento del color aparente (pretratamiento).....	75
Figura 5.47. Comportamiento del color aparente (etapas I-IV)	75
Figura 5.48. Comportamiento del color aparente (etapa V)	76
Figura 5.49. Distribución de sulfuros en agua	77

Figura 5.50. Comportamiento de las proteínas (etapas I-V).....	79
Figura 5.51. Comportamiento de los azúcares reductores (etapas I-V)	80
Figura 5.52. Comportamiento de las lacasas	82
Figura 10.1. Curva de espacios vacíos contra caudal.....	104
Figura 10.2. Curva de espacios vacíos contra caudal en el BF T	108
Figura 10.3. Curva de espacios vacíos contra caudal en el BF 1.....	109
Figura 10.4. Curva de espacios vacíos contra caudal en el BF 2.....	109

Glosario de términos

Abreviatura

°C	Grado Centígrado
BF	Biofiltro
CHS	Carga Hidráulica Superficial
cm	Centímetro
COT	Carbón Orgánico Total
CRT	Consejo Regulador de Tequila
d	Días
DBO	Demanda Bioquímica de Oxígeno
DQO	Demanda Química de Oxígeno
g	Gramos
h	Hora
kg	Kilogramo
KPa	Kilo Pascales
L	Litros
m	Metros
min	Minutos
mg	Miligramos
mL	Mililitros
mS	Milisiems
mV	Milivolts
NT	Nitrógeno Total
N-NH ₄ ⁺	Nitrógeno Amoniacal
NTU	Nephelometric Turbidity Unit
pH	Potencial de Hidrógeno
PT	Fósforo Total
Q	Caudal
TRH	Tiempo de Retención Hidráulico

1. Introducción

El tequila es una bebida alcohólica tradicional de México, la [NOM-006-SCFI-2012](#), define al tequila como el producto en el que los mostos son susceptibles de ser enriquecidos y mezclados conjuntamente en la formulación con otros azúcares hasta en una proporción menor al 49% de azúcares reductores totales expresados en unidades de masa. Este enriquecimiento máximo de 49% de azúcares reductores totales expresados en unidades de masa, no se debe realizar con azúcares provenientes de cualquier especie de agave. Solo en la variedad *Agave tequilana Weber variedad azul* el cual tarda más de 7 años en madurar, se puede incrementar el 51% de azúcares reductores totales expresados en unidades de masa.

Su producción ha contribuido al desarrollo agrícola e industrial de México, especialmente a Jalisco, que es el principal estado productor de tequila. Su producción y comercialización se encuentra regulada por el Consejo Regulador de Tequila (CRT).

Para el tequila, México tiene la denominación de origen. En 2008 el CRT tenía registradas 146 empresas (micro, pequeñas, medianas y grandes) como destilerías certificadas ([Iñiguez y Hernández, 2010](#)), mientras que en el año 2014 se registraron 159 empresas ([Consejo Regulador de Tequila, 2014](#)). El 60% lo representan pequeños productores, los cuales no cuentan con sistemas de tratamiento de aguas residuales, mientras que solo el 50% de las grandes industrias trata sus residuos.

La producción del tequila (40% alcohol), de manera general ha ido en crecimiento, con una disminución en el año 2013 y una ligera recuperación en el 2014, en la **Tabla 1.1** se muestra el inventario de tequila histórico en millones de litros, al cierre de diciembre de cada año y al mes de febrero del 2014 ([Análisis estadístico CRT, 2014](#))

Tabla 1.1. Inventario de tequila histórico en millones de litros

Año	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013	2014
Inventario Total	75.1	100.0	132.4	197.0	282.9	313.6	325.4	326.0	315.8	282.6	287.9

El número de empleos generados por la industria tequilera en febrero del 2013 ascendió a 29,360, de los cuales 5,360 son industriales y 24,000 de campo ([Análisis estadístico CRT, 2014](#)), esto representa una importante actividad económica para los mexicanos.

Durante los procesos de fermentación y destilación del tequila se generan grandes cantidades de residuos sólidos (bagazo) y líquidos, que se conocen como vinazas de tequila ([Rodríguez et al, 2013](#)), dichos residuos generan un problema tanto para los productores como para el ambiente. Para los productores debido a que se generan costos extras para su tratamiento y para el ambiente debido a sus

características físicas, químicas y al pobre o nulo aprovechamiento de éstas, debido a que al no ser dispuestas de una manera correcta contribuyen a la eutrofización de los depósitos de agua o suelo ([Manahan, 2007](#)).

El bagazo se produce durante la extracción de jugo de las cabezas de agave cocidas, mientras que las vinazas se generan durante de la destilación del mosto fermentado del agave y se mantienen en la parte inferior de la columna ([López-López et al., 2010](#)).

En la actualidad, existen estudios sobre el tratamiento de las aguas residuales provenientes de industrias de tequila mediante procesos:

1. Biológicos, como lo son la digestión anaerobia ([Obaya-Abreu et. al, 2004](#)), digestión anaerobia-aerobia ([Bazúa et al.,1991](#)) reactores de flujo continuo anaerobios ([Robles-González et al., 2012](#)), producción de biohidrógeno ([Kapdan y Kargi, 2006](#)), ozono combinado con reactor anaerobio ([Goyes y Bolaños. 2005](#); [Siles et al., 2011](#)), consorcios bacterianos, fuentes alternativas de proteínas ([López-Pérez et al., 2001](#); [Fernández et al., 2009](#)).
2. Físico-químicos, como lo son ozono, coagulación/floculación ([Iñiguez y Hernández, 2010](#); [López-López et al., 2010](#)), electrocoagulación-electroflotación ([Dávila et al, 2011](#)), evaporación, el cual tiene un costo elevado de operación ([Jáuregui-Rincón, 2011](#)).

Por otra parte, se tiene reportado el uso de hongos basidiomicetos para la degradación de compuestos recalcitrantes y tóxicos, tales como químicos insolubles ([Barr y Aust, 1994](#)), colorantes ([García-Sánchez, 2007](#); [Kwang-Soo y Chang-Jin, 1998](#); y [Dávila-Solano, 2004](#)) y suelos contaminados ([Quintero-Díaz, 2011](#); [Cruz-Colín, 2003](#)), por lo tanto el presente trabajo pretende determinar su capacidad de degradación de compuestos presentes en la vinaza de tequila, sin embargo y debido a las altas concentraciones de compuestos inhibitorios encontrados en las aguas residuales de la industria de tequila es importante que al ser tratadas con hongos sean diluidas o pretratadas ([Strong y Burgess, 2008b](#)).

El enfoque del presente trabajo es evaluar si se pueden utilizar hongos basidiomicetos en un reactor biológico de filtración sobre cama orgánica para remover los contaminantes presentes en las vinazas de tequila.

1.1 Objetivo general

Evaluar el uso de dos cepas de hongos basidiomicetos inoculadas sobre materiales orgánicos como un sistema de tratamiento biológico para aguas residuales provenientes de la industria del Tequila.

1.1.1 Objetivos específicos

- Determinar que cepas (*Trametes versicolor*, *Pleurotus ostreatus* y *Phanerochaete chrysosporium*) muestran un mayor crecimiento en contacto con la vinaza de Tequila a nivel laboratorio.
- Evaluar y comparar las eficiencias de remoción de contaminantes (materia orgánica, nutrientes, color, turbiedad, sulfuros, sólidos suspendidos, proteínas y azúcares reductores) de la vinaza de Tequila entre dos cepas de hongos basidiomicetos en sistemas de biofiltración.
- Evaluar el efecto de la carga orgánica en los sistemas de biofiltración.

1.2 Metas

- Caracterizar las vinazas de tequila procedentes de destilerías del estado de Jalisco, México.
- Instalar dos sistemas de biofiltración con material de soporte (filtrante) orgánico para crecimiento de la biomasa fúngica y un biofiltro testigo sin hongos.
- Arrancar y estabilizar los dos sistemas de biofiltración fúngica y el testigo.

1.3 Justificación

De acuerdo a [López-López et al. \(2010\)](#) se estima que por 1 L de tequila se generan de 10 a 15 litros de vinaza tequilera. Las vinazas tequileras se consideran un agua residual compleja ya que tienen una carga orgánica muy alta y una demanda química de oxígeno entre 20,000 y 40,000 mg L⁻¹, además de tener un pH ácido que va de 3 a 4 unidades ([Madrigal-Pulido, 2000](#)), presencia de color marrón oscuro que inhibe la actividad fotosintética de los organismos acuáticos y reduce el oxígeno disuelto de las corrientes donde se descargan.

En base a la cantidad de tequila producido en el año 2013 (282.6 millones de litros), y al hecho que por cada litro de tequila se producen entre 10 y 15 litros de desechos, se calcula que la vinaza generada al año es de 4,239 millones de litros y si se considera que el 80% se descargan directamente a cuerpos receptores, ríos, lagos o cuerpos de abastecimiento, esto representa un problema tanto a la ida acuática como a las fuentes de abastecimiento de agua potable ([López-López et al., 2010](#)).

Los hongos basidiomicetos han sido utilizados para el tratamiento de efluentes industriales, debido a su capacidad de degradación de compuestos orgánicos aromáticos y contaminantes complejos, con ello se logra la disminución de

tratamientos químicos que pudieran generar contaminantes secundarios o alternos e incrementar el impacto ambiental.

Debido a la gran cantidad de agua residual generada de la producción de tequila, a la composición de ésta y a que las industrias no brindan un tratamiento previo a su disposición en aguas nacionales y por consecuente no cumplen con la normatividad nacional que establece un promedio mensual 15 mg L^{-1} de grasas y aceites, 150 mg L^{-1} de Sólidos Suspendidos Totales (SST), 150 mg L^{-1} de Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO_5), 40 mg L^{-1} de Nitrógeno Total y 20 mg L^{-1} de Fósforo Total ([NOM-001-SEMARNAT-1996, Tipo A-Uso en riego agrícola](#)), es importante evaluar los procesos de tratamiento que se le pueden dar a las vinazas tequileras y promover métodos óptimos para su utilización, tales como el tratamiento con hongos.

2. Marco teórico

2.1 Producción de tequila y generación de sus aguas residuales (vinazas)

El proceso de producción de Tequila de acuerdo a lo señalado por el [Consejo Regulador de Tequila \(2015\)](#), dura entre 7 y 9 años e inicia con la plantación del *agave Tequilana weber* variedad azul, que es la materia prima utilizada para la elaboración de esta bebida alcohólica. A su vez, de acuerdo con la Declaratoria General de protección a la denominación de Origen y la NOM del Tequila, la citada variedad de agave debe cumplir con otros requisitos para que pueda utilizarse en la fabricación de Tequila, esto es:

1. Su cultivo debe realizarse dentro de una zona geográfica delimitada por la declaratoria general de denominación de origen
2. El tequila debe estar registrado en el organismo de certificación del Tequila.

Crecimiento- El tiempo promedio que requiere la planta para alcanzar su madurez es de 7 años (**Figura 2.1**), para alcanzar la acumulación máxima de los carbohidratos en esta planta. El carbohidrato principal es la inulina, polímero de alto peso molecular formado por aproximadamente 43 monómeros de fructosa cuyos extremos los constituye una molécula de glucosa.

Jima- Acción que consiste en separar la parte no aprovechable de las hojas o pencas de agave (**Figura 2.2**) cuando alcanza el desarrollo adecuado para su industrialización. El resultado de esta operación es la obtención de la “piña” del agave formado por el tallo y la parte basal de las hojas o pencas en donde se encuentran almacenados los carbohidratos utilizados para la elaboración del Tequila. La herramienta utilizada en la jima del agave es la Coa.



Figura 2.1. Crecimiento del agave (CRT, 2015)



Figura 2.2. Jima de las pencas del agave (CRT, 2015)

Hidrólisis- Considerando que el principal carbohidrato que contiene el agave es la inulina- el cual es un polímero de fructosa y glucosa- y que este compuesto no es susceptible de ser fermentado por las levaduras, es necesario realizar la hidrólisis para obtener azúcares simples (principalmente fructosa). Para ello, se utiliza un procedimiento térmico o enzimático o bien, la combinación de ambos. La hidrólisis se lleva a cabo en hornos de mampostería o autoclaves y en ambos casos se emplea vapor a una temperatura de 100-110°C (**Figura 2.3**).

Además de la hidrólisis de la inulina, en esta etapa también se forman muchos compuestos que determinan el perfil organoléptico del producto final, los cuales se mencionan a continuación:

- La hidrólisis de la celulosa se produce en ambientes ácidos y temperatura elevadas. En estas condiciones, se degradan los derivados de la hemicelulosa (xilosa y arabinosa) produciendo entre otras cosas, frutal (inhibidora de la fermentación).
- Muchos de los procesos, realizan una primera hidrólisis de la hemicelulosa, y luego hacen una segunda hidrólisis para la celulosa.
- La lignina no produce fenoles, aporta el aroma a la madera y es el responsable del color oscuro.

La etapa de la hidrólisis es muy compleja, lo que trae como consecuencia que en las siguientes etapas del proceso se presenten problemas o deficiencias, las cuales se mencionan a continuación:

- El agave no tiene un solo carbohidrato, presenta un grupo de ellos que en conjunto algunos autores han llamado fructooligosacaridos (FOS) que no solo tienen distinto tamaño de cadena, sino que algunos están más ramificados que otros. Dichos carbohidratos se hidrolizan bajo diferentes condiciones de tal forma que las condiciones para hidrolizar las cadenas más complejas, son muy drásticas para las cadenas más sencillas. Lo

anterior ocasiona que los azúcares obtenidos de estas cadenas sencillas puedan caramelizarse durante la hidrólisis de las cadenas complejas.

- La caramelización del azúcar representa mermas al proceso porque el caramelo no se fermenta. Además, durante la caramelización se generan compuestos secundarios como el furfural y el hidroximetil furfural, compuestos que son inhibidores de la fermentación.
- Una hidrólisis excesiva puede generar problemas con el metanol que se genera por desmetilación de las pectinas presentes en la fibra de agave. El caso opuesto, que una hidrólisis deficiente significa pérdida de azúcares por hidrólisis parcial de los carbohidratos.

El metanol forma enlaces con el etanol provocando con ello “**una nueva molécula**” y por lo mismo, es difícil separar el metanol del etanol no obstante que tienen propiedades físicas diferentes y que en teoría resultaría fácil separarlos durante la destilación, situación que en la práctica no ocurre. Adicionalmente, durante la hidrólisis se forman glucoproteínas (unión de glucosa y una proteína), algunas de las cuales son responsables de aportar sabores y aromas característicos del Tequila, pero por otra parte representan mermas al proceso.

Extracción- Previa o posterior a la hidrólisis, los carbohidratos o azúcares contenidos en las piñas de agave deben ser separados de la fibra, esta extracción se realiza comúnmente con una combinación de desgarradora y un tren de molinos de rodillos, además es común el uso de difusores para eficientar la extracción de los azúcares. (**Figura 2.4**). Todavía existen casos donde la extracción de los azúcares se realizan en Tahonas (aparatos tipo molinos, que son movidos por animales).



Figura 2.3. Hidrólisis del agave (CRT, 2015)



Figura 2.4. Extracción de azúcares (CRT, 2015)

Formulación- De acuerdo con la Norma Oficial Mexicana del Tequila, el fabricante puede elaborar 2 categorías de Tequila, las cuales son Tequila 100% de agave y Tequila respectivamente (**Figura 2.5 y 2.6**).

- El **Tequila 100% de agave** es aquel que se elabora a partir de los azúcares extraídos del agave exclusivamente y, por lo tanto, la formulación a que nos referimos puede consistir únicamente del envío de los jugos a las tinajas de fermentación y la adición de levaduras, ajuste del pH óptimo para las levaduras y ajuste de la temperatura adecuada. El resultado de esta operación es el mosto fresco (Figura 7), listo para iniciar la fermentación.
- El **Tequila**, puede elaborarse con la participación de hasta un 49% de azúcares provenientes de fuente distinta al agave; en tal caso, la formulación consiste en la mezcla de los azúcares extraídos del agave y de otra fuente, siempre y cuando la participación de esta última no sea mayor al 49% de azúcares reductores totales expresados en unidades de masa. Además de lo anterior, se lleva a cabo la adición de levaduras, ajuste del pH óptimo para las levaduras y ajuste de la temperatura adecuada. El resultado de esta operación es el mosto fresco (**Figura 2.7**), listo para iniciar la fermentación.

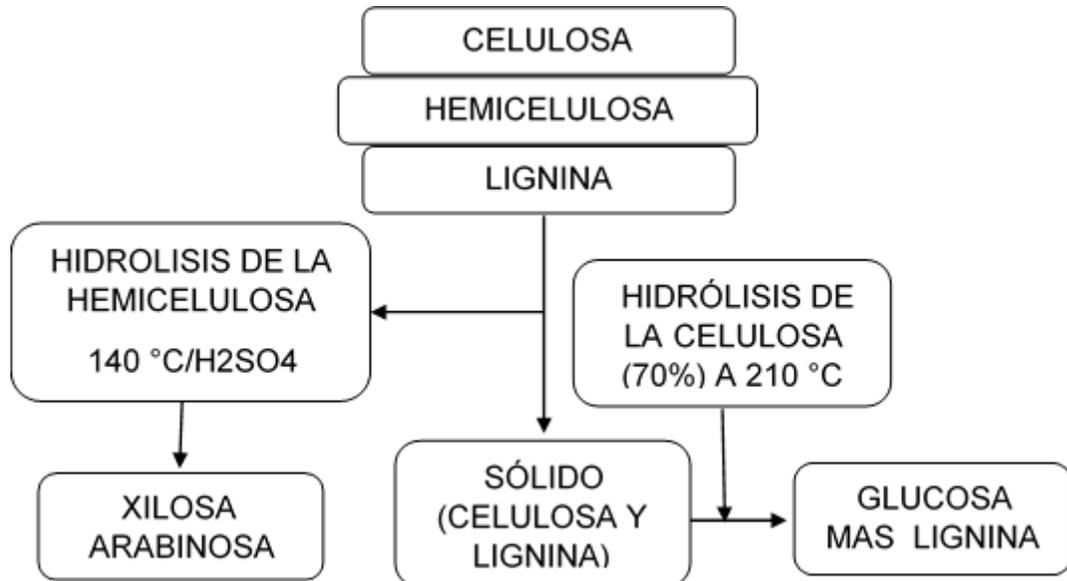


Figura 2.5. Proceso de formulación del Tequila (CRT, 2015)



Figura 2.6. Formulación del Tequila (CRT, 2015)



Figura 2.7. Mosto fresco (CRT, 2015)

Fermentación- En esta fase del proceso, los azúcares presentes en los mostos son transformados, por acción de las levaduras, en alcohol etílico y bióxido de carbono. En esta etapa, también se formarán otros compuestos que contribuirán a las características sensoriales finales del Tequila. Sin embargo, en la naturaleza, la fermentación **no** es un proceso común para los organismos (Figura 2.8). La fermentación es un proceso que realizan ciertos organismos,

principalmente las levaduras cuando son sometidos a algún tipo de estrés (ausencia de oxígeno), como un mecanismo para sobrevivir.

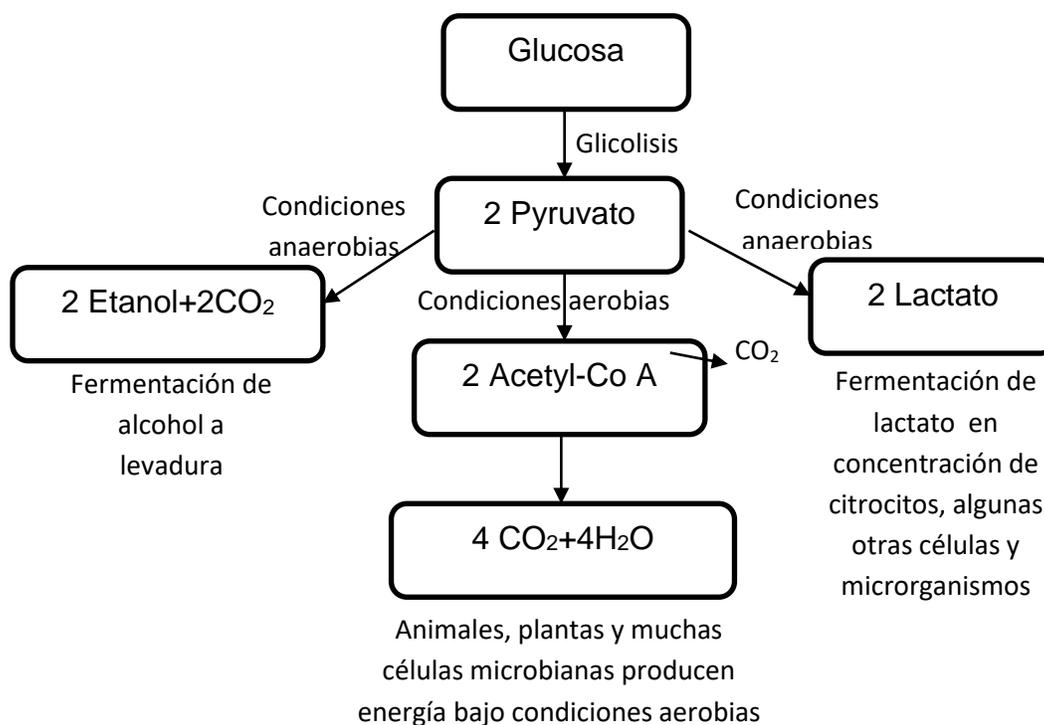
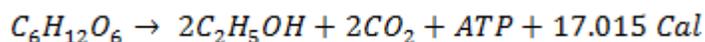


Figura 2.8. Proceso de fermentación (CRT, 2015)

La fermentación obedece fundamentalmente a la siguiente ecuación, con la cual se obtiene 92.14 g de etanol a partir de 180.16 g de glucosa:



Se deben controlar los factores críticos (**Figura 2.9**) en esta fase tales como, la temperatura (32 a 35°C), el pH (4-5), nutrientes y la contaminación por organismos que representan una competencia para las levaduras. Controlando estos factores, aparte de favorecer la fermentación, también se controla la contaminación por hongos o bacterias. Otros factores a controlar porque afectan negativamente la fermentación son la presencia de calcio, azufre, floculación de las levaduras y espuma.

El calcio puede provocar la floculación de las levaduras mismas que se precipitan y por lo mismo, no se lleva a cabo una fermentación total de los azúcares. El azufre (proveniente como contaminante en los otros azúcares) inhibe la fermentación. La espuma ocasiona derrame de las tinas de fermentación y por lo tanto mermas. Algunas empresas utilizan antiespumante para evitar este problema.

El aumento de temperatura por arriba del óptimo, puede provocar muerte de las levaduras y por lo tanto detener la fermentación con las consecuentes pérdidas por ineficiencia; sin embargo, antes de que eso suceda, el incremento de la temperatura puede favorecer la evaporación del etanol formado además que la expulsión del bióxido de carbono es más violento generando un mayor arrastre de etanol a través de las micropelículas que rodean a la burbuja de bióxido de carbono y que se convierte en pérdidas o ineficiencias en el proceso.

Destilación- Una vez concluida la fase de fermentación, los mostos contienen cantidades mínimas de azúcares y a su vez, contienen cantidades representativas de alcohol, estas cantidades pueden variar de 4 a 10% Alc. Vol. Por lo tanto, es necesario llevar los mostos a destilación; proceso que consiste en la separación de los constituyentes del mosto. La destilación alcohólica está basada en que el alcohol etílico siendo más ligero que el agua, vaporiza a una temperatura menor que el punto de ebullición del agua, los vapores pueden ser condensados y convertidos a forma líquida con un alto contenido alcohólico.

La destilación se realiza generalmente en alambiques y consiste en dos fases, aunque también es común el uso de columnas de destilación (**Figura 2.10**). El producto obtenido del primer ciclo se conoce comúnmente como ordinario y en esta fase, se eliminan los componentes no deseables como son: los restos de levaduras, las sales nutritivas, sólidos, algunos alcoholes secundarios como el metanol y un grupo de compuestos conocidos como alcoholes superiores y en última instancia, el agua. El conjunto de estos componentes no deseables se conoce como vinazas.



Figura 2.9. Control de los factores en la fermentación (CRT, 2015)



c

2.2 Características de las vinazas de tequila

Una de las principales características de la vinaza de tequila es su gran contenido de agua, ya que se estima que se tiene una relación de 10% sólidos y 90% agua (Zayas et al., 2012), lo cual hace que se incremente las cantidades a tratar, sin embargo, otros autores (Iñiguez y Hernández, 2010) señalan que los tratamientos de vinazas deben incluir como primer paso la separación de sólidos, debido a las grandes cantidades presentes. Dichos sólidos se encuentran constituidos principalmente por partículas de agave (celulosa y pectinas), células de levaduras, así como proteínas y algunos ácidos orgánicos (Iñiguez y Hernández, 2010).

Entre las características más importantes a tener en cuenta de las vinazas es que presentan un color marrón oscuro, lo que se debe a la presencia de melanoidinas y caramelos. “Las melanoidinas son polímeros de alto peso molecular formados al reaccionar, en condiciones alcalinas, azúcares y aminoácidos (reacción de Maillard), de manera más general por la reacción entre los grupos amino y carboxilo de sustancias inorgánicas” (Rodríguez et al, 2005), la problemática de las melanoidinas son sus propiedades antioxidantes y toxicidad para los microorganismos, además de ser consideradas compuestos recalcitrantes (Siles et al., 2011).

Algunos de los metales pesados son necesarios para los seres vivos como lo son el cobre, zinc, manganeso, hierro, molibdeno, níquel y cobalto, mientras que otros como el cadmio y plomo no participan en procesos metabólicos celulares (Delgado-Londoño, 2008). Sin embargo, en ambos casos pueden llegar a considerarse compuestos contaminantes una vez que alcanzan concentraciones a las cuales llegan a ser tóxicos para todo tipo de células. Las vinazas de Tequila cuentan con la presencia de metales pesados en su composición, los cuales pudieron ser absorbidos desde el suelo por parte de la propia planta (García y Dorransoro, 2005), en este caso *Agave tequilana weber*, mientras que la presencia de estos en el suelo se considera que tiene orígenes geológicos (Jeng y Bergseth, 1992).

A continuación (**Tabla 2.1**) se presentan algunas de las características físico-químicas de las vinazas de tequila citadas por dos autores distintos.

Tabla 2.1 Características físico-químicas de las vinazas de tequila

Parámetro	Valor			
pH	3.4-4.5	3.35	3.2-4.0	3.4
Grasas y aceites (mg L ⁻¹)	10-100	18-31	-	-
DQO total (mg L ⁻¹)	60,000-100,000	28,000-50,000	29,900-30,500	55,200-66,300
DQO soluble (mg L ⁻¹)	40,000-80,000	-	-	-
DBO total (mg L ⁻¹)	35,000-60,000	13,000-24,000	19,800-20,900	20,600
DBO soluble (mg L ⁻¹)	25,000-50,000	-	-	-
Sólidos totales (mg L ⁻¹)	25,000-50,000	-	-	-
Sólidos suspendidos totales (mg L ⁻¹)	2,000-8,000	12,000	-	-
Sólidos suspendidos volátiles (mg L ⁻¹)	1,990-7,500	9,800	-	-
Sólidos disueltos totales (mg L ⁻¹)	23,000-42,000	-	-	-
Sólidos sedimentables (mL L ⁻¹)	10-900	333	-	-
Alcalinidad total (mg L ⁻¹)	<6.00	-	-	-
Acidez total (mg L ⁻¹)	1,500-6,000	-	-	-
Calcio (mg L ⁻¹)	200-1,100	-	-	-
Magnesio (mg L ⁻¹)	100-300	-	-	-
Potasio (mg L ⁻¹)	150-650	-	-	240-345
Fosfatos (mg L ⁻¹)	100-700	-	-	-
Sulfatos (mg L ⁻¹)	-	-	915	-
Nitrógeno total (mg L ⁻¹)	20-50	243	-	-
Nitrógeno amoniacal (mg L ⁻¹)	15-40	-	110	-
Nitrógeno orgánico (mg L ⁻¹)	5.0-10	-	-	-
Cobre (mg L ⁻¹)	<3.0	0.364	-	0.36-4
Hierro (mg L ⁻¹)	<45	-	-	35.2-45
Níquel (mg L ⁻¹)	<0.02	<0.033	-	-
Zinc (mg L ⁻¹)	<1.0	0.399	-	-
Fósforo total (mg L ⁻¹)	-	21	-	41
Cadmio (mg L ⁻¹)	-	<0.010	-	0.01-0.2
Plomo (mg L ⁻¹)	-	<0.065	-	0.065-0.5
Fenoles (mg L ⁻¹)	-	-	44-81	44-81

Coliformes totales (NMP por 100 mL)	-	>3	-	-
Huevos de helminto (L ⁻¹)	-	>1	-	-
REFERENCIA	López-López, 2009	Méndez-Acosta et al, 2010	Buitrón y Carvajal, 2010	España-Gamboa et al., 2011

2.3 Estrategias de gestión de vinazas que han sido aplicadas

Existen diferentes técnicas que pueden ser empleadas para el tratamiento de las vinazas de tequila, la elección de la técnica adecuada se encuentra en función a la región donde se encuentre y al análisis económico (López-Pérez et al., 2001). López-López et al. (2010) recomiendan brindarle un pretratamiento a las vinazas, el cual consiste en la disminución de la temperatura mediante tanques de enfriamiento y el incremento del pH con la adición de Ca(OH)₂. A continuación se presentan diferentes técnicas aplicadas por los productores:

2.3.1 Dilución en la etapa de fermentación

En este sistema las destilerías mezclan las levaduras recuperadas en la etapa de fermentación con agua, en un volumen de hasta el 60% en volumen de vinazas para utilizarse en posteriores fermentaciones (Kujala, 1979).

Las principales ventajas de este tipo de tratamiento además de la recuperación y reutilización de las levaduras, es que se pueden clarificar y pasteurizar las melazas (Kujala, 1979).

Además, las vinazas son utilizadas para irrigar las tierras de cultivo en localidades rurales, para este caso la cantidad de vinazas que puede llegar a ser utilizada depende de las características de la tierra del cultivo (Kujala, 1979).

En el caso de la recirculación la principal desventaja es que si se excede de una relación mayor al 40% agua y 60% vinazas las velocidades de fermentación disminuyen (Dahiya et al., 1982), mientras que al ser utilizadas en la irrigación de los cultivos se generan costos adicionales de transporte para su traslado y se requieren estudios previos para establecer las dosis óptimas de aplicación (Brieger et al., 1979).

2.3.2 Producción de energía

Este tipo de tratamiento mezcla 50% de bagazo con 50% de vinaza, los cuales pasan por un proceso de secado hasta obtener una concentración del 70% en peso seco y posteriormente introducen en hornos para aprovechar el poder calorífico en la producción de energía (López-Hernández, 1991). Además, las cenizas generadas pueden utilizarse como fertilizante por su elevado contenido en potasio.

Otro tipo de producción de energía en base a las vinazas provenientes de destilerías de alcohol es mediante su combustión y evaporación, [Spruytenburg \(1982\)](#) informa sobre la reducción en un 40% de los costos energéticos de una planta de destilación localizada en Tailandia, esto gracias a que se generan 0.9 ton de vapor por cada tonelada de vinaza concentrada evaporada. Sin embargo, se producen productos secundarios calientes, los cuales pueden implicar un costo adicional al tratamiento propio.

2.3.3 Acidogénesis para la producción de hidrógeno

El principal criterio de selección para que un sustrato produzca hidrógeno es el costo, el contenido de carbón y la biodegradabilidad ([Kapdan y Kargi, 2006](#)), mientras que la producción de hidrógeno depende de condiciones tales como la temperatura, el pH, el tiempo de retención hidráulico y la configuración del reactor ([Dávila-Vázquez et al, 2008](#)), algunas de las desventajas de utilizar el hidrógeno como fuente energética es que su almacenamiento requiere de grandes contenedores, además durante su transporte y distribución implica un problema adicional debido a la falta de infraestructura apropiada para dichas actividades.

El principal interés por la producción de hidrógeno es debido al alto poder energético que contienen, el cual consiste en la cantidad de energía por unidad de peso, un ejemplo sería que 1 kg de hidrógeno contiene la misma cantidad de energía que la contenida en 8 kg de gasolina ([Dávila-Vázquez et al, 2008](#)), esta técnica no se ha llevado a cabo a nivel industrial y solo existen en escala laboratorio.

[Espinoza-Escalante et al. \(2008\)](#) estudiaron los efectos de tres pretratamientos para aumentar la eficiencia de la hidrólisis en las vinazas, dichos experimentos se llevaron a cabo en reactores semi-continuos variando las condiciones de operación, tales como el tiempo de retención hidráulico, pH y la temperatura, con lo cual se obtuvo que para mejores resultados de producción de H₂ es necesario un TRH=5 días, pH=5.5 y temperatura=55°C. La principal desventaja de este tipo de tratamiento es el requerimiento energético para elevar la temperatura de las vinazas.

Se han realizado estudios por [López-López et al. \(2010\)](#) en reactores batch con dos sustratos evaluando la producción de hidrógeno a diferentes pH's y temperaturas, obteniendo que las vinazas son mejores sustratos, sin la necesidad de encontrarse a temperatura ambiente y con pH de 6.5 como otros sustratos, sin embargo, requiere de grandes tiempos de retención.

En los estudios realizados por [Espinoza-Escalante et. al \(2009\)](#) se analizó el efecto del pH, la temperatura y el tiempo de retención (5 d) en reactores anaerobios, concluyendo que para la producción de hidrógeno la temperatura óptima es de 55 °C mientras que para la producción de metano es de 35 °C, además es necesario incrementar el pH de las vinazas de 3.5 a 5.8 como mínimo

para permitir que el proceso sea más eficiente, lo cual implicaría un costo adicional de reactivo; mientras que en los estudios realizados por [Buitrón y Carvajal \(2010\)](#), se evaluó el efecto de dos temperaturas (25 y 35 °C) y del tiempo de retención hidráulico (12 y 24 horas) para la producción de hidrógeno a partir de vinaza de Tequila sin un pretratamiento, siendo las condiciones óptimas al trabajar con una temperatura de 35 °C y un tiempo de retención hidráulico de 12 horas, logrando producir un máximo volumétrico de hidrógeno de 50.5 mL H₂ L⁻¹ h⁻¹ con un contenido de hidrógeno en el biogás promedio de 29.2 ± 8.8%.

2.3.4 Alimento para animales

[López-Pérez et al. \(2001\)](#) mencionan que las vinazas contienen un valor alimenticio alto y una digestibilidad para los animales del 50%, razón por la cual se han utilizado en proporciones del 10% en la comida diaria de los rumiantes y de hasta el 30% en la alimentación diaria de los cerdos, sin embargo, no se hay llevado a cabo estudios sobre el efecto a largo plazo que cause este tipo de alimentación a dichos animales.

Se ha realizado estudios adicionales sobre la alimentación de las ovejas, mezclando su alimento diario con vinazas, dichos estudios fueron realizados por [Fernández et al. \(2009\)](#) y concluyen que las ovejas no pueden ser alimentadas con una relación vinaza/alimento mayor al 13% debido a que a esa concentración no se presentaron propiedades organolépticas distintas a su alimento diario y a que no hubo diferencias significativas en su digestibilidad.

2.3.5 Coagulación-floculación

Es posible utilizar la coagulación-floculación para el tratamiento de vinazas, tal como lo menciona [Iñiguez y Hernández \(2010\)](#), al utilizar 700 mg L⁻¹ de coagulante poliméricos de poliacrilamida (PAM) en 100 L de vinazas se recolectaron 43.7 L de sólidos, mientras que con 400 mg L⁻¹ de PAM se recolectaron 28.3 L de sólidos por cada 100 L de vinaza.

Sin embargo, al utilizar PAM's es importante controlar la dosis de coagulante que se adiciona ya que un exceso de éste produce que los flóculos sean pegajosos y de poca consistencia, además de que se debe de llevar a cabo una buena homogenización de las vinazas previamente a su adición y se recomienda utilizar CaO para neutralizar las vinazas en lugar de NaOH debido a su menor costo ([Iñiguez-Covarrubias y Peraza-Luna, 2007](#)).

Al igual que lo menciona [Iñiguez y Hernández \(2010\)](#), [López-López et al. \(2010\)](#) señalan que el tratamiento físico-químico de coagulación-floculación es el más utilizado tanto a escala laboratorio como industrial, utilizando Al₂(SO₄)₃ como coagulante y un pH de 6, con lo cual se obtienen remociones del 70% de color y 30% de sólidos suspendidos, sin embargo, su principal desventaja es la cantidad de lodos generados y el costo adicional monetario para su tratamiento.

2.3.6 Electrocoagulación-electroflotación

Los tratamientos electroquímicos son utilizados en las vinazas previamente tratadas, sin embargo, de acuerdo a [Rincon et al. \(2009\)](#) éstos son inefectivos debido a que en el mejor de los casos se obtienen remociones del 58% utilizando electrodos galvanizados, con pH's básicos, 20 mA.cm⁻² y una concentración de 60,000 mg L⁻¹ H₂O₂.

Se utilizó el método de Taguchi, el cual es utilizado en la industria para el análisis de la remoción de COT, DBO, DQO y turbiedad y se basa en la realización de diseños experimentales prácticos y de calidad tal que cumpla con las especificaciones tanto del analista como de otros observadores. Se demostró que cuando se trabaja con vinazas que contengan 25% de sólidos totales, pH=4, turbiedades mayores a 600 y menores de 700 NTU, se obtienen remociones del 50%, 89%, 25% y 61% de sólidos totales, turbiedad, carbón orgánico y DQO respectivamente. La principal desventaja de este tipo de tratamiento es la necesidad de llevar a cabo diluciones para la eliminación de turbiedad (1:10) y de COT (1:1000) ([Dávila et al, 2011](#)).

2.3.7 Flotación con aire disuelto

Este tipo de tratamiento no es comúnmente utilizado a escala industrial, pero en los casos donde se ha llegado a utilizar es necesario la adición de un polímero para la aceleración de la separación de los sólidos suspendidos, con lo cual se llega a remociones del 80%, sin embargo, una desventaja es que la DBO y los sólidos disueltos no alcanzan remociones significativas ([López-López et al., 2010](#)).

2.3.8 Lagunas de sedimentación

Generalmente son utilizadas para el almacenamiento de las vinazas, pero se han llegado a utilizar adicionalmente como sedimentadores primarios, ya que se logran remociones de más del 90% de los sólidos suspendidos presentes en las vinazas, una de sus principales desventajas es que su diseño no contempla la impermeabilización del suelo, por lo que una contaminación a éste se encuentra siempre presente ([Iñiguez y Hernández, 2010](#)).

2.3.9 Ozono

Debido a que el ozono se considera un oxidante fuerte, comúnmente es utilizado para degradar el color, fenoles y pesticidas como un pre o post tratamiento de un proceso biológico. [Goyes y Bolaños \(2005\)](#) ha demostrado la reducción de materia orgánica en las vinazas de un 97% con tiempos de reacción de menos de 3.5 minutos, produciendo como productos secundarios agua con sal y gases de combustión. Este tipo de tratamiento es costo y para pequeñas empresas no resulta factible en el aspecto económico.

Por otra parte, estudios realizados por [Siles et al. \(2011\)](#) demuestran con que 15 min de ozonación la concentración de fenoles en las vinazas se reducen aproximadamente al 40%, mientras que al estar en contacto las vinazas con el ozono por más de 60 min la concentración de fenoles se reduce como máximo en un 65%, esta técnica fue realizada con reactores que contenía 34 g de $O_3 \cdot m^{-3}$ y con un pH ácido; sin embargo, no se demuestran reducciones significativas en otros tipos de compuestos.

2.3.10 Digestión anaerobia

La digestión anaerobia es una de las tecnologías que se han utilizado más para el tratamiento de las vinazas debido a sus costos bajos de operación, la escasa producción de lodos y la generación de sub-productos como el biogás ([Robles-González et al., 2012](#))

[Bazúa et. al \(1991\)](#), realizaron experimentos a escala laboratorio y piloto combinando un sistema anaerobio y aerobio. El sistema aerobio consistió en una cama fluidizada de 0.12 m^3 (dimensiones del reactor: diámetro de 30 cm y una altura de 4 m), la temperatura se mantuvo entre los 30 y 37 °C; mientras que el reactor aerobio consistió en dos cámaras de discos biológicos rotatorios, para el laboratorio 5 por cada cámara (10) y para la planta piloto 18 en cada cámara (4) con una superficie de área por disco de 7 y 450 m^2 respectivamente.

Los resultados mostraron que para el tratamiento anaerobio se logran remociones del 70% de DQO con una producción de $7 \text{ m}^3 \text{ d}^{-1}$ de biogás, el cual contuvo el 70-80% de metano, mientras que en el tratamiento aerobio las remociones de DQO no fueron mayores al 60%. Una desventaja de este tipo de tratamiento es la generación de sólidos y el costo de energético para aumentar la temperatura en el sistema anaerobio ([Bazúa et. al, 1991](#)).

En el año 2004 se puso en marcha una planta para tratar 800 m^3 de vinazas de destilería de alcohol en Cuba, con una producción de $16,000 \text{ m}^3$ de biogás. La operación del reactor se basó en la aclimatación de los lodos durante 8 meses con un pH de 7 unidades y una carga orgánica de operación de 20 g DQO L^{-1} . El inconveniente de esta planta es que se mezclan las vinazas con agua procedente de azúcares, por lo tanto, no se alcanza la carga orgánica de alimentación del reactor; para solucionar este tipo de problema se tiene contemplado el introducir las vinazas crudas o el utilizar otro tipo de aguas residuales, sin embargo, no se han estudiado los posibles efectos que éstos puedan llegar a ocasionar ([Obaya-Abreu et. al, 2004](#)).

[Farhadian et al. \(2007\)](#) utilizaron reactores anaerobios de lecho fijo y de flujo ascendente, empacados con diferentes materiales inorgánicos, los resultados mostraron que la eficiencia de remoción de DQO dependía del tipo de empaque utilizado, para empaques industriales estándar corrugados se obtuvieron eficiencias máximas del 93%, sin embargo, para empaques de PVC las remociones no fueron mayores del 77%.

Méndez-Acosta et al. (2010), estudiaron el uso de un reactor anaerobio tipo CSTR (reactor de agitación continua, por sus siglas en ingles), en el cual se reguló el pH a 6.5-7 mediante la adición de NaOH y se trabajó con una temperatura de 35 °C, logrando remociones del 90-95% de DQO con la producción de 537 L de biogás / 1 kg de DQO removido, el cual se encontró compuesto por 65% de metano.

Los principales inconvenientes de los reactores anaerobios son la lenta puesta en marcha, la existencia de zonas muertas cuando se opera a velocidades bajas, susceptibilidad a la presencia de sólidos en el influente y presencia de biomasa activa en el efluente (Nicolella et. al, 2000).

2.4 Biofiltración

Los dos sistemas de filtración principales para el tratamiento de aguas residuales son la filtración sobre lecho orgánico, también llamada biofiltración (Buelna, 1994) y los filtros de lecho sumergido. “Los biofiltros son reactores con biomasa inmovilizada, empacados con diversos tipos de materiales que actúan como medio filtrante; mientras que los filtros de lecho sumergido son reactores con algún material de soporte los cuales se encuentran completamente sumergidos” (Medina-Mazari, 2012).

Los materiales que actúan como medio filtrante pueden ser rocas, paja, trozos de madera, turba, entre otros (Medina-Mazari, 2012) y sus principales funciones son la de fijar las sustancias contaminantes por mecanismos físico-químicos y el proveer una superficie tal que permita el crecimiento y desarrollo de comunidades microbianas u hongos encargadas del tratamiento de las aguas residuales (Buelna, 1994).

Este proceso es comúnmente utilizado de manera descendente, donde el influente es introducido por la parte superior del reactor mediante un distribuidor, fluye a través del medio filtrantes donde se lleva a cabo el crecimiento de microorganismos que se nutren del material orgánico y oxígeno presente en las aguas contaminadas (Escalante-Estrada et al., 2000), es comúnmente utilizado el aire como suministro adicional de oxígeno ya que la falta de éste puede llegar a limitar la productividad del micelio (Frederick et. al, 1992) con el paso del tiempo y debido al aumento poblacional de los microorganismos se forma una capa sobre la superficie del medio filtrante la cual es llamada biopelícula, el material de soporte se encargada de retener el lecho del medio filtrante y de permitir que el aire fluya de manera uniforme en todo el filtro (García-Sánchez, 2007), finalmente el agua tratada se recolecta en la parte inferior (Escalante-Estrada et al., 2000).

De acuerdo a Dávila-Solano (2004) durante los procesos de biorremediación se llevan a cabo la desintegración de componentes orgánicos como lo son desechos tóxicos por medio de microorganismos para transformarlos en compuestos más sencillos e inocuos al ambiente, Garzón-Zúñiga et al. (2008), mencionan que

dichos contaminantes son removidos mediante tres procesos simultáneos que ocurren durante la biofiltración:

1. Filtración, en la cual se reducen los sólidos
2. Adsorción, absorción e intercambio iónico
3. Degradación biológica

[Medina-Mazari \(2012\)](#) señala que la eficiencia de un biofiltro con un medio orgánico de empaque está en función del área superficial específica del medio filtrante, la profundidad de este medio y la carga hidráulica, mientras que [Couillard \(1994\)](#) hace mención de los principales factores para el tratamiento de aguas residuales, entre los que se encuentran el tiempo de residencia hidráulica, el área específica y profundidad del medio filtrante.

[Garzón-Zúñiga y Moeller \(2007\)](#), desarrollaron biofiltros aerobios que emplean como soporte, residuos de madera donde se lleva a cabo el crecimiento de la biopelícula microbiana, obteniendo altas eficiencias de remoción de materia orgánica medida como DBO_5 , nutrientes y coliformes fecales. De acuerdo a [Flemming y Wingender \(2001\)](#), la adhesión de los microorganismos a los residuos de madera se lleva a cabo por la producción de polímeros extracelulares (poli-B-hidroxitiratos) y de estructuras como los flagelos y pilis.

De acuerdo a [Wakelin et al. \(2010\)](#) los organismos predominantes en los biofiltros son las bacterias facultativas y aerobias, los cuales descomponen la materia orgánica, mientras que en la parte baja de los biofiltros se encuentran las bacterias nitrificantes. Las *Achromobacter*, *Flavobacterium*, *Pseudomonas* y *Alcaligenes* son los géneros de bacterias comúnmente asociados con los biofiltros.

2.4.1 Material de empaque

Para la selección de un medio filtrante debe tomarse en cuenta las características reportadas por [Couillard \(1994\)](#) y [Metcalf y Eddy \(2003\)](#) entre las que se encuentran la capacidad de retención de humedad, el pH, la porosidad, la densidad aparente, las características medicinales, farmacéuticas o toxicológicas, usos y disponibilidad. Una vez seleccionado el medio filtrante se debe de realizar su caracterización mediante pruebas de porosidad in situ, de conductividad hidráulica y caracterización físico-química, toxicológicas y de resistencia mecánica ([García-Sánchez, 2007](#)).

Otra de las características a tomar en cuenta en la selección del tipo de empaque es agua que se va a tratar y la concentración de los contaminantes ([Chaudhary et al., 2003](#)). Un material de empaque ideal es aquel que tiene una elevada área superficial por unidad de volumen para el desarrollo de la biopelícula, es de bajo costo, es muy durable y tiene una alta porosidad, lo que minimiza las obstrucciones y permite una buena circulación de los fluidos ([Metcalf y Eddy, 2003](#)).

Los materiales orgánicos tienen una mayor adsorbancia comparado con los materiales inorgánicos, la razón de esto es debido a que los primeros contienen una mayor variedad de grupos reactivos como carboxilo, amino e hidroxilo localizados en la superficie del material orgánico (Medina-Mazari, 2012).

2.4.2 Porosidad del empaque

Los principales atributos que se busca en un material de empaque es que cuenten con una elevada porosidad, con lo cual se tendrá una mayor área superficial y que sus propiedades hidráulicas sean buenas (Medina-Mazari, 2012). Mientras mayor sea la porosidad en el empaque, el biofiltro tendrá una mayor área superficial, lo que permite que una mayor cantidad de microorganismos pueda adherirse a éste y que su biopelícula sea más estable y resistente comparada con aquella que crece sobre materiales menos porosos (Cohen, 2001), además la pérdida de carga a través del biofiltro disminuye (Stevik et al. 2004). Adicionalmente, al contarse con microporos en el material de empaque se favorece la degradación de compuestos difíciles de biodegradar, esto debido a que el agua residual permanece en contacto con los microorganismos por periodos de tiempo mayores (Cohen, 2001).

2.4.3 Obstrucciones en el material filtrante y la pérdida de carga

Las obstrucciones en los biofiltros se presentan como otra limitante o inconveniente en este tipo de sistemas y es debida principalmente al crecimiento de la biomasa sobre el material de empaque (Stevik et al., 2004) lo cual a su vez restringe el área de superficie efectiva de los poros (McDowell-Boyer et al., 1986), sin embargo hay otros factores que pueden ocasionarlo, como es la acumulación de materiales sólidos (Stevik et al., 2004), la cual puede presentarse tanto en la superficie como en la parte inferior del biofiltro (McDowell-Boyer et al., 1986) y la pérdida de carga, que es “la dificultad que presentan los fluidos para atravesar la columna del material filtrante” (Medina-Mazari, 2012), lo cual causa una disminución en los espacios vacíos dentro de la columna y un incremento de la velocidad de la filtración provocando el arrastre de las partículas hacia las capas inferiores del biofiltro (Metcalf y Eddy, 2003) ocasionando que la calidad del efluente se vea afectada (Medina-Mazari, 2012).

Mientras más grande es el empaque, mayor será la presencia de espacios vacíos por los cuales podrán circular los fluidos, por consiguiente, la pérdida de carga será menor. Por otra parte, los empaques pequeños pueden llegar a compactarse y formar taponamientos (disminuye su porosidad), lo que aumenta la presión necesaria para que los fluidos atraviesen el biofiltro, sin embargo, al utilizarse partículas de gran tamaño la retención de contaminantes no será la adecuada para que el sistema alcance las eficiencias que se requieren (Medina-Mazari, 2012 y García-Sánchez, 2007).

3. Antecedentes

3.1 Hongos

Los hongos son organismos eucariontes, heterótrofos y en su pared celular contienen un polisacárido nitrogenado llamado quitina, además su cuerpo se encuentra conformado por filamentos microscópicos ramificados llamados hifas (también llamadas láminas), que a su vez se encuentran en conjuntos llamados micelios

Las hifas se encuentran en la superficie externa del hongo y son tubos largos y finos, lo que ayuda a que los hongos obtengan su alimento absorbiendo materia orgánica desde el exterior a través de sus paredes celulares. Mientras que el micelio se forma a partir de que las hifas se ramifican y crecen en varias direcciones (Campell et al., 2007).

Al ser heterótrofos, los hongos obtienen los nutrientes a partir de materia elaborada por otros organismos, sin embargo, como no son capaces de ingerir la materia orgánica segregan enzimas al medio, las cuales rompen las grandes moléculas orgánicas y los hongos absorben a través de las paredes y membranas de las hifas las moléculas previamente rotas.

Los hongos se clasifican generalmente en cuatro grupos, los cuales son Chytridiomycetes, Zigomycetes, Ascomycetes y Basidiomycetes (García-Sánchez, 2007).

Las principales características que diferencian un hongo de una bacteria (Solomon et al., 2011) son:

1. Morfología, ya que las bacterias crecen de forma esférica (cocos) o de bastón (bacilos) y los hongos en forma de hifas.
2. Estructura, los hongos (**Figura 3.1**) cuentan con basidios, hifas, micelios, volva, pared celular; y las bacterias (**Figura 3.2**) con flagelos, ribosomas, pared celular, citoplasma, membrana citoplasmática, inclusiones y fimbrias.
3. Reproducción, los hongos se reproducen de manera asexual, por esporas y sexual, mientras que las bacterias de manera asexual y sexual.
4. Respiración, los hongos en su mayoría son aerobios, en cambio las bacterias pueden llegar a ser aerobias y anaerobias.

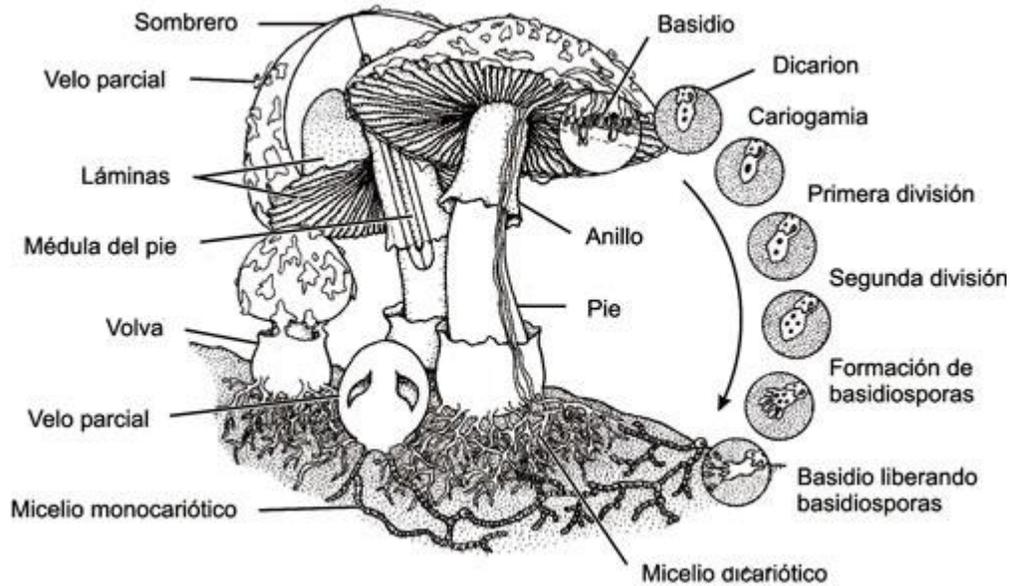


Figura 3.1 Estructura de los hongos basidiomicetos (Asturnatura, 2016)

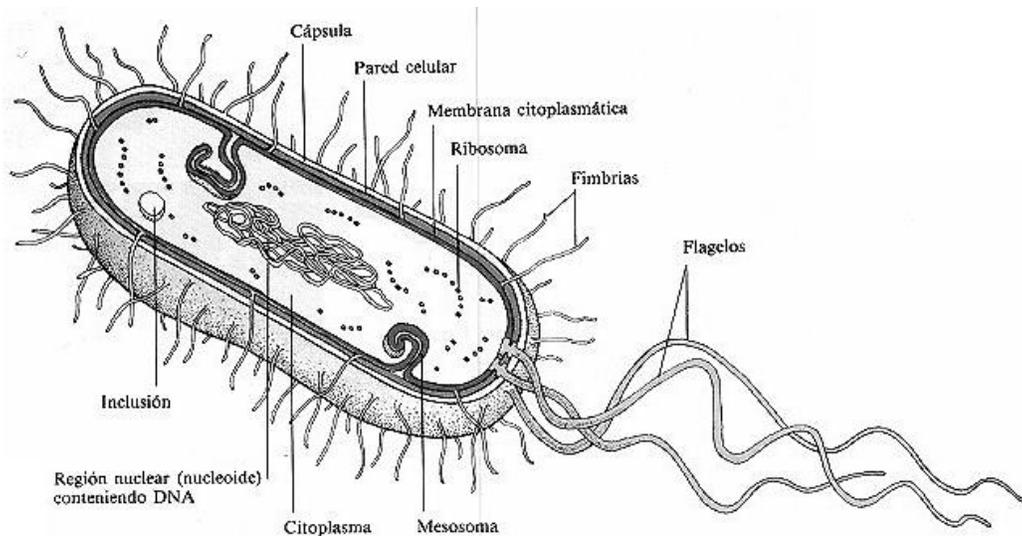


Figura 3.2 Estructura de las bacterias (Aulavirtual, 2016)

Los hongos han sido ampliamente estudiados debido a su capacidad de producir una gran variedad de proteínas extracelulares, ácidos orgánicos y otros metabolitos, así como su capacidad de adaptación a ambientes contrastantes (Mohana et al., 2009).

3.2 Hongos basidiomicetos

Los hongos basidiomicetos son un grupo de hongos que abarcan alrededor de treinta mil especies (Rojas-Ramírez, 2013), son considerados especies superiores debido a su complejidad morfológica y la presencia de basidios (característica principal que los identifica y define), su reproducción es sexual mediante esporas

que son producidas en órganos fértiles llamados basidios, en función al número de esporas que alberguen en sus esterigmas (cavidades externas encargadas de la generación de esporas) se dividen en bispóricos o tetraspóricos. (Campell et al., 2007), se caracterizan por sus setas en forma de sombreros (García-Sánchez, 2007).

Los hongos basidiomicetos pueden dividirse en dos categorías: hongos de pudrición blanca y hongos de pudrición café, esta clasificación se basa tanto en el color del micelio del hongo como en el color de los residuos que generan. El color café se atribuye a la degradación incompleta de la lignina lo cual contrasta con los hongos de pudrición blanca que realizan una degradación más completa (Cruz-Colín, 2003).

Estos hongos basan su importancia en que pueden degradar o descomponer la lignina, la cual es un polímero aromático, heterogéneo y complejo que protege las plantas de ataques fitopatógenos; así como para “decolorar efluentes de industrias aceiteras, textiles o papeleras” (Rojas-Ramírez, 2013). El principal objetivo de los tratamientos con hongos basidiomicetos es purificar el efluente consumiendo las sustancias orgánicas, reduciendo con esto la demanda química y biológica de oxígeno y obteniéndose algunos productos valorizables como biomasa rica en proteínas para el alimento de ganado; además cuentan con una menor sensibilidad a los cambios de temperatura, nutrientes, aireación (Pant y Adholeya, 2007; España-Gamboa et al., 2011) y pH, ya que pueden soportar pH's de 2 a 9 unidades, siendo el óptimo de 5.6 (Carranza-Díaz, 2006).

3.3 Hongos basidiomicetos en la bioremediación

Los hongos de podredumbre blanca basan su funcionamiento en la degradación de las melanoidinas debido a las similitudes químicas, espectroscópicas y composición elemental que éstas tienen con los ácidos húmicos del suelo. Estos dos compuestos son sustancias poliméricas coloidales y de peso molecular variable, además de contener en su estructura lignina (González et al., 2006). De acuerdo a Satyawali y Balakrishnan (2011) algunos de los hongos estudiados en la degradación de melanoidina sintética son el *Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* (González et al., 2006), *Coriolus hirsutus* (Miyata et al., 1998) y *Coriolus versicolor*, sin embargo, para éste último fueron requeridos nutrientes adicionales como lo son la glucosa y la peptona (Aoshima et al., 1985; Chopra et al., 2004).

Además de la lignina y la melanoidinas, este tipo de hongos puede degradar muchos compuestos químicos insolubles (Barr y Aust, 1994) tales como:

1. Aromáticos policíclicos: Benzopireno, pireno y antraceno.
2. Aromáticos clorados: Pentaclorofenol, 4-cloroanilina, bifenilos policlorados y dioxinas.
3. Plaguicidas: DDT, lindano, clordano y toxafeno.
4. Colorantes: Azul de metileno y cristal violeta.

5. Municiones: 2,4,6-trinitrotolueno (TNT), ciclotrimetilenotrinitroamina (RDX), ciclotetrametilenotetranitroamina (HMX)

García-Sánchez (2007) menciona el uso de biofiltros inoculados con el hongo *Pleurotus ostreatus* para la degradación del colorante AD2, obteniendo remociones generales del 95% y 40% para el colorante y DQO respectivamente, la baja remoción de la DQO debido a la degradación del color. Mientras que Kwang-Soo y Chang-Jin (1998) demostraron la degradación del colorante azul de bromofenol en un 98% con medios limitados de nitrógeno.

Por su parte Dávila-Solano (2004) estudió la degradación del colorante naranja ácido 24 con los hongos *Pleurotus ostreatus* y *Phanerochaete chrysosporium* empacados en turba, logrando con este último remociones mayores al 90% de color, DQO, COT y toxicidad.

Además, se han utilizado estos tipos de hongos en la remediación de suelos contaminados por plaguicidas como el pentaclorofenol (Quintero-Díaz, 2011) con potenciales de oxidación menores a 8 mV debido a su capacidad oxidativa y el DDT (Cruz-Colín, 2003) con el que se obtuvieron remociones del 76% a temperatura ambiente y con valores bajo de materia orgánica y altos de intercambio iónico.

3.3.1 Uso de hongos basidiomicetos en el tratamiento de vinazas

Se han llevado a cabo estudios sobre el uso de hongos para la degradación de la materia orgánica (Robles-González et al., 2012), los cuales se basan en la conversión de la lignina a lignocelulosa por enzimas extracelulares no específicas, la cual puede ser aprovechada como fuente de energía y carbono por otros organismos. Los estudios se llevaron a cabo a nivel laboratorio y con el uso de suplementos de fuentes de carbonos, como lo son la glucosa en la mayoría de los casos.

Para el tratamiento de vinazas provenientes de industrias productoras de vinos se han estudiado los hongos *Trametes pubescens* (Melamane et al., 2007 y Strong y Burgees, 2008a) y *P. chrysosporium* (Potentini and Rodríguez-Malaver, 2006), los cuales demostraron que la eficiencia de remoción de color y fenoles no se ve afectada por la temperatura (25 y 39 °C). Por otra parte, Ferreira et al. (2011) utilizaron *Pleurotus sajor-caju* para el tratamiento de vinazas provenientes de la industria azucarera, con el cual obtuvieron remociones del 83% DQO, 75% DBO y 99% color y turbiedad; además realizaron bioensayos de toxicidad con lo cual se demostró una reducción de ésta después de su tratamiento; Kahraman y Yesilada (2003), realizaron ensayos con los hongos *Coriolus versicolor*, *Funalia trogii*, *Phanerochaete chrysosporium* y *Pleurotus pulmonarius* y demostraron que los más eficientes para la remoción de color son el *Coriolus versicolor* y el *Funalia trogii*. Para el tratamiento de melazas provenientes de la industria azucarera García et al. (1997), utilizaron *Aspergillus terreus* y *Geotrichum candidum*, con lo cual después de 5 días obtuvieron remoción del 66 y 70% de los fenoles respectivamente;

[Jiménez et al. \(2005\)](#) estudiaron el crecimiento del hongo *Penicillium decumbens*, así como la remoción de fenoles y color, con lo cual obtuvieron crecimientos de biomasa de 0.35 g VVS/ g DQO, además de 74 y 41% de remoción de fenoles y color.

El tratamiento con hongos de las vinazas reduce el contenido de materia orgánica, medida como DQO, sin embargo, el pH del agua tratada se acidifica sin importar el tipo de hongo que sea utilizado ([Strong y Burgess, 2008a](#)).

3.3.2 Sistema ligniolítico de los hongos basidiomicetos

La lignina es un polímero natural, que cuenta con una estructura compleja y variable, dicha estructura forma parte de la pared celular de las plantas superiores, formando una matriz compleja sobre las fibras de celulosa y hemicelulosa, confiriendo rigidez a la pared lo que le ayuda a resistir el ataque de cierto tipo de microorganismos ([Lladó-Fernández, 2012](#)). Precedido a la celulosa, la lignina es el segundo compuesto más abundante en la naturaleza y representa el 25% de la biomasa de las plantas ([González et al., 2006](#)).

De acuerdo a [Barr y Aust \(1994\)](#), la estructura de la lignina es heterogénea e irregular, además de que se produce una macromolécula altamente compleja, amorga e insoluble en agua, lo cual se puede apreciar en la **Figura 3.3**.

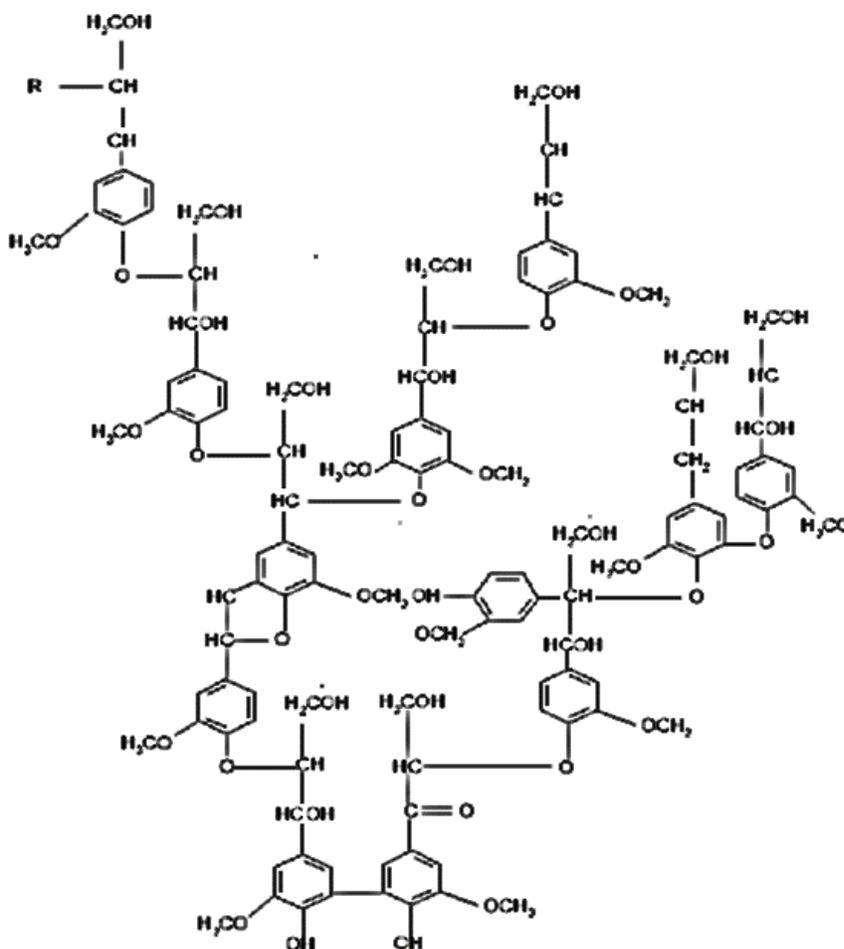


Figura 3.3 Estructura de la lignina (Barr y Aust, 1994)

El metabolismo ligninolítico, es generalmente llamado “sistema de degradación de lignina (SDL)”. El SDL es extracelular y es el sistema catabólico más importante de degradación de xenobióticos (Quintero-Díaz, 2011), en el intervienen un grupo de hemoproteínas extracelulares denominadas enzimas ligninolíticos: lacasas (Lac) y peroxidasas, de entre las cuales la lignina peroxidasa (LiP) y manganeso peroxidasa (MnP) son las más importantes (Lladó-Fernández, 2012; Quintero-Díaz, 2011; Retes-Pruneda et al., 2014).

“La principal diferencia entre las lacasas y las peroxidasas recae en la naturaleza del aceptor electrónico, ya que las lacasas utilizan O_2 , mientras que las peroxidasas necesitan H_2O_2 ” (Lladó-Fernández, 2012), debido a que estas enzimas son oxidasas, no utilizan la lignina como fuente de carbono para su desarrollo, sino que la degradan y de esa forma obtienen sus nutrientes (Cruz-Colín, 2003).

3.3.3 Mecanismos de biodegradación

Los basidiomicetos degradan completamente la lignina mediante enzimas modificadoras basadas en radicales libres y con baja especificidad de sustrato

(Lladó-Fernández, 2012), las cuales son productos del metabolismo secundario bajo un proceso aerobio y trabajan a niveles de pH bajos. Los mecanismos que intervienen en la degradación o modificación de los contaminantes por medio de dichos hongos no usan sustratos para su crecimiento, es decir, la degradación se hace por cometabolismo (Quintero-Díaz, 2011).

Las enzimas que actúan en el proceso de degradación de lignina tiene una baja especificidad y una fuerte capacidad oxidativa, por lo que los hongos de podredumbre blanca pueden llegar a degradar una gran cantidad de compuestos orgánicos que contengan estructuras similares a la lignina, como los hidrocarburos policíclicos aromáticos, cloroanilinas y colorantes (Rojas-Ramírez, 2013).

Otro mecanismo descrito por Lladó-Fernández (2012) señala que debido a que su sistema lignilolítico es extracelular permite degradar los sustratos sin tener que internalizarlos y con esto permitir la oxidación de compuestos poco solubles en agua y aumentar su tolerancia a concentraciones de contaminantes.

La eficiencia de los hongos basidiomicetos depende del crecimiento, la colonización y de la producción de enzimas, lo cual a su vez depende de la concentración y disponibilidad de los nutrientes que requieren para llevar a cabo dichos procesos.

3.3.4 Hongo *Phanerochaete chrysosporium*

La taxonomía del hongo *Phanerochaete chrysosporium*, de acuerdo a Volk (1999) es la siguiente:

División: Basidiomycota
Subdivisión: Basidiomycotina
Clase: Agaricomycetes
Subclase: Agaricomycetidae
Orden: Corticiales
Familia: Phanerochaete

Este tipo de hongos no forma una seta ni sombrero, sino que tienen cuerpos planos que aparecen en las cortezas de los árboles, particularmente en la parte inferior del tronco. Se caracteriza por ser una especie de pelusa blanca.

La principal ventaja de la utilización de este hongo es que dejan la celulosa intacta y solo actúan sobre la lignina, además de que su temperatura óptima de trabajo es alrededor de los 40°C, lo que facilita su utilización en ambientes de condiciones extremas.

3.3.5 Hongo *Pleurotus ostreatus*

La taxonomía del hongo *Pleurotus ostreatus*, de acuerdo a García-Sánchez (2007) es la siguiente:

División: Basidiomycota

Subdivisión: Basidiomycotina
Clase: Homobasidiomycetes
Subclase: Agaricomycetidae
Orden: Tricholomatales
Familia: Pleurotaceae

Este tipo de hongo cuenta entre otras características macroscópicas la formación de un sombrero en forma de ostra de 5 a 15 cm de diámetro, de textura lisa y brillante y con colores variables que van desde el beige, pasando por el gris claro, gris oscuro y llegando hasta colores grises azulados.

Adicionalmente cuentan con láminas cuyo limbo se prolonga a lo largo del tallo, el cual mide de 1 a 4 cm de largo y de 1 a 2 cm de diámetro y se encuentra recubierto de pelos blancos; las láminas suelen estar juntas, sin embargo, no son homogéneas, van desde el sombrero hasta la base, son de color blanquecino y toman un tono crema al envejecer.

Este tipo de hongos son característicos de los árboles que llevan tiempos derrumbados, fructífera en verano y otoño. Su carne tiene un olor fúngico suave, cuenta con un sabor dulce y agradable. Por considerarse un hongo comestible, en los últimos años se difundió su consumo a nivel mundial, por lo cual se puede encontrar en el mercado todo el año, en muchas ocasiones con el nombre común de seta de cardo u oreja de casahuate.

3.3.6 Hongo *Coriolus versicolor*

La taxonomía del hongo *Coriolus versicolor* o también llamado *Trametes versicolor*, es la siguiente:

División: Basidiomycota
Subdivisión: Basidiomycotina
Clase: Homobasidiomycetes
Subclase: Aphyllophoromycetidae
Orden: Poriales
Familia: Coriolaceae

Este hongo puede llegar a medir de ancho 10 cm y con un grosor de 2 mm en el borde y 5 mm en la unión con el tallo. Su forma es semicircular o de abanico y cuenta con una gama de colores variada, ya que las hay de tonos claros casi blancos hasta prácticamente negros, tomando distintos matices marrones o grises. Los especímenes jóvenes cuentan con una superficie vellosa la cual la pierden al madurar, y el borde es ondulado y de forma irregular.

Su carne es muy dura y de color blanco y fibrosa; se caracterizan por crecer sobre coníferas y árboles frutales, puede generarse en cualquier época del año si las condiciones ambientales que se presentan son las adecuadas. Son especialmente utilizados en aspectos medicinales para tratar diversos tipos de cáncer y para minimizar los efectos de la quimioterapia.

4. Metodología

La investigación se realizó a escala laboratorio, a continuación, se presenta el planteamiento metodológico (**Figura 4.1**):

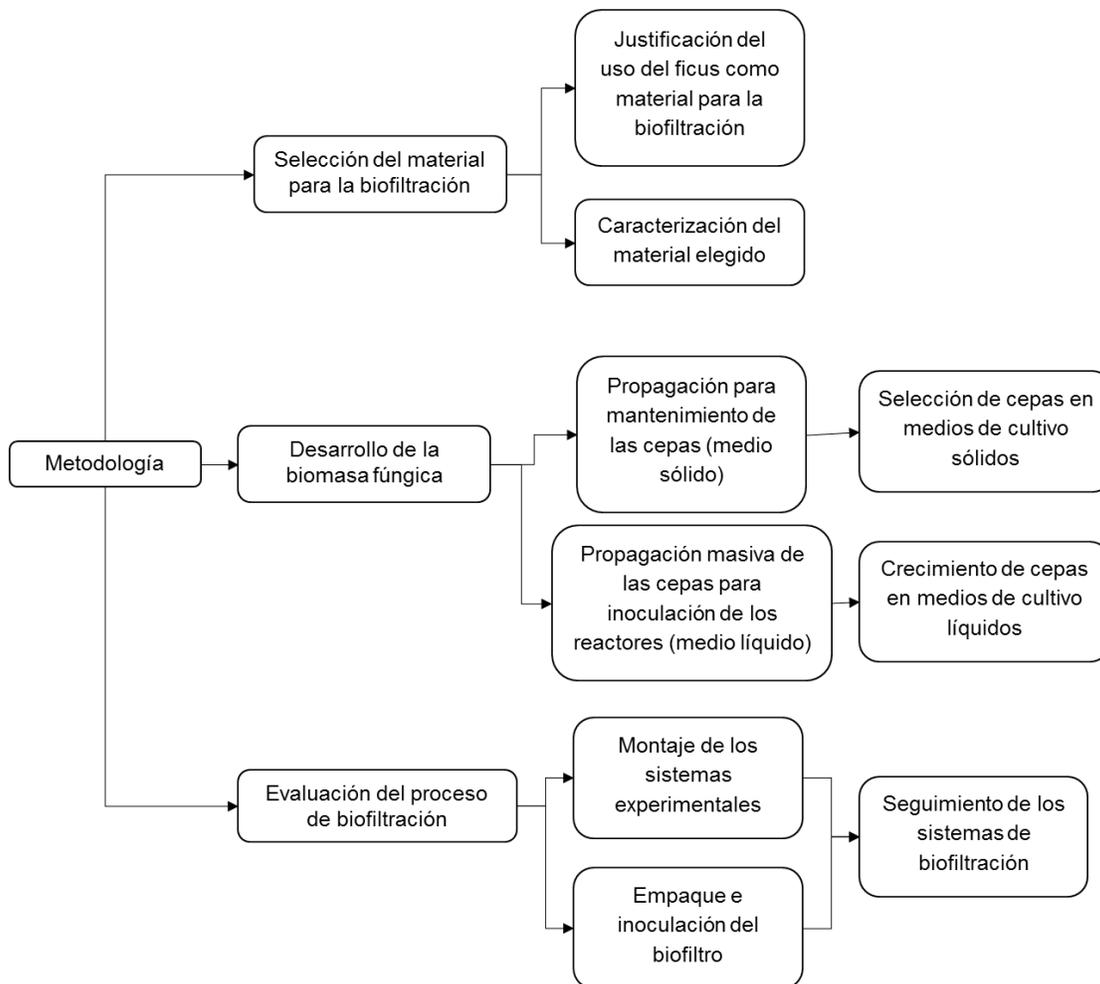


Figura 4.1 Metodología

4.1 Selección del material para la biofiltración

Debido a que el Ficus (*Phicus benjamina*) es una especie que se encuentra en abundancia en la mayor parte del estado de Morelos y que su disponibilidad es durante todo el año y sin costo alguno debido a su procedencia de los desechos de podas de jardines y área verdes, este material fue seleccionado como medio de soporte para el crecimiento de los hongos basidiomicetos, además de ayudar a minimizar el problema de su disposición.

Debido a que los hongos basidiomicetos trabajan mejor a pH's ácidos y a que la madera se degrada más rápidamente a pH's básicos (Kwang-Soo et al., 1997), el uso de las astillas de ficus se presenta como una opción adecuada para ser utilizado como material de soporte orgánico puesto que su degradación se llevará de manera más lenta que al trabajar con pH's básicos.

Además, reúne las siguientes características benéficas de acuerdo a [Garzón-Zúñiga y Moeller \(2005\)](#):

- Rugosidad
- Porosidad
- Resistencia al ataque microbiano
- Bajo costo y disponibilidad en el mercado

Entre las características generales que menciona [García-Sánchez \(2007\)](#) se tiene que es “un árbol siempre verde de 4-6 m de altura en la selva baja caducifolia, con copa densa y ramillas colgantes, muy ornamental. Corteza lisa y gris. Yemas terminales de color verde y agudas. Hojas alternas, de unos 10-12 cm de longitud, de forma elíptica, con la superficie verde brillante. El ápice es bastante acuminado, la base es redondeada y su textura es un poco coriácea. Pecíolos largos, de 2.5 cm de longitud, glabros y algo acanalados por la parte de arriba. Frutos axilares, sésiles, de globulares a oblongos, de alrededor de 1 cm de diámetro, de color púrpura-rojizo en la madurez, contrastando con el verde del follaje”.

Las principales características fisicoquímicas con las que cuenta el ficus de acuerdo a [García-Sánchez \(2007\)](#) es la presencia de flurocomarinas que causan irritación a la piel y la fotosensibilidad a las plantas que entran en contacto con el látex que generan, sin embargo, estas propiedades no causan un efecto tóxico para los hongos.

La madera de ficus fue triturada y posteriormente se tamizó con tamices cuyos diámetros de abertura fueron de 1/2”, 3/8” y 1/4” (**Figura 4.2**), el material no retenido dentro de los tamices se desechó y lo que fue retenido se utilizó para el empaque de los biofiltros y sus correspondientes pruebas. Adicionalmente se tamizó la grava, con un diámetro máximo de 2.5 cm (**Figura 4.3**).



Figura 4.2 Medio filtrante (Ficus)



Figura 4.3 Material de soporte

4.1.1 Caracterización del material elegido

Las pruebas realizadas para la caracterización del ficus (material filtrante) se realizan de acuerdo a lo descrito por [Garzón-Zúñiga et al. \(2003\)](#) (**Anexo I**) y fueron las siguientes:

- Pruebas de vaciado en columna
- Pruebas de conductividad hidráulica
- Preparación del medio filtrante
- Hidrodinámica de los biofiltros (determinación del porcentaje de humedad, porosidad y espacios vacíos)

4.2 Desarrollo de la biomasa fúngica

El desarrollo de la biomasa fúngica se llevó a cabo en dos etapas, la primera fue el mantenimiento de las cepas de hongos mediante cultivos sólidos y la segunda fue su crecimiento masivo para llevar a cabo la inoculación de los reactores.

4.2.1 Propagación para mantenimiento de la cepa del hongo (medio sólido)

El procedimiento para llevar a cabo la preparación de medio de cultivo sólido fue el siguiente:

1. Pesar 39 g de medio PDA, por sus siglas en inglés (Agar-papa- dextrosa) y disolver en 1 L de agua desionizada, esto con agitación y calentamiento constante en matraces Erlenmeyer de 500 mL.
2. Sellar con un tapón de algodón y papel aluminio.
3. Esterilizar en autoclave durante 15 min a 120°C y 137.9 KPa.
4. En una campana de flujo laminar vaciar el medio de cultivo (tibio) esterilizado en cajas Petri y dejarse enfriar.
5. Posteriormente, sembrar los hongos, tomando una muestra de éste e introduciéndola dentro de las cajas Petri en condiciones estériles (campana de flujo laminar y cerca del fuego)

6. Colocar las cajas sembradas en una incubadora a 33°C aproximadamente para que el hongo pueda desarrollarse. Bajo estas condiciones, el hongo crece en un lapso de 10 a 15 días.

4.2.2 Propagación masiva del hongo para inoculación de los reactores (medio líquido)

1. Pesar 15 g de medio MEB, por sus siglas en inglés (Caldo de extracto de malta) y disolver en 1 L de agua desionizada, esto con agitación constante.
2. Vaciar a matraces Erlenmeyer de 100 mL.
3. Sellar con un tapón de algodón y papel aluminio.
4. Esterilizar en autoclave durante 15 min a 120°C y 137.9 KPa.
5. Dejar enfriar y depositar en ellos una muestra del hongo proveniente del cultivo en medio sólido en condiciones estériles (campana de flujo laminar y cerca del fuego)
6. Sellar nuevamente con los tapones de algodón y colocarse en agitación orbital constante a una temperatura de 33 °C aproximadamente. Bajo estas condiciones, el hongo crece en un lapso de 10 a 15 días.

4.2.3 Selección de cepas en medios de cultivo sólidos (PDA)

La selección de las cepas se basó en los resultados obtenidos previamente tanto del tratamiento de colorantes como de vinazas provenientes de industrias productoras de alcohol y azúcar, los cuales reportan a los hongos *Phanerochaete chrysosporium*, *Pleurotus ostreatus* y *Trametes versicolor* como cepas capaces de llevar a cabo la degradación de compuestos recalcitrantes (Madrigal-Pulido, 2000).

Las cepas fueron donadas por el Herbario Micológico de Morelos (HEMIM), el cual se encuentra en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Las cepas fueron entregadas en medios de cultivo hechos de harina integral de trigo (HIT) y se encuentran clasificadas como a continuación se describe:

HEMIM 5- *Phanerochaete chrysosporium*
HEMIM 9- *Trametes versicolor*
HEMIM 50- *Pleurotus ostreatus*

Debido a que solo se trabajó con dos cepas de hongos, se determinaron cuales crecieron (se adaptaron) mejor a la vinaza de Tequila mediante el siguiente procedimiento:

1. Preparar 1 L de medio de cultivo sólido al 10% (900 mL agua desionizada y 100 mL de vinaza).
2. Preparar 1 L de medio de cultivo sólido al 20% de vinaza (800 mL agua desionizada y 200 mL de vinaza).
3. Sembrar por triplicado cada uno de los hongos en los cultivos sólidos.
4. Medir manualmente el crecimiento diario de los dos diámetros (largo y ancho) y del radio de los hongos (Quintana-Obregón et al., 2010).

5. Evaluar los resultados obtenidos y proceder a la propagación masiva de los hongos seleccionados, mediante su siembra en medios líquidos preparados con extracto de malta (4.2.2).

4.2.4 Crecimiento de cepas en medios de cultivo líquidos (extracto de malta)

Se sembraron las tres cepas de hongos basidiomicetos en medios de cultivo líquido preparados con diferentes relaciones vinaza:agua, para establecer el porcentaje de vinaza con el que se diluyó el influente a los biofiltros, mediante el siguiente procedimiento:

1. Preparar 1 L de cultivo de medio líquido para cada una de las siguientes relaciones vinaza:agua, 20:80, 40:60, 60:40 y 100%.
2. Repartir cada uno de los litros en matraces Erlenmeyer de 250 mL (aproximadamente 125 mL) y esterilizar.
3. Dejar enfriar y depositar en ellos una muestra del hongo proveniente del cultivo en medio sólido con PDA en condiciones estériles (campana de flujo laminar y cerca del fuego)
4. Sellar nuevamente con los tapones de algodón y colocarse en agitación orbital constante a una temperatura de 33 °C aproximadamente.
5. Observar durante 10 días el crecimiento del hongo y seleccionar aquellos en los que se encuentre presente el desarrollo de la cepa.

Adicionalmente se llevaron a cabo siembras en medios de cultivo sólidos para determinar si existe el crecimiento de algún tipo de hongo ajeno a los seleccionados en la vinaza proveniente de una industria de tequila, esto mediante la toma de una alícuota de la vinaza de alimentación para los biofiltros.

4.3 Evaluación del proceso de biofiltración

4.3.1 Montaje de los desarrollos experimentales

Se construyeron 3 reactores de acrílico de 0.6 m de altura, 9.3 cm de diámetro y un volumen de 4.5 L. Cada reactor contó en la parte superior una entrada para la alimentación del agua y en el fondo del reactor se encontró el punto de salida, y un puerto de aireación también en la parte baja del reactor. Dentro del reactor se colocó una capa de grava que permitió retener el material filtrante, posteriormente el medio filtrante y en la parte superior una capa de trozos finos de madera (aserrín) para favorecer la distribución del influente líquido por difusión (**Figura 4.4 y 4.5**).

Cada uno de los reactores inoculados con las cepas de hongos basidiomicetos contuvo 4.5 L de astillas de ficus humedecidas al 65%, tal como describe [Garzón-Zúñiga \(2001\)](#) (**Figura 4.6**) antes de ser inoculados, esto para propiciar la expansión del material y por consecuencia facilitar la colonización de las cepas fúngicas. Al finalizar las pruebas hidráulicas, se inocularon dos biofiltros, uno con el hongo *Phanerochaete chrysosporium* (BF 1) y otro con el *Trametes versicolor*

(BF 2) (**Figura 4.7 y 4.8**), adicionalmente se instaló un tercer biofiltro sin ninguna cepa para fungir como testigo (BF T) en el tratamiento de agua residual proveniente de la industria del Tequila. Los tres reactores se pueden observar en la **Figura 4.10**.

Debido a la alta concentración de sólidos suspendidos en la vinaza de tequila, se instaló como pretratamiento un filtro, con las mismas dimensiones que los biofiltros, el cual se encontró empacado con gravilla de tres diferentes granulometrías (tamices de número 35, 18 y 14 cuyos diámetros son 0.46, 1.00 y 1.19 mm, respectivamente).

La configuración del sistema se muestra en la **Figura 4.9**, teniendo en cuenta la filtración como pretratamiento, el blanco y los dos biofiltros inoculados con los hongos basidiomicetos.

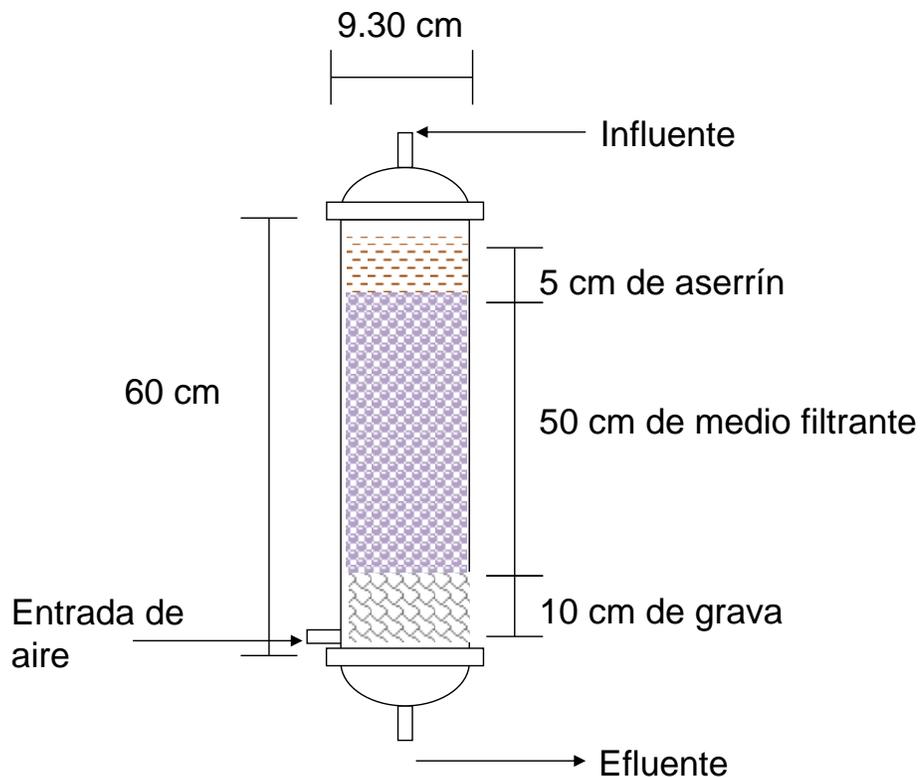


Figura 4.4 Configuración de los reactores



Figura 4.5 Construcción de los reactores



Figura 4.6 Medio filtrante humedecido al 65%



Figura 4.7 Inoculación del hongo *Phanerochaete chrysosporium* en el medio filtrante



Figura 4.8 Inoculación del hongo *Trametes versicolor* en el medio filtrante

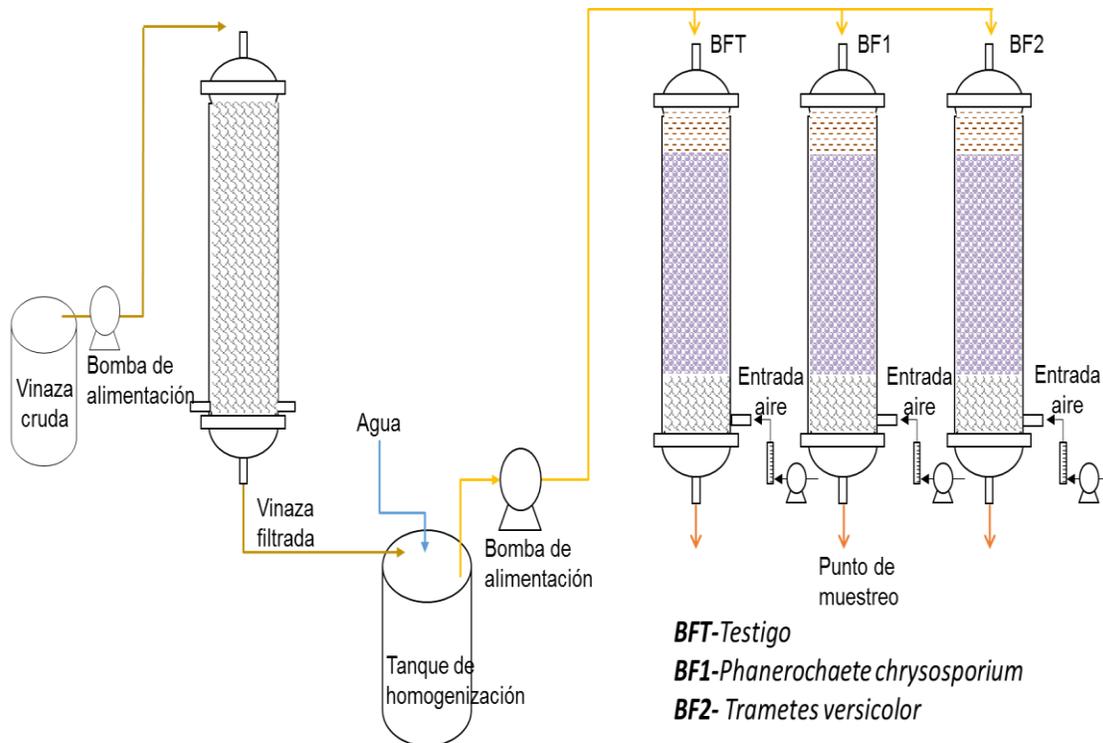


Figura 4.9 Tren de tratamiento de vinazas de tequila

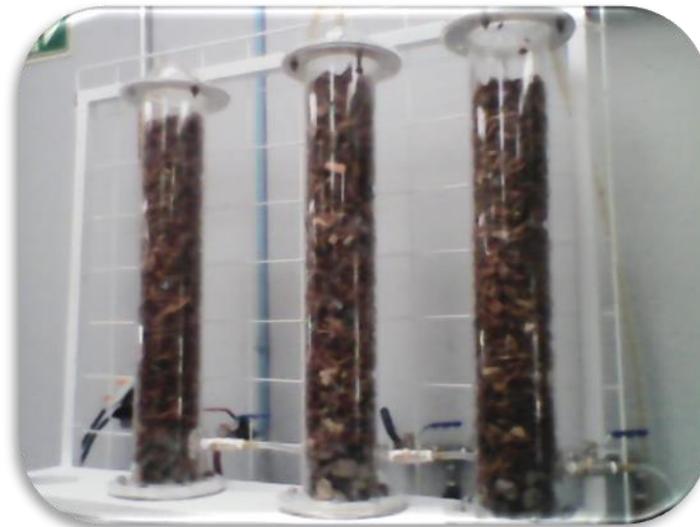


Figura 4.10 Sistema de biofiltración fúngica

4.3.2 Parámetros de operación

La operación de los reactores se dividió en 5 etapas (**Tabla 4.1**), la etapa I fue al trabajar con una relación vinaza:agua de 30:70, la etapa II con 40:60, la etapa III con 50:50, estas tres etapas con un caudal de 2 L d⁻¹, la etapa IV con 40:60 y un caudal de 1 L d⁻¹, mientras que en la etapa V se evaluó una recirculación 1:2 para lo cual se alimentó un caudal de 3 L d⁻¹ (preparado con 2 L d⁻¹ del efluente y 1 L d⁻¹ del influente con una concentración de vinaza:agua de 40:60). Los caudales fueron regulados mediante bombas peristálticas marca Masterflex y un rotámetro

de la marca Gilmont, el caudal de la aireación fue de 1,000 mL min⁻¹ y se operaron a temperatura ambiente y sin iluminación artificial.

Tabla 4.1. Parámetros de control del sistema de biofiltración con biomasa fúngica

ETAPA	RELACIÓN VINAZA:AGUA (%)	CAUDAL (L d ⁻¹)
I	30:70	2
II	40:60	2
III	50:50	2
IV	40:60	1
V	40:60	1 influente y 2 efluente

4.3.3 Seguimiento de los sistemas de biofiltración

Para determinar la eficiencia del sistema, se analizaron los parámetros mencionados en la **Tabla 4.2**.

Tabla 4.2 Parámetros de control del sistema de biofiltración con biomasa fúngica

Parámetro	Frecuencia	Punto de muestreo
pH	Diario	Influente, Efluente
Temperatura	Diario	Influente, Efluente
Conductividad eléctrica	Diario	Influente, Efluente
Potencial REDOX	Diario	Influente, Efluente
Turbiedad	Dos veces por semana	Influente, Efluente
Color	Dos veces por semana	Influente, Efluente
Sulfuros	Dos veces por semana	Influente, Efluente
Sólidos suspendidos	Dos veces por semana	Influente, Efluente
Nitrógeno total (NT)	Una vez por semana	Influente, Efluente
Fósforo total (PT)	Una vez por semana	Influente, Efluente
Demanda química de oxígeno (DQO)	Dos veces por semana	Influente, Efluente
Nitrógeno amoniacal (N-NH ₄ ⁺)	Dos veces por semana	Influente, Efluente
Carbón orgánico total (COT)	Una vez por semana	Influente, Efluente
Proteínas	Una vez por semana	Influente, Efluente
Azúcares reductores	Una vez por semana	Influente, Efluente
Producción de enzimas	Dos veces por	Efluente

extracelulares	semana	
----------------	--------	--

La determinación de proteínas se llevó a cabo por el método de Lowry y la de azúcares reductores mediante el método de Nelson (1944), el cual fue modificado por Somogyi (1952). La determinación del pH, temperatura, conductividad y DQO, se llevó a cabo en base a los métodos recomendados por Standard Methods for Examination of Water and Wastewater (APHA, 1999); el COT, nitrógeno amoniacal, turbiedad, color, nutrientes (NT, N-NH⁺₄ y PT), sulfuros, color, turbiedad y sólidos suspendidos, se determinaron por las técnicas de HACH utilizando un espectrofotómetro DR 2400), y la determinación de actividad de enzimas fúngicas extracelulares lacasas (EC 1.10.3.2) mediante la metodología descrita por Díaz et al. (2013).

5 Resultados

5.1 Hidrodinámica de los biofiltros

Se realizó la determinación del porcentaje de humedad, la porosidad y la carga hidráulica superficial (CHS) para el medio filtrante de cada uno de los biofiltros (**Anexo II**), los resultados obtenidos se muestran en la Tabla 5.1, la CHS para la primer carga orgánica la cual se trabajó con un caudal de 2 L d^{-1} es inferior a lo reportado por [Garzón-Zúñiga y Buelna \(2011\)](#) que varía entre $0.05\text{-}0.3 \text{ m}^3 \text{ m}^{-2} \text{ d}^{-1}$ para biofiltros empacados con materiales orgánicos, mientras que para la segunda carga orgánica con un caudal de 1 L d^{-1} se encuentra entre los valores citados.

En esta tabla también se puede apreciar que la porosidad es mayor al 70%, mientras que la humedad es mayor al 50% lo que aumenta el área superficial dentro de los biofiltros, además de favorecer la expansión del material filtrante para que los hongos puedan colonizarlo.

Tabla 5.1. Hidrodinámica de los biofiltros

	BF T	BF 1	BF 2
Humedad (%)	55	53	55
Porosidad (%)	73	72	72
$Q_{\text{teórico}}=2 \text{ L d}^{-1}$			
$Q_{\text{real}} (\text{L d}^{-1})$	2.59	2.32	2.30
TRH (d^{-1})	0.30	0.27	0.18
CHS ($\text{m}^3 \text{ m}^{-2} \text{ d}^{-1}$)	0.015	0.013	0.013
$Q_{\text{teórico}}=1 \text{ L d}^{-1}$			
$Q_{\text{real}} (\text{L d}^{-1})$	1.15	1.08	1.12
TRH (d^{-1})	0.67	0.56	0.34
CHS ($\text{m}^3 \text{ m}^{-2} \text{ d}^{-1}$)	0.007	0.006	0.006

5.2 Selección de cepas en medios de cultivo sólidos (PDA)

Tal como se describió en la metodología se realizaron medios de cultivo en sólido para la selección de la cepa. Esto se llevó a cabo con cinco relaciones vinaza: agua, las cuales fueron 10:90, 20:80, 40:60, 60:40 y 100:0. Sin embargo, solo dos de ellas (10:90 y 20:80) lograron solidificarse, lo cual se atribuye a las propiedades físico-químicas de las vinazas de tequila, principalmente al estado ácido de éstas ([Loaiza-Alanis, 2008](#)), ya que para llevar a cabo la solidificación de los medios

preparados con PDA el pH requerido es de 6.8 a 7 (Loaiza-Alanis, 2008 y Agargel, 2016).

El crecimiento de las cepas se monitoreo diariamente hasta que los tres hongos cubrieron en su totalidad el espacio disponible en las cajas Petri, las mediciones se realizaron de forma lineal a partir del punto de inoculación (crecimiento radial) (Reyes-Ramírez et al., 2012) y del diámetro de la colonia (Cruz-Muñoz et al., 2015 y López y Tomás, 1999), todo esto en centímetros, para posteriormente analizar los crecimientos en área total (cm²) de los cultivos (Pereira et al., 2007) el cual para la primera prueba (10:20) fue de 8 días y para la segunda (20:80) 16 días. Cada prueba se realizó por triplicado y para establecer un crecimiento se sacó su promedio, para posteriormente graficarse y compararse. Los resultados obtenidos se muestran en el **Anexo III**.

Las tasas de crecimiento del hongo *Phanerochaete chrysosporium* cuando se trabajó con un 10% de vinaza fue de 2.24, mientras que en el blanco fue de 0.32. El crecimiento en el medio preparado con vinaza es de forma lenta durante los primeros 4 días y posteriormente se tiene un crecimiento exponencial (**Figura 5.1**), esto se debe a que al inicio de la prueba el hongo se encontraba como una delgada capa en la caja Petri y no era posible su medición, sin embargo, posteriormente la capa se vuelve más consistente y en ambos cultivos (blanco y con el 10% de vinaza) alcanza su crecimiento máximo a los 7 días (**Anexo III**), mientras que en los estudios realizados por Ponce-Andrade et al. (2012) se alcanzó su máximo crecimiento a los 10 días tanto para *Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* y *Pleurotus ostreatus* en los medios preparados con PDA.

El crecimiento del hongo *Trametes versicolor* es ligeramente menor en el medio preparado con vinaza al 10% en comparación al blanco al inicio de la prueba, sin embargo, después del día 5 se muestra un crecimiento ligeramente mayor en el medio de cultivo que tiene como sustrato adicional la vinaza al 10% (**Figura 5.2**), alcanzando su máximo crecimiento a los 6 días, lo que concuerda con lo citado por Macas-Chamba y Méndez-Silva (2013) en donde se menciona que el crecimiento máximo se alcanza a los 5 días en el blanco. En general el comportamiento es muy similar entre el blanco y el medio con vinaza al 10%, teniendo una tasa de crecimiento de 1.28 y 0.87 respectivamente.

Mientras que el crecimiento del hongo *Pleurotus ostreatus* a lo largo de la prueba se encuentra en menor proporción en el medio preparado con la vinaza que en el blanco, sin embargo, el comportamiento es también muy similar entre el blanco y el preparado con vinaza al 10%. Las tasas de crecimiento correspondientes a este hongo fueron de 3.05 y 2.09 para el blanco y para el medio preparado con vinaza respectivamente. (**Figura 5.3**). Estudios realizados por Martínez et al. (2015), mostraron una tasa de crecimiento de tres diferentes cepas de *Pleurotus ostreatus* de 3.04, 2.64 y 1.35 en el medio preparado como blanco, lo cual nos demuestra que además del medio en el que crecen, también influye el origen de las cepas.

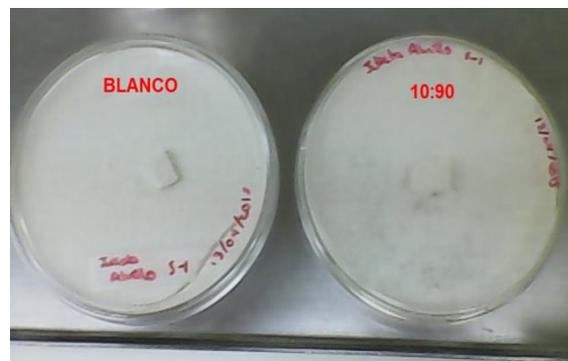
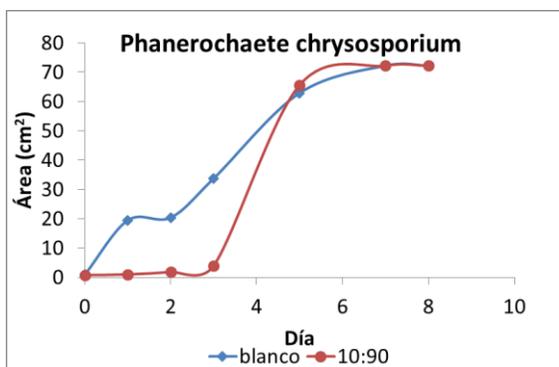


Figura 5.1. Crecimiento *Phanerochaete chrysosporium* (10:90)

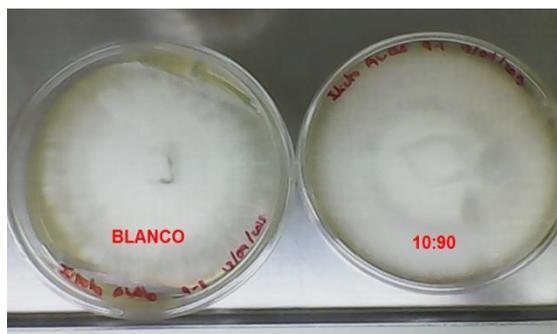
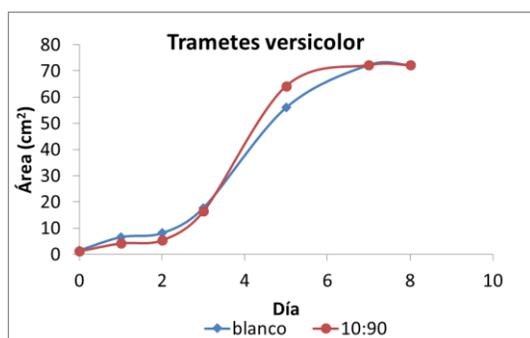


Figura 5.2. Crecimiento *Trametes versicolor* (10:90)

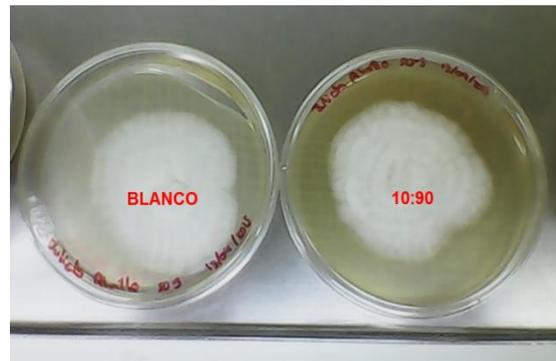
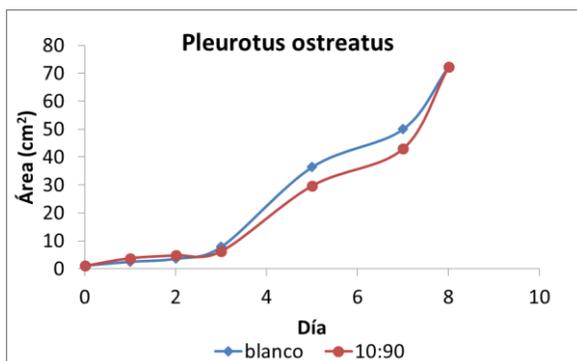


Figura 5.3. Crecimiento *Pleurotus ostreatus* (10:90)

Posteriormente en la prueba realizada con una relación vinaza:agua de 20:80, tomó mayor tiempo para el crecimiento total de los hongos dentro de las cajas Petri que fueron preparadas con vinaza. Los resultados obtenidos se muestran en el **Anexo III**.

En la **Figura 5.4** se muestra el crecimiento del hongo *Phanerochaete chrysosporium*, donde podemos observar que se desarrolla mejor en el blanco, alcanzando su máximo crecimiento a los 9 días, mientras que el que estaba preparado con la vinaza tomó alrededor de 14 días para obtenerlo, sus respectivas tasas de crecimiento fueron de 1.00 y 0.85.

Sin embargo, a pesar de que el hongo *Trametes versicolor* mostró el mismo crecimiento en el medio preparado con vinaza que en el blanco durante los

primeros 8 días y un mayor crecimiento en el medio preparado con vinaza en comparación con el blanco a partir del día 9 (**Figura 5.5**) la tasa de crecimiento para el blanco fue de 0.67 y para el medio con vinaza del 0.39.

En cuanto al hongo *Pleurotus ostreatus* durante los primeros 8 días del experimento muestra un crecimiento similar en el blanco y en el medio preparado con vinaza, sin embargo, en los días posteriores, su crecimiento en el blanco se duplica respecto al preparado con vinaza al 20 % (**Figura 5.6**), durante esta etapa la tasa de crecimiento del hongo se vio favorecida en el blanco con 1.73 en comparación con el medio preparado con vinaza (0.19). A pesar que en al trabajar con una relación vinaza:agua de 10:90 el crecimiento de éste hongo es similar en el blanco que en el medio que contiene vinaza, al incrementar dicha relación al 20% se muestra que el hongo se inhibe y su crecimiento se vuelve más lento.

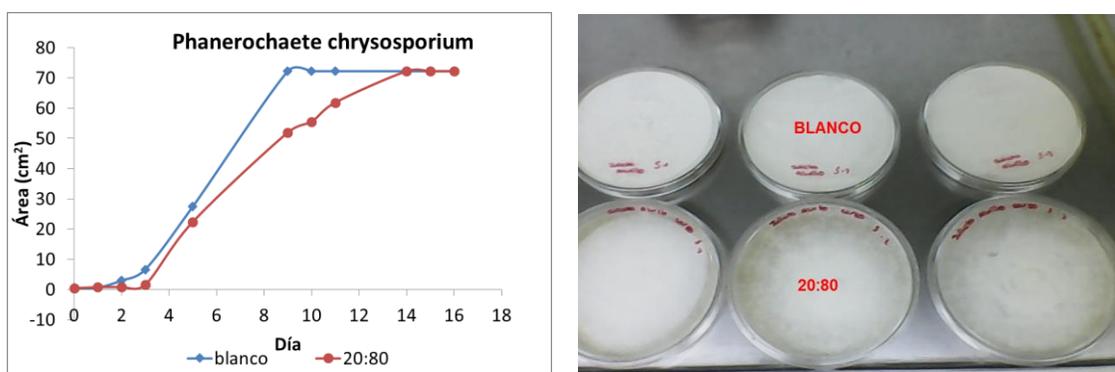


Figura 5.4. Crecimiento *Phanerochaete chrysosporium* (20:80)

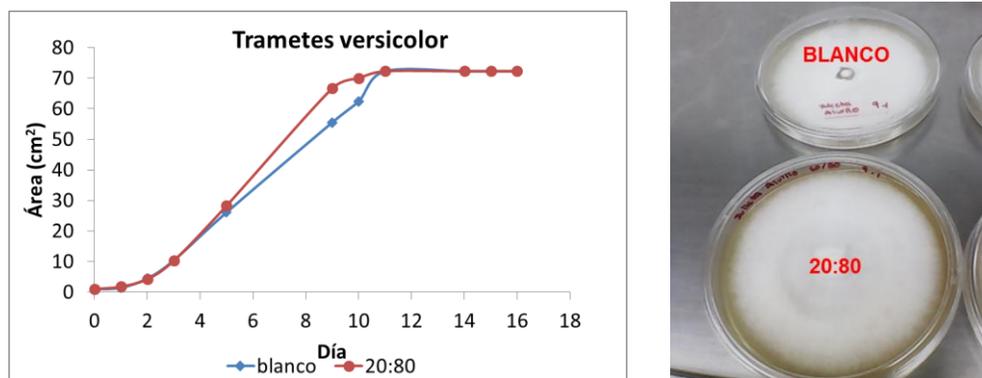


Figura 5.5. Crecimiento *Trametes versicolor* (20:80)

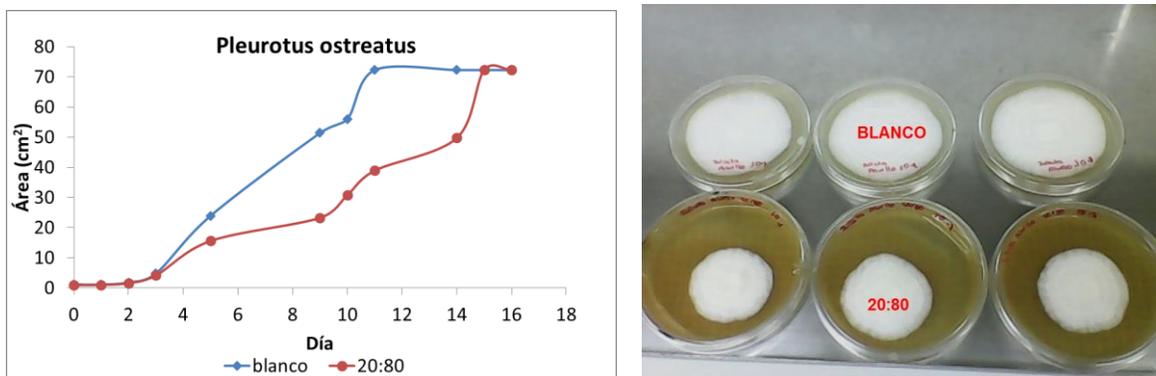


Figura 5.6. Crecimiento *Pleurotus ostreatus* (20:80)

Adicionalmente se llevó a cabo un análisis de varianza comparando el crecimiento de cada uno de los hongos en los medios de cultivos preparados con vinaza (10:90 y 20:80) con su respectivo blanco (**Anexo IV**). El análisis se realizó con los datos obtenidos al quinto día de crecimiento, esto debido a que fue tomado como el día en que el hongo se encontraba adaptado a las condiciones del medio y aún no llegaba a su máximo crecimiento.

Los resultados del análisis de varianza mostraron que entre el medio de cultivo preparado con 10% de vinaza y el blanco, no hay una diferencia significativa en el crecimiento entre ambos medios para ninguno de los tres hongos, sin embargo, se observa que tanto *Phanerochaete chrysosporium* como *Trametes versicolor* presentan un mayor crecimiento en el medio preparado con vinaza al 10% que, en el blanco, mientras que *Pleurotus ostreatus* muestra inhibición al crecer en menor proporción.

Mientras que en el análisis de varianza entre el medio preparado con 20% de vinaza y el blanco, se obtuvo que para los tres hongos si hay una diferencia significativa en su crecimiento en cada uno de los medios, sin embargo y tal como ocurre en el primer caso (medio de cultivo al 10% de vinaza) el *Trametes versicolor* presentó un mayor crecimiento en el medio preparado con vinaza al 20% que en el blanco, en cambio el *Phanerochaete chrysosporium* y el *Pleurotus ostreatus* muestran una inhibición en su crecimiento, siendo para el primero de aproximadamente 2 cm² mientras que en el *Pleurotus ostreatus* entre 8 y 9 cm².

5.3 Crecimiento de cepas en medios de cultivo líquidos (extracto de malta)

Se evaluó la relación vinaza:agua contenida en los medios de cultivo líquidos a la cual el crecimiento de las cepas (sin aclimatar) se vio afectada. La **Figura 5.7**, muestra los medios de cultivo líquidos preparados para la siembra de cada uno de los hongos, 0:100, 20:80, 40:60 y 100:0.

En la **Figura 5.8** se observa el crecimiento del hongo *Phanerochaete chrysosporium*, el cual crece incluso en la vinaza filtrada, aunque de forma

dispersa como colonias separadas. Además, se observó que en todas las relaciones disminuye el color que se encuentra en el medio. **La Figura 5.9** muestra el crecimiento del hongo *Trametes versicolor*, en el blanco el micelio crece en forma de huevo, mientras que en la relación 20:80 el hongo se encuentra más disperso, pero a concentraciones mayores de vinaza (40 y 100%) no puede apreciarse el crecimiento del hongo. A pesar de que el hongo *Pleurotus ostreatus* logra un crecimiento efectivo al sembrarse en medios de cultivo sólido, no es posible apreciar su crecimiento al sembrarse en medio de cultivo líquido a partir de la relación 20:80 (**Figura 5.10**), éste hongo solo creció en el blanco.

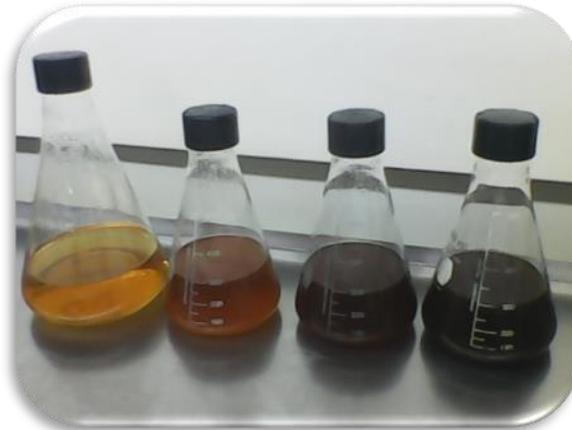


Figura 5.7. Preparación medios de cultivo líquidos



Figura 5.8. Inhibición del hongo *Phanerochaete chrysosporium*



Figura 5.9. Inhibición del hongo *Trametes versicolor*



Figura 5.10. Inhibición del hongo *Pleurotus ostreatus*

Tomando en cuenta el análisis de varianza, el tiempo en alcanzar su máximo crecimiento en las cajas Petri y el crecimiento presentado en los medios de cultivo líquidos de las tres cepas, los hongos *Phanerochaete chrysosporium* y *Trametes versicolor* fueron seleccionados como las opciones adecuadas para ser inoculados en los biofiltros y así evaluar su eficiencia de remoción y biotransformación de contaminantes presentes en las aguas residuales de la industria de Tequila.

5.4 Crecimiento de bacterias y hongos en la vinaza de tequila

En la vinaza de tequila no se observó la presencia de hongos ajenos a los seleccionados, sin embargo, se cuenta con la presencia de bacterias, los cuales no fueron caracterizadas (**Figura 5.11**).

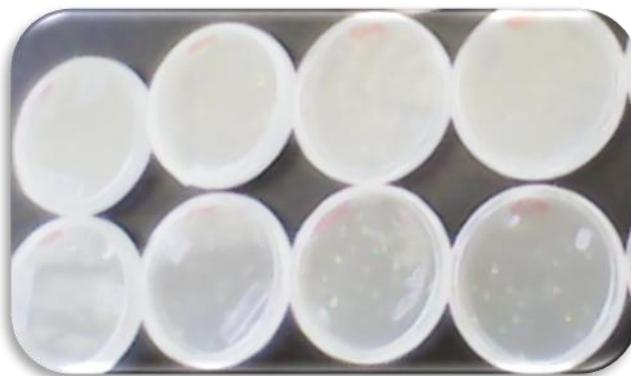


Figura 5.11. Medios de cultivo inoculados con vinazas de tequila filtradas

5.5 Evaluación del proceso de biofiltración fúngica sobre ficus como medio de soporte orgánico para el tratamiento de las aguas residuales provenientes de la industria del tequila

Los datos de la vinaza cruda, la vinaza filtrada, el influente y los efluentes de los tres biofiltros durante las tres etapas de operación se muestran en el **Anexo V**.

5.5.1 Comportamiento del pH

El comportamiento del pH a lo largo de la operación de los reactores se muestra en la **Figura 5.19**, durante la primera etapa de operación (relación 30:70), se observa un incremento del pH en los tres biofiltros en comparación con el influente, sin embargo, en los biofiltros inoculados con las dos cepas de hongos basidiomicetos este incremento es de 2 unidades mientras que en el testigo de 1 unidad. [Couillard \(1994\)](#) menciona que durante los primeros días de operación los pH's descienden debido al lavado de los ácidos húmicos y fúlvicos de las maderas, sin embargo en este caso no se puede apreciar dicho comportamiento, en cambio se observa una tendencia a aumentar el pH, esto puede deberse a la alcalinización del medio debida a la pérdida de ácidos orgánicos y a la formación de compuestos húmicos que tienen propiedades tampón ([Moreno-Casco y Moral-Herrero, 2007](#)) y a la liberación de aniones producto de las biotransformaciones de moléculas complejas de materia orgánica. Sin embargo al aumentar el pH en los biofiltros disminuye la vida útil de la madera ([García-Sánchez, 2007](#)); al trabajar con una relación 40:60, en este caso se observa que tanto el biofiltro testigo (BFT) como el inoculado con el hongo *Trametes versicolor* (BF 2) se comportan de manera similar (6.32 ± 0.91 unidades de pH para el BF1 y 6.57 ± 0.65 unidades de pH para el BF T) mientras que el comportamiento del BF 1 (inoculado con *Phanerochaete chrysosporium*) es variable y el pH en el efluente es menor (5.84 ± 1.03 unidades de pH) a los dos anteriormente mencionados; sin embargo, los tres biofiltros muestran una tendencia a seguir aumentando el pH en el efluente. Para la etapa operada al 50% se observó que el pH mostró una tendencia a disminuir a valores entre 5 y 6 unidades, mientras que al regresar a la alimentación de la mezcla de 40% de vinaza (cuarta etapa) el pH se elevó hasta las 7 y 8 unidades

en los tres biofiltros, mientras que al recircular el efluente de cada uno de ellos el comportamiento del pH fue similar al de la segunda y tercera etapa.

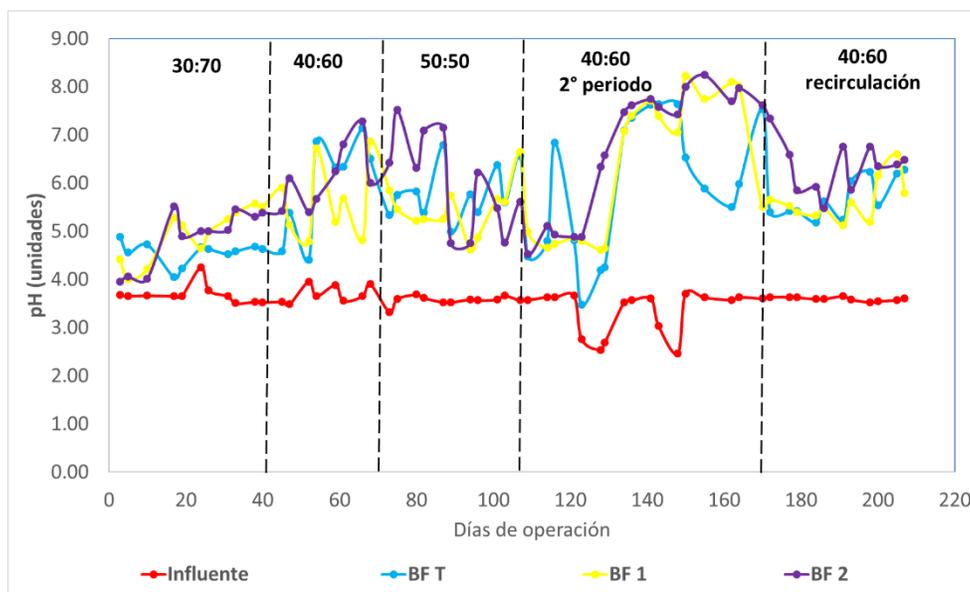


Figura 5.12. Comportamiento del pH (etapas I-V)

En la **Figura 5.20** se muestran los promedios de los valores obtenidos para las últimas tres muestras tomadas durante cada una de las etapas, observándose que el pH aumentó de manera considerable al trabajar con una relación del 40% de vinaza, esto puede deberse al aumento de la concentración de iones OH^- debido a los procesos de oxidación de distintos compuestos, comparado con la vinaza cruda donde se tiene una mayor cantidad de H_3O^+ ; de acuerdo a lo reportado por [García-Sánchez \(2007\)](#), el tratamiento de aguas residuales con biofiltros tienden a aumentar el pH de los efluentes dependiendo del material orgánico con el que se encuentre empacado, debido a esto es importante monitorearlo ya que las maderas se degradan más fácilmente a pH's básicos.

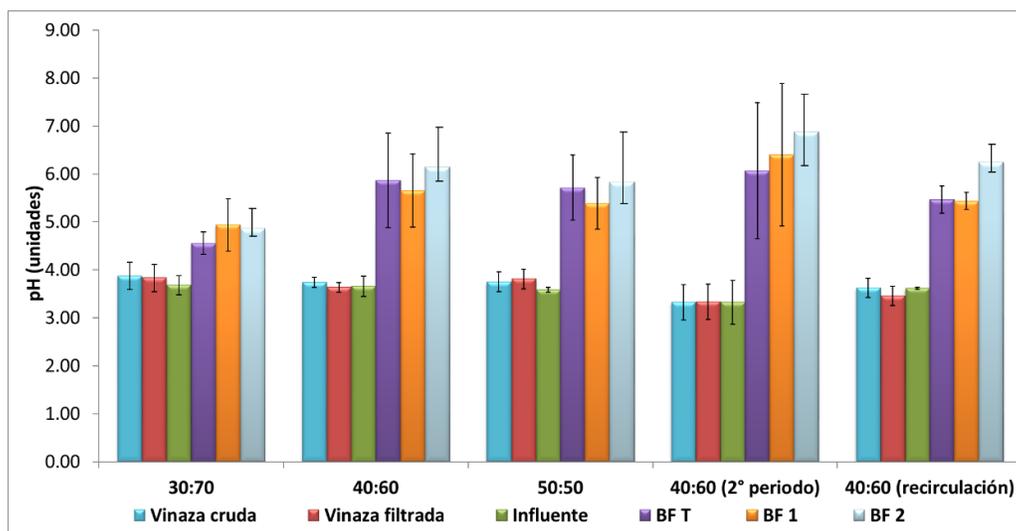


Figura 5.13. Comportamiento del pH (promedio de etapas I-V)

5.5.2 Comportamiento de la materia orgánica

5.5.2.1 Demanda química de oxígeno

En la **Figura 5.21** se puede observar que la materia orgánica contenida en la vinaza cruda es muy variable, ya que va desde los 20,000 mg L⁻¹ de DQO hasta los 60,000 mg L⁻¹ de DQO, debido a la cantidad de sólidos suspendidos que se encuentran presentes, sin embargo una vez que ésta es filtrada el contenido de materia orgánica disminuye ($26 \pm 25\%$) y se vuelve a la vez más constante, presentando un valor promedio de $19,469 \pm 3,492$ mg L⁻¹ de DQO (10,000-18,000 mg L⁻¹ de DQO).

La materia orgánica contenida en los influentes para cada una de las relaciones vinaza:agua (30:70, 40:60, 50:50) es de $7,953 \pm 1,984$, $8,314 \pm 1,126$ y $9,022 \pm 59$ mg L⁻¹ de DQO respectivamente, esto puede observarse en las **Figuras 5.22 y 5.23** así como el comportamiento de cada uno de los reactores.

Las remociones que se mencionan a continuación son las obtenidas durante los últimos cuatro análisis que corresponden a las últimas dos semanas de operación de las tres primeras etapas. Durante la primera etapa de operación con una carga orgánica promedio para los tres biofiltros de 5.15 kg de DQO m⁻³ d⁻¹, las remociones obtenidas del día 31 al 40, fueron para el BF T de $10 \pm 6\%$, para el BF 1 de $69 \pm 7\%$ y para el BF 2 de $66 \pm 12\%$ (**Figura 5.22**), con lo que se demuestra la acción de las enzimas extracelulares excretadas por cada uno de los hongos en la degradación de materia orgánica presente en la vinaza de tequila puesto que el biofiltro utilizado como testigo (BF T) mostró una menor remoción con respecto a los inoculados (BF 1 y BF 2).

En la segunda etapa de operación, con una carga orgánica promedio para los tres biofiltros de 5.59 kg de DQO m⁻³ d⁻¹, las remociones obtenidas del día 66 al 73 fueron para el BF T de $62 \pm 11\%$, para el BF 1 de $65 \pm 14\%$ y para el BF 2 de $68 \pm 11\%$ (**Figura 5.22**), se puede apreciar que durante esta etapa las remociones de materia orgánica obtenidas para el biofiltro testigo (BF T) son altas con respecto a los biofiltros inoculados con hongos (BF 1 y 2) lo cual se atribuye a que durante la primera etapa los microorganismos presentes en el BF T se estaban adaptando a los contaminantes presentes en las vinazas de Tequila (periodo de estabilización del reactor), mientras que los hongos comenzaron su acción sobre este tipo de compuestos desde la primera etapa.

Sin embargo durante la tercera etapa de operación, con una carga orgánica promedio para los tres biofiltros de 6.09 kg de DQO m⁻³ d⁻¹, las remociones obtenidas del día 101 al 109, (**Figura 5.22**) disminuyeron hasta un 8 ± 12 , 24 ± 9 y $26 \pm 10\%$ para el BF T, BF 1 y BF 2 respectivamente, lo cual se podría atribuir, al aumento de contaminantes recalcitrantes y difíciles de biodegradar tanto para los microorganismos presentes en el biofiltro testigo como para el consorcio creado entre hongos y microorganismos .

En la cuarta etapa, la carga orgánica promedio para los tres biofiltros disminuyó a $2.87 \text{ kg de DQO m}^{-3} \text{ d}^{-1}$ (**Figura 5.22**) las remociones promedio muestran una tendencia continua a aumentar y en las últimas tres muestras fueron para el BF T de $64 \pm 16\%$, para el BF 1 de $84 \pm 4\%$ y para el BF 2 de $85 \pm 5\%$, con lo cual se puede apreciar que al trabajar con un caudal de 1 L d^{-1} , un tiempo de residencia hidráulico de 0.69 , 0.55 y 0.57 d^{-1} para el BF T, 1 y 2 respectivamente, tanto los hongos como los microorganismos presentes en los biofiltros pueden asimilar mejor los contaminantes y materia orgánica presente en las vinazas de tequila.

Por último, en la investigación de la recirculación del efluente, se puede observar que se aumentó la carga orgánica promedio para los tres biofiltros a $5.17 \text{ kg de DQO m}^{-3} \text{ d}^{-1}$ en los biofiltros y las remociones disminuyeron a 69 ± 6 , 70 ± 4 y $74 \pm 2\%$ para los BF T, 1 y 2 respectivamente (**Figura 5.23**).

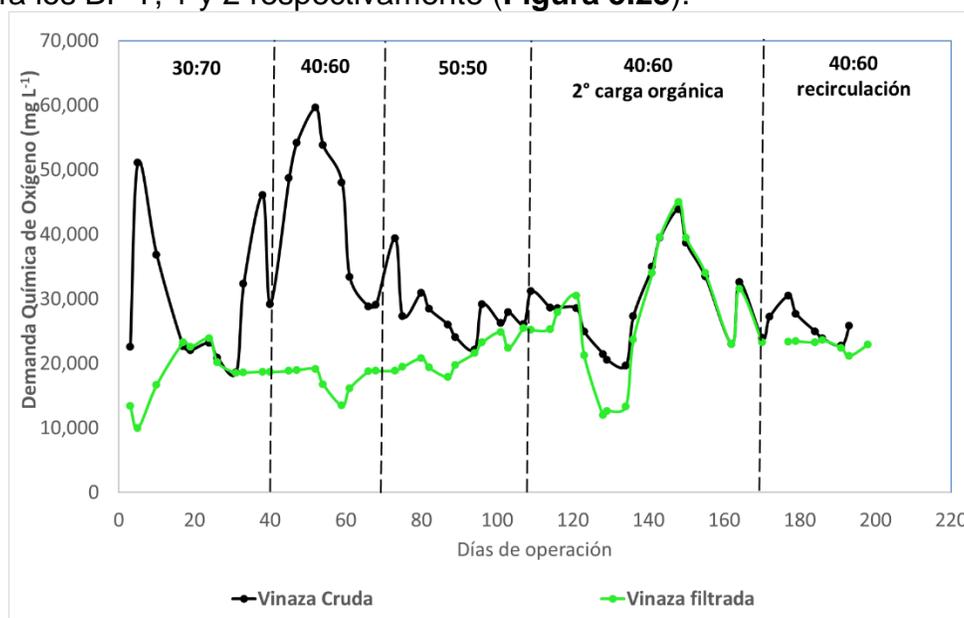


Figura 5.14. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (pretratamiento)

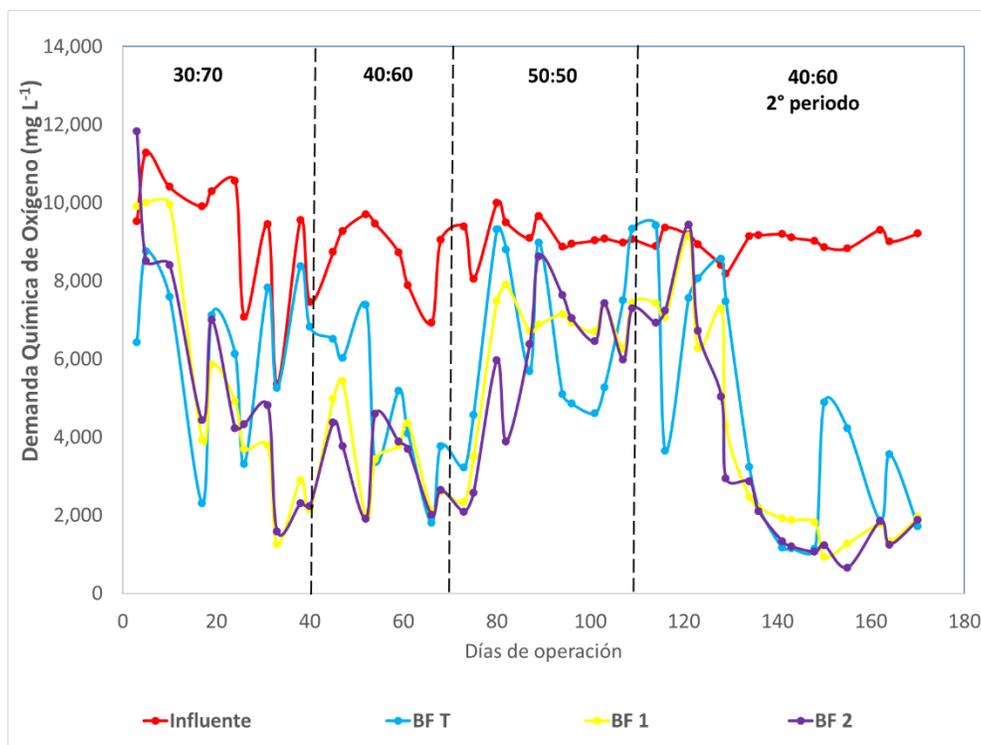


Figura 5.15. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (etapas I-IV)

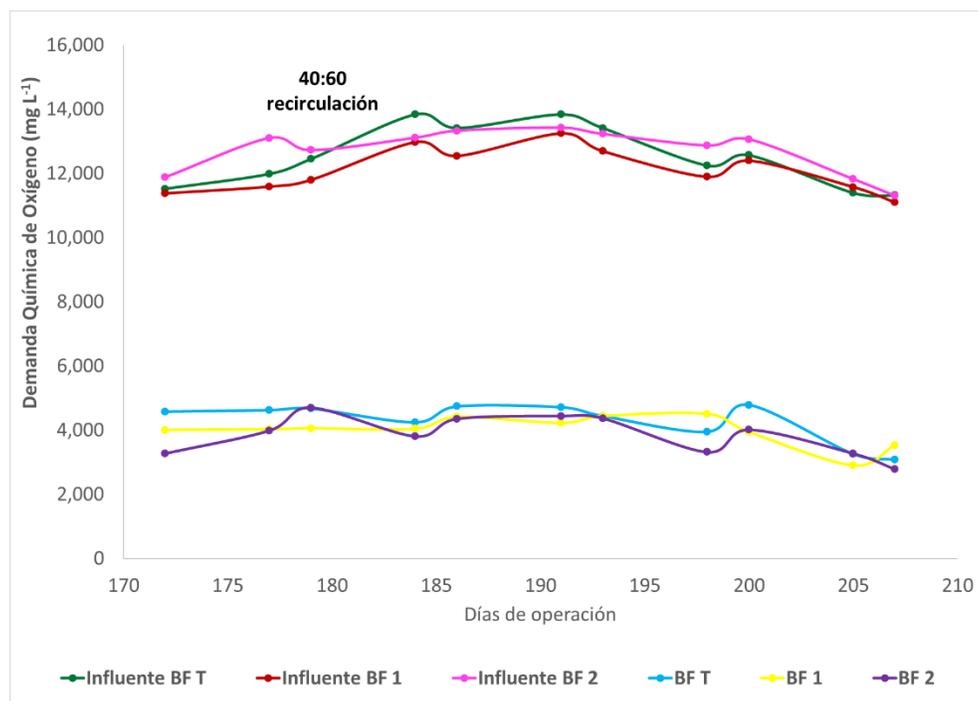


Figura 5.16. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (etapa V)

La **Figura 5.24** muestra el comportamiento de la vinaza cruda, filtrada, influente y efluentes de cada uno de los reactores durante las dos últimas semanas de las primeras cuatro etapas de operación, en ella se pueden observar los máximos porcentajes de remoción de materia orgánica obtenidos en cada relación

vinaza:agua, viéndose favorecidos los dos biofiltros inoculados con las cepas de hongos basidiomicetos; alcanzándose mejores remociones para la primer carga orgánica al trabajar con 40% de vinaza en el alimentación (segunda etapa). En la **Figura 5.25** se muestran los influentes y los efluentes de cada uno de los biofiltros durante la quinta etapa (recirculación), obteniéndose efluentes de $3,457 \pm 524$ mg L⁻¹ de DQO en el BF 1 (*Phanerochaete chrysosporium*) y $3,353 \pm 615$ mg L⁻¹ de DQO en el BF 2 (*Trametes versicolor*).

Durante este trabajo se lograron efluentes con concentraciones de $2,852 \pm 1,024$ mg L⁻¹ de DQO en el BF 1 (*Phanerochaete chrysosporium*) y $2,6060 \pm 780$ mg L⁻¹ de DQO en el BF 2 (*Trametes versicolor*), mientras que al trabajar con la segunda carga orgánica las concentraciones en los efluentes para los biofiltros fueron de $1,449 \pm 407$ mg L⁻¹ de DQO en el BF 1 (*Phanerochaete chrysosporium*) y $1,370 \pm 505$ mg L⁻¹ de DQO en el BF 2 (*Trametes versicolor*). En la **Tabla 5.2** se muestra una comparación entre el presente trabajo y estudios realizados con hongos basidiomicetos para el tratamiento de vinazas.

Tabla 5.2. Tratamientos de distintas vinazas con hongos basidiomicetos

Tipo de agua residual	Hongo basidiomiceto utilizado	Condiciones de operación	Resultados obtenidos	Referencia
Vinazas procedentes de una destilería de brandy	<i>Trametes versicolor</i>	Suplemento de carbono	Remociones del 77% de DQO	Benito et al., 1997
Vinazas provenientes de industrias destileras	<i>Phanerochaete chrysosporium</i>	32 días de tiempo de retención	Remociones del 48% de DQO	Potentini y Rodríguez-Malaver, 2006
Vinazas provenientes de la melaza de azúcar fermentada	<i>Trametes versicolor</i>	Previamente digeridas y diluidas a un 75% en el influente	Remociones del 90% de DQO	Kumar et al. (1998)
	<i>Phanerochaete chrysosporium</i>		Remociones del 73% de DQO	
Vinazas procedentes de la industria de Tequila	<i>Trametes versicolor</i>	Dilución del 40% en el influente	Remociones del 68% de DQO	Presente trabajo
	<i>Phanerochaete chrysosporium</i>		Remociones del 65% de DQO	

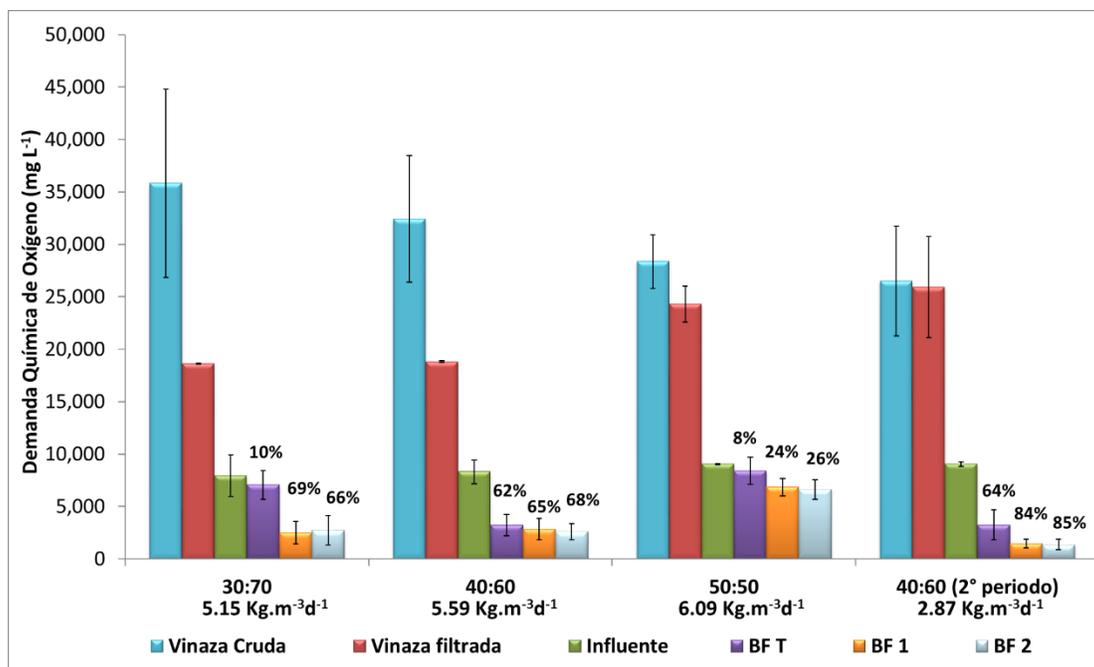


Figura 5.17. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (promedio etapas I-IV)

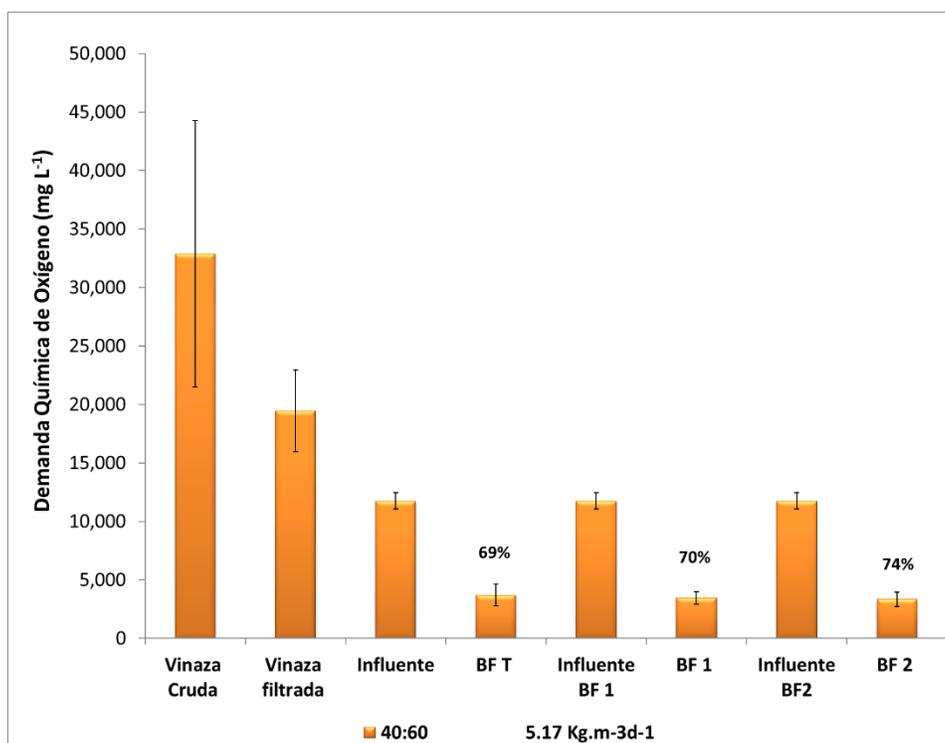


Figura 5.18. Comportamiento de la demanda química de oxígeno (promedio etapa V)

En la **Figura 5.26** se presentan los valores de carga orgánica volumétrica (COV), aplicada y las eficiencias de remoción de materia orgánica medida como DQO obtenidas; éstos fueron calculados para conocer la máxima carga que soportan los

sistemas. Se observa que la COV en el influente aumenta paulatinamente en las tres primeras etapas, siendo para el BF T de 5.50 ± 1.07 , 5.90 ± 0.76 y 6.69 ± 0.36 , para el BF 1 de 4.92 ± 0.96 , 5.09 ± 0.51 y 5.38 ± 0.29 y para el BF 2 de 5.04 ± 0.90 , 5.78 ± 0.59 y 6.22 ± 0.34 kg de DQO $m^{-3} d^{-1}$ sin embargo las remociones de materia orgánica disminuyeron con el 50% de vinaza en el agua de alimentación, mientras que al trabajar con un segundo caudal (1 L d^{-1}) y regresar a una mezcla de vinaza:agua de 40:60 la carga orgánica desciende (2.92 ± 0.10 , 2.47 ± 0.09 y 3.21 ± 0.11 kg de DQO $m^{-3} d^{-1}$ para los BF T, 1 y 2 respetivamente) y con ello las remociones de materia orgánica aumentan en los tres biofiltros, en cuanto a la etapa de recirculación se puede observar que la carga orgánica es de 5.50 ± 0.68 , 4.76 ± 0.44 y 5.26 ± 0.46 kg de DQO $m^{-3} d^{-1}$ para los BF T, 1 y 2 respetivamente y las remociones de materia orgánica disminuyeron en comparación con la cuarta etapa pero son mayores en comparación con las tres primeras etapas. En la **Figura 5.27** se muestran las cargas orgánicas para las tres etapas trabajadas con un 40% de vinaza y se comparan los porcentajes de remoción de los tres biofiltros, así como las concentraciones en sus efluentes para los tres biofiltros.

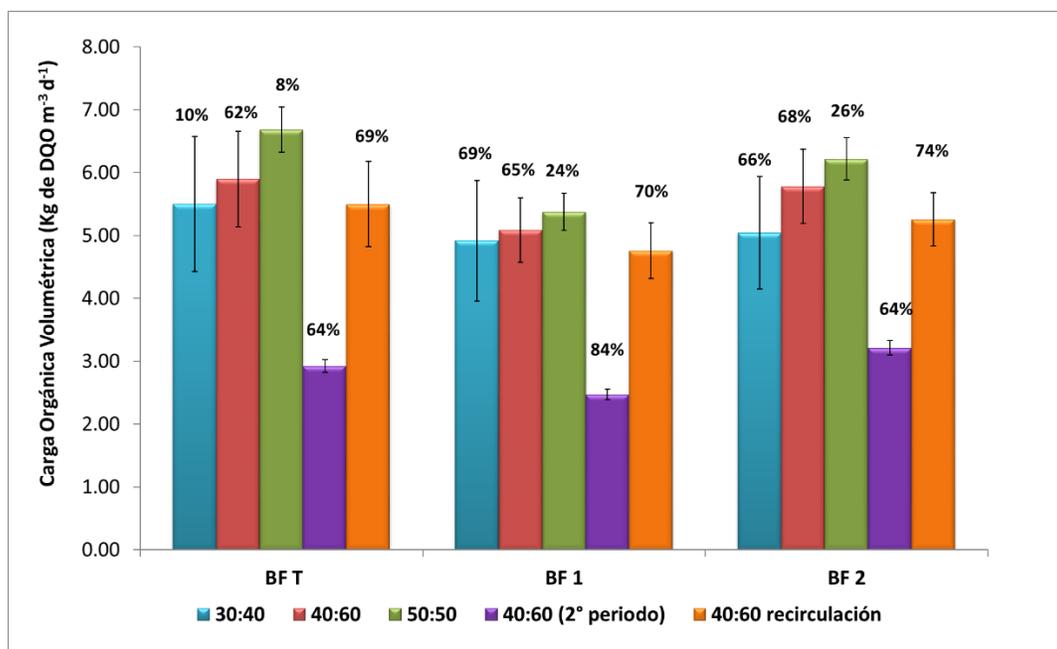


Figura 5.19. Cargas orgánicas volumétricas y porcentaje de remoción (etapas I-V)

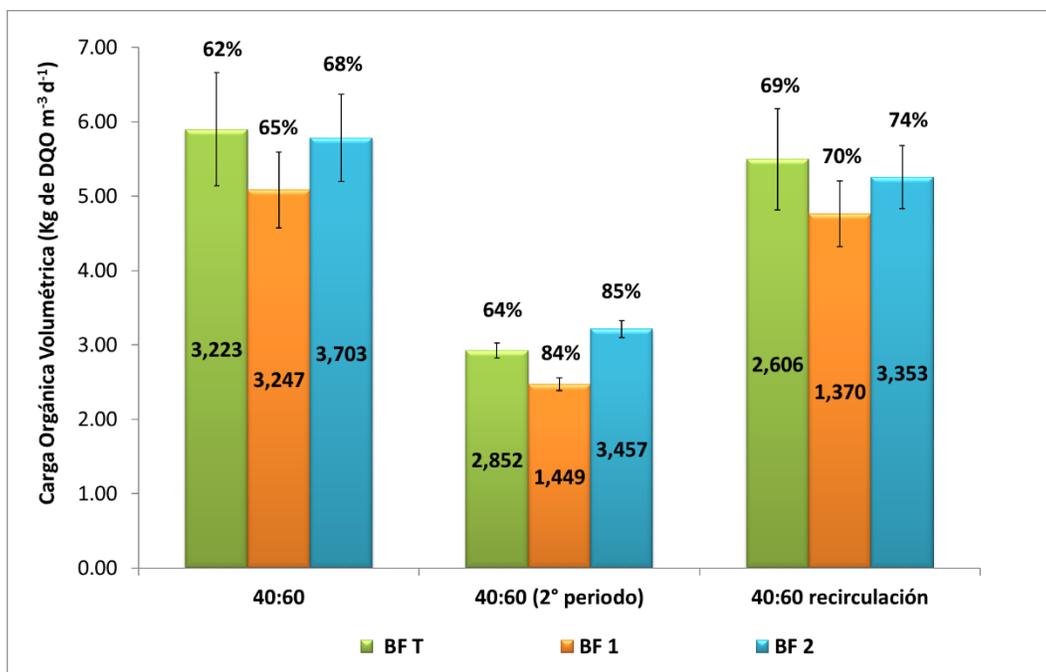


Figura 5.20. Cargas orgánicas volumétricas y porcentajes de remoción (etapas II, IV y V)

5.5.2.2 Carbón orgánico total

El análisis del carbón orgánico total no se realizó durante la tercera etapa de operación, sin embargo los resultados obtenidos para las restantes etapas se pueden observar en las **Figuras 5.28** y **5.29**, en las cuales se aprecia que durante la primera etapa de operación se obtienen mayores remociones de compuestos carbonosos en los biofiltros inoculados con hongos (BF 1 y 2) en comparación con el biofiltro testigo (BF T); durante la segunda etapa de operación la mayor remoción de compuestos carbonosos se lleva a cabo por el BF 2, el cual fue inoculado con *Trametes versicolor*, mientras que en esta misma etapa las remociones del BF T y BF 1 son similares; durante la cuarta etapa, las remociones aumentaron en los biofiltros inoculados con los hongos mientras que el biofiltro testigo disminuyó, lo que se atribuye a que los hongos basidiomicetos además de estar removiendo los compuestos carbonosos, están modificando la estructura de los contaminantes presentes en la vinaza de Tequila volviéndolos compuestos más simples y fácilmente asimilables por los microorganismos presentes en los biofiltros y con ello logrando mejores remociones en los biofiltros inoculados con hongos.

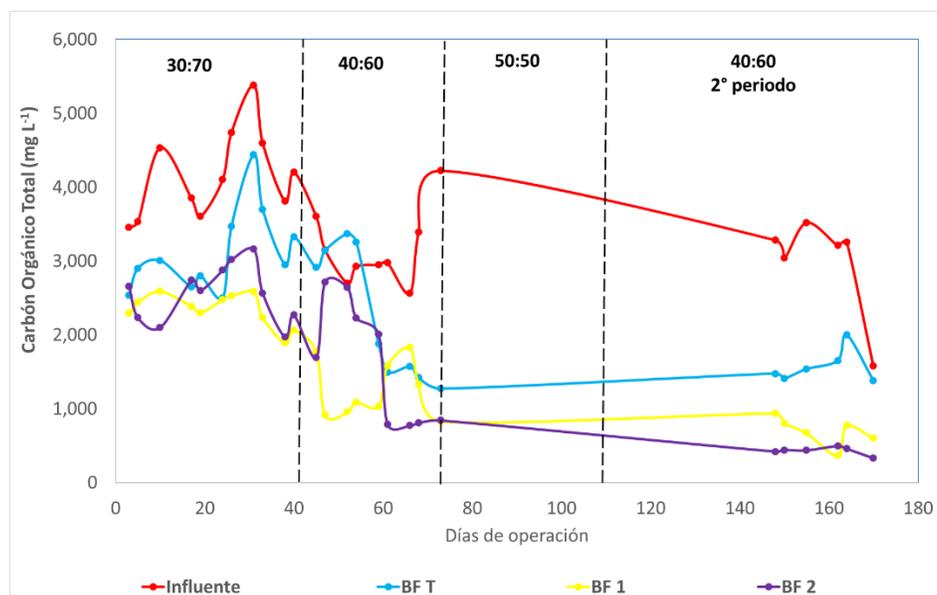


Figura 5.21. Comportamiento del carbón orgánico total (etapas I-IV)

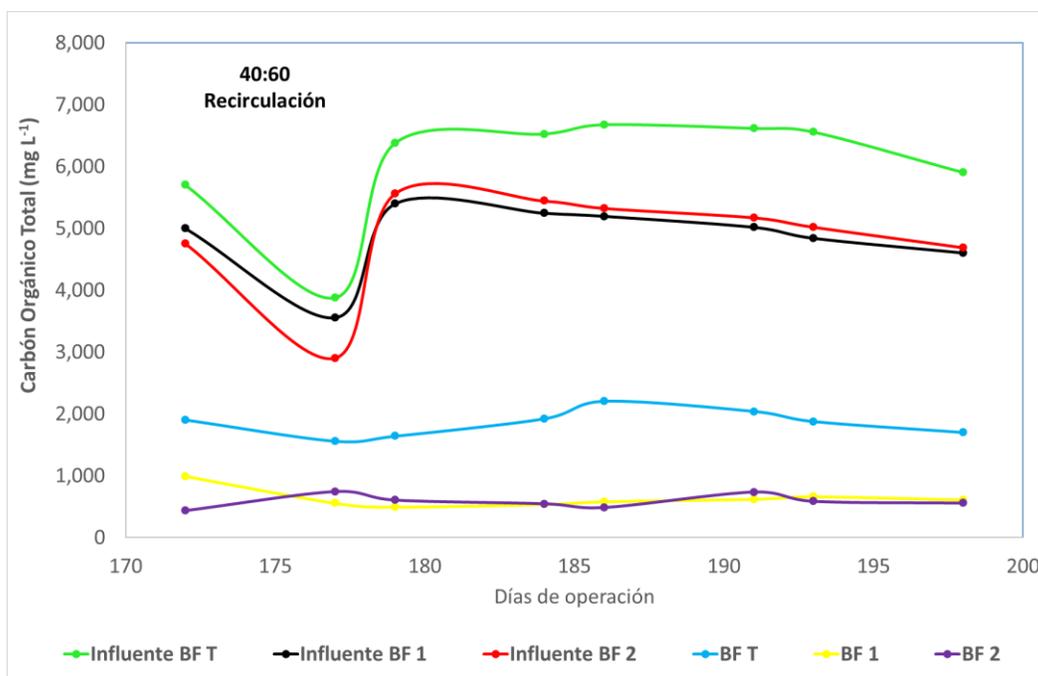


Figura 5.22. Comportamiento del carbón orgánico total (etapa V)

En la **Figura 5.30** se muestran los porcentajes de remoción de cada uno de los biofiltros. Las concentraciones de compuestos carbonosos que a continuación se mencionan son las obtenidas durante las últimas 2 semanas de operación; durante la primera etapa (30:70) para el BF T, 1 y 2 de $3,323 \pm 373$ mg L⁻¹ de COT, $2,063 \pm 173$ mg L⁻¹ de COT y $2,268 \pm 298$ mg L⁻¹ de COT respectivamente, durante la segunda etapa de $1,420 \pm 150$ mg L⁻¹ de COT, $1,330 \pm 500$ mg L⁻¹ de COT y 805 ± 35 mg L⁻¹ de COT respectivamente, y para la cuarta etapa de $1,676 \pm 310$ mg L⁻¹ de COT, 579 ± 205 mg L⁻¹ de COT y 426 ± 87 mg L⁻¹ de COT

respectivamente. Mientras que la **Figura 5.31** muestra las concentraciones para la recirculación de los efluentes, las cuales son $1,871 \pm 169 \text{ mg L}^{-1}$ de COT para el BF T, $630 \pm 26 \text{ mg L}^{-1}$ de COT para el BF 1 y $625 \pm 96 \text{ mg L}^{-1}$ de COT para el BF 2.

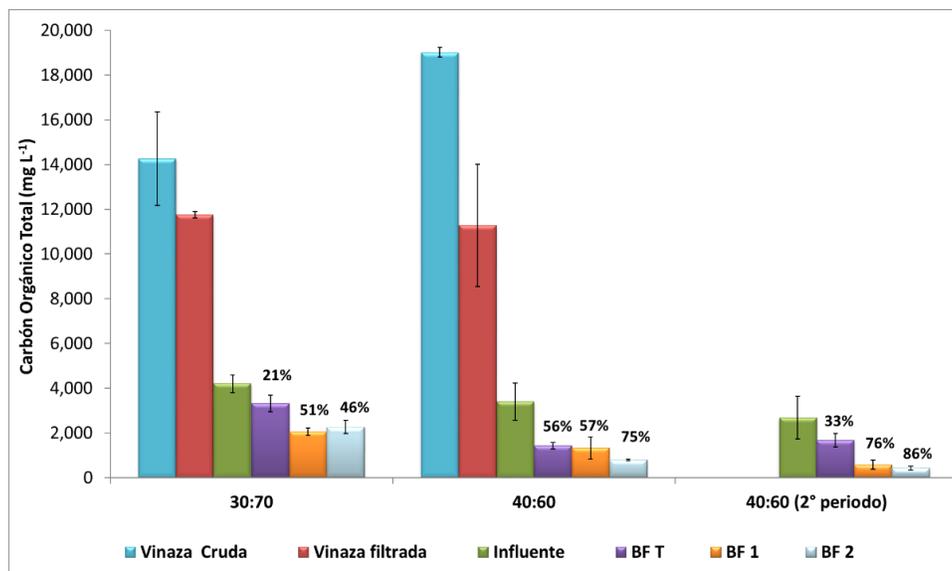


Figura 5.23 Comportamiento del carbón orgánico total (promedio etapas I-IV)

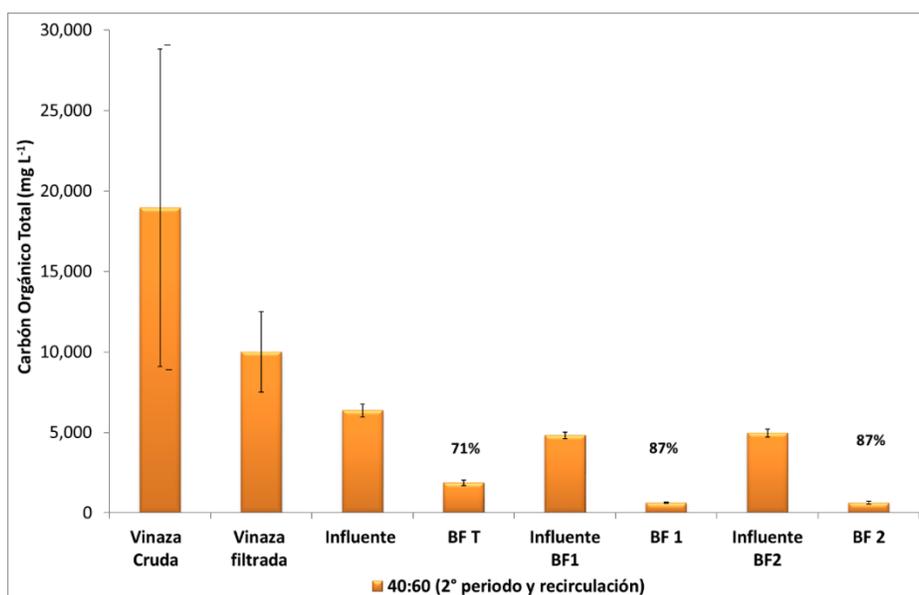


Figura 5.24 Comportamiento del carbón orgánico total (promedio etapa V)

5.5.3 Comportamiento de los nutrientes

5.5.3.1 Fósforo total

La biodegradación del fósforo fue monitoreada durante el tratamiento de las vinazas de Tequila ya que pueden desactivarse los compuestos tóxicos formados por el fósforo orgánico y a que proporciona una fuente de ortofosfatos para las plantas (Manahan, 2004). La remoción de fósforo durante la etapa de filtración

(Figura 5.32) no es considerada significativa ya que ésta es de alrededor de un 15%, lo que implica que la mayor parte del fósforo se encuentra en forma no particulada o disuelta.

La Figura 5.33 muestra el comportamiento del fósforo para las etapas I-IV; los promedios de las remociones obtenidas para los tres biofiltros durante la primera etapa de operación (30:70) son de 32% (BF T), 32% (BF 1) y 34% (BF 2), durante la segunda etapa (40:60) aumentaron a 46% (BF 1), 38% (BF 2) y 41% (BF 2), durante la última etapa (50:50) se alcanzaron remociones de 69% (BF T), 63% (BF 1) y 65% (BF 2). Sin embargo a pesar de que las remociones aumentan, la concentración de fósforo en el efluente también aumenta, durante la primera etapa de operación las concentraciones promedios en cada uno de los efluentes (BF T, BF 1 Y BF 2) son 52 ± 37 , 39 ± 29 y 40 ± 24 mg L⁻¹ mientras que para la tercera etapa dichas concentraciones son 68 ± 49 , 85 ± 57 y 79 ± 69 mg L⁻¹ respectivamente, esto debido a que la cantidad de fósforo que se encuentra en la alimentación es muy variable y va de 90 hasta 230 mg L⁻¹, motivo por el cual se observa que al trabajar con un 50% de vinaza el fósforo sigue siendo consumido e incluso dicho consumo se incrementa, sin embargo, aumenta su concentración en el efluente puesto que aumenta su concentración en el influente.

Al trabajar con un 40% de vinaza en el influente pero disminuir la carga orgánica en los biofiltros se ve favorecida la remoción de fósforo en los biofiltros inoculados con hongos (BF 1 y 2) con respecto al blanco (BF T), puesto que en el biofiltro testigo solo se obtienen remociones del 40%, mientras que en el inoculado con *Phanerochaete chrysosporium* (BF 1) de 73% y con el *Trametes versicolor* (BF 2) de 83%; sin embargo esta diferencia deja de ser significativa al aplicarse la recirculación de los efluentes (Figura 5.34) puesto que las remociones de los tres biofiltros se encuentran en un 80%.

Las remociones de fósforo obtenidas son atribuidas al aumento de microorganismos desnitrificantes, los cuales son acumuladores de fósforo (PAO) en fases anóxicas y aerobias (Correa y Sierra, 2004), además de la conversión de los fosfatos inorgánicos a polifosfatos, los cuales al tener un alto contenido energético también son acumulados por las células, para posteriormente ser utilizados una vez que sus reservas de sustratos carbonosos han sido vaciadas, este proceso es conocido como Luxury uptake (Jerónimo-Valencia, 2016); mientras que el aumento en la remoción de fósforo en la etapa IV en los biofiltros inoculados con hongos (1 y 2) se atribuye a la capacidad que tienen las hifas para asimilar las fuentes orgánicas e inorgánicas de fósforo (Lorenzana-Fernández, 2008).

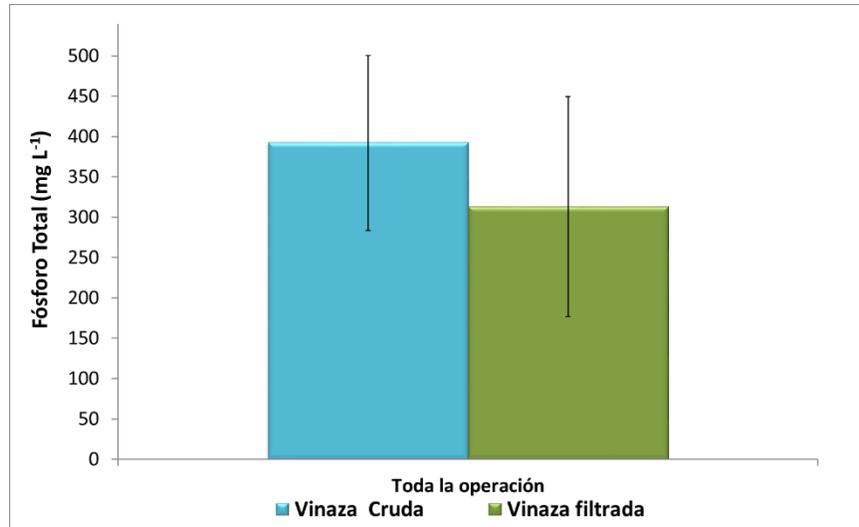


Figura 5.25. Comportamiento del fósforo total (pretratamiento)

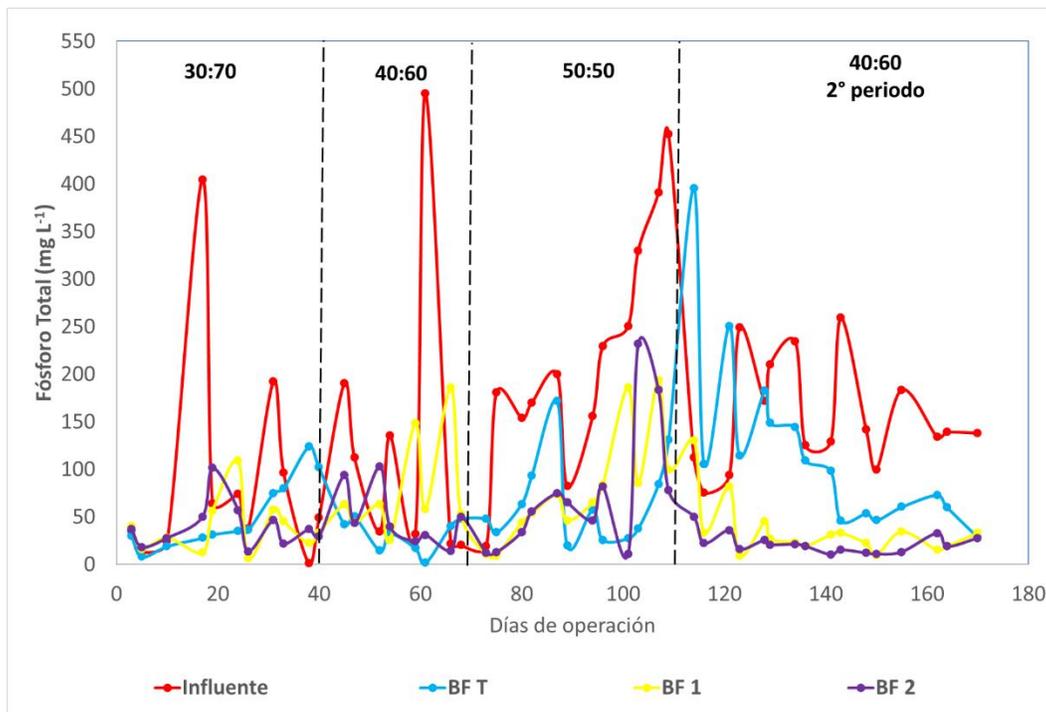


Figura 5.26. Comportamiento del fósforo total (etapas I-IV)

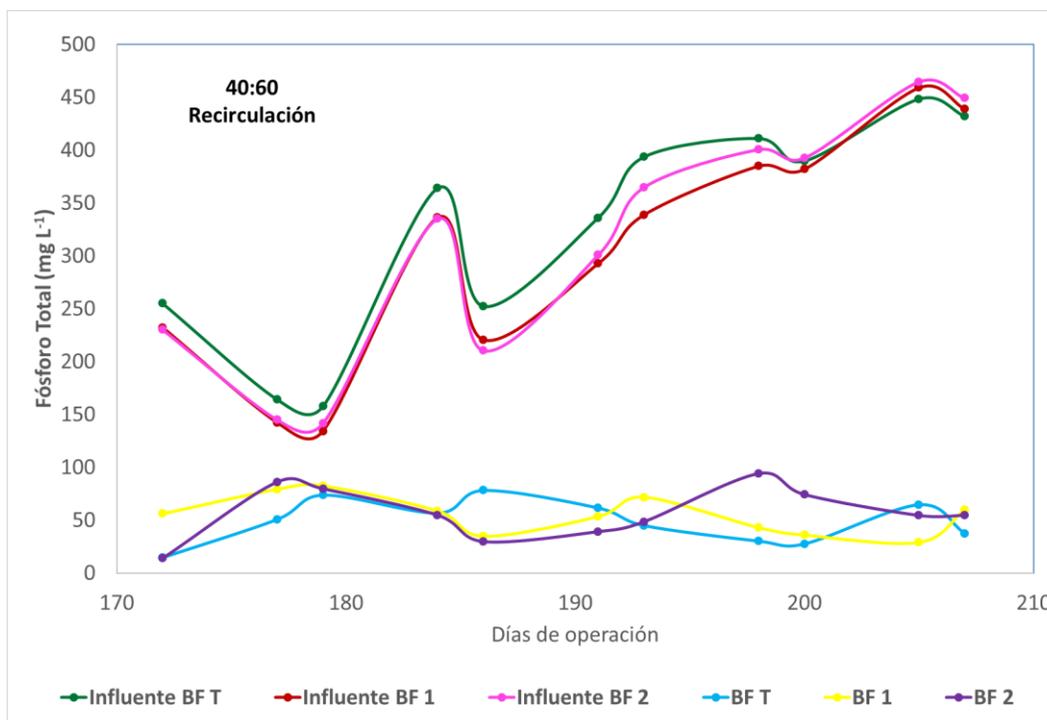
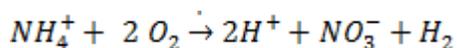
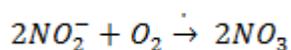
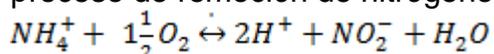
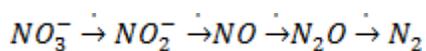


Figura 5.27. Comportamiento del fósforo total (etapa V)

5.5.3.2 Nitrógeno total

La remoción de nitrógeno es un proceso de dos etapas, la primera etapa consta de condiciones aerobias seguida de una segunda etapa anóxica, durante este tratamiento se lleva a cabo la primera etapa debido a que se trabaja con un flujo de aire de $1,000 \text{ mL min}^{-1}$, lo cual favorece a la oxidación del nitrógeno amoniacal a nitritos y nitratos (nitrificación) por parte de los microorganismos nitrificantes como lo son los miembros de las familias bacterianas *Nitrosobacteriaceae*, que incluyen a los géneros más representativos que son *Nitrosomas spp*, *Nitrobacter spp* y *Nitrospira spp* (Boltz et al., 2010; Garzón-Zúñiga et al., 2005 y Ornelas et al., 2012); mientras que la etapa de desnitrificación, que es la reducción de nitritos y nitratos a nitrógeno molecular, se lleva a cabo por bacterias facultativas, de los géneros *Pseudomonas*, *Achromobacter*, *Escherichia*, *Bacillus* y *Micrococcus* (Pacheco et al., 2002) que utilizan como aceptor final de electrones al oxígeno molecular y cuando el oxígeno se encuentra ausente, son capaces de utilizar los óxidos de nitrógeno (nitritos y nitratos) como aceptores finales de electrones (Garzón-Zúñiga et al., 2005). Las principales reacciones que ocurren durante el proceso de remoción de nitrógeno son:





Las **Figura 5.35** y **5.36** muestra las concentraciones de nitrógeno total obtenidas tanto de la vinaza cruda, filtrada, alimentación y efluente de cada uno de los biofiltros, en este caso la remoción de nitrógeno total de las vinazas de tequila se ve favorecida en el BF2 (inoculado con *Trametes versicolor*) durante las etapas I, II y IV, mientras que en la etapa V se alcanza una mayor remoción de nitrógeno total en el BF 1 (inoculado con *Phanerochaete chrysosporium*). Durante la primera etapa las remociones obtenidas para los BF T, BF 1 y BF 2 son de 18, 25 y 35%, durante la segunda etapa son de 13, 18 y 24%, en la tercera etapa son de 34, 24 y 26%, en la cuarta etapa de 34, 34 y 43% y en la quinta etapa de 50, 64 y 59% respectivamente.

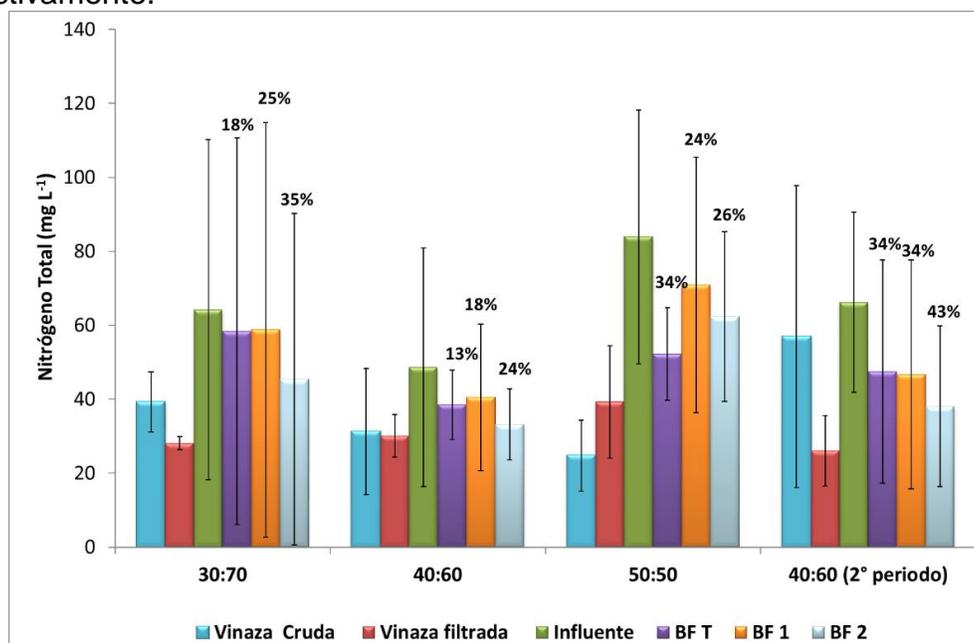


Figura 5.28. Comportamiento del nitrógeno total (etapas I-IV)

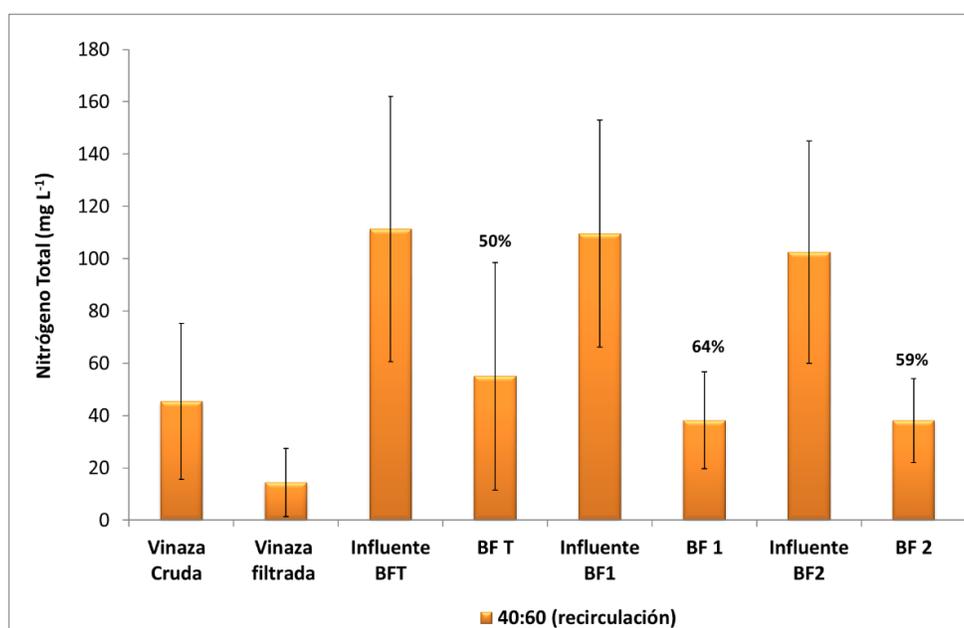


Figura 5.29. Comportamiento del nitrógeno total (etapa V)**5.5.3.3 Nitrógeno amoniacal**

En la **Figura 5.37** se muestran los resultados obtenidos del comportamiento de nitrógeno amoniacal durante las etapas de operación I-IV, mientras que en la **Figura 5.39** los porcentajes de remoción obtenidos durante dichas etapas. Las remociones de nitrógeno amoniacal que se mencionan a continuación son las obtenidas durante las dos últimas semanas de operación.

En la primera etapa, se puede observar que durante los primeros días de operación las remociones son variables lo cual pudo deberse a los procesos de adsorción y absorción propios de un sistema de biofiltración con lecho orgánico ([Garzón-Zúñiga et al. 2005](#)); también se puede observar que en el BF T se remueve un aproximado del 32% de nitrógeno amoniacal, mientras que en los BF 1 y BF 2, las remociones son de 77 y 57% respectivamente, viéndose favorecido el proceso de nitrificación en los biofiltros inoculados con las dos cepas de hongos, esto debido a que como lo señala [Rojas-Verde, et al. \(2013\)](#) la actividad enzimática y reproducción de los mismos se ve favorecida en condiciones con altos contenidos de nitrógeno, además puede atribuirse a las capacidades saprobias con las que cuentan los hongos basidiomicetos ([Carranza-Díaz, 2006](#)), otra posible razón por la cual se llevó a cabo una mayor remoción de nitrógeno amoniacal en los biofiltros inoculados con hongos es debido a su capacidad para transformar compuestos nitrogenados orgánicos complejos, entre los que se encuentran las proteínas y los aminoácidos, en amoníaco, el cual a su vez queda disponible para la nitrificación por parte de los microorganismos presentes en los biofiltros ([Pacheco et al., 2002](#)).

Durante la segunda etapa las remociones obtenidas son de 69, 66 y 68% para los tres biofiltros, lo cual nos indica que en el BF T se implantó un proceso de nitrificación por parte de los microorganismos, mientras que para la tercera etapa de operación las remociones obtenidas para los BF T, BF 1 y BF 2 son de 34, 36 y 39% respectivamente, esto puede deberse a que con el paso tiempo se abren y descomponen las fibras del material de empaque, desorbiendo el nitrógeno contenido en éstas, tal como lo menciona [García-Sánchez \(2007\)](#).

Una vez que la carga orgánica disminuye y se trabaja una cuarta etapa (**Figura 5.37** y **5.39**), las remociones de nitrógeno amoniacal se ven favorecidas para los tres biofiltros, siendo éstas de 59, 57 y 64% para los biofiltros T, 1 y 2 respectivamente, mientras que la recirculación de los propios efluentes (**Figura 5.38** y **5.40**) también favorece que los microorganismos puedan asimilar el nitrógeno amoniacal puesto que los valores promedios de las últimas tres muestras presentan remociones del $74 \pm 11\%$ (BF T), $73 \pm 4\%$ (BF 1) y $76 \pm 2\%$ (BF 2).

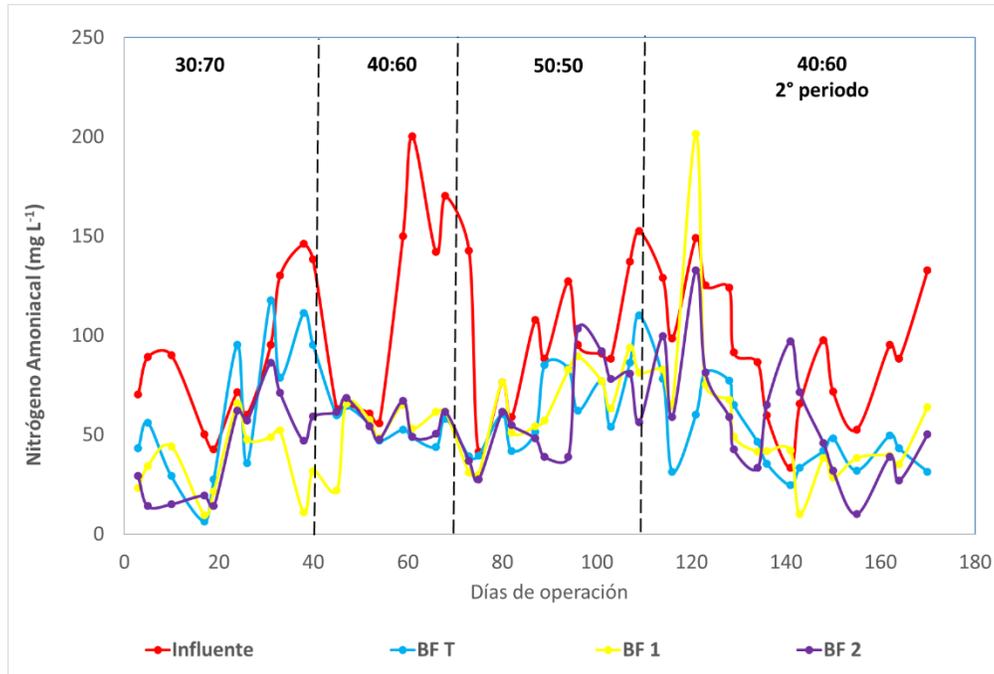


Figura 5.30. Comportamiento del nitrógeno amoniaco (etapas I-IV)

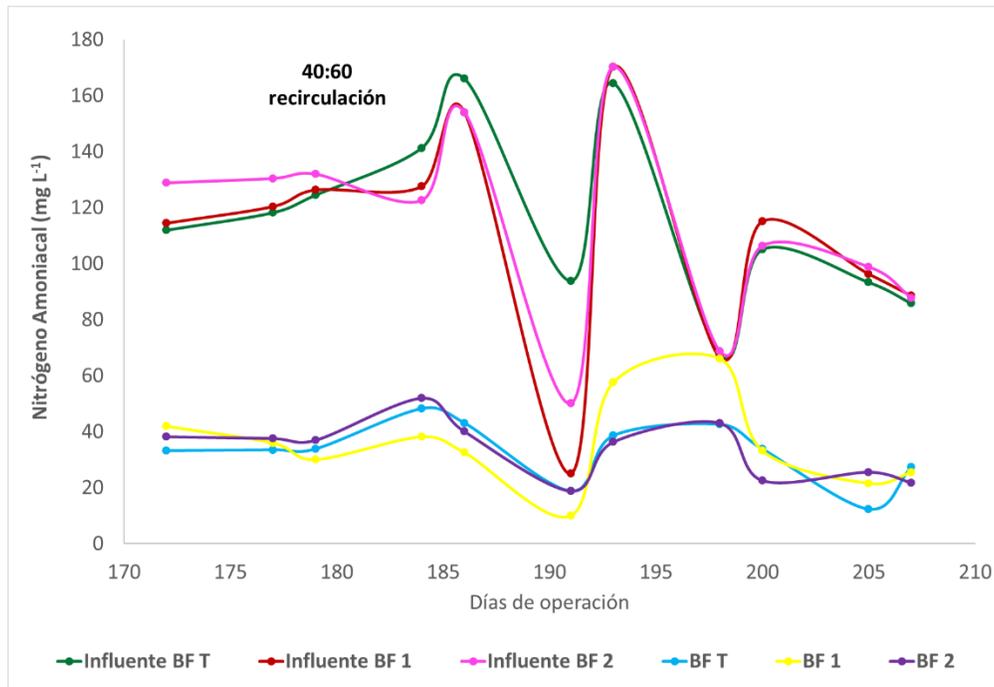


Figura 5.31. Comportamiento del nitrógeno amoniaco (etapa V)

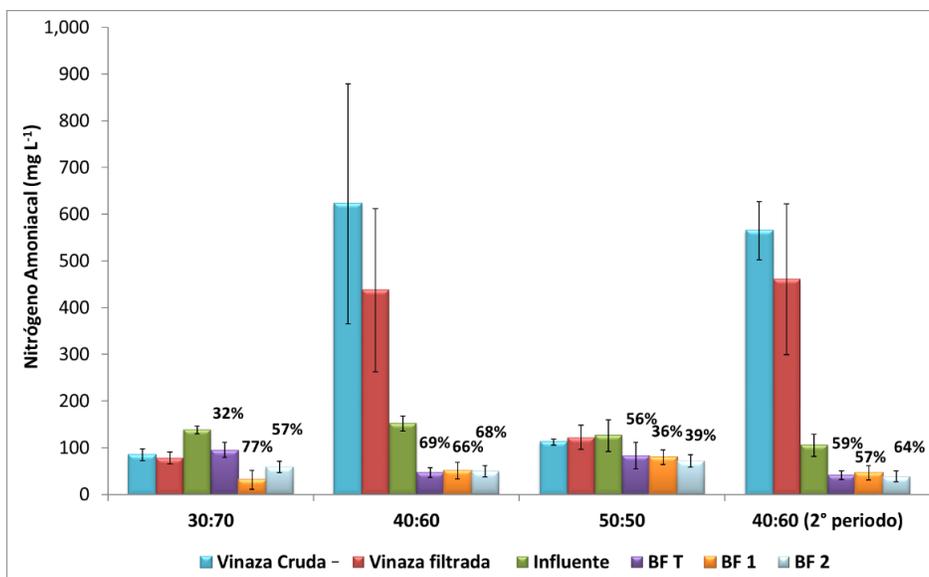


Figura 5.32. Comportamiento del nitrógeno amoniacoal (promedio etapas I-IV)

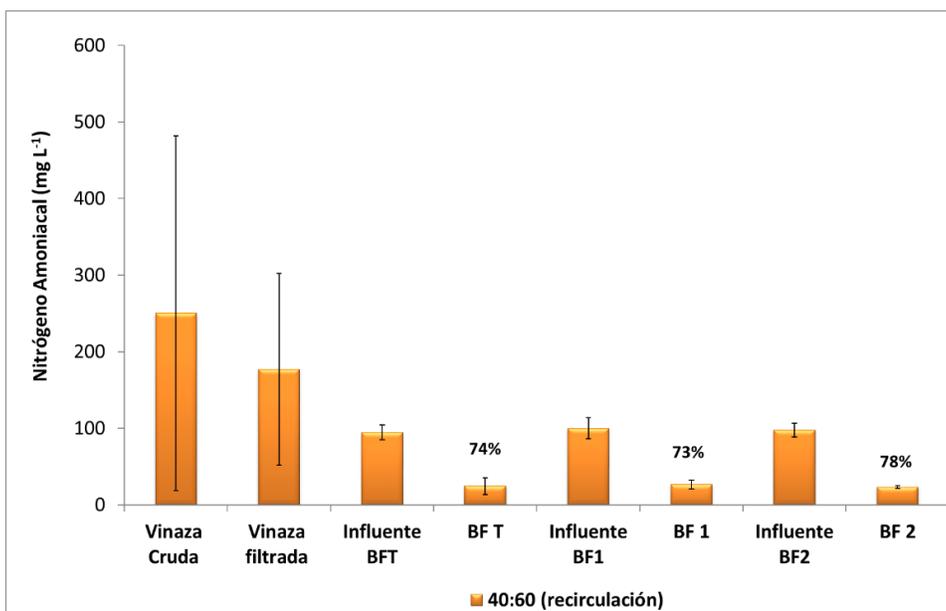


Figura 5.33. Comportamiento del nitrógeno amoniacoal (promedio etapa V)

5.5.4 Comportamiento de los parámetros físico-químicos

5.5.4.1 Temperatura

Las temperaturas en las tres etapas de operación se encuentran en un intervalo de 20 a 27 °C, disminuyendo en los días fríos y aumentando en días calurosos, sin embargo, no se observa (Figura 5.41) un cambio significativo entre la vinaza cruda, filtrada, de alimentación y cada uno de los efluentes, lo que indica que no se encuentran variaciones de temperatura en el tratamiento y pueden ser consideradas como adecuadas para dar un tratamiento biológico mediante hongos basidiomicetos.

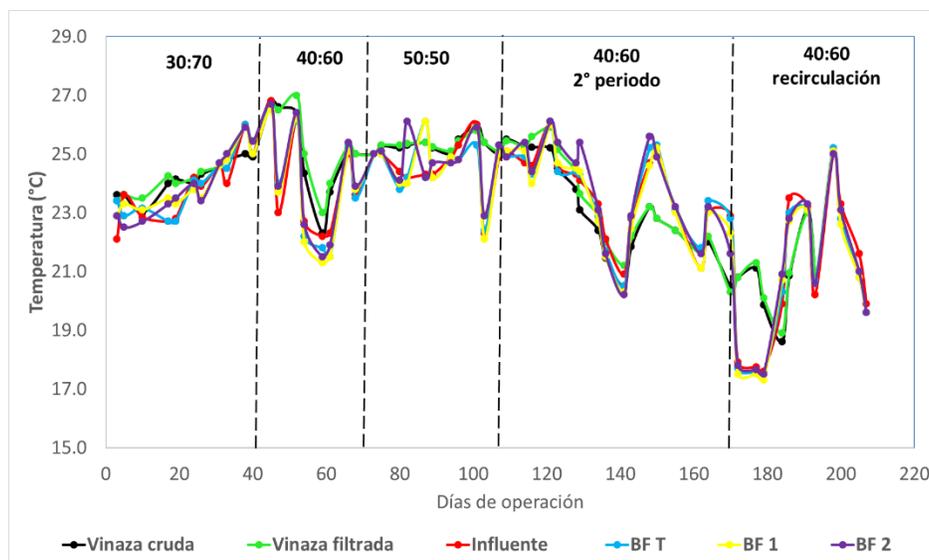


Figura 5.34. Comportamiento de la temperatura (etapas I-V)

5.5.4.2 Sólidos disueltos totales

La remoción de sólidos disueltos totales no se ve favorecida en la etapa de pretratamiento, debido a que las partículas disueltas contenidas en las vinazas no pueden ser retenidas por el lecho filtrante, además durante los primeros 75 días de operación (primera y segunda etapa de operación) se observa un incremento en su concentración, lo cual se atribuye al lavado del material filtrante, en este caso ficus (Figura 5.42).

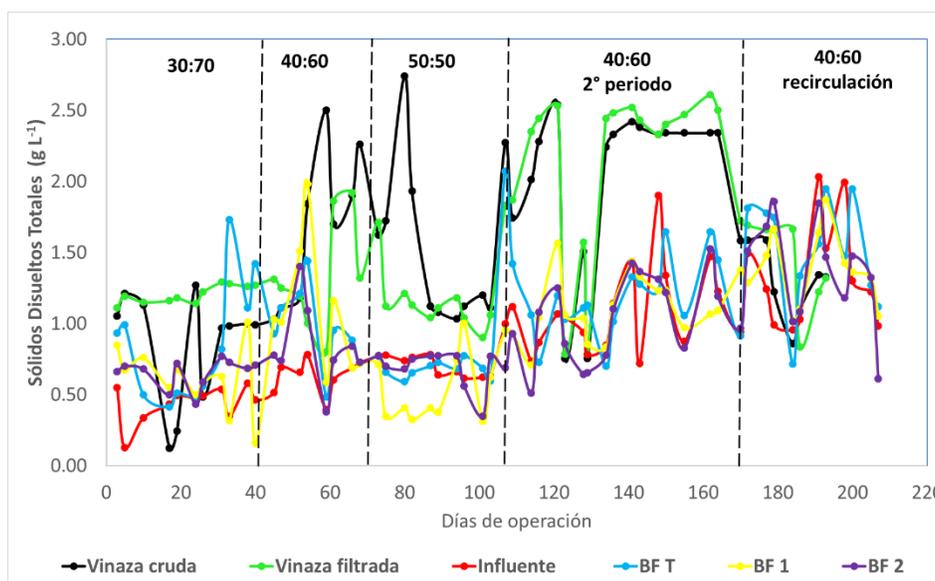


Figura 5.35. Comportamiento de los sólidos disueltos totales (etapas I-V)

5.5.4.3 Potencial de óxido-reducción

En la Figura 5.43 se puede observar el comportamiento del potencial de óxido reducción. Se presentaron valores para la vinaza cruda, la vinaza filtrada y el agua

de alimentación de entre 200 y 300 mV, mientras que en los efluentes de cada uno de los biofiltros dicho potencial se ve disminuido, esto debido al consumo de oxígeno por parte de los microorganismos en el BF T y de los hongos y microorganismos en el BF 1 y BF 2 para realizar sus funciones de alimentación, crecimiento y reproducción, sin embargo al encontrarse dichos valores por encima de los 50 mV es considerado que los tres biofiltros se encuentran trabajando en condiciones aerobias, en cambio durante los últimos días de la cuarta etapa (del día 140 al 160) se muestran condiciones anóxicas en los biofiltros inoculados con las dos cepas de hongos (1 y 2) puesto que los valores del potencial óxido reducción descienden por debajo de los 0 mV, esto puede atribuirse a que las condiciones del medio cambiaron su estado oxidativo al reductor y por consecuencia la materia orgánica fue reducida (Guido-Zarate, 2006). siendo los aceptores finales de electrones los nitratos, sulfatos y dióxido de carbono, a diferencia de las condiciones aerobias en las cuales el aceptor final de electrones es el oxígeno (Arriaga-Estrada, 2006) y sin embargo al pasar a la quinta etapa los valores del BF 1 y 2 ascienden nuevamente y se considera que se encuentran trabajando en condiciones aerobias.

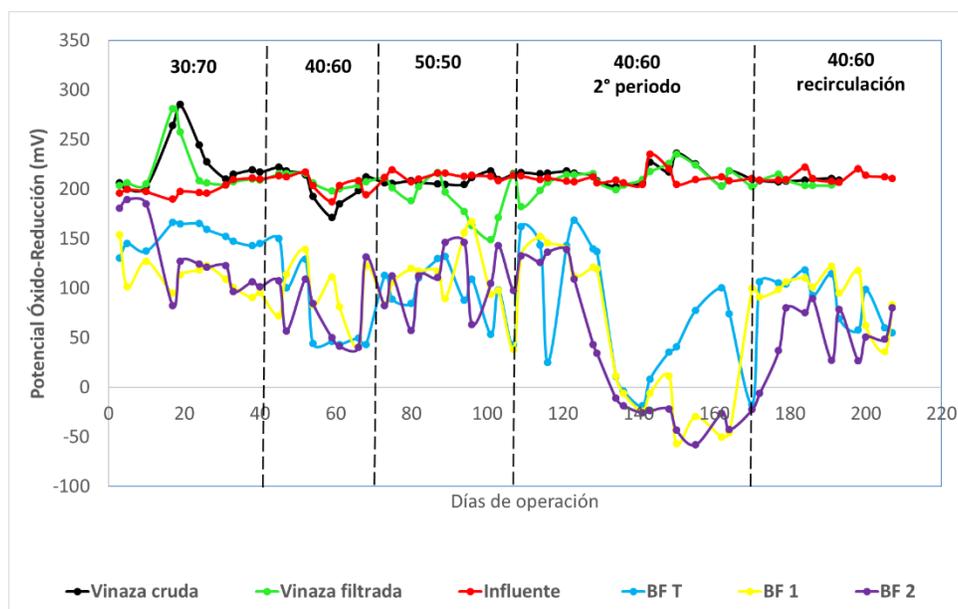


Figura 5.36. Comportamiento del potencial óxido-reducción (etapas I-V)

5.5.4.4 Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica del agua es una medida indirecta de la actividad iónica de una solución en términos de su capacidad para transmitir corriente (Cervantes-Quiroz, 2009). En la **Figura 5.44** se muestra el comportamiento de la conductividad para el pretratamiento.

Al trabajar con una relación vinaza:agua de 30:70, la conductividad en la vinaza cruda y en la vinaza filtrada es muy similar, sin embargo, al ser diluida con agua la conductividad disminuye, siendo este cambio menos notorio conforme se aumenta el porcentaje de vinaza en el agua de alimentación. En cuanto a la conductividad

en los efluentes de cada uno de los reactores durante la primera etapa se puede observar que los tres biofiltros presentan una conductividad similar, en la segunda y tercera etapa de operación el BF 2 presenta una menor conductividad respecto al BF 1 y al BF T; mientras que en la cuarta y quinta etapa de operación la conductividad en los BF T, 1 y 2 se comporta de manera similar, esto se puede apreciar de manera más sencilla en la **Figura 5.46**.

El aumento de la conductividad eléctrica en los efluentes de los biofiltros puede deberse al aumento propio de la concentración de iones (Cervantes-Quiroz, 2009) a consecuencia de la modificación de los contaminantes contenidos en las vinazas de Tequila sin ser empleados para su crecimiento y la asimilación de éstos por parte de los microorganismos presentes en los biofiltros (Quintero-Díaz, 2011).

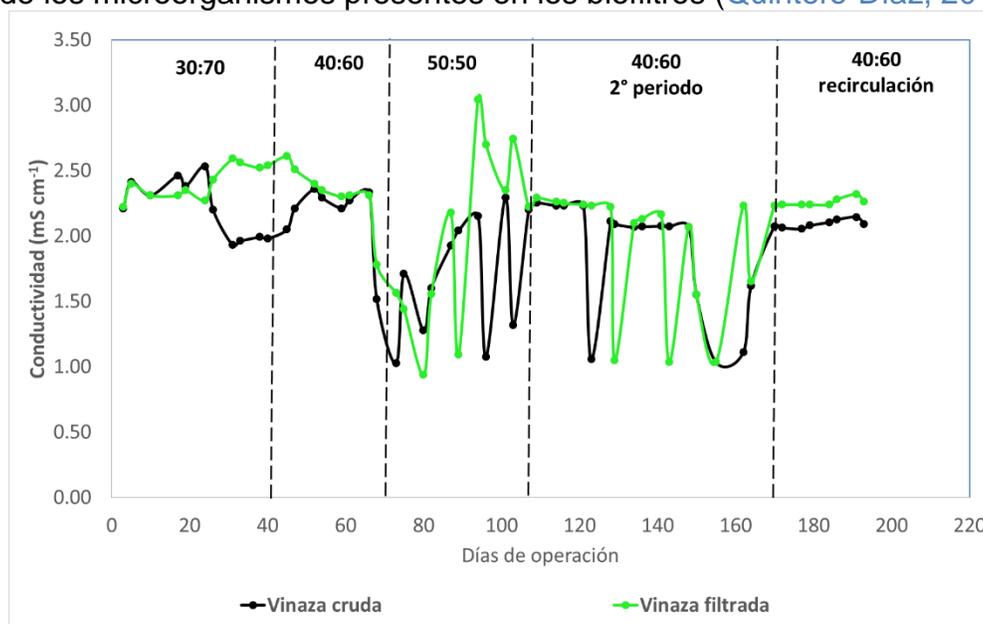


Figura 5.37. Comportamiento de la conductividad (pretratamiento)

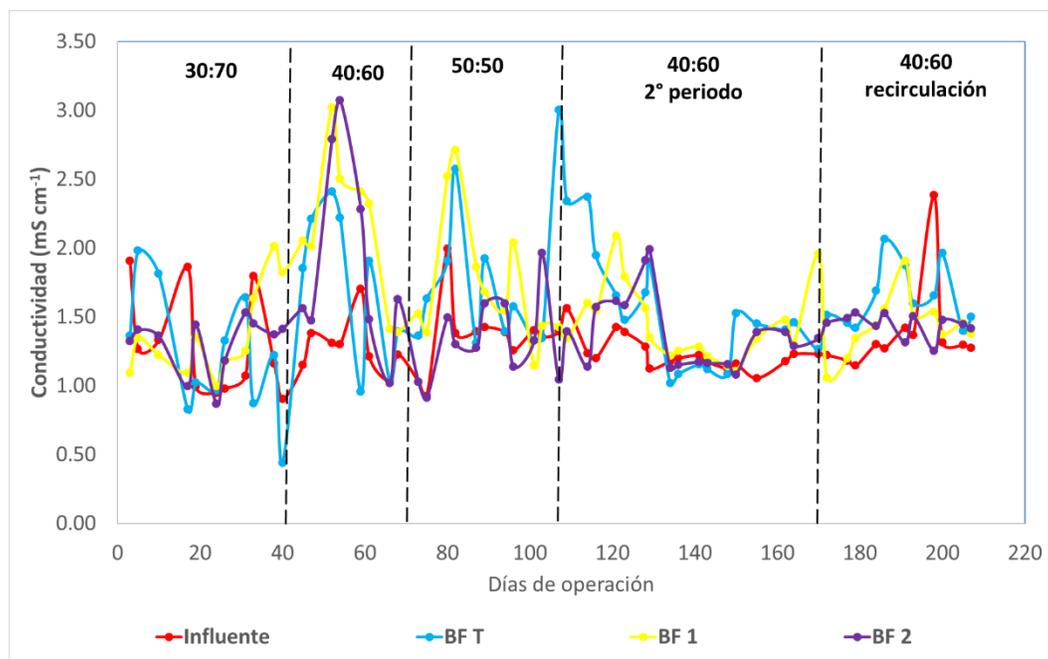


Figura 5.38. Comportamiento de la conductividad (etapas I-V)

El valor de la conductividad (**Figura 5.46**) en el influente pasó de 0.75 mS cm^{-1} a 1.82 mS cm^{-1} y 1.41 mS cm^{-1} para el BF 1 y BF 2 respectivamente en la primera etapa; en cuanto a la segunda etapa de operación la conductividad aumentó de 1.10 mS cm^{-1} (influente) a 1.44 mS cm^{-1} (BF 1) y 1.22 mS cm^{-1} (BF 2). En la tercera etapa de operación se presentaron valores similares para el influente (1.43 mS cm^{-1}) y para los efluentes del BF 1 (1.40 mS cm^{-1}) y BF 2 (1.47 mS cm^{-1}), siendo mayor en el BF 1 (2.23 mS cm^{-1}). En la cuarta etapa la conductividad del influente fue de 1.21 mS cm^{-1} y los efluentes de 1.38 mS cm^{-1} en el BF T, de 1.58 mS cm^{-1} en el BF 1 y de 1.34 mS cm^{-1} en el BF 2, en todos los casos la conductividad aumentó ligeramente. En la recirculación los valores obtenidos fueron de 1.29 mS cm^{-1} (influente), 1.62 mS cm^{-1} (BF T), 1.40 mS cm^{-1} (BF 1) y 1.45 mS cm^{-1} (BF 2).

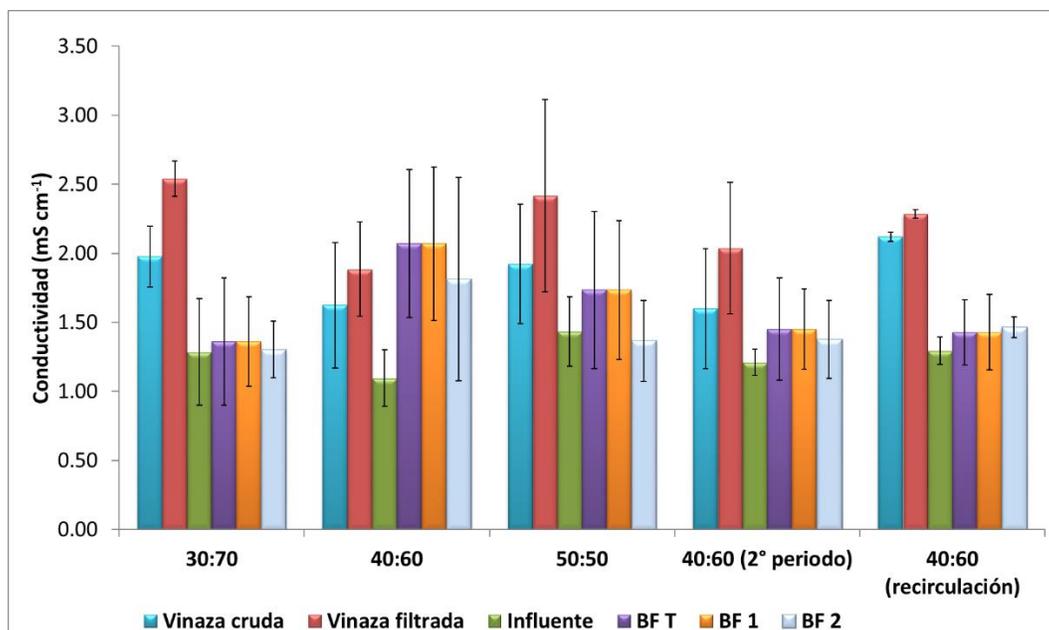


Figura 5.39. Comportamiento de la conductividad (promedio etapas I-V)

5.5.5 Comportamiento de otros contaminantes

5.5.5.1 Sólidos suspendidos

La remoción de los sólidos suspendidos durante el pretratamiento de la vinaza se puede observar en la **Figura 5.47** con el cual se alcanzan remociones de hasta el 80%. Las concentraciones obtenidas en cada uno de los biofiltros durante las etapas I-IV se pueden observar en la **Figura 5.48**, el comportamiento es variable durante las tres primeras etapas, motivo por el cual se puede sugerir que los desprendimientos se están llevando a cabo por la velocidad de filtración no es baja y la macroporosidad es elevada. Durante la primera etapa, la variación de los sólidos suspendidos puede deberse al lavado de la cama orgánica ([Metcalf y Eddy, 2003](#)), mientras que durante la segunda y tercera etapa se atribuye al crecimiento de la población de los microorganismos dentro del biofiltro y por consecuencia al aumento de biomasa y su posterior desprendimiento y al ataque de las enzimas fúngicas sobre el material filtrante lo que genera la acumulación de sólidos suspendidos en el efluente ([Medina-Mazari, 2012](#)); sin embargo en la cuarta etapa, a partir del día 120 de operación, las remociones de los sólidos aumentan hasta un 74% en el BF 1, 68% en el BF2 y 69% en el BF T, mientras que al recircularse los efluentes (**Figura 5.49**) se obtienen remociones de 54, 54 y 55% para los BF T, 1 y 2 respectivamente.

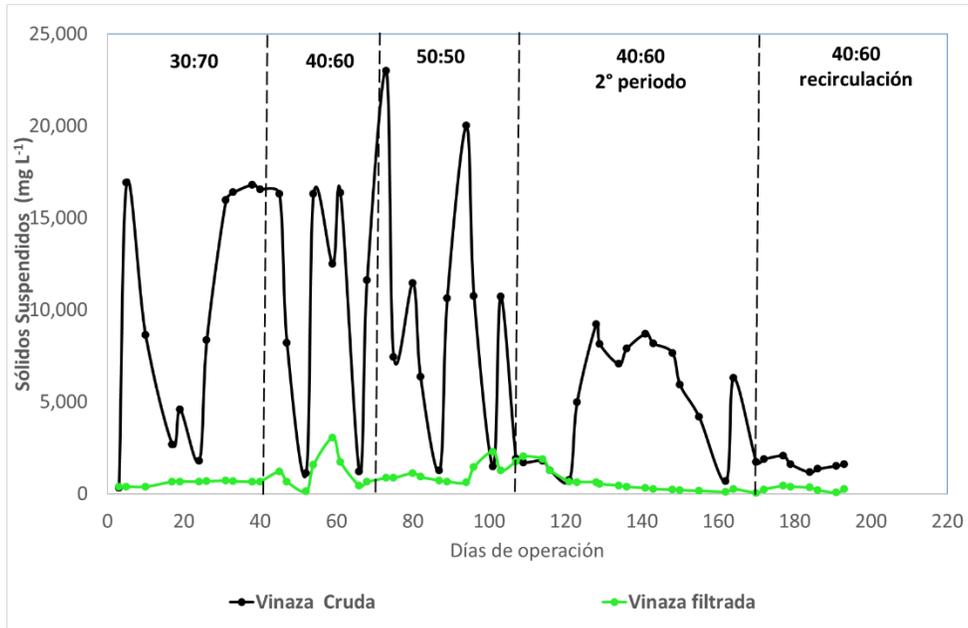


Figura 5.40. Comportamiento de los sólidos suspendidos (pretratamiento)

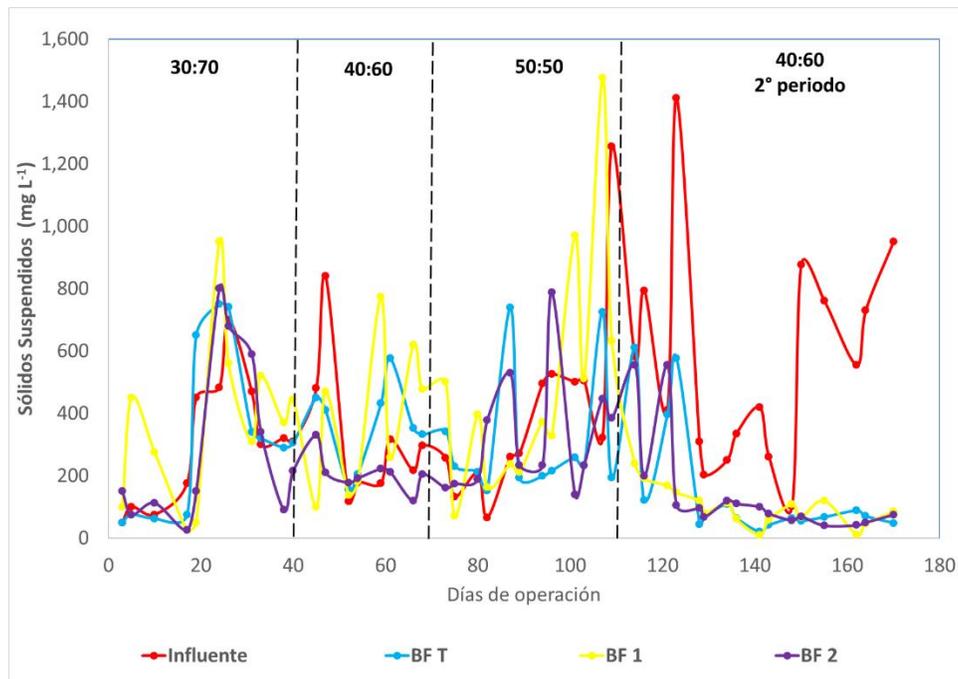


Figura 5.41. Comportamiento de los sólidos suspendidos (etapas I-IV)

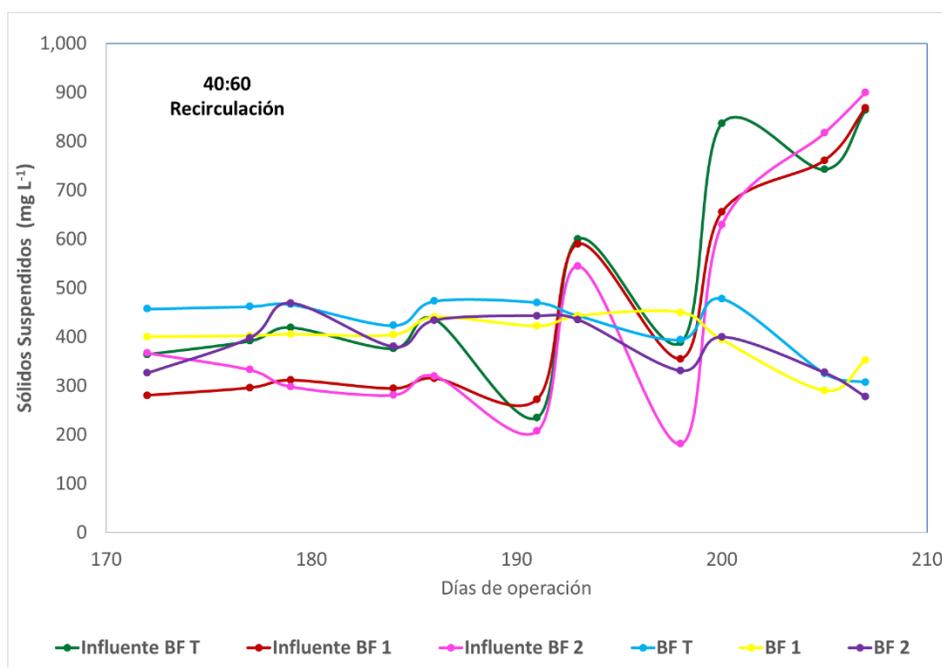


Figura 5.42. Comportamiento de los sólidos suspendidos (etapa V)

5.5.5.2 Turbiedad

Al igual que en el caso de los sólidos suspendidos la mayor remoción de la turbiedad se observa en el pretratamiento de la vinaza (**Figura 5.50**) obteniendo remociones del 75 al 95% (250-850 NTU). Durante tratamiento de las vinazas (**Figura 5.51**) se observa que la turbiedad en varias ocasiones fue más alta en la salida, lo cual se atribuye en parte al lavado de los ácidos húmicos y fúlvicos del material de empaque (astillas de ficus) y posteriormente al arrastre de microorganismos y pequeñas partículas de los hongos muertos. La mayor remoción de turbiedad fue muy variable hasta la etapa IV, en la cual a partir del día 120 los biofiltros incrementan constantemente su remoción de turbiedad. Durante la quinta etapa (**Figura 5.51**) las remociones aumentan con respecto a la etapa cuatro a 78, 84 y 88% para los BF T, 1 y 2 respectivamente.

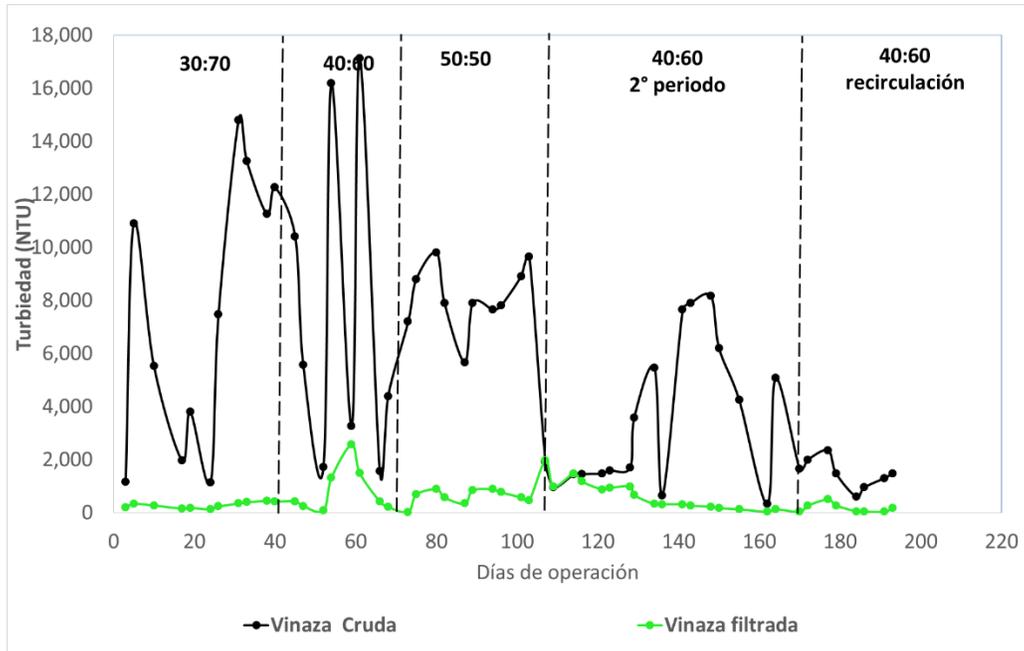


Figura 5.43. Comportamiento de la turbiedad (pretratamiento)

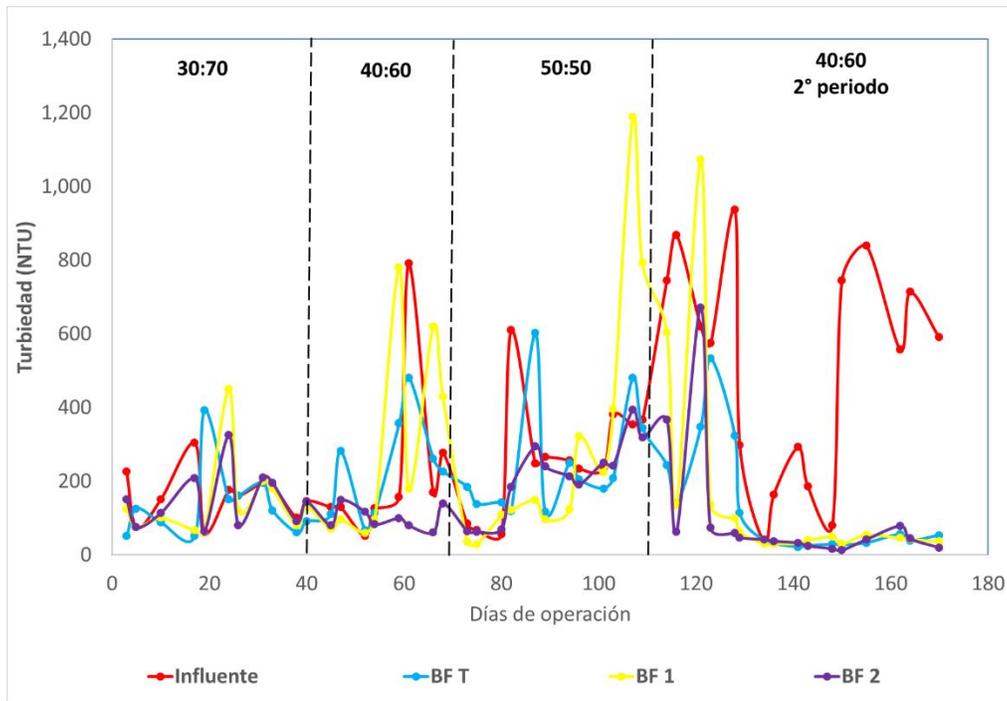


Figura 5.44. Comportamiento de la turbiedad (etapas I-IV)

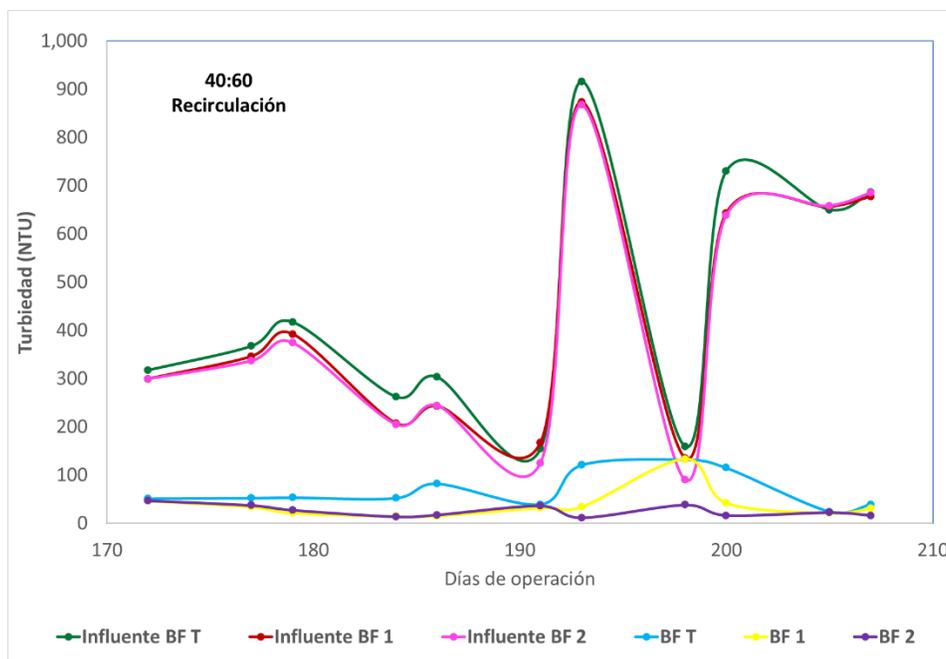


Figura 5.45. Comportamiento de la turbiedad (etapa V)

5.5.5.3 Color aparente

La **Figura 5.53** muestra las concentraciones del color aparente tanto para la vinaza cruda, como para la vinaza filtrada, podemos observar que gracias al pretratamiento de la vinaza se puede remover un 80% del color presente en ésta; las remociones obtenidas en los biofiltros fueron muy variables y al igual que para la turbiedad la remoción del color comenzó a aumentar a partir del día 120 de operación. Durante la cuarta etapa se obtuvo una remoción promedio de 41% de color en el BF T, un 42% en el BF 1 y un 46% en el BF 2 (**Figura 5.54**). Una vez que se comenzó con la recirculación de los efluentes se pudo observar que las remociones de color se vieron favorecidas puesto que aumentaron significativamente, siendo las mejores obtenidas de toda la operación 69% (BF T), 74% (BF 1) y 87% (BF 2) (**Figura 5.55**). Los comportamientos anteriormente mencionados concuerdan con lo citado por [Mejía-López \(2014\)](#), quien atribuye dichas remociones a los procesos físicos (absorción) que se llevan a cabo en el material filtrante y a los propios microorganismos adheridos a éste, no por los hongos basidiomicetos inoculados en los biofiltros, puesto que durante toda la operación las remociones de color en los tres reactores fueron similares.

Durante el tratamiento de las vinazas de Tequila ambos hongos mostraron una eficiente remoción de materia orgánica, sin embargo, las remociones de color no fueron mayores al 30%. Esto contrasta con los ensayos realizados por [Kahraman y Yesilada \(2003\)](#) para el tratamiento de vinazas provenientes de la industria azucarera con hongos, en los cuales se demostró que los más eficientes para la remoción de color con un 90% son el *Coriolus versicolor* y el *Funalia trogii*.

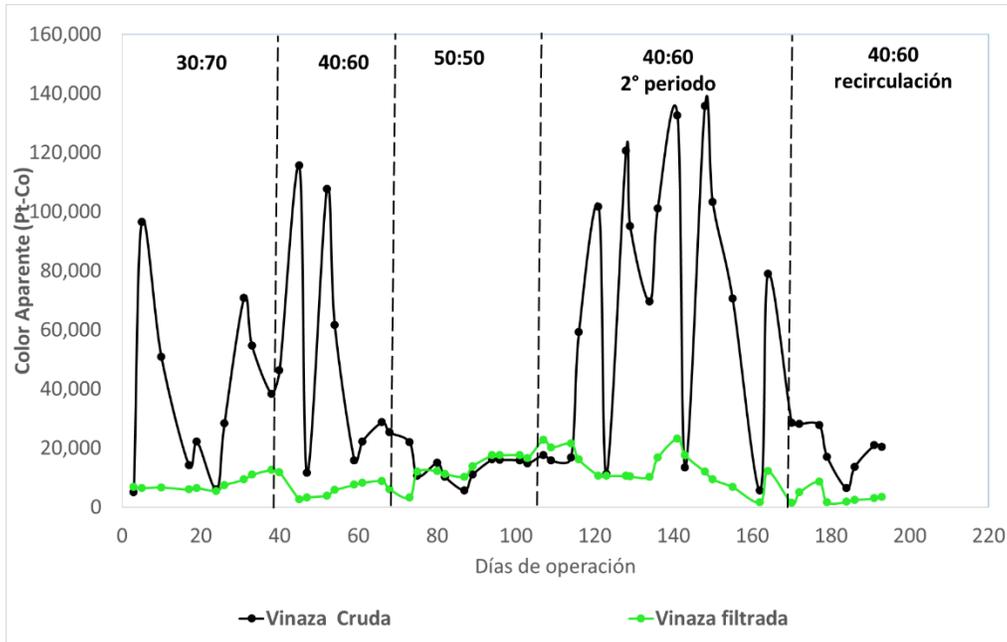


Figura 5.46. Comportamiento del color aparente (pretratamiento)

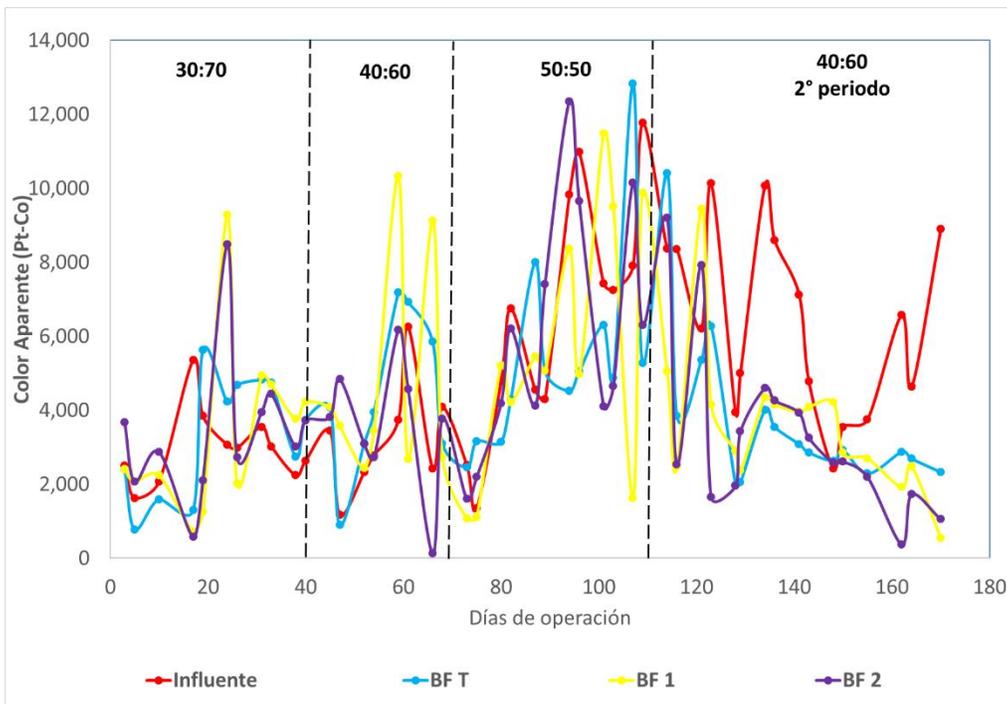


Figura 5.47. Comportamiento del color aparente (etapas I-IV)

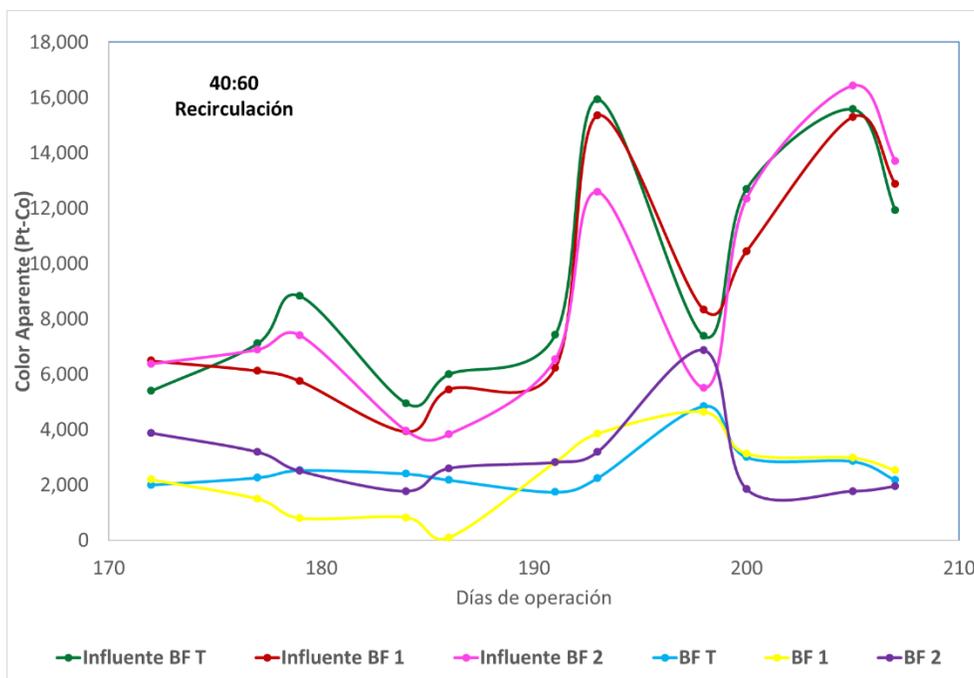


Figura 5.48. Comportamiento del color aparente (etapa V)

5.5.5.4 Sulfuros

El sulfuro (H_2S) es oxidado a azufre elemental (S^0) que se almacena como gránulos dentro de las células para posteriormente desaparecer oxidándose a sulfato (SO_4^{2-}), lo cual se lleva a cabo por microorganismos anaerobios o anóxicos cuando la materia orgánica y el sulfato no son limitantes y puede ser oxidado por vía microbiana, también puede ser liberado el sulfuro por la desulfuración de compuestos orgánicos que contienen azufre reducido (proteínas) (Martínez-De Jesús, 2008). Las bacterias sulfato-reductoras (BSR) son microorganismos anaerobios, sin embargo, pueden encontrarse en ambientes anóxicos ricos en sulfatos (Postgate, 1984). Dependiendo del pH existen dos tipos de bacterias que oxidan el sulfuro, las que crecen en un rango de 6-8 son *T. thioparus*, *T. denitrificans*, *T. neapolitanus* y las que lo hacen en un rango de 2-4 son *T. thiooxidans*, *T. ferrooxidans* (Madigan y Martinko, 2004). En condiciones ácidas la inhibición por éstos es la limitante de la sulfato-reducción (Bijmans, 2008), La forma disociada de sulfuro (H_2S) es la especie más tóxica debido a que es una molécula neutra que puede penetrar la membrana celular (González-Silva, 2007), sin embargo, de acuerdo a Martínez-De Jesús (2008), los hongos usan los sulfatos como fuente de azufre en la biosíntesis (conversión de compuestos orgánicos simples en complejos). La importancia de monitorear la concentración de sulfuros es debido a que tiene un fuerte efecto en la calidad del agua, la distribución de las tres especies de sulfuros en el agua se muestra en la Figura 5.49, en la cual se puede apreciar que en este trabajo la forma predominante fue la de H_2S (Polanco-García, 2006) ya que se trabajó con condiciones ácidas.

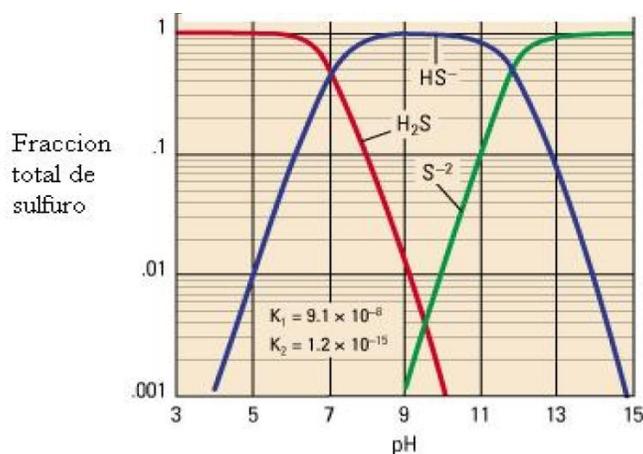


Figura 5.49. Distribución de sulfuros en agua

Las vinazas se caracterizan por tener concentraciones entre 5,000 y 25,000 $\mu\text{g L}^{-1}$ de sulfuros, sin embargo, éstas concentraciones disminuyen en un 80% al ser filtradas, lográndose obtener concentraciones de 500 a 1,000 $\mu\text{g L}^{-1}$ de sulfuros, lo cual se atribuye a los mecanismos de transporte que se dan entre la gravilla y los sulfuros como lo son la intercepción y el impacto inercial. La **Figura 5.50** muestra el comportamiento de los sulfuros en las etapas I-IV. Durante los primeros 20 días de operación se presenta una remoción promedio de 39, 80 y 76% para los BF T, 1 y 2 respectivamente, la cual se pierde (14, 29 y 21%) y posteriormente vuelve a presentarse del día 70 en adelante (etapa III). Esto podría explicarse porque inicialmente hay un proceso de adsorción (Garzón-Zúñiga et al., 2012) sobre el material filtrante que se pierde al saturarse.

La remoción que se presenta posteriormente se encuentra relacionada con la oxidación del sulfuro con oxígeno vía microbiana (bacterias sulfoxidantes), mediante las bacterias rojas fotosintéticas que pueden llegar a utilizar el oxígeno para su respiración (anaerobias facultativas) y utilizan los sulfuros como donadores de electrones para la reducción del CO₂ (Martínez-De Jesús, 2008) que se implanta en los biofiltros después de 70 días de operación aproximadamente. En la tercera etapa las remociones obtenidas para los tres biofiltros (T, 1 y 2) fueron del 81, 38 y 48%, con lo cual se demuestra que en la remoción biológica de sulfuros participan microorganismos diferentes a los hongos inoculados en los BF 1 y 2. Una vez que la recirculación (**Figura 5.51**) es aplicada a los biofiltros la eliminación de compuestos de azufre se ve favorecida, lo cual es atribuido al aumento del tiempo de contacto entre los contaminantes de azufre y los microorganismos y hongos, las remociones fueron del 58% (BF T), 78% (BF 1) y 76% (BF 2),

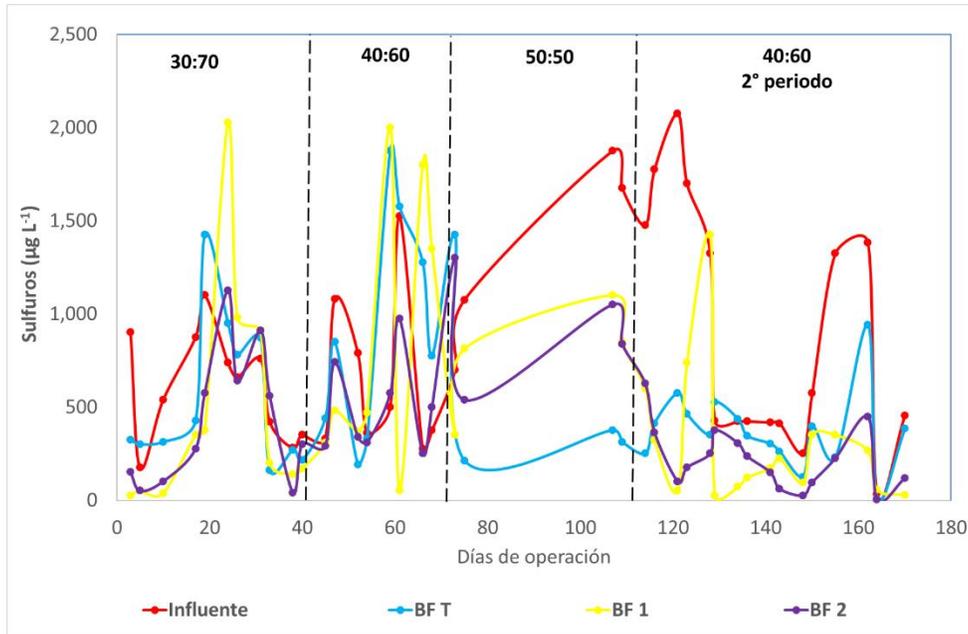


Figura 5.50. Comportamiento de los sulfuros (etapas I-IV)

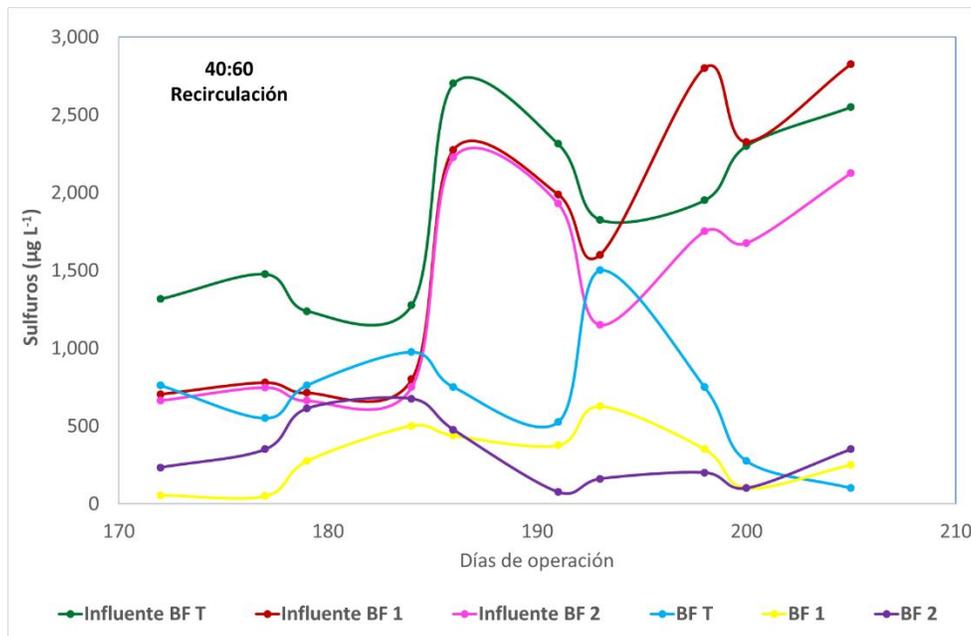


Figura 5.51. Comportamiento de los sulfuros (etapa V)

5.5.6 Comportamiento de las proteínas y azúcares reductores

5.5.6.1 Proteínas

De acuerdo a [Iñiguez y Hernández \(2010\)](#) es importante monitorear la concentración de las proteínas presentes en las vinazas de Tequila. Estas se encuentran contenidas en mayor parte en los sólidos suspendidos, los cuales deben ser removidos previo al tratamiento biológico para que no interfieran con éste. Adicionalmente se evalúa si tanto las proteínas como los azúcares

reductores remanentes son utilizados como una fuente de nutrientes por los hongos.

El comportamiento de las proteínas se puede observar en la **Figura 5.52**, las cuales tienden a disminuir ligeramente en la etapa de filtración puesto que la cantidad de sólidos presentes también disminuyen. La concentración de proteínas promedio en la vinaza cruda y filtrada fue de $2,327 \pm 488$ y $1,881 \pm 377$ mg L⁻¹ respectivamente, mientras que en el influente la concentración promedio es de 872 ± 207 mg L⁻¹. La disminución de proteínas en el influente (20 ± 16 mg L⁻¹) se atribuye a la sedimentación de partículas en el tanque de alimentación. En los tres biofiltros se observó una pequeña reducción de la concentración de proteínas, siendo para la segunda etapa fueron del 9, 5 y 10%, para la tercera etapa de 7, 3 y 12%, para la cuarta etapa de 6, 3 y 9% para los BF T, 1 y 2 respectivamente; mientras que en la quinta etapa se observa un aumento en la remoción de las proteínas en los BF T, 1 y 2 siendo del 23, 19 y 15% respectivamente, lo cual nos indica que los hongos o los microorganismos podrían estar utilizando este sustrato como fuente de energía pero en una mínima proporción.

De acuerdo con [Déniz-Quintana \(2010\)](#), tanto las proteínas, hidratos de carbono y lípidos, así como sus derivados, son los componentes orgánicos que pueden ser eliminados por oxidación de manera relativamente sencilla, por lo que su concentración influye en los valores obtenidos de DQO, los cuales representan para las etapas II-V, en el BF T 743 ± 217 , 820 ± 122 , 851 ± 163 y 749 ± 227 mg L⁻¹ de proteínas respectivamente, en el BF 1 de 830 ± 121 , 889 ± 196 , 923 ± 206 y 827 ± 249 mg L⁻¹ de proteínas respectivamente y en el BF 2 de 726 ± 215 , 766 ± 129 , 834 ± 219 y 855 ± 247 mg L⁻¹ de proteínas respectivamente.

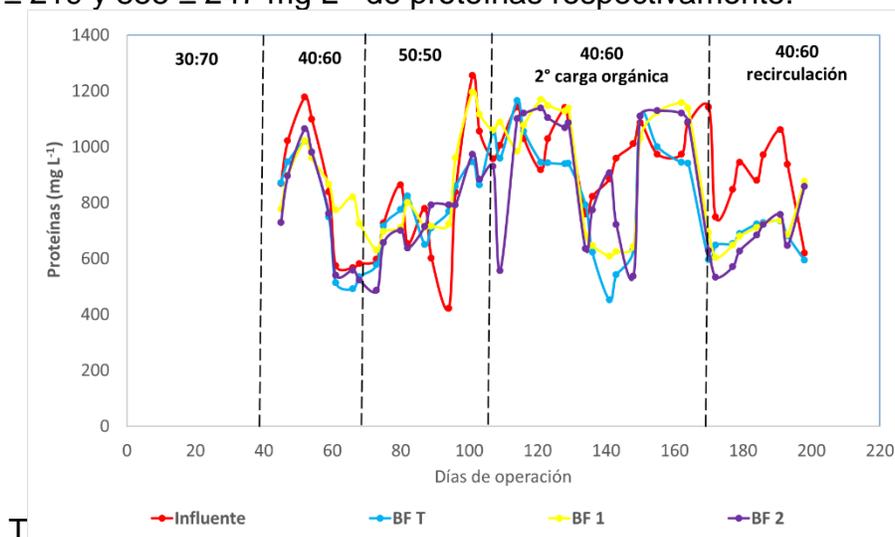


Figura 5.50. Comportamiento de las proteínas (etapas I-V)

5.5.6.2 Azúcares reductores

La cantidad de glucosa contenida en la vinaza de Tequila fue medida como azúcares reductores, los cuales nos indican la concentración de glucosa que se está consumiendo ([Orozco-Magdaleno, 1999](#) y [Rodríguez-Couto et al., 2002](#)). De

acuerdo a lo reportado por [Cabrera-Soto \(2011\)](#), la concentración de los azúcares reductores en las vinazas de tequila es de $2,000 \text{ mg L}^{-1}$ sin embargo, las vinazas crudas de este estudio solamente presentaron concentraciones máximas de 6 mg L^{-1} , mientras que en el influente se mantienen en 5.55 mg L^{-1} al trabajar con un 40% de vinaza, y al trabajar con un 50% dicha concentración aumentó a 5.58 mg L^{-1} , adicionalmente se puede observar que dicha concentración disminuye durante el tratamiento de las vinazas. En la segunda etapa de operación la reducción de los azúcares es mayor en los biofiltros inoculados con hongos (BF 1 y 2) que en el biofiltro testigo (BF T), esto podría deberse a que 1) la glucosa es utilizada como fuente de energía por los hongos y 2) se presenta un equilibrio entre la formación de los azúcares por acción de las enzimas fúngicas extracelulares y su utilización por parte de microorganismos. En el caso del BF T la eficiencia inicial de la remoción puede relacionarse con un mecanismo de adsorción ya que después de cierto tiempo la eficiencia se pierde. Sin embargo, en la tercera, cuarta y quinta etapa de operación se ve una disminución en el consumo de azúcares en los BF 1 y 2 mientras que el BF T se mantiene constante, lo cual podría explicarse porque los azúcares están siendo consumidos en mayor parte con los microorganismos en el BF 1, mientras que en los BF 1 y 2 la velocidad de generación de azúcares reductores, por parte de los hongos a partir del metabolismo de ruptura de la lignina, podría ser mayor a la velocidad de utilización presentándose cierta acumulación (**Figura 5.53**).

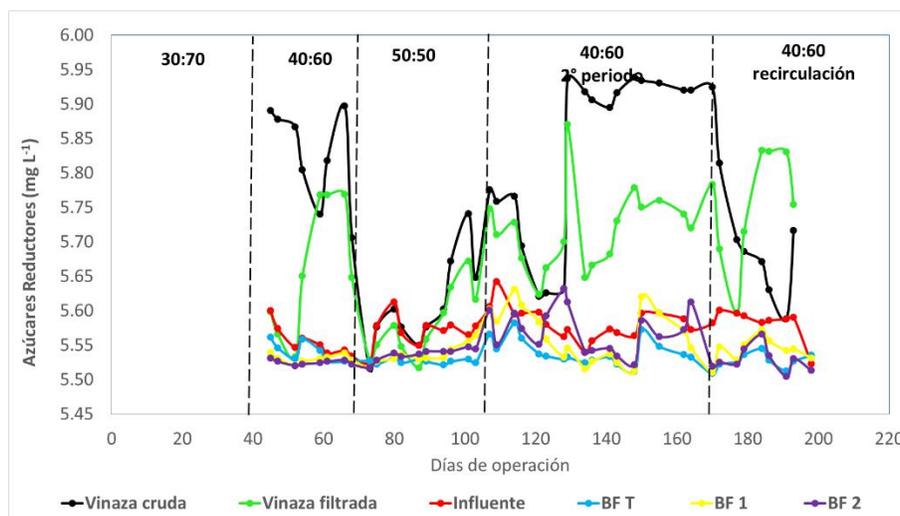


Figura 5.51. Comportamiento de los azúcares reductores (etapas I-V)

5.5.7 Comportamiento de las enzimas (Lacasas (EC 1.10.3.2))

Se realizó el análisis de la actividad enzimática de lacasas (EC 1.10.3.2) en los biofiltros 1 y 2. Esta actividad se define como la cantidad de enzima que provoca un cambio de 1 unidad de absorbancia por minuto en la mezcla de reacción (U L^{-1}), de acuerdo con [Díaz et al. \(2013\)](#) que los hongos de pudrición blanca son los mayores productores de este tipo de enzimas.

La determinación de la actividad enzimática se llevó a cabo con pH de 4.5 y 6.5, esto debido a que el pH de las pruebas es un factor importante para la regulación de la expresión de genes de lacasas que tienen efecto sobre su actividad, con lo que se obtiene el pH óptimo para la máxima producción de lacasa (Díaz et al., 2013). Los resultados mostraron que la actividad enzimática para *Trametes versicolor*, fue mayor al trabajar con un pH de 6.5, sin embargo la diferencia encontrada de la producción de lacasas en un pH de 4.5 y uno de 6.5 puede deberse a las características intrínsecas de cada enzima, debido a que su actividad responde a un modelo hiperbólico pero está influenciada por muchos factores como son el tipo y concentración de sustrato; tipo, concentración y pH del buffer y el contenido de proteínas, carbohidratos y sales minerales que se encuentren en las muestras, las cuales podrían ser parte del medio de cultivo o producto del metabolismo del hongo (Durán et al., 2002; Piscitelli et al., 2011); mientras que al trabajar con *Phanerochaete chrysosporium* no encontramos esa diferencia puesto que las enzimas se comportan de manera similar entre ambos pH's (Figura 5.54).

En esta misma figura (5.54) se puede observar que durante las tres primeras etapas la producción de lacasas se incrementó gradualmente, sin embargo durante la IV etapa la actividad enzimática disminuye, lo cual se asocia a su vez con la disminución de la carga orgánica y por consiguiente de la presencia de compuestos orgánicos e inorgánicos, los cuales son utilizados como fuente de energía por parte de ambos hongos para su reproducción y crecimiento; mientras que en la última etapa se observa que la actividad enzimática comienza a aumentar en los últimos días, esto podría deberse a que la concentración de los compuestos que realizan la función de fuente de alimentación se ve incrementada gracias a la recirculación.

Es importante mencionar que a pesar de que las remociones de materia orgánica (medida como DQO) disminuyen durante la tercera etapa (al trabajar con un 50% de vinaza en el influente) en ambos biofiltros, la actividad enzimática continúa siendo favorable y de una manera similar que al trabajar en etapas anteriores, Esto difiere con lo reportado por Strong (2010), en cuyo estudio no se observó la producción de lacasas al tratar las aguas residuales de una industria productora de alcohol mediante el uso de *Phanerochaete chrysosporium* y podría explicarse porque al aumentar la concentración de los compuestos recalcitrantes y difíciles de biodegradar a los hongos les da tiempo solamente de transformarlos, pero no de asimilarlos. Por otra parte, la presencia de lacasas permite suponer tal y como lo menciona Bitton (1994) que ambos hongos crecieron en condiciones ácidas, debido a que durante toda la operación se mantuvieron presentes las enzimas lacasas.

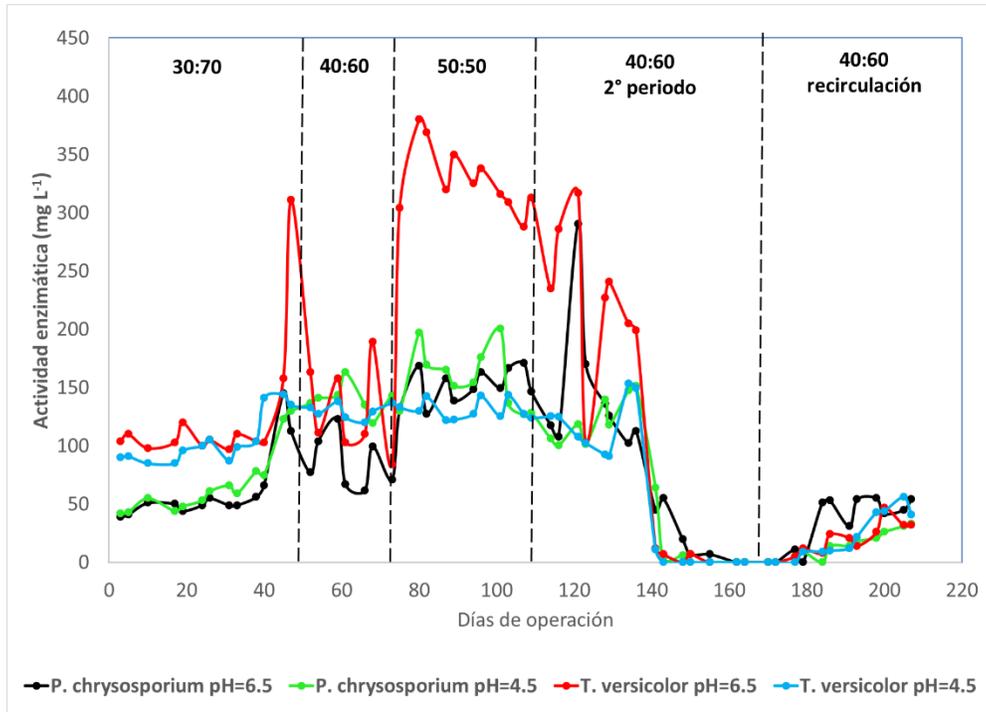


Figura 5.52. Comportamiento de las lacasas

6 conclusiones

Los medios de cultivo sólidos preparados con un 10% de vinaza pueden ser utilizados como parte del sustrato para el crecimiento de las tres cepas de hongos basidiomicetos (*Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* y *Pleurotus ostreatus*).

Los hongos *Phanerochaete chrysosporium* y *Trametes versicolor* presentaron un mayor crecimiento en el medio preparado con vinaza al 10% en comparación con el blanco, por lo cual su capacidad de adaptación es mayor que la del *Pleurotus ostreatus* puesto que éste presentó un menor crecimiento en el medio preparado con vinaza al 10% con respecto al blanco.

Las cepas de hongos basidiomicetos que crecen mejor en medios de cultivo sólido preparados con PDA en presencia de vinazas de tequila al 20% son el *Phanerochaete chrysosporium* y *Trametes versicolor*.

El *Phanerochaete chrysosporium* presentó un mayor crecimiento en el medio sólido preparado con vinaza al 20% que, en el blanco, a diferencia de *Pleurotus ostreatus* y *Trametes versicolor* por lo cual su capacidad de adaptación es mayor que la de éstos al trabajar con dicha concentración de vinaza.

Los hongos mostraron una inhibición en su crecimiento en los medios de cultivo líquidos preparados con un 40% de vinaza para el *Trametes versicolor* y 20% para el *Pleurotus ostreatus*, mientras que el *Phanerochaete chrysosporium* creció sin inhibición en el medio preparado con vinaza al 100%.

El pretratamiento aplicado a las vinazas procedentes de la industria de Tequila favorece la reducción de los sólidos suspendidos y por consiguiente de la materia orgánica no disuelta.

Durante el proceso de biofiltración se presentaron mecanismos físicos, químicos y biológicos que propiciaron la remoción de los contaminantes presentes en las vinazas de Tequila.

El material de empaque utilizado, Ficus, proporcionó un soporte sólido y estable para el crecimiento tanto del consorcio microbiano como de las dos cepas de hongos basidiomicetos.

Se determinó que la mejor relación vinaza:agua para la degradación de contaminantes presentes en las vinazas de Tequila es de 40:60.

Se comprobó que la remoción de materia orgánica medida como DQO, se favoreció en los biofiltros inoculados con *Phanerochaete chrysosporium* (BF 1) y *Trametes versicolor* (BF 2) en comparación con el biofiltro testigo (BF T).

El pH ácido en el influente tiende a la neutralidad una vez que se ha tratado por medio de la biofiltración.

Los sistemas de biofiltración inoculados con hongos basidiomicetos (*Phanerochaete chrysosporium* y *Trametes versicolor*) presentaron remociones de materia orgánica medida como DQO del 82% en ambos casos y remociones de color del 42% para *Phanerochaete chrysosporium* y 46% para *Trametes versicolor*.

7 Recomendaciones

Se recomienda aislar e identificar los microorganismos que se desarrollan dentro de los biofiltros y en la vinaza propia.

Evaluar el crecimiento de las tres cepas de hongos basidiomicetos en medios de cultivo líquidos preparados con distintas relaciones vinaza:agua.

Estudiar distintos flujos de aire para determinar la relación que existe entre éstos con la remoción de contaminantes presentes en las vinazas de Tequila.

Escalar el sistema de biofiltración fúngica.

8 Referencias

Agargel (Acceso agosto 2016). Disponible en: <http://www.agargel.com.br/index-es.html>

Análisis estadístico del Consejo Regulador del Tequila (Acceso octubre 2014). Estadísticas. Disponible en: <http://www.crt.org.mx/>

Aoshima I., Tozawa Y., Ohmomo S., Ueda K. (1985). Production of decolorizing activity for molasses pigment by *Coriolus versicolor*. *Agricultural and Biological Chemistry* 49 (7): 2041-2045.

Asturnatura (Acceso Julio 2016). Disponible en: <http://www.asturnatura.com/articulos/hongos/basidiomycetes.php>

Aulavirtual (Acceso Julio 2016). Disponible en: http://aulavirtual.usal.es/aulavirtual/demos/microbiologia/unidades/document/uni_02/57/caphtm/cap0401.htm

Barr D. y Aust S. (1994). Mechanisms White rot fungi use to degrade pollutants. *Environmental Science and Technology* 28 (2): 78-87.

Base de Datos Legislativa sobre alimentación, agricultura y recursos naturales (FAOLEX) -Legislative database of FAO Legal Office (2002). Texto Unificado de Legislación Ambiental Secundaria Ecuador, Decreto No. 3.399.

Bazúa C., Cabrero M., Poggi H. (1991). Vinasses biological treatment by anaerobic and aerobic processes: Laboratory and pilot-plant test. *Bioresource Technology* 35: 87-93.

Benito, G., Miranda, P., Rodriguez, S. 1997. Decolorization of wastewater from an alcoholic fermentation Process with *Trametes versicolor*. *Bioresource Technology*. 61: 33-37.

Bijmans M. (2008). Tesis Doctorado: Sulfate reduction under acidic conditions for selective metal recovery. Wageningen University. The Netherlands.

Bitton G. (1994). *Wastewater microbiology*. Wiley-Liss. Estados Unidos. ISBN: 0-471-30985-0.

Boltz J., deBarbadillo C., Dombrowski P., Harrison J., Hubbell S., Husband J., Jeyanayagam S., Kaya I., Koch C., Krichten D., Kulick F., McQuarrie J., Nerenberg R., Phillips H., Rippon D., Rogalla F., Schroeder E., Sen D., Snowling S., Sprouse G., Tabor C., Tarallo S., Venner I., Wilson T., Wuertz S. (2010). *Biofilm Reactors. Manual of practice no. 35*. Water Environmental Federation. Estados Unidos.

Brieger, F., Stephenson T. y Semmens M. (1979). The distribution of distillery slops in Sao Paulo, Brazil. Sugar y Azúcar. January: 42-49.

Buelna G. (1994). La biofiltración en lecho orgánico: una novedosa alternativa para el tratamiento de efluentes industriales y de pequeños municipios. Memorias del II Congreso y Exposición Internacional de la Industria del Medio Ambiente. México, D.F.

Buitrón G. y Carvajal C. (2010). Biohydrogen production from Tequila vinasses in an anaerobic sequencing batch reactor: Effect of initial substrate concentration, temperature and hydraulic retention time. Bioresource Technology 101: 9071–9077.

Cabrera-Soto M. (2011) Tesis maestría: Producción de lacasa de *Pleurotus ostreatus* utilizando los residuos de *Agave tequilana weber* como sustrato. Instituto Politécnico Nacional.

Campell, N., Reece J., Molles M., Urry L., Heyden Ro. (2007). Biología. Editorial Médica Panamericana. Séptima edición.

Carranza-Díaz Z. (2006). Tesis licenciatura: Selección e identificación de especies de hongos ectomicorizógenos del estado de Hidalgo más competentes en medio de cultivo sólido. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

Cervantes-Quiroz A. (2009). Tesis maestría: Sistema combinado para el tratamiento de aguas residuales para viviendas unifamiliares. Universidad Nacional Autónoma de México.

Chaudhary D. S., Vigneswaran S., Ngo H., Shim W. G. y Moon H. (2003). Biofilter in water and wastewater treatment. Korean Journal of Chemical Engineering 20: 1054-1065.

Chiang L.C., Chiang W., Liu M.C., Lin C.C. (2003). In vitro antiviral activities of *Caesalpinia pulcherrima* and its related flavonoids. Journal of Antimicrobial Chemotherapy. 52: 194-198.

Chopra P., Singh D., Verma V., Puniya A. (2004). Bioremediation of melanoidin containing digested spentwash from cane-molasses distillery with White rot fungus *Coriolus versicolor*. Indian Journal of Microbiology 44 (3): 197-200.

Cohen Y. (2001). Biofiltration- the treatment of fluids by microorganisms immobilized into the filter bedding material: A review. Bioresource Technology 77: 257-274.

Consejo Regulador del Tequila (Acceso febrero 2015). Disponible en: <http://www.crt.org.mx/>

Correa M., Sierra J. (2004). Remoción integrada de materia orgánica, fósforo y nitrógeno en un sistema de filtros (biofiltros) en serie anaerobio/anóxico/aerobio en condiciones dinámicas. Revista de Ingeniería Universidad de Antioquia. 31: 5-22. ISSN: 0120-6230.

Couillard D. (1994). The use of peat in wastewater treatment. Water Research. 28: 1261-1274.

Cruz-Colín M. (2003). Tesis maestría: Biodegradación del DDT [1,1,1-tricloro-2,2-bis(4-clorofenil)etano] en suelos agrícolas, por el hongo de pudrición blanca *Phanerochaete chrysosporium*. Universidad Autónoma Metropolitana.

Cruz-Muñoz R., Piña-Guzmán A., Yáñez-Fernández J., Valencia-Del Toro G., Bautista-Baños S., Villanueva-Arce R. (2015). Producción de pigmentos de *Pycnoporys sanguineus* en medio de cultivo sólido. Agrociencia. 49 (4): 347-359. ISSN: 1405-3195.

Dahiya D., Koshy M., Dhamija S., Yadav B., Tauro P. (1982). Spent wash recycling for molasses fermentation. International Sugar Journal. 84: 232-235.

Dávila J., Machuca F., Marrianga N. (2011). Treatment of vinasses by electrocoagulation-electroflotation using the Taguchi method. Electrochimica Acta. 56: 7433-7436.

Dávila-Solano V. (2004). Tesis maestría: Degradación fúngica del colorante diazo: naranja ácido 24. Universidad Nacional Autónoma de México.

Davila-Vazquez G., Arriaga S., Alatraste-Mondragón F., de León-Rodríguez A., Rosales-Colunga L., Razo-Flores E. (2008). Fermentative biohydrogen production: trends and perspectives. Review in Environmental Science and Biotechnology. 7: 27-45

Delgado-Londoño (2008). Tesis de maestría: Presencia de flavonoides y metales pesados en el suelo, aplicando residuos agroindustriales biotransformados de la caña de azúcar "*Saccharum officinarum*" y el plátano "*Musa spp*". Universidad Nacional de Colombia.

Déniz-Quintana F. (2010). Tesis de doctorado: Análisis estadístico de los parámetros DQO, DBO5 y SS de las aguas residuales urbanas en el ensuciamiento de las membranas de ósmosis inversa. Universidad de las Palmas de Gran Canaria.

Díaz R., Téllez-Téllez M., Sánchez C., Bibbins-Martínez M., Díaz-Godínez G., Soriano-Santos J. (2013). Influence of initial pH of the growing médium on the activity, production and genes expression profiles of laccase of *Pleurotus ostreatus* un submerged fermentations. Electronic Journal of Biotechnology. 16 (4). ISSN: 0717-3458.

Durán N., Rosa M.A., D'annibale A., Gianfreda L. (2002). Applications of laccases and tyrosinases (phenoloxidases) immobilized on different supports: A review. *Enzyme and Microbial Technology*. 31 (7): 907-931.

Escalante-Estrada V., Sánchez-Guerrero M., Pozo-Román F., Rivas-Hernández A. (2000). Identificación y evaluación de procesos biológicos de tratamiento. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. México. ISBN: 968-7417-75-7.

Estrada-Arriaga E. (2006). Tesis de maestría: Remoción de compuestos aromáticos mediante un sistema combinado anaerobio/aerobio de lecho fluidizado. Universidad Nacional Autónoma de México.

España-Gamboa E., Mijangos-Cortes J., Barahona-Pérez L., Domínguez-Maldonado J., Hernández-Zarate G. y Alzate-Gaviria L. (2011). Vinasses: Characterization and treatments. *Waste Management and Research* 0: 1-16.

Espinoza-Escalante F., Pelayo-Ortiz C., Gutiérrez-Pulido H., González-Álvarez V., Alcaraz-González V., Bories A. (2008). Multiple response optimization analysis for pretreatments of Tequila's stillages for VFAs and hydrogen production. *Bioresour Technology*. 99 (13): 5822-5829.

Espinoza-Escalante F., Pelayo-Ortiz C., Navarro-Corona J., González-García Y., Bories A. Gutiérrez-Pulido H. (2009). Anaerobic digestion of the vinasses from the fermentation of Agave tequilana Weber to tequila: The effect of pH, temperature and hydraulic retention time on the production of hydrogen and methane. *Biomass and bioenergy* 33: 14-20.

Farhadian, M., Borghei, M., Umrana, V. (2007). Treatment of beet sugar wastewater by UAFB bioprocess. *Bioresour Technology*. 98 (16): 3080-3083.

Fernández B., Bodas R., López-Campos O., Andrés S., Mantecón R. y Giráldez F. (2009). Vinasse added to dried sugar beet pulp: Preference rate, voluntary intake and digestive utilization in sheep. *Journal of animal science*. 87: 2055-2063.

Ferrerira L., Aguilar M., Messias T., Pompeu G. López A., Silvia D., Monteiro R. (2011). Evaluation of sugar-cane vinasse treated with *Pleurotus sajor-caju* utilizing organisms as toxicological indicators. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 74 (1): 132-137.

Flemming H. y Wingender J. (2001). Relevance of microbial extracellular polymeric substances (EPS's) - Part 1: Structural and ecological aspects. *Water Science and Technology*. 43: 1-8.

Frederick M., Grulke E., y Reddy C. (1992). Determination of the Respiration Kinetics for Mycelial Pellets of *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*. 58: 1740-1745.

García, G.I., Bonilla, J.L., Jiménez, P.R., Ramos, E. (1997). Biodegradation of phenol compounds in vinasse using *Aspergillus terreus* and *Geotrichum candidum*. *Water Resource*. 31 (8): 2005–2011.

García I. y Dorronsoro C. (2005). Contaminación por metales pesados. Tecnología de Suelos. Universidad de Granada, departamento de Edafología y Química Agrícola. Disponible en: <http://edafologia.ugr.es/conta/tema15/introd.htm>

García-Sánchez L. (2007). Tesis maestría: Decoloración fúngica de efluentes industriales con colorantes azo en sistemas de biofiltración con diferentes empaques orgánicos. Universidad Nacional Autónoma de México.

Garzón-Zúñiga M.A. (2001). Thesis de Doctorado. Mécanismes d'enlèvement de l'azote du lisier de porc par biofiltration aériée sur tourbe. Université Laval, Québec, Canadá.

Garzón-Zúñiga M.A. y Buelna G. (2011). Treatment of wastewater from a school in a decentralized filtration system by percolation over organic packing media. *Water Science and Technology*. 64: 1169-1177.

Garzón-Zúñiga M. A., Lessard P., Aubry G. y Buelna G. (2005). Nitrogen elimination mechanism in an organic media aerated biofilter treating pig manure. *Environmental Technology*. 26: 361–371.

Garzón-Zúñiga M.A. y Moeller G.E. (2005). Desarrollo de tecnologías no convencionales para el tratamiento de efluentes de la fabricación de colorantes tipo azo. Parte II, la Biofiltración. Informe Técnico. IMTA TC-0437. Jiutepec, Morelos. México.

Garzón-Zúñiga M. A. y Moeller G. E. (2007). Nueva tecnología sustentable para tratar las aguas residuales. *Gaceta IMTA*, (7). México.

Garzón-Zúñiga M. A., Lessard P., Buelna G (2003). Determination of the hydraulic residence time in a trickling biofilter filled with organic matter. XIII Congreso Nacional de la Federación Mexicana de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales. Guanajuato, México.

Garzón-Zúñiga M. A., Tomasini-Ortíz A., Moeller-Chávez G., Hornelas-Urbe Y., Buelna G. y Mijaylova-Nacheva P. (2008). Enhanced pathogen removal in on-site biofiltration systems over organic filtration materials. *Water Practice and Technology* 3: 1-8.

González T., Yagüe S., Terrón M., Carbajo J., Arana A., Téllez A. y González A. (2006). Enzimas fúngicas: ¿una alternativa para la decoloración de los efluentes de destilería? Instituto Cubano de Investigaciones de los Derivados de la Caña de Azúcar (ICIDCA), sobre los derivados de la caña de azúcar. 40 (1).

González-Silva B. (2007). Tesis de maestría: Determinación de parámetros cinéticos y de inhibición por sulfuro en un reactor UASB sulfato-reductor. Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, A.C.

Goyes A. y Bolaños G. (2005). Un estudio preliminar sobre el tratamiento de vinazas en agua supercrítica. In Proceedings of the XXIII Congreso Colombiano de Ingeniería Química. Manizales, Colombia.

Guido-Zarate A. (2006). Tesis de maestría: Estudio de los potenciales de óxido-reducción en reactores biológicos que simulan un humedal artificial. Universidad Nacional Autónoma de México.

Iñiguez G. y Hernández R. (2010). Estudio para la rehabilitación de una planta de tratamiento de vinazas tequileras mediante un floculante polimérico de poliacrilamida. Revista Internacional de Contaminación Ambiental. ISBN: 0188-4999. México.

Iñiguez-Covarrubias G. y Peraza-Luna F. (2007) Reduction of solids and organic load concentrations in tequila vinasses using a polyacrilamide (PAM) polymer flocculant. Revista Internacional de Contaminación Ambiental. 23: 17–24

Jáuregui-Rincón J., Retes-Pruneda J., Chávez-Vela N., Lozano-Álvarez J., Medina-Ramírez I., Dávila-Vázquez G. (2011). Alta remoción de DQO y DBO en vinazas tequileras usando tratamiento fisicoquímico y hongos ligninolíticos, XIV Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería.

Jeng A. y Bergseth H. (1992). Chemical and mineralogical properties of Norwegian alum shale soils, with special emphasis on heavy metals content and availability. Agricultural Scandinavian B. 42: 88-93.

Jerónimo-Valencia A. (2016). Tesis de licenciatura: Evaluación de la eficiencia en la remoción de contaminantes emergentes en un sistema de biofiltro empacado con material orgánico. Instituto Tecnológico Superior de Martínez de la Torre.

Jiménez A., Borja R., Martín A., Raposo F. (2005). Mathematical modelling of aerobic degradation of vinasses with *Penicillium decumbens*. Process Biochemistry. 40: 2805–2811.

Kapdan I., Kargi F. (2006). Bio-hydrogen production from waste materials. Enzyme and microbial technology. 38 (5): 569-582.

Kahraman, S., Yesilada, O. (2003). Decolorization and bioremediation of molasses wastewater by white-rot fungi in a semi-solid-state condition. *Folia Microbiologica*. 48 (4): 525–528.

Kujala, P. (1979). Distillery fuel savings by efficient molasses processing and stillage utilizations. *Sugar y azúcar*. 13-16.

Kumar, V., Wati, L., Nigam, P., Banat, I.M., Yadav, B.S., Singh, D., Marchant, R. (1998). Decolorization and biodegradation of anaerobically digested sugarcane molasses spent wash effluent from biomethanation plants by white-rot fungi. *Process Biochemistry*. 33 (1): 83-88.

Kwang-Soo S., ILL-Kyoon O., Chang-Jin K. (1997). Production and purification of remazol brilliant blue R decolorizing peroxidase from the culture filtrate of *Pleurotus ostreatus*. *Applied and Environmental Microbiology*. 63: 1744-1748.

Kwang-Soo, S. y Chang-Jin, K. (1998). Decolorisation of artificial dyes by peroxidase from the white-rot fungus, *Pleurotus ostreatus*. *Biotechnology Letters*, 20: 569-572

Lladó-Fernández S. (2012). Tesis doctoral: Biorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos pesados y caracterización de comunidades microbianas implicadas. Universidad de Barcelona.

López M., Tomás Y. (1999). Estudio de medios de cultivo sobre el crecimiento lineal y la esporulación de *Phytophthora infestans*. *Fitosanidad*. 3 (3). ISSN: 1562-3009.

López-Hernández J. (1991). Treatment of alcohol distillery effluent using sugar cane pith. *International Sugar Journal*. 93: 155-158

López-López A. (2009). Evaluación de alternativas de tratamiento para vinazas tequileras. Internal project CIATEJ-PIVINAZAS/08/PT.

López-López A., Dávila-Vázquez G., León-Becerril E., Villegas-García E., Gallardo-Valdez J. (2010). Tequila vinasses: Generation and full scale treatment processes. *Reviews in Environmental Science Biotechnology* 9: 109-116

López-Pérez L., Pérez-Báez S., Susial P. (2001). Estudio y análisis económico en el tratamiento de vinazas. *Revista Captación, tratamiento, distribución y depuración del agua y su impacto medio ambiental*. Año XXI, Núm. 208

Loaiza-Alanis (2008). Tesis licenciatura: Análisis fisiológico del efecto de tres marcas de agar y Gelrite en la germinación y desarrollo *in vitro* de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* Linl et Otto (Cactaceae). Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería.

Lorenzana-Fernández (2008). Tesis de maestría: Caracterización de microhabitats de hongos comestibles ectomicorrízicos en bosques de pino, oyamel y encino en los parques nacionales Izta-Popo y Zoquiapan. Colegio de Postgraduados, Institución de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas.

Macas-Chamba y Méndez-Silva (2013). Tesis de licenciatura: Evaluación de la capacidad biotransformadora de taninos del guarango (*Caesaplina spinosa*) a través de *Trametes versicolor* y *Aspergillus niger*. Universidad Politécnica Salesiana Sede Quito.

Madigan, M. T., Martinko, J. M., and Parker, (2004). Brock biología de los microorganismos, 10ª ed. Madrid. Pág. 571-573 y 395-397.

Madrigal-Pulido J. (2000). Tesis licenciatura: Evaluación de las vinazas tequileras como sustrato para el cultivo en estado sólido y líquido de hongos filamentosos. Universidad de Guadalajara, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, División de Ciencias Biológicas y Ambientales.

Manahan S. (2004). Environmental chemistry. CRC Press. Octava edición. ISBN: 1-56670-633-5.

Manahan S. (2007). Introducción a la química ambiental. Reverté Ediciones, S.A. de C.V. Universidad Nacional Autónoma de México. ISBN: 968-36-6707-4.

Martínez-De Jesús G. (2008). Tesis maestría: Eliminación de sulfatos en un reactor de lecho móvil anaerobio-aerobio. Universidad Nacional Autónoma de México.

Martínez D., Buglione M., Flippi M., Reynoso L., Rodríguez E. y Agüero M. (2015). Evaluación del crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* y *Agrocybe aegerita* sobre orujos de pera. Anales de Biología. 37: 1-10.

McDowell-Boyer L., Hunt J. y Sitar N. (1986). Particle transport through porous media. Water Resources Research. 22: 1901-1921.

Medina-Mazari A. (2012). Tesis maestría: Efecto de la granulometría sobre el desempeño de un sistema de biofiltración utilizando material orgánico. Universidad Nacional Autónoma de México.

Mejía-López (2014). Tesis maestría: Tratamiento de un efluente de la industria textil en biofiltros empacados con turba inoculados con *Pleurotus ostreatus*. Universidad Nacional Autónoma de México.

Méndez-Acosta H., Snell-Castro R., Alcaraz-González V., González-Álvarez V. y Pelayo-Ortiz C. (2010). Anaerobic treatment of Tequila vinasses in a CSTR-type digester. *Biodegradation* 21: 357-363.

Melamame X., Tancliich R., Burgess J. (2007). Anaerobic digestion of fungally pre-treated wine distillery wastewater. *African Journal of Biotechnology*. 6 (17): 1990-1993.

Metcalf y Eddy Inc. (2003). *Wastewater engineering: treatment and reuse*. McGraw Hill. Nueva York. Estados Unidos de América.

Miyata N., Iwahoria K., Fujita M. (1998). Manganese-independent and manganese-dependent decolorization of melanoidin by extracellular hydrogen peroxide and peroxidases from *Corilus hirsutus* pellets. *Journal of Fermentation and Bioengineering* 85 (5): 550-553.

Mohana S., Acharya B., Madanwar D. (2009). Distillery spent wash: Treatment technologies and potencial applications. Elsevier. *Journal of Hazardous Materials* 163: 12-25.

Moreno-Casco J. y Moral-Herrero R. (2007). *Compostaje*. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa. ISBN: 13-978-84-8476-346-8.

Nelson, N. 1944. A photometric adaption on the Somogyi method for the determination of glucose. *Journal of Biological Chemistry*. 153, 375–380.

Nicolella C., van Loosdrecht M., Heijnen S. (2000). Particle-based biofilm reactor technology. *Tibtech* 18: 312–320.

NOM-001-SEMARNAT-1996, Norma oficial mexicana que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en aguas y bienes nacionales. Disponible en: <http://www.semarnat.gob.mx/leyes-y-normas/nom-aguas-residuales>

NOM-006-SCFI-2012, Norma oficial mexicana, bebidas alcohólicas- tequila- especificaciones. Disponible en: http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5282165&fecha=13/12/2012

Obaya-Abreu M., Valencia-Rodríguez R., León-Pérez O., Morales-Carmouse M., Pérez-Bonachea O., Díaz.Llanes S., Valdivia-Rojas O. (2004). Tratamiento combinado de las vinazas de destilería y residuales azucareros en reactores

UASB. Evaluación, tratamiento, distribución y depuración del agua y su impacto medioambiental. Año XXIV, Núm. 249.

Ornelas J., Ruíz Y. y Medina L. (2012). Bacterias nitrificantes y su utilidad para el tratamiento de aguas residuales: Desarrollo de un enriquecimiento del inóculo. Informe Médico. 14 (3): 141-145.

Orozco-Magdaleno C. (1999). Tesis de maestría: Análisis de algunas características físicas y químicas de un biopolímero producido por *Klebsiella pneumoniae* en un proceso de fermentación simple. Universidad Autónoma de Nuevo León, facultad de ciencias químicas, división de estudios superiores.

Pant D. y Adholeya A. (2007). Biological approaches for treatment of distillery wastewater: A review. Elsevier. Bioresource Technology 98: 2321-2334.

Pereira G., Herrera J., Machuca A., Sánchez M. (2007). Efecto del pH sobre el crecimiento *in vitro* de hongos ectomicorrízicos recolectados de plantaciones de *Pinus radiata*. Bosque. 28 (3): 215-219.

Piscitelli A., Giardina P., Lettera V., Pezzella C., Sannia G., Faraco V. (2011). Induction and Transcriptional regulation of laccases in fungi. Current Genomics. 12 (2): 104-112.

Polanco, F. y García, E. P. (2006). Application of biological treatment systems for sulfate-rich wastewaters in Advance Biological Treatment Processes for Industrial Wastewater. Cervantes, F.J., Pavlostathis S.G. y Haandel, A.C. van., IWA Publishing. 213-223.

Ponce-Andrade G., Vázquez-Duhalt R., Rodríguez-Vázquez R., Medina-Ramírez I., Lozano-Álvarez J y Jáuregui-Rincón J. (2012). Evidencia de la biodegradación de resinas fenólicas con hongos ligninolíticos por microscopía electrónica de barrido. Revista Interamericana de Contaminación Ambiental. 28 (2): 159-166.

Potentini M. y Rodríguez-Malaver A. (2006). Vinasse biodegradation by *Phanerochaete chrysosporium*. Journal Environmental Biology. 27 (4). 661-665.

Postgate J. (1984). The sulphate-reducing bacteria. London: Cambridge University Press.

Quintana-Obregón E., Plascencia-Jatomea M., Sánchez-Mariñez R., Rosas-Burgos E., Cortez-Rocha M. (2010). Inhibición del crecimiento radial "*In vitro*" de la *Fusarium verticillioides* en presencia de quitosano. Revista Iberoamericana de Polímeros. 11 (6).

Quintero-Díaz J. (2011). Pesticides degradation by white rot fungi. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín. 64 (1): 5867-5882

Ramírez-Reyes A., Alejo J., Ruiz-Sánchez E., Tun-Suárez J. (2012). Inhibición del crecimiento *in vitro* de *Fusarium sp.* Aislado de chile habanero (*Capsicum chinensis*) con hongos antagonistas. Fitosanidad. 16 (3): 161-165.

Retes-Pruneda J., Davila-Vazquez G., Medina-Ramírez I., Chávez-Vela N., Lozano-Álvarez J., Alatraste-Mondragón F. y Jáuregui-Rincon J. (2014). High removal of chemical and biochemical oxygen demand from tequila vinasses by using physicochemical and biological methods. Environmental Technology. 35 (14): 1773-1784.

Rincon, J.D., Martinez, F.M., Cabrales, N.M., (2009). Using electro-flotation/oxidation for reducing chemical oxygen demand, total organic carbon and total solids in vinasses. Revista de Ingeniería e Investigación. 29 (1): 35–38.

Robles-González V., Galíndez-Mayer J., Rinderknecht-Seijas N., Poggi-Varaldo H. (2012). Treatment of mezcal vinasses: A review. Journal of Biotechnology. México, D.F.

Rodríguez-Couto S., Gudín M., Lorenzo M., Ángeles-Sanromán M. (2002). Screening of supports and inducers for laccase production by *Trametes versicolor* in semi-solid-state conditions. Process Biochemistry. 38: 249-255.

Rodríguez-Pérez S., Bermúdez-Savón R., Giardina P., Fernández-Boizán M., (2005). Tratamiento combinado (anaerobio-aerobio) para la decoloración de la vinaza de destilería. Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal. 36.

Rodriguez R., Jiménez J., del Real J., Salcedo E., Zamora J., Íñiguez G. (2013). Utilización de subproductos de la industria tequilera, parte 11, compostaje de bagazo de agave crudo y biosólidos provenientes de una planta de tratamiento de vinazas tequileras. Revista Internacional de Contaminación Ambiental, 29 (4): 303-313.

Rojas-Ramírez L. (2013). Los basidiomicetos: una herramienta biotecnológica promisoriosa con impacto en la agricultura. Fitosanidad, publicación electrónica. 1 (1).

Rojas-Verde G., Salazar-Alpuche R., Loera-Corral O., Arévalo K. (2013). Estudio de oxidasas y peroxidasas producidas por basidiomicetos nativos, Review. Universidad Autónoma del Estado de México.

Satyawali Y. y Balakrishnan M. (2011). Wastewater treatment in molasses-based alcohol distilleries for COD and color removal: A review. TERI University, New Delhi, India.

Siles J., García-García A., Martín M. (2011). Integrated ozonation and biomethanization treatments of vinasse derived from ethanol manufacturing. Journal of Hazardous Materials 188: 247-253.

Solomon E.P., Berg L.R. y Martin D.W. (2011). Biología. Novena Edición. CENGAGE Learning. Pág. 517-536, 601-625. ISBN: 978-607-481-934-2.

Somogyi, M. (1952). Notes on sugar determination. Journal of Biological Chemistry. 195:19-23

Spruytenburg G. (1982). Vinasse pollution elimination and energy recovery. International Sugar Journal. 84:73-74.

Stevik T. K., Kari A., Ausland G. y Hanssen J.F. (2004). Retention and removal of pathogenic bacteria in wastewater percolating through porous media: a review. Water Research 38: 1355-1367.

Strong P., Burgess J. (2008a). Fungal and enzymatic remediation of wine lees and five wine-related distillery wastewater. Bioresource Technology. 99 (14): 6134-6142.

Strong P., Burgess J. (2008b). Treatment methods for wine-related and distillery wastewaters: A review. Bioremediation Journal. 12 (2): 70-87.

Volk, T. (1999). Phanerochaete chrysosporium, a crust fungus important in biotechnology. Disponible en: http://mushroomobserver.org/name/show_name_description?id=1181&q=7Ue&user_locale=es-ES

Wakelin S., Page D., Pavelic P., Gregg A. y Dillo P. (2010). Rich microbial communities inhabit water treatment biofilters and are differentially affected by filter type and sampling depth. Water Science and Technology, Water supply. 10: 145-156.

Zayas T., Romero-V., Meraz M., Salgado L. (2012). XI Congreso Nacional Internacional y XVII Congreso Nacional de Ciencias Ambientales: Tratamiento de agua residual con alta carga orgánica y color provenientes del proceso de vinaza. Universidad Autónoma de Puebla, México D.F.

9 Lista de memorias en congresos

Alvillo-Rivera A., Garzón-Zúñiga M., Ramírez-Camperos M. (2015). Tequila vinasses treatment using upflow anaerobic sludge blanket reactors. IX IWA México Young Water Professionals Conference. Guanajuato, Guanajuato. Abril 27-29 2015. ISSN: 978-607-441-404-2.

Alvillo-Rivera A.J., Garzón-Zúñiga M.A., Estrada-Arriaga E.B., Buelna G., Bahena-Bahena E.O. (2015). Tequila Vinasses treatment using Upflow Anaerobic Sludge Blanket Reactors. 4th IWA México Young Water Professionals Conference. Guanajuato, Guanajuato. Abril 27-29 2015. ISSN: 978-607-441-404-2.

A.J. Alvillo-Rivera, M.A. Garzón-Zúñiga, M.E. Ramírez-Camperos, E.B. Estrada-Arriaga, G. Buelna (2016). Crecimiento de hongos basidiomicetos en medios de cultivo sólidos preparados con vinazas de tequila. XXXV Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental (AIDIS) y 59° Congreso Internacional ACODAL. Cartagena, Colombia. 21-24 agosto 2016.

Alvillo-Rivera A., Garzón-Zúñiga M., Estrada-Arriaga E., Esperanza-Ramírez M., Buelna G., Díaz-Godínez G. (2016). Tequila vinasses treatment with basidiomycetes fungi. 13th IWA Specialized Conference on Small Water and Wastewater Systems (SWWS) together with the 5th IWA Specialized Conference on Resources-Oriented Sanitation (ROS). Grecia, Atenas. 14-16 septiembre 2016.

10 Anexos

10.1 Procedimientos para la caracterización del material filtrante

Pruebas de vaciado

El procedimiento para llevar a cabo las pruebas de vaciado se realiza de acuerdo a lo descrito por [Garzón-Zúñiga et al. \(2003\)](#), el cual se describe a continuación:

1. Pesar las columnas de acrílico (reactores) vacías.
2. Empacar cada una de las columnas al 10% de su volumen con grava y pesarse. Posteriormente agregar el volumen del material filtrante húmedo de acuerdo a la capacidad de la columna y pesarse nuevamente los reactores.
3. Llenar los reactores con agua hasta el nivel de la grava, vaciarse y medir el agua evacuada. Esto indica el valor de los espacios vacíos que se encuentran en el volumen de grava.
4. Llenar cada uno de los reactores por la parte inferior con agua hasta que el material filtrante esté completamente inmerso, el llenado debe realizarse lentamente para prevenir la expansión del mismo y la formación de burbujas de aire. Dejar reposar toda la noche.
5. Vaciar la columna.
6. Llenar nuevamente con agua cada uno de los reactores y comenzar las pruebas de vaciado. La duración de estas pruebas es de 1440 minutos y deben realizarse por triplicado para cada columna. El volumen de agua que se encuentra en los reactores se vacía y se mide el volumen acumulado en varios intervalos de tiempo (1, 2, 4, 15, 30, 60, 180, 240, 420 y 1440 minutos).
7. Después de las tres pruebas de vaciado tomar muestras del material filtrante de la parte alta, media y baja de los biofiltros y determinar el contenido de agua haciendo un promedio de las tres muestras de cada reactor.
8. Calcular la porosidad in situ con los resultados obtenidos, la porosidad debe ser igual al valor del volumen del agua acumulada al final de las pruebas de vaciado, adicionado al volumen de agua contenido en el material filtrante (promedio del contenido de agua en las 3 muestras del material filtrante).

Preparación del material filtrante

Para obtener las características adecuadas para utilizar el ficus como medio filtrante, se lleva a cabo el siguiente procedimiento:

1. Secar al sol el material orgánico que será utilizado como empaque para el biofiltro
2. Triturarse las veces que sean requeridas para alcanzar el tamaño deseado
3. Tamizar el material con tamices cuyos diámetros de abertura sean de 1/2", 3/8" y 1/4", el material no retenido dentro de los tamices se desecha

Una vez que el material filtrante se tamice y previo a su empaque, se humedece al 65%, tal como lo describe Garzón-Zúñiga (2001), lo cual se puede corroborar tomando una muestra del material y apretándola, si solo escurren unas gotas se dice que tiene una humedad de 65%.

Pruebas de conductividad hidráulica

Las pruebas de conductividad hidráulica se llevaron a cabo para observar la compactación, la pérdida de carga y el comportamiento del agua de lavado (de la llave) del material empacado en los reactores.

La alimentación de los reactores es en forma descendente y la aireación de forma ascendente, además se debe contar con un manómetro en la entrada del aire para medir la pérdida de carga de los mismos. El caudal de alimentación de los reactores es de 1 L d^{-1} de agua y la aireación de 250 mL.min^{-1} .

Para llevar a cabo la caracterización del agua de lavado del material de empaque se analizan los siguientes parámetros:

- pH
- Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)
- Conductividad ($\mu\text{S cm}^{-1}$)
- Turbiedad (NTU)
- Demanda química de oxígeno total, DQO (mg L^{-1})

Adicionalmente debe monitorearse en cada uno de los reactores:

- Pérdida de carga (cm de columna de agua)
- Compactación de la cama orgánica (cm)
- Caudal del efluente (L d^{-1})
- Carbono orgánico total, COT (mg L^{-1})

La pérdida de carga se puede medir de forma indirecta, como la presión que se genera en el interior de la columna y se evalúa mediante manómetros de agua conectados a la parte inferior de los reactores, que indican la diferencia de presión obtenida a lo largo de la etapa experimental, lo cual es el resultado de la saturación de los espacios vacíos en los materiales.

Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros

Para la determinación del comportamiento hidrodinámico de los biofiltros se toman en cuenta los resultados de las pruebas de vaciado. Dicha determinación tiene como objetivo obtener una fórmula que describa el comportamiento hidrodinámico de los biofiltros, a partir de la cual se puede calcular el tiempo de residencia hidráulica en los mismos.

Determinación del porcentaje de humedad

El procedimiento para determinar el porcentaje de humedad obtenido en el medio filtrante es el siguiente:

1. Colocar la muestra en una cápsula de porcelana a peso constante (G1) y pesarla (G2).
2. Meter la cápsula en la estufa por 3 horas.
3. Sacar la cápsula de la estufa y dejar enfriar en el desecador por 1 hora.
4. Pesarla (G3) y meter nuevamente a la estufa por 21 horas.
5. Sacar la cápsula de la estufa y dejar enfriar por 1 hora.
6. Pesarla (G4).

Los cálculos correspondientes para calcular el peso húmedo del medio filtrante (PH), el medio filtrante seco (MS), el peso seco del medio filtrante (PS), la masa de agua (MA) y el porcentaje de humedad son los siguientes:

$$PH = G2 - G1$$

$$MS = G4 - G1$$

$$PS = \frac{MS * 100}{PH}$$

$$MA = PH - MS$$

$$\%Humedad = \frac{MA * 100}{PH}$$

Determinación de la porosidad

Para la determinación de la porosidad debe calcularse la masa de medio filtrante húmedo (MMH), mediante la siguiente ecuación:

$$MMH = \frac{(PT - PI) * PS}{100}$$

Donde:

PT= Peso total= Peso del reactor + Grava + Medio filtrante húmedo

PI= Peso inicial= Peso del reactor + Grava

PS= Peso seco del medio filtrante

Posteriormente debe calcularse el volumen de agua real (VR), mediante la ecuación que a continuación se menciona:

$$VR = VA - \textit{Promedio de agua contenida en la capa de grava}$$

Donde:

VA= Volumen acumulado de la 3° prueba de vaciado= Sumatoria de volumen desalojado en la 3° prueba de vaciado.

Se tomará en cuenta la humedad final como el promedio de la humedad obtenido de las muestras tomadas de arriba, en medio y abajo después de la 3° prueba de vaciado mientras que la humedad inicial será tomada del material humedecido al 65%.

$$GA = \frac{g_{agua}}{g_{MF\ seco}} = \frac{(\%Humedad\ final * MA) / \% Humedad\ inicial}{MS}$$

Por último, se calculará el volumen de agua contenido en el medio filtrante (VM), el volumen de agua retenido (VAR) y la porosidad.

$$VM = MMH * GA$$

$$VAR = VR + VM$$

$$\%Porosidad = \frac{VAR * 100}{V}$$

Donde:

V=Volumen del reactor (mL)

Determinación de los espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida

Para la determinación del volumen de los espacios vacíos, se grafica el volumen de agua obtenido de la tercera prueba de vaciado contra el caudal, el cual puede obtenerse mediante la siguiente ecuación:

$$Q = \Delta \text{ volumen acumulado} / \Delta \text{ intervalo de tiempo}$$

El comportamiento de la curva teórica del volumen de espacios vacíos versus caudal se muestra en la **Figura 10.1**.

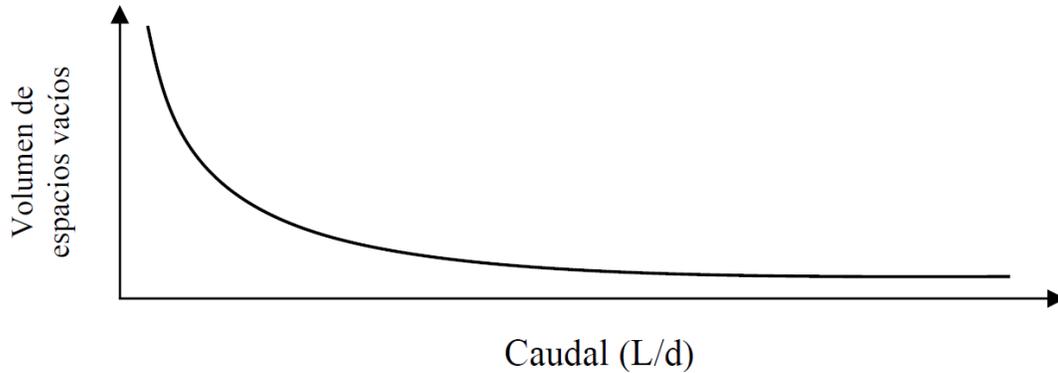


Figura 10.1. Curva de espacios vacíos contra caudal

Determinación de la carga hidráulica volumétrica

Para la determinación de la carga hidráulica volumétrica se utiliza la siguiente ecuación:

$$\text{Carga hidráulica} = Q/V_{MF}$$

Donde:

Carga hidráulica ($\text{m}^3 \text{m}^{-3} \text{MF d}^{-1}$)

Q =Caudal de alimentación ($\text{m}^3 \text{d}^{-1}$)

V_{MF} =Volumen del medio filtrante (m^3)

Determinación del tiempo de residencia hidráulica real

Para la determinación del tiempo de residencia hidráulica real se utiliza la siguiente ecuación:

$$TRH_R = V_T/Q$$

Donde:

TRH_R =Tiempo de residencia hidráulica real (d^{-1})

V_T =Volumen total de agua residual en tratamiento=volumen correspondiente a la porosidad- volumen de espacios vacíos. (m^3)

Q =Caudal (L d^{-1})

10.2 Determinación del porcentaje de humedad, la porosidad in situ del medio filtrante y el tiempo de retención hidráulico

La determinación del porcentaje de humedad (**Tabla 10.1**) se realizó por triplicado para cada uno de los reactores (BF T-Blanco, BF 1- *Phanerochaete chrysosporium* y BF 2- *Trametes versicolor*) después de la tercera prueba de vaciado, y una muestra al inicio de la prueba (medio filtrante humedecido al 65%), donde G1 es el peso constante de las cápsulas, G2 el peso de las cápsulas con muestra, G3 el peso después de 3 horas de secado en la estufa y G4 después de 24 horas de secado en la estufa.

Tabla 10.1. Datos para la determinación del porcentaje de humedad

Muestra		Cápsula	G1	G2	G3	G4
BF T	Inicial	P35	21.1316	23.6702	23.0573	23.0354
	Alta	415	26.1577	33.5954	29.8794	29.8231
	Media	E14	23.6236	30.3306	26.6197	26.5888
	Baja	E6	21.7409	29.8782	25.3282	25.2338
BF 1	Inicial	C3	19.8996	22.9405	22.1501	22.1222
	Alta	C3	19.8998	27.0929	23.6729	23.6313
	Media	T6	28.2569	38.7192	33.7779	32.9991
	Baja	PP9	19.8541	26.9755	22.9368	22.8821
BF 2	Inicial	415	26.1578	30.1314	29.0661	28.939
	Alta	P37	21.1314	28.3724	24.4449	24.3009
	Media	P24	20.8258	27.9241	23.9681	23.9234
	Baja	P35	20.3799	30.1217	25.2466	25.0905

Posteriormente se obtienen los cálculos para determinar el porcentaje de humedad del medio filtrante (**Tabla 10.2**).

Tabla 10.2. Determinación del porcentaje de humedad

Muestra		Medio filtrante peso húmedo (PH)	Medio filtrante peso seco (PS)	Medio filtrante seco (MS)	Masa de agua (MA)	% Humedad
BF T	Inicial	2.5386	74.9941	1.9038	0.6348	25
	Alta	7.4377	49.2814	3.6654	3.7723	51
	Media	6.7070	44.2105	2.9652	3.7418	56
	Baja	8.1373	42.9246	3.4929	4.6444	57
PROMEDIO PARTE ALTA, MEDIA Y BAJA				3.3745	4.0528	55
BF 1	Inicial	3.0409	73.0902	2.2226	0.8183	27
	Alta	7.1931	51.8761	3.7315	3.4616	48
	Media	10.4623	45.3266	4.7422	5.7201	55
	Baja	7.1214	42.5197	3.0280	4.0934	57
PROMEDIO PARTE ALTA, MEDIA Y BAJA				3.8339	4.4250	53
BF 2	Inicial	3.9736	69.9919	2.7812	1.1924	30
	Alta	7.2410	43.7716	3.1695	4.0715	56

Media	7.0983	43.6386	3.0976	4.0007	56
Baja	9.7418	48.3545	4.7106	5.0312	52
PROMEDIO PARTE ALTA, MEDIA Y BAJA			3.6592	4.3678	55

Al igual que para la determinación del porcentaje de humedad del material filtrante, para la determinación de la porosidad *in situ* (**Tabla 10.3**) se tomaron los valores obtenidos de la tercera prueba de vaciado, esto debido a que el material filtrante ha tomado una mejor estructura y los datos son más estables. Además, se tomó en cuenta el promedio del volumen de agua desalojado en la capa de grava en las tres pruebas.

Tabla 10.3. Datos y determinación de porosidad *in situ*

	BF T (blanco)	BF 1 (P.C.)	BF 2 (T.V.)
Volumen del reactor (mL)	4000	4000	4000
Peso del reactor	1,532.50	1,558.43	1,558.34
Peso inicial= Peso del reactor+grava (PI)	2,600.32	2,506.91	2,528.27
Peso medio filtrante seco= MF seco (PS) (PS del MF al 65%)	45.47	46.57	45.25
Peso total= Peso del reactor+grava+ MF húmedo (PT)	3,657.45	3,449.37	3,476.72
Masa de medio filtrante húmedo (MMH)	480.70	438.94	429.22
Promedio del volumen desalojado de agua en capa de grava	450	370	413
Volumen acumulado de la 3° prueba de vaciado (VA)	2,130.00	2,240.00	2,370.00
Volumen de agua real (VR) (mL)	1,680.00	1,870.00	1,956.67
GA (g_{agua}/g_{MFseco})	2.62	2.29	2.18
Volumen de agua contenida en MF (VM) (mL)	1,258.92	1,005.83	934.67
Volumen de agua retenido (VAR) (mL)	2,938.92	2,875.83	2,891.34
% Porosidad	73	72	72

A continuación, se muestran los datos (por triplicado) obtenidos de los volúmenes acumulados (**Tabla 10.4**) y desalojados (**Tabla 10.5**) en cada uno de los biofiltros.

Tabla 10.4. Volumen acumulado en biofiltros

VOLUMEN ACUMULADO (mL)									
Tiempo (min)	BF T			BF 1			BF 2		
	1° prueba	2° prueba	3° prueba	1° prueba	2° prueba	3° prueba	1° prueba	2° prueba	3° prueba
0	3,000	2,900	3,000	2,400	2,300	2,600	2,600	2,600	2680
1	2,110	1,800	1,980	2,000	1,800	2,050	1,100	1,100	2000
2	2,350	2,400	2,020	2,100	2,000	2,150	1,800	1,800	2200
4	2,360	2,410	2,060	2,150	2,050	2,150	2,550	2,550	2210
15	2,400	2,420	2,070	2,170	2,200	2,160	2,560	2,560	2250
30	2,410	2,440	2,120	2,210	2,250	2,170	2,570	2,570	2270
60	2,460	2,490	2,130	2,260	2,300	2,220	2,650	2,650	2350
180	2,460	2,490	2,130	2,275	2,310	2,225	2,655	2,660	2360
240	2,460	2,490	2,130	2,275	2,310	2,225	2,655	2,660	2360
420	2,465	2,495	2,130	2,280	2,315	2,235	2,655	2,670	2370
1440	2,480	2,500	2,130	2,285	2,315	2,240	2,660	2,670	2370

Tabla 10.5. Volumen desalojado en biofiltros

VOLUMEN DESALOJADO (mL)									
Tiempo (min)	BF T			BF 1			BF 2		
	1° prueba	2° prueba	3° prueba	1° prueba	2° prueba	3° prueba	1° prueba	2° prueba	3° prueba
0	3,000	2,900	3,000	2,400	2,300	2,600	2,600	2,600	2680
1	2,110	1,800	1,980	2,000	1,800	2,050	1,100	1,100	2,000
2	240	600	50	100	200	100	700	700	200
4	10	10	10	50	50	0	750	750	10
15	40	10	10	20	150	10	10	10	40
30	10	20	50	40	50	10	10	10	20
60	50	50	10	50	50	50	80	80	80
180	0	0	0	15	10	5	5	10	10
240	0	0	0	0	0	0	0	0	0
420	5	5	0	5	5	10	0	10	10
1440	15	5	0	5	0	5	5	0	0

Sin embargo, los datos tomados en cuenta para su análisis fueron los de la tercera prueba de vaciado (volumen desalojado) ya que éstos se ajustan mejor a una curva teórica (**Tabla 10.6**), la cual a su vez corresponde a los espacios vacíos (volumen acumulado) que se encuentran dentro de éstos (**Figura 10.2, 10.3 y 10.4**).

Tabla 10.6. Volumen acumulado contra caudal

Tiempo	BF T	BF 1	BF 2
--------	------	------	------

(min)	Vol. (mL)	Vol. acumulado (mL)	Caudal salida (L d ⁻¹)	Vol. (mL)	Vol. acumulado (mL)	Caudal salida (L d ⁻¹)	Vol. (mL)	Vol. acumulado (mL)	Caudal salida (L d ⁻¹)
0	0	-	-	0	-	-	0	-	-
1	1,980	1,980	2,851	2,050	2,050	2,952	2,000	2,000	2,880
2	50	2,030	1,462	100	2,150	1,548	200	2,200	1,584
4	10	2,040	734	0	2,150	774	10	2,210	796
15	10	2,050	197	10	2,160	207	40	2,250	216
30	50	2,100	101	10	2,170	104	20	2,270	109
60	10	2,110	51	50	2,220	53	80	2,350	56
180	0	2,110	17	5	2,225	18	10	2,360	19
240	0	2,110	13	0	2,225	13	0	2,360	14
420	0	2,110	7	10	2,235	8	10	2,370	8
1,440	0	2,110	2	5	2,240	2	0	2,370	2

Al graficar el caudal conra el volumen de espacios vacíos corresponde al agua acumulada dentro de los biofiltros, al ajustar la curva que se obtiene con dichos datos a una línea recta logarítmica se obtiene una ecuación distinta para cada uno de los biofiltros con la cual se obtendrá el tiempo de retención hidráulico.

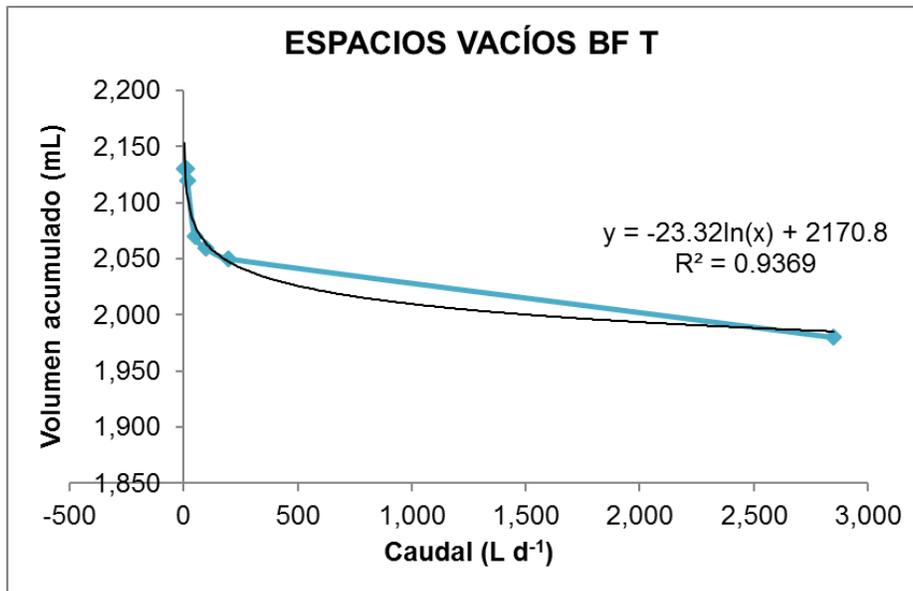


Figura 10.2. Curva de espacios vacíos contra caudal en el BF T

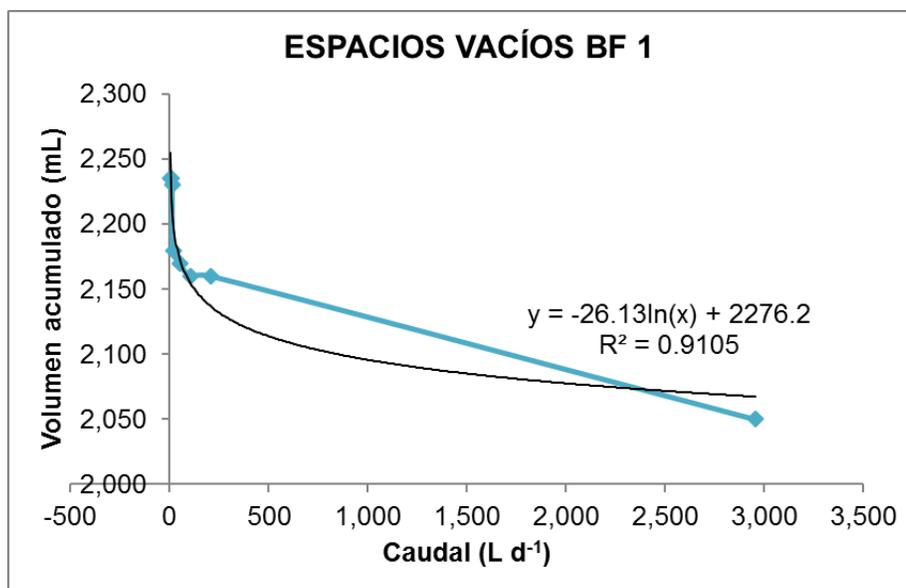


Figura 10.3. Curva de espacios vacíos contra caudal en el BF 1

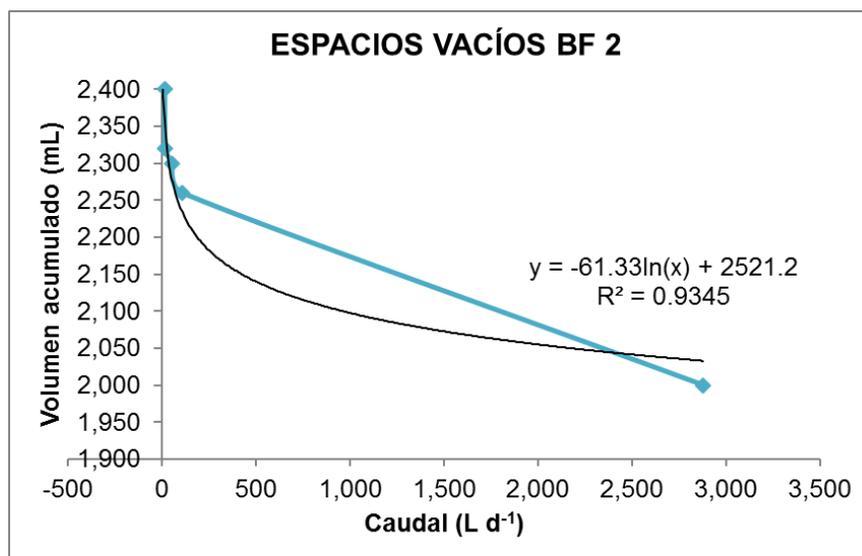


Figura 10.4. Curva de espacios vacíos contra caudal en el BF 2

Para determinar la carga hidráulica volumétrica que se está aplicando en los biofiltros se divide el caudal de alimentación entre el volumen del medio filtrante, mientras que para determinar la carga hidráulica se divide el caudal de alimentación entre el área superficial transversal del medio filtrante.

La determinación del tiempo de retención hidráulico (**Tabla 10.7**) en cada uno de los biofiltros se obtiene al sustituir el caudal en las ecuaciones anteriormente obtenidas, además se debe de tomar en cuenta la diferencia entre el volumen correspondiente a la porosidad in situ y el volumen de espacios vacíos para obtener el volumen real de agua en tratamiento, los cálculos correspondientes se muestran a continuación.

Tabla 10.7. Determinación tiempo de retención hidráulico

	BF T	BF 1	BF 2
Caudal 1 de alimentación real (m³ d⁻¹)	2.59E-03	2.02E-03	2.30E-03
Caudal 2 de alimentación real (m³ d⁻¹)	1.15E-03	1.08E-03	1.12E-03
Vol. del medio filtrante (m³)	3.50E-03	3.50E-03	3.50E-03
Área superficial transversal del medio filtrante (m²)	0.18	0.18	0.18
Carga hidráulica volumétrica (m³ m⁻³ MF d⁻¹)	0.74	0.58	0.66
Carga hidráulica (m³ m⁻² MF d⁻¹)	0.015	0.012	0.013
Ecuación de espacios vacíos	$Y=-23.32 \ln(X)+2170.8$	$Y=-26.13 \ln(X)+2276.3$	$Y=-61.33 \ln(X)+2521.2$
Caudal 1 de alimentación real (L d⁻¹)	2.592	2.016	2.304
Caudal 2 de alimentación real (L d⁻¹)	1.15	1.08	1.12
Vol. de espacios vacíos (L)	2.15	2.25	2.47
Vol. correspondiente a la porosidad in situ (L)	2.94	2.88	2.89
Vol. real de agua en tratamiento 1 (L)	0.79	0.62	0.42
Vol. real de agua en tratamiento 2 (L)	0.77	0.60	0.38
Tiempo de residencia hidráulico 1 (d⁻¹)	0.30	0.27	0.18
Tiempo de residencia hidráulico 2 (d⁻¹)	0.67	0.56	0.34

10.3 Evaluación del crecimiento de tres cepas de hongos basidiomicetos distintas de medios de cultivo sólidos

Los resultados obtenidos de la evaluación del crecimiento de las tres cepas de hongos basidiomicetos (*Phanerochaete chrysosporium*, *Trametes versicolor* y *Pleurotus ostreatus*) se muestran en las siguientes tablas, esto fue obtenido midiendo el largo y ancho de los hongos en cada una de las cajas sembradas a la misma hora, obteniendo como resultado su área, para las relaciones vinaza:agua 10:90 (Tabla 10.8, 10.9 y 10.10) y 20:80 (Tabla 10.11, 10.12 y 10.13).

Tabla 10.8. Crecimiento *Phanerochaete chrysosporium* (0:100 y 10:90)

Hongo	<i>Phanerochaete chrysosporium</i> (Área cm ²)							
Abreviatura	5-1		5-2		5-3		Promedio	
Día	blanco	10:90	blanco	10:90	blanco	10:90	blanco	10:90
0	0.77	1.20	0.70	0.60	1.35	0.50	0.94	0.77
1	19.48	1.44	15.30	1.12	23.65	0.50	19.48	1.02
2	20.25	2.64	16.00	2.56	25.00	0.50	20.42	1.90
3	27.50	5.50	37.80	3.15	36.00	3.36	33.77	4.00
5	72.25	72.25	51.10	52.50	65.45	72.25	62.93	65.67
7	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
8	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25

Tabla 10.9. Crecimiento *Trametes versicolor* (0:100 y 10:90)

Hongo	<i>Trametes versicolor</i> (Área cm ²)							
Abreviatura	9-1		9-2		9-3		Promedio	
Día	blanco	10:90	blanco	10:90	blanco	10:90	blanco	10:90
0	1.82	1.32	1.10	1.10	1.71	1.10	1.54	1.17
1	6.01	4.40	7.30	4.19	6.41	3.96	6.57	4.18
2	7.83	5.72	8.40	5.29	8.12	5.06	8.12	5.36
3	16.80	16.40	18.00	15.58	18.48	17.22	17.76	16.40
5	51.10	64.00	61.56	64.00	55.38	64.00	56.01	64.00
7	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
8	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25

Tabla 10.10. Crecimiento *Pleurotus ostreatus* (0:100 y 10:90)

Hongo	<i>Pleurotus ostreatus</i> (Área cm ²)							
Abreviatura	50-1		50-2		50-3		Promedio	
Día	blanco	10:90	blanco	10:90	blanco	10:90	blanco	10:90
0	1.08	1.17	1.04	1.08	1.10	0.81	1.07	1.02
1	2.22	3.20	2.00	2.88	3.27	5.28	2.50	3.79

2	3.30	4.37	3.04	3.96	4.37	6.09	3.57	4.81
3	8.64	5.98	8.00	5.25	6.72	7.50	7.79	6.24
5	38.43	30.24	39.65	28.62	31.00	30.24	36.36	29.70
7	54.75	46.20	54.75	38.43	40.32	44.22	49.94	42.95
8	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25

Tabla 10.11. Crecimiento *Phanerochaete chrysosporium* (0:100 y 20:80)

Hongo	<i>Phanerochaete chrysosporium</i> (Área cm ²)							
Abreviatura	5-1		5-2		5-3		Promedio	
Día	blanco	20:80	blanco	20:80	blanco	20:80	blanco	20:80
0	0.48	0.42	0.63	0.48	0.64	0.42	0.58	0.44
1	0.56	0.56	0.72	1.50	0.72	0.42	0.67	0.83
2	2.72	0.57	2.14	1.50	4.14	0.63	3.00	0.90
3	6.00	1.70	5.00	1.50	9.00	1.68	6.67	1.63
5	27.28	23.00	27.10	22.72	28.00	21.45	27.46	22.39
9	72.25	54.75	72.25	52.50	72.25	48.75	72.25	52.00
10	72.25	57.75	72.25	54.75	72.25	54.00	72.25	55.50
11	72.25	65.45	72.25	63.99	72.25	56.25	72.25	61.90
14	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
15	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
16	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25

Tabla 10.12. Crecimiento *Trametes versicolor* (0:100 y 20:80)

Hongo	<i>Trametes versicolor</i> (Área cm ²)							
Abreviatura	9-1		9-2		9-3		Promedio	
Día	blanco	20:80	blanco	20:80	blanco	20:80	blanco	20:80
0	1.00	10.56	0.99	0.80	0.80	0.63	0.93	4.00
1	1.21	1.82	1.68	1.40	1.44	2.09	1.44	1.77
2	4.36	4.37	4.77	4.90	4.24	3.45	4.46	4.24
3	9.92	10.56	11.22	11.20	9.92	8.99	10.35	10.25
5	25.83	28.14	26.23	27.77	26.28	27.29	26.07	28.26
9	54.75	67.15	55.5	67.23	56.25	65.60	55.50	66.66
10	61.62	72.25	60.04	68.04	65.61	69.66	62.42	69.98
11	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
14	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
15	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
16	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25

Tabla 10.13. Crecimiento *Pleurotus ostreatus* (0:100 y 20:80)

Hongo	<i>Pleurotus ostreatus</i> (Área cm ²)							
	50-1		50-2		50-3		Promedio	
Abreviatura	blanco	20:80	blanco	20:80	blanco	20:80	blanco	20:80
Día								
0	0.70	0.90	0.88	0.88	1.87	0.96	1.15	0.91
1	0.90	0.90	1.08	1.10	1.32	0.96	1.10	0.99
2	1.76	1.55	2.10	1.55	1.64	1.62	1.83	1.57
3	4.41	3.99	5.28	4.20	4.60	4.20	4.76	4.13
5	23.42	14.54	24.17	16.02	24.14	16.21	23.91	15.59
9	49.70	20.25	52.56	25.00	51.83	24.5	51.36	23.25
10	54.02	28.08	57.00	32.48	57.00	31.92	56.01	30.83
11	72.25	34.16	72.25	40.95	72.25	41.60	72.25	38.90
14	72.25	46.23	72.25	48.96	72.25	54.02	72.25	49.74
15	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25
16	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25	72.25

10.4 Análisis de varianza para el crecimiento de tres cepas de hongos basidiomicetos distintas de medios de cultivo sólidos

Con los resultados obtenidos al quinto día de medición del crecimiento de las tres cepas de hongos (Tabla 10.14, 10.17, 10.20, 10.23, 10.26 y 10.29), comparando el crecimiento de cada uno de ellos con su respectivo blanco (Tabla 10.15, 10.18, 10.21, 10.24, 10.27 y 10.30) para las dos diferentes concentraciones de vinaza 10:90 y 20:80, se realizó un análisis de varianza (Tabla 10.16, 10.19, 10.22, 10.25, 10.28 y 10.31).

Tabla 10.14. Crecimiento *Phanerochaete chrysosporium* al quinto día (0:100 y 10:90)

<i>Phanerochaete chrysosporium</i> (Área cm ²)		
Día	Blanco	10:90
5.00	72.25	72.25
	51.10	52.50
	65.45	72.25

Tabla 10.15. Tratamientos *Phanerochaete chrysosporium* al quinto día (0:100 y 10:90)

Método	Observaciones o Notas			ΣY	(ΣY)2	Σ(Y)2
T1 (Bco)	72.25	51.10	65.45	188.80	35,645.44	12,114.98

T2 (10%)	72.25	52.50	72.25	197.00	38,809.00	13,196.38
				T=	385.80	S= 25,311.35
				T^2=	148,841.64	

Tabla 10.16. ANOVA *Phanerochaete chrysosporium* al quinto día (0:100 y 10:90)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Cuadrados medios	Razón F
Tratamientos	11.21	1.00	11.21	0.09
Error	493.20	4.00	123.30	
Total de la correlación	504.41	5.00		

Valor calculado de Fc Ft Valor de Tablas $\alpha=0.05$ **Fc<Ft No hay diferencias significativas**

0.09 7.71

Tabla 10.17. Crecimiento *Phanerochaete chrysosporium* al quinto día (0:100 y 20:80)

<i>Phanerochaete chrysosporium</i> (Área cm ²)		
Día	Blanco	20:80
5.00	27.28	23.00
	27.10	22.72
	28.00	21.45

Tabla 10.18. Tratamientos *Phanerochaete chrysosporium* al quinto día (0:100 y 20:80)

Método	Observaciones o Notas			ΣY	$(\Sigma Y)^2$	$\Sigma(Y)^2$
T1 (Bco)	27.28	27.10	28.00	82.38	6,786.00	2,262.45
T3 (20%)	23.00	21.45	21.45	65.91	4,343.93	1,449.58

T= 148.29 **S=** 3,712.04
T^2= 21,988.65

Tabla 10.19. ANOVA *Phanerochaete chrysosporium* al quinto día (0:100 y 20:80)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Cuadrados medios	Razón F
---------------------	-------------------	--------------------	------------------	---------

Tabla 10.23. Crecimiento *Trametes versicolor* al quinto día (0:100 y 20:80)

<i>Trametes versicolor</i> (Área cm ²)		
Día	Blanco	20:80
5.00	25.83	28.14
	26.23	27.77
	26.28	27.29

Tabla 10.24. Tratamientos *Trametes versicolor* al quinto día (0:100 y 20:80)

Método	Observaciones o Notas			ΣY	(ΣY) ²	Σ(Y) ²
T1 (Bco)	25.83	26.23	26.28	78.34	6,136.64	2,045.67
T3 (20%)	28.14	27.77	27.29	83.20	6,922.57	2,307.89

$$T = 161.54 \quad S = 4,353.55$$

$$T^2 = 26,094.75$$

Tabla 10.25. ANOVA *Trametes versicolor* al quinto día (0:100 y 20:80)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Cuadrados medios	Razón F
Tratamientos	3.95	1.00	3.95	32.62
Error	0.48	4.00	0.12	
Total de la correlación	4.43	5.00		

Valor calculado de Fc	Ft Valor de Tablas α=0.05	Fc>Ft Si hay diferencias significativas
32.62	7.71	

Tabla 10.26. Crecimiento *Pleurotus ostreatus* al quinto día (0:100 y 10:90)

<i>Pleurotus ostreatus</i> (Área cm ²)		
Día	Blanco	10:90
5.00	38.43	30.24
	39.65	28.62
	31.00	30.24

Tabla 10.27. Tratamientos *Pleurotus ostreatus* al quinto día (0:100 y 10:90)

Método	Observaciones o Notas			ΣY	$(\Sigma Y)^2$	$\Sigma(Y)^2$
T1 (Bco)	38.43	39.65	31.00	109.08	11,898.45	4,009.99
T2 (10%)	30.24	28.62	30.24	89.10	7,938.81	2,648.02

$$T = 198.18 \quad S = 6,658.01$$

$$T^2 = 39,275.31$$

Tabla 10.28. ANOVA *Pleurotus ostreatus* al quinto día (0:100 y 10:90)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Cuadrados medios	Razón F
Tratamientos	66.53	1.00	66.53	5.84
Error	45.59	4.00	11.40	
Total de la correlación	112.12	5.00		

Valor calculado de Fc Ft Valor de Tablas $\alpha=0.05$ Fc < Ft No hay diferencias significativas

5.84 7.71

Tabla 10.29. Crecimiento *Pleurotus ostreatus* al quinto día (0:100 y 20:80)

<i>Pleurotus ostreatus</i> (Área cm ²)		
Día	Blanco	20:80
5.00	23.42	14.54
	24.17	16.02
	24.14	16.21

Tabla 10.30. Tratamientos *Pleurotus ostreatus* al quinto día (0:100 y 20:80)

Método	Observaciones o Notas			ΣY	$(\Sigma Y)^2$	$\Sigma(Y)^2$
T1 (Bco)	23.42	24.17	24.14	71.73	5,145.74	1,715.61
T3 (20%)	14.54	16.02	16.21	46.76	2,186.71	730.58

$$T = 118.50 \quad S = 2,446.19$$

$$T^2 = 14,041.33$$

Tabla 10.31. ANOVA *Pleurotus ostreatus* al quinto día (0:100 y 20:80)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de Libertad	Cuadrados medios	Razón F
Tratamientos	103.93	1.00	103.93	203.92
Error	2.04	4.00	0.51	
Total de la correlación	105.97	5.00		

Valor calculado de F_c F_t Valor de Tablas $\alpha=0.05$ **$F_c > F_t$ Si hay diferencias significativas**
 203.92 7.71

10.5 Resultados de la operación de los reactores para el tratamiento de vinazas de tequila

Los resultados obtenidos de los análisis para la vinaza cruda, filtrada, influente, BF T, 1 y 2 se observan en las **Tablas 10.32-10.57**. Cada uno de los colores representa una etapa de operación, variando la relación vinaza:agua que se tiene, siendo esta para el color azul de 30:70, para el rojo de 40:60, para el verde de 50:50, para el morado de 40:60 con la segunda caga orgánica y para el anaranjado para la recirculación.

Tabla 10.32. pH

pH (unidades)							
Fecha	Día de operación	Vinaza cruda	Vinaza filtrada	Influente	BF T	BF 1	BF 2
21/07/2015	3	3.54	3.57	3.67	4.88	4.41	3.95
23/07/2015	5	3.80	3.71	3.65	4.55	4.00	4.06
28/07/2015	10	3.67	3.64	3.66	4.72	4.21	4.01
04/08/2015	17	4.54	4.24	3.65	4.04	5.27	5.51
06/08/2015	19	4.40	4.16	3.65	4.22	5.12	4.89
11/08/2015	24	4.68	4.32	4.25	4.66	4.64	5.00
13/08/2015	26	4.12	3.99	3.77	4.63	4.98	5.00
18/08/2015	31	3.55	3.66	3.65	4.52	5.25	5.02
20/08/2015	33	3.47	3.64	3.50	4.58	5.38	5.45
25/08/2015	38	3.39	3.61	3.53	4.68	5.57	5.30
27/08/2015	40	3.43	3.63	3.52	4.63	5.50	5.38
01/09/2015	45	3.33	3.48	3.53	4.58	5.90	5.42

03/09/2015	47	3.43	3.51	3.48	5.38	5.13	6.10
08/09/2015	52	3.53	3.54	3.95	4.40	4.78	5.39
10/09/2015	54	3.86	3.64	3.65	6.86	6.72	5.67
15/09/2015	59	4.19	3.74	3.88	6.32	5.19	6.24
17/09/2015	61	4.01	3.74	3.55	6.33	5.68	6.80
22/09/2015	66	3.84	3.74	3.65	7.13	4.81	7.28
24/09/2015	68	3.77	3.69	3.90	6.50	6.86	6.00
29/09/2015	73	3.70	3.64	3.32	5.33	5.85	6.42
01/10/2015	75	3.73	3.73	3.59	5.75	5.45	7.51
06/10/2015	80	3.77	3.81	3.68	5.82	5.21	6.31
08/10/2015	82	3.74	3.68	3.61	5.38	5.25	7.09
13/10/2015	87	3.70	3.55	3.52	6.79	5.25	7.15
15/10/2015	89	3.71	3.88	3.52	4.99	5.74	4.75
20/10/2015	94	3.71	4.20	3.58	5.76	4.61	4.75
22/10/2015	96	3.85	4.02	3.56	5.39	4.87	6.21
27/10/2015	101	3.98	3.83	3.58	6.37	5.66	5.47
29/10/2015	103	3.81	3.98	3.66	5.59	5.60	4.76
03/11/2015	107	3.52	3.54	3.56	6.56	6.64	5.61
05/11/2015	109	3.75	3.69	3.57	4.47	4.98	4.52
10/11/2015	114	3.64	3.62	3.63	4.79	4.65	5.10
12/11/2015	116	3.56	3.59	3.62	6.84	4.73	4.92
17/11/2015	121	3.48	3.55	3.66	4.81	4.86	4.88
19/11/2015	123	2.99	3.00	2.75	3.47	4.80	4.88
24/11/2015	128	2.49	2.45	2.53	4.18	4.60	6.33
26/11/2015	129	3.07	3.07	2.68	4.24	4.64	6.57
01/12/2015	134	3.64	3.69	3.52	7.08	7.07	7.47
03/12/2015	136	3.61	3.61	3.56	7.35	7.39	7.61
08/12/2015	141	3.58	3.52	3.60	7.62	7.70	7.74
10/12/2015	143	3.22	3.19	3.03	7.63	7.38	7.58
15/12/2015	148	2.86	2.86	2.46	7.63	7.05	7.42
17/12/2015	150	3.08	3.08	3.70	6.52	8.22	7.99
22/12/2015	155	3.29	3.30	3.62	5.88	7.74	8.24
29/12/2015	162	3.72	3.74	3.57	5.50	8.10	7.69
31/12/2015	164	3.38	3.37	3.63	5.97	8.00	7.97
05/01/2016	170	3.61	3.73	3.60	7.53	5.50	7.61
07/01/2016	172	3.64	3.63	3.63	5.39	5.65	7.33
12/01/2016	177	3.66	3.52	3.63	5.41	5.52	6.59
14/01/2016	179	3.64	3.32	3.62	5.42	5.39	5.84
19/01/2016	184	3.62	3.12	3.59	5.18	5.32	5.92
21/01/2016	186	3.61	3.42	3.59	5.62	5.47	5.47
26/01/2016	191	3.59	3.71	3.65	5.23	5.12	6.75
28/01/2016	193	3.62	3.49	3.58	6.03	5.59	5.86

02/02/2016	198	-	-	3.52	6.23	5.19	6.75
04/02/2016	200	-	-	3.54	5.53	6.15	6.35
09/02/2016	205	-	-	3.57	6.19	6.60	6.38
11/02/2016	207	-	-	3.60	6.27	5.78	6.48

Tabla 10.33. Temperatura

TEMPERATURA (°C)							
Fecha	Día de operación	Vinaza cruda	Vinaza filtrada	Influente	BF T	BF 1	BF 2
21/07/2015	3	23.60	23.40	22.10	23.4	22.90	22.90
23/07/2015	5	23.6	23.6	23.60	22.90	23.30	22.50
28/07/2015	10	23.00	23.50	22.85	23.15	23.10	22.70
04/08/2015	17	24.00	24.25	22.70	22.70	23.50	23.30
06/08/2015	19	24.15	24.00	22.80	22.70	23.30	23.50
11/08/2015	24	24.00	24.20	24.20	24.10	23.80	24.00
13/08/2015	26	24.30	24.40	23.90	24.00	23.50	23.40
18/08/2015	31	24.60	24.60	24.60	24.6	24.60	24.70
20/08/2015	33	24.80	25.00	24.00	24.5	24.80	25.00
25/08/2015	38	25.00	25.90	26.00	26.00	25.90	25.90
27/08/2015	40	24.90	25.45	25.00	25.00	25.00	25.43
01/09/2015	45	26.80	26.70	26.80	26.60	26.50	26.70
03/09/2015	47	26.60	26.50	23.00	24.00	23.70	23.90
08/09/2015	52	26.40	27.00	26.20	26.10	26.20	26.40
10/09/2015	54	24.35	25.00	22.70	22.20	22.00	22.60
15/09/2015	59	22.30	23.00	22.20	21.80	21.30	21.50
17/09/2015	61	23.70	24.00	22.30	21.50	21.50	21.90
22/09/2015	66	25.10	25.30	25.00	25.20	25.10	25.40
24/09/2015	68	25.00	25.00	23.60	23.50	23.80	23.90
29/09/2015	73	25.00	25.00	25.00	25.00	25.00	25.00
01/10/2015	75	25.28	25.30	25.00	25.00	25.00	25.10
06/10/2015	80	25.20	25.30	24.40	23.80	24.00	24.10
08/10/2015	82	25.30	25.35	24.20	24.20	24.00	26.10
13/10/2015	87	25.40	25.40	24.30	26.10	26.10	24.20
15/10/2015	89	25.20	25.25	24.30	24.20	24.20	24.70
20/10/2015	94	25.00	25.10	24.90	24.90	24.90	24.70
22/10/2015	96	25.50	25.45	25.30	24.80	24.80	24.80
27/10/2015	101	26.00	25.80	26.00	25.30	25.90	25.90
29/10/2015	103	25.40	25.40	22.30	22.40	22.10	22.90
03/11/2015	107	25.00	25.10	24.90	25.00	25.00	25.30
05/11/2015	109	25.50	25.45	25.10	24.90	25.10	24.90
10/11/2015	114	25.25	25.28	24.70	24.90	25.10	25.40

12/11/2015	116	25.23	25.59	24.60	24.30	24.00	24.40
17/11/2015	121	25.20	25.90	26.10	26.10	26.00	26.10
19/11/2015	123	24.50	25.15	24.60	24.40	24.70	25.40
24/11/2015	128	23.80	24.40	24.30	24.40	24.50	24.70
26/11/2015	129	23.10	23.65	24.10	24.30	24.40	25.40
01/12/2015	134	22.40	22.90	23.30	22.90	22.70	23.10
03/12/2015	136	21.45	22.00	22.10	21.70	21.50	21.60
08/12/2015	141	20.50	21.20	20.90	20.50	20.30	20.20
10/12/2015	143	21.85	22.20	22.80	22.85	22.45	22.90
15/12/2015	148	23.20	23.20	24.70	25.20	24.60	25.60
17/12/2015	150	22.80	22.80	25.00	25.30	25.20	24.90
22/12/2015	155	22.40	22.40	23.10	23.10	23.00	23.20
29/12/2015	162	21.60	21.60	21.10	21.80	21.10	21.60
31/12/2015	164	22.00	22.19	23.07	23.40	23.00	23.20
05/01/2016	170	20.50	20.30	22.90	22.80	22.30	21.60
07/01/2016	172	20.80	20.80	17.90	17.70	17.50	17.80
12/01/2016	177	21.10	21.30	17.75	17.60	17.50	17.65
14/01/2016	179	19.85	20.10	17.60	17.50	17.30	17.50
19/01/2016	184	18.60	18.90	19.90	20.30	20.70	20.90
21/01/2016	186	20.85	20.95	23.50	23.00	22.70	22.80
26/01/2016	191	23.10	23.00	23.20	23.10	23.10	23.30
28/01/2016	193	20.69	20.76	20.20	20.70	20.60	20.60
02/02/2016	198	-	-	25.00	25.20	25.10	25.00
04/02/2016	200	-	-	23.30	22.80	22.60	23.10
09/02/2016	205	-	-	21.60	20.80	20.80	21.00
11/02/2016	207	-	-	19.90	19.60	19.60	19.60

Tabla 10.34. Conductividad

CONDUCTIVIDAD (ms cm ⁻¹)							
Fecha	Día de operación	Vinaza cruda	Vinaza filtrada	Influyente	BF T	BF 1	BF 2
21/07/2015	3	2.21	2.22	1.91	1.36	1.09	1.32
23/07/2015	5	2.41	2.40	1.26	1.98	1.34	1.40
28/07/2015	10	2.31	2.31	1.33	1.81	1.22	1.36
04/08/2015	17	2.46	2.31	1.86	0.83	1.09	0.99
06/08/2015	19	2.38	2.35	0.99	1.02	1.35	1.44
11/08/2015	24	2.53	2.27	0.95	0.97	1.00	0.87
13/08/2015	26	2.20	2.43	0.98	1.33	1.17	1.18
18/08/2015	31	1.93	2.59	1.07	1.64	1.25	1.53
20/08/2015	33	1.96	2.56	1.79	0.87	1.63	1.45
25/08/2015	38	1.99	2.52	1.16	1.22	2.01	1.37

27/08/2015	40	1.98	2.54	0.90	0.44	1.82	1.41
01/09/2015	45	2.05	2.61	1.15	1.85	2.05	1.56
03/09/2015	47	2.21	2.51	1.38	2.21	2.01	1.47
08/09/2015	52	2.36	2.40	1.31	2.41	3.02	2.79
10/09/2015	54	2.29	2.35	1.30	2.22	2.50	3.07
15/09/2015	59	2.21	2.30	1.70	0.96	2.41	2.28
17/09/2015	61	2.27	2.31	1.21	1.90	2.32	1.48
22/09/2015	66	2.33	2.31	1.03	1.04	1.41	1.02
24/09/2015	68	1.52	1.78	1.23	1.39	1.39	1.63
29/09/2015	73	1.03	1.56	1.03	1.36	1.52	1.03
01/10/2015	75	1.71	1.44	0.92	1.63	1.38	0.91
06/10/2015	80	1.28	0.94	2.00	1.91	2.52	1.49
08/10/2015	82	1.60	1.56	1.38	2.57	2.71	1.30
13/10/2015	87	1.93	2.18	1.39	1.31	1.86	1.27
15/10/2015	89	2.04	1.09	1.43	1.92	1.68	1.60
20/10/2015	94	2.15	3.04	1.39	1.39	1.54	1.60
22/10/2015	96	1.08	2.70	1.26	1.58	2.04	1.14
27/10/2015	101	2.29	2.35	1.40	1.32	1.15	1.33
29/10/2015	103	1.32	2.74	1.35	1.34	1.43	1.96
03/11/2015	107	2.20	2.22	1.39	3.00	1.43	1.04
05/11/2015	109	2.25	2.29	1.56	2.34	1.34	1.39
10/11/2015	114	2.23	2.26	1.23	2.37	1.60	1.14
12/11/2015	116	2.23	2.25	1.20	1.94	1.54	1.57
17/11/2015	121	2.23	2.24	1.42	1.65	2.09	1.61
19/11/2015	123	1.06	2.23	1.39	1.47	1.79	1.58
24/11/2015	128	2.11	2.22	1.28	1.67	1.56	1.91
26/11/2015	129	2.09	1.05	1.12	1.90	1.35	1.99
01/12/2015	134	2.07	2.10	1.18	1.02	1.22	1.13
03/12/2015	136	2.07	2.13	1.20	1.08	1.25	1.15
08/12/2015	141	2.07	2.16	1.22	1.15	1.28	1.17
10/12/2015	143	2.07	1.04	1.17	1.12	1.21	1.16
15/12/2015	148	2.07	2.07	1.12	1.08	1.14	1.15
17/12/2015	150	1.55	1.55	1.16	1.53	1.10	1.08
22/12/2015	155	1.04	1.04	1.05	1.45	1.34	1.39
29/12/2015	162	1.11	2.23	1.18	1.41	1.48	1.39
31/12/2015	164	1.62	1.65	1.23	1.46	1.31	1.28
05/01/2016	170	2.07	2.23	1.23	1.27	1.96	1.34
07/01/2016	172	2.06	2.24	1.22	1.51	1.06	1.46
12/01/2016	177	2.05	2.24	1.18	1.45	1.20	1.49
14/01/2016	179	2.08	2.24	1.14	1.42	1.34	1.53
19/01/2016	184	2.10	2.24	1.30	1.69	1.44	1.43
21/01/2016	186	2.12	2.28	1.27	2.06	1.56	1.53

26/01/2016	191	2.14	2.32	1.42	1.87	1.91	1.31
28/01/2016	193	2.09	2.26	1.37	1.60	1.51	1.50
02/02/2016	198	-	-	2.38	1.65	1.53	1.25
04/02/2016	200	-	-	1.31	1.96	1.37	1.47
09/02/2016	205	-	-	1.29	1.40	1.45	1.45
11/02/2016	207	-	-	1.27	1.50	1.38	1.41

Tabla 10.35. Sólidos disueltos totales

SÓLIDOS DISUELTOS TOTALES (g L ⁻¹)							
Fecha	Día de operación	Vinaza cruda	Vinaza filtrada	Influente	BF T	BF 1	BF 2
21/07/2015	3	1.05	1.11	0.55	1.93	0.85	0.66
23/07/2015	5	1.21	1.19	0.13	0.99	0.67	0.70
28/07/2015	10	1.13	1.15	0.34	0.50	0.76	0.68
04/08/2015	17	0.12	1.16	0.43	0.41	0.55	0.50
06/08/2015	19	0.24	1.18	0.50	0.51	0.68	0.72
11/08/2015	24	1.27	1.14	0.47	0.48	0.50	0.43
13/08/2015	26	0.48	1.22	0.49	0.56	0.59	0.59
18/08/2015	31	0.97	1.29	0.54	0.82	0.63	0.77
20/08/2015	33	0.98	1.28	0.35	1.73	0.32	0.73
25/08/2015	38	1.00	1.26	0.58	1.11	1.01	0.68
27/08/2015	40	0.99	1.27	0.46	1.42	0.16	0.71
01/09/2015	45	1.03	1.31	0.51	0.93	1.03	0.78
03/09/2015	47	1.11	1.25	0.69	1.11	1.01	0.74
08/09/2015	52	1.18	1.19	0.66	1.21	1.51	1.40
10/09/2015	54	1.84	1.00	0.78	1.44	1.98	1.09
15/09/2015	59	2.50	0.80	0.39	0.48	0.59	0.38
17/09/2015	61	1.70	1.86	0.60	0.95	1.16	0.74
22/09/2015	66	1.90	1.92	0.69	0.88	0.69	0.84
24/09/2015	68	2.26	1.32	0.72	0.73	0.72	0.73
29/09/2015	73	1.62	1.71	0.77	0.77	0.71	0.77
01/10/2015	75	1.72	1.12	0.78	0.66	0.35	0.70
06/10/2015	80	2.74	1.21	0.74	0.59	0.41	0.68
08/10/2015	82	1.93	1.13	0.76	0.65	0.32	0.75
13/10/2015	87	1.12	1.04	0.78	0.70	0.41	0.77
15/10/2015	89	1.08	1.11	0.64	0.73	0.37	0.77
20/10/2015	94	1.03	1.18	0.66	0.68	0.75	0.77
22/10/2015	96	1.12	1.04	0.61	0.77	1.00	0.56
27/10/2015	101	1.20	0.90	0.62	0.68	0.31	0.35
29/10/2015	103	1.11	1.06	0.63	0.60	0.62	0.77
03/11/2015	107	2.27	1.83	1.00	2.07	0.95	0.69

05/11/2015	109	1.74	1.87	1.12	1.42	0.93	0.93
10/11/2015	114	2.01	2.35	0.73	1.06	0.71	0.51
12/11/2015	116	2.28	2.44	0.87	0.73	1.04	1.08
17/11/2015	121	2.54	2.53	1.07	1.19	1.56	1.25
19/11/2015	123	0.75	0.79	1.04	1.03	1.06	0.86
24/11/2015	128	1.50	1.57	0.94	1.11	1.04	0.64
26/11/2015	129	0.75	0.79	0.78	1.13	0.85	0.65
01/12/2015	134	2.24	2.44	0.85	0.70	0.83	0.78
03/12/2015	136	2.33	2.48	1.14	1.01	1.13	1.10
08/12/2015	141	2.42	2.52	1.44	1.33	1.43	1.42
10/12/2015	143	2.38	2.43	0.72	1.28	1.33	1.37
15/12/2015	148	2.33	2.33	1.90	1.23	1.23	1.31
17/12/2015	150	2.34	2.40	1.34	1.64	1.23	1.22
22/12/2015	155	2.34	2.47	0.88	1.06	0.97	0.83
29/12/2015	162	2.34	2.61	1.47	1.64	1.07	1.53
31/12/2015	164	2.34	2.50	1.23	1.45	1.09	1.19
05/01/2016	170	1.58	1.72	0.94	0.91	1.37	0.97
07/01/2016	172	1.58	1.69	1.49	1.81	1.29	1.51
12/01/2016	177	1.59	1.66	1.24	1.78	1.48	1.68
14/01/2016	179	1.22	1.66	0.99	1.74	1.66	1.86
19/01/2016	184	0.86	1.67	0.95	0.72	1.02	1.01
21/01/2016	186	1.10	0.83	1.03	1.33	1.10	1.08
26/01/2016	191	1.34	1.22	2.03	1.56	1.64	1.85
28/01/2016	193	1.33	1.32	1.53	1.95	1.87	1.46
02/02/2016	198	-	-	1.99	1.48	1.42	1.18
04/02/2016	200	-	-	1.30	1.95	1.36	1.48
09/02/2016	205	-	-	1.22	1.27	1.32	1.32
11/02/2016	207	-	-	0.98	1.12	1.05	0.61

Tabla 10.36. Potencial REDOX

POTENCIAL REDOX (mV)							
Fecha	Día de operación	Vinaza cruda	Vinaza filtrada	Influente	BF T	BF 1	BF 2
21/07/2015	3	206	203	195	130	154	180
23/07/2015	5	200	206	199	145	101	189
28/07/2015	10	202	205	197	137	127	185
04/08/2015	17	264	281	189	166	95	82
06/08/2015	19	285	257	197	165	113	127
11/08/2015	24	244	208	196	165	118	124
13/08/2015	26	227	206	195	159	123	121
18/08/2015	31	210	204	204	152	109	122

20/08/2015	33	215	207	209	147	101	96
25/08/2015	38	219	210	211	142	90	106
27/08/2015	40	217	209	210	145	95	101
01/09/2015	45	222	215	213	150	72	107
03/09/2015	47	218	216	212	100	114	56
08/09/2015	52	214	216	217	129	139	109
10/09/2015	54	193	206	203	44	83	84
15/09/2015	59	171	198	187	46	111	50
17/09/2015	61	185	200	203	43	81	41
22/09/2015	66	198	204	208	49	40	40
24/09/2015	68	212	207	194	43	123	131
29/09/2015	73	206	211	211	112	83	82
01/10/2015	75	206	201	219	88	106	112
06/10/2015	80	208	188	207	85	120	57
08/10/2015	82	206	202	210	110	117	112
13/10/2015	87	205	216	216	129	117	110
15/10/2015	89	205	197	216	132	89	146
20/10/2015	94	204	177	212	88	156	146
22/10/2015	96	211	163	213	109	167	63
27/10/2015	101	218	149	213	53	94	105
29/10/2015	103	209	171	208	98	97	143
03/11/2015	107	215	215	214	43	38	97
05/11/2015	109	217	182	213	162	133	133
10/11/2015	114	215	198	209	143	152	126
12/11/2015	116	216	206	211	25	145	136
17/11/2015	121	218	214	208	142	140	139
19/11/2015	123	216	214	207	168	112	109
24/11/2015	128	214	216	212	140	121	43
26/11/2015	129	208	207	206	137	119	34
01/12/2015	134	202	199	209	11	11	-11
03/12/2015	136	204	204	206	-4	-7	-19
08/12/2015	141	206	209	204	-19	-24	-26
10/12/2015	143	227	217	235	8	-6	-24
15/12/2015	148	217	226	220	35	11	-22
17/12/2015	150	236	235	205	41	-57	-43
22/12/2015	155	225	224	209	77	-30	-58
29/12/2015	162	203	203	212	100	-51	-27
31/12/2015	164	218	218	208	74	-46	-43
05/01/2016	170	210	202	211	-18	100	-23
07/01/2016	172	208	208	209	106	91	-7
12/01/2016	177	207	215	209	105	98	37
14/01/2016	179	208	209	209	104	106	80

19/01/2016	184	209	203	222	118	110	75
21/01/2016	186	210	203	210	92	101	89
26/01/2016	191	211	204	207	114	122	27
28/01/2016	193	209	206	207	69	95	78
02/02/2016	198	-	-	220	57	118	26
04/02/2016	200	-	-	213	98	62	50
09/02/2016	205	-	-	212	60	36	48
11/02/2016	207	-	-	210	55	83	80

Tabla 10.37. Sólidos suspendidos

SÓLIDOS SUSPENDIDOS											
Fecha	Día de oper.	Vinaza Cruda (mg L ⁻¹)	Vinaza filtrada (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	Influyente (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
21/07/2015	3	325	375	0	50	50	0	100	0	150	0
23/07/2015	5	16,900	383	98	100	75	25	450	0	75	25
28/07/2015	10	8,612	379	96	75	63	17	275	0	113	0
04/08/2015	17	2,672	656	75	175	75	57	25	86	25	86
06/08/2015	19	4,569	663	85	450	650	0	50	89	150	67
11/08/2015	24	1,775	650	63	483	750	0	950	0	800	0
13/08/2015	26	8,362	675	92	700	740	0	560	20	680	3
18/08/2015	31	15,950	700	96	470	340	28	310	34	590	0
20/08/2015	33	16,375	670	96	300	320	0	520	0	340	0
25/08/2015	38	16,800	640	96	320	290	9	370	0	90	72
27/08/2015	40	16,548	655	96	310	305	2	445	0	215	31
01/09/2015	45	16,300	1,200	93	480	450	6	100	79	330	31
03/09/2015	47	8,207	660	92	840	410	51	470	44	210	75
08/09/2015	52	1,114	119	89	117	155	0	137	0	178	0
10/09/2015	54	16,307	1,579	90	177	205	0	181	0	192	0
15/09/2015	59	12,500	3,040	76	175	432	0	773	0	222	0
17/09/2015	61	16,365	1,733	89	316	576	0	259	18	212	33
22/09/2015	66	1,212	426	65	217	352	0	619	0	119	45
24/09/2015	68	11,606	638	95	296	332	0	478	0	204	31
29/09/2015	73	23,000	850	96	257	342	0	500	0	162	37
01/10/2015	75	7,422	851	89	133	230	0	71	47	174	0
06/10/2015	80	11,439	1,116	90	208	212	0	396	0	189	9
08/10/2015	82	6,353	914	86	65	152	0	163	0	377	0
13/10/2015	87	1,266	711	44	260	739	0	237	9	529	0
15/10/2015	89	10,633	663	94	271	193	29	212	22	234	14
20/10/2015	94	20,000	614	97	495	199	60	373	25	234	53
22/10/2015	96	10,745	1,452	86	526	216	59	328	38	788	0
27/10/2015	101	1,490	2,290	0	501	258	49	970	0	140	72

29/10/2015	103	10,717	1,255	88	505	232	54	512	0	233	54
03/11/2015	107	1,900	1,750	8	322	725	0	1,475	0	447	0
05/11/2015	109	1,695	2,020	0	1,256	193	85	633	50	385	69
10/11/2015	114	1,797	1,885	0	581	610	0	238	59	555	4
12/11/2015	116	1,272	1,263	1	794	121	85	191	76	199	75
17/11/2015	121	747	642	14	410	395	4	169	59	555	0
19/11/2015	123	4,973	632	87	1,410	576	59	146	90	105	93
24/11/2015	128	9,200	621	93	310	43	86	119	62	96	69
26/11/2015	129	8,125	531	93	202	67	67	80	60	67	67
01/12/2015	134	7,050	440	94	250	108	57	112	55	120	52
03/12/2015	136	7,875	376	95	335	64	81	61	82	110	67
08/12/2015	141	8,700	309	96	420	20	95	10	98	100	76
10/12/2015	143	8,180	261	97	261	42	84	59	77	79	70
15/12/2015	148	7,660	212	97	101	63	38	108	0	57	44
17/12/2015	150	5,912	184	97	876	55	94	68	92	69	92
22/12/2015	155	4,164	155	96	760	67	91	120	84	40	95
29/12/2015	162	669	98	85	554	88	84	12	98	41	93
31/12/2015	164	6,284	254	96	730	70	90	46	94	50	93
05/01/2016	170	1,710	42	98	950	48	95	85	91	75	92
07/01/2016	172	1,885	232	99	-	-	-	-	-	-	-
12/01/2016	177	2,060	422	99	-	-	-	-	-	-	-
14/01/2016	179	1,610	376	99	-	-	-	-	-	-	-
19/01/2016	184	1,160	330	99	-	-	-	-	-	-	-
21/01/2016	186	1,340	192	100	-	-	-	-	-	-	-
26/01/2016	191	1,520	54	100	-	-	-	-	-	-	-
28/01/2016	193	1,612	236	99	-	-	-	-	-	-	-
02/02/2016	198	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
04/02/2016	200	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
09/02/2016	205	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11/02/2016	207	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 10.38. Sólidos suspendidos en la recirculación

SÓLIDOS SUSPENDIDOS										
Fecha	Día de oper.	Influyente BFT (mg L ⁻¹)	Influyente BF 1 (mg L ⁻¹)	Influyente BF 2 (mg L ⁻¹)	BFT (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
07/01/2016	172	364	280	367	457	0	400	0	326	11
12/01/2016	177	392	296	333	462	0	402	0	398	0
14/01/2016	179	419	311	298	466	0	405	0	469	0
19/01/2016	184	376	294	281	424	0	404	0	380	0
21/01/2016	186	436	315	320	473	0	440	0	434	0
26/01/2016	191	235	272	207	470	0	422	0	443	0

Tratamiento de vinazas de tequila con hongos basidiomicetos

28/01/2016	193	600	590	545	443	26	443	25	435	18
02/02/2016	198	388	355	181	394	0	450	0	331	0
04/02/2016	200	836	655	629	478	43	394	40	400	27
09/02/2016	205	742	761	817	325	56	290	62	327	66
11/02/2016	207	863	868	900	307	64	352	59	278	72

Tabla 10.39. Turbiedad

TURBIEDAD											
Fecha	Día de oper.	Vinaza Cruda (NTU)	Vinaza filtrada (NTU)	Rem. (%)	Influyente (NTU)	BF T (NTU)	Rem. (%)	BF 1 (NTU)	Rem. (%)	BF 2 (NTU)	Rem. (%)
21/07/2015	3	150	200	0	225	50	78	125	44	150	33
23/07/2015	5	10,900	333	97	75	125	0	75	0	75	0
28/07/2015	10	5,525	267	95	150	88	42	100	33	113	25
04/08/2015	17	1,959	151	92	304	50	84	66	78	208	32
06/08/2015	19	3,792	178	95	60	392	0	62	0	64	0
11/08/2015	24	1,125	125	89	175	150	14	450	0	325	0
13/08/2015	26	7,462	233	97	160	160	0	120	25	80	50
18/08/2015	31	14,800	340	98	197	195	1	200	0	210	0
20/08/2015	33	13,250	390	97	191	120	37	180	6	195	0
25/08/2015	38	11,250	440	96	100	60	40	80	20	90	10
27/08/2015	40	12,250	415	97	146	90	38	130	11	143	2
01/09/2015	45	10,408	420	96	130	110	15	70	46	80	38
03/09/2015	47	5,564	246	96	129	281	0	96	26	148	0
08/09/2015	52	1,720	72	96	51	66	0	58	0	116	0
10/09/2015	54	16,170	1,316	92	126	113	10	95	25	82	35
15/09/2015	59	3,270	2,560	22	157	356	0	779	0	99	37
17/09/2015	61	17,130	1,487	91	790	480	39	179	77	79	90
22/09/2015	66	1,560	413	74	170	261	0	619	0	60	65
24/09/2015	68	4,380	215	95	277	226	18	429	0	139	50
29/09/2015	73	7,200	18	100	84	184	0	34	60	64	24
01/10/2015	75	8,790	678	92	67	138	0	29	57	62	7
06/10/2015	80	9,800	879	91	55	142	0	108	0	69	0
08/10/2015	82	7,896	567	93	609	118	81	121	80	184	70
13/10/2015	87	5,666	340	94	247	601	0	149	40	294	0
15/10/2015	89	7,898	841	89	265	116	56	95	64	239	10
20/10/2015	94	7,650	878	89	256	249	3	122	52	213	17
22/10/2015	96	7,800	765	90	234	204	13	322	0	190	19
27/10/2015	101	8,910	567	94	234	179	24	223	5	250	0
29/10/2015	103	9,650	458	95	380	208	45	395	0	242	36

03/11/2015	107	1,920	1,964	0	353	480	0	1,188	0	393	0
05/11/2015	109	960	982	0	367	344	6	792	0	318	13
10/11/2015	114	1,440	1,473	0	744	243	67	604	19	367	51
12/11/2015	116	1,457	1,174	19	868	139	84	136	84	62	93
17/11/2015	121	1,474	875	41	620	347	44	1,072	0	671	0
19/11/2015	123	1,585	931	41	574	532	7	136	76	73	87
24/11/2015	128	1,697	988	42	936	323	66	99	89	60	94
26/11/2015	129	3,575	656	82	298	113	62	62	79	46	85
01/12/2015	134	5,453	321	94	35	38	0	30	14	41	0
03/12/2015	136	648	316	51	164	30	82	31	81	37	78
08/12/2015	141	7,643	310	96	292	21	93	31	89	32	89
10/12/2015	143	7,902	263	97	186	25	87	40	78	24	87
15/12/2015	148	8,160	216	97	79	28	65	49	38	16	80
17/12/2015	150	6,201	170	97	744	27	96	30	96	12	98
22/12/2015	155	4,242	124	97	839	32	96	54	94	41	95
29/12/2015	162	324	32	90	557	56	90	46	92	78	86
31/12/2015	164	5,071	128	97	713	38	95	43	94	44	94
05/01/2016	170	1,640	31	98	590	53	91	36	94	19	97
07/01/2016	172	1,995	264	99	-	-	-	-	-	-	-
12/01/2016	177	2,350	496	99	-	-	-	-	-	-	-
14/01/2016	179	1,475	272	99	-	-	-	-	-	-	-
19/01/2016	184	600	48	100	-	-	-	-	-	-	-
21/01/2016	186	950	39	100	-	-	-	-	-	-	-
26/01/2016	191	1,300	30	100	-	-	-	-	-	-	-
28/01/2016	193	1,472	169	100	-	-	-	-	-	-	-
02/02/2016	198	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
04/02/2016	200	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
09/02/2016	205	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11/02/2016	207	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 10.40. Turbiedad en la recirculación

TURBIEDAD										
Fecha	Día de oper.	Influyente BFT (NTU)	Influyente BF 1 (NTU)	Influyente BF 2 (NTU)	BFT (NTU)	Rem. (%)	BF 1 (NTU)	Rem. (%)	BF 2 (NTU)	Rem. (%)
07/01/2016	172	317	299	299	51	84	46	85	47	8
12/01/2016	177	367	346	337	52	86	34	90	37	29
14/01/2016	179	417	392	374	53	87	21	95	27	49
19/01/2016	184	262	207	205	52	80	14	93	13	75
21/01/2016	186	303	243	244	82	73	15	94	17	79
26/01/2016	191	154	167	125	39	75	32	81	36	8
28/01/2016	193	916	873	867	121	87	34	96	11	91

Tratamiento de vinazas de tequila con hongos basidiomicetos

02/02/2016	198	159	135	90	132	17	133	1	38	71
04/02/2016	200	730	643	638	115	84	42	93	16	86
09/02/2016	205	650	656	658	24	96	21	97	22	8
11/02/2016	207	686	677	685	39	94	30	96	16	59

Tabla 10.41. Color aparente

COLOR APARENTE											
Fecha	Día de oper.	Vinaza cruda (Pt-Co)	Vinaza filtrada (Pt-Co)	Rem. (%)	Influyente (Pt-Co)	BF T (Pt-Co)	Rem. (%)	BF 1 (Pt-Co)	Rem. (%)	BF 2 (Pt-Co)	Rem. (%)
21/07/2015	3	5,025	6,850	0	2,500	2,400	4	2,400	4	3,675	0
23/07/2015	5	96,500	6,440	93	1,625	775	52	2,075	0	2,075	0
28/07/2015	10	50,763	6,645	87	2,063	1,588	23	2,238	0	2,875	0
04/08/2015	17	14,078	5,909	58	5,350	1,300	76	725	86	575	89
06/08/2015	19	22,182	6,393	71	3,850	5,625	0	1,250	68	2,100	45
11/08/2015	24	5,975	5,425	9	3,063	4,225	0	9,275	0	8,475	0
13/08/2015	26	28,273	7,362	74	2,980	4,680	0	2,020	32	2,720	9
18/08/2015	31	70,800	9,300	87	3,550	4,820	0	4,930	0	3,950	0
20/08/2015	33	54,528	10,912	80	3,020	4,740	0	4,700	0	4,440	0
25/08/2015	38	38,257	12,525	67	2,240	2,740	0	3,760	0	3,010	0
27/08/2015	40	46,293	11,718	75	2,630	3,740	0	4,230	0	3,725	0
01/09/2015	45	115,500	2,670	98	3,450	4,070	0	4,080	0	3,820	0
03/09/2015	47	11,500	3,275	72	1,170	890	24	3,580	0	4,840	0
08/09/2015	52	107,500	3,880	96	2,320	3,100	0	2,430	0	3,100	0
10/09/2015	54	61,650	5,690	91	2,780	3,940	0	3,440	0	2,720	2
15/09/2015	59	15,800	7,500	53	3,740	7,175	0	10,325	0	6,175	0
17/09/2015	61	22,200	8,133	63	6,250	6,925	0	2,675	57	4,570	27
22/09/2015	66	28,600	8,765	69	2,425	5,850	0	9,125	0	120	95
24/09/2015	68	25,250	5,963	76	4,080	3,100	24	2,730	33	3,770	8
29/09/2015	73	21,900	3,160	86	2,510	2,450	2	1,080	57	1,600	36
01/10/2015	75	10,490	11,878	0	1,350	3,150	0	1,110	18	2,190	0
06/10/2015	80	14,869	12,118	19	4,770	3,140	34	5,190	0	4,190	12
08/10/2015	82	10,246	11,184	0	6,750	4,290	36	4,220	37	6,200	8
13/10/2015	87	5,640	10,250	0	4,550	8,000	0	5,450	0	4,125	9
15/10/2015	89	10,882	13,843	0	4,300	5,060	0	5,070	0	7,400	0
20/10/2015	94	16,125	17,438	0	9,825	4,525	54	8,375	15	12,350	0
22/10/2015	96	15,968	17,531	0	10,975	5,050	54	4,975	55	9,650	12
27/10/2015	101	15,813	17,625	0	7,425	6,300	15	11,475	0	4,100	45
29/10/2015	103	14,696	16,609	0	7,250	4,875	33	9,500	0	4,650	36
03/11/2015	107	17,625	22,750	0	7,900	12,825	0	1,625	79	10,150	0
05/11/2015	109	15,718	20,187	0	11,775	5,275	55	9,875	16	6,300	46

10/11/2015	114	16,671	21,468	0	8,375	10,400	0	5,050	40	9,200	0
12/11/2015	116	59,179	16,046	73	8,350	3,850	54	2,475	70	2,525	70
17/11/2015	121	101,687	10,625	90	6,200	5,350	14	9,450	0	7,925	0
19/11/2015	123	11,156	10,550	5	10,125	6,275	38	4,150	59	1,650	84
24/11/2015	128	120,625	10,475	91	3,950	1,975	50	2,900	27	1,950	51
26/11/2015	129	95,061	10,338	89	5,000	2,050	59	2,375	53	3,425	32
01/12/2015	134	69,500	10,200	85	10,075	4,010	60	4,350	57	4,600	54
03/12/2015	136	101,000	16,662	84	8,600	3,545	59	4,155	52	4,265	50
08/12/2015	141	132,500	23,125	83	7,125	3,080	57	3,960	44	3,930	45
10/12/2015	143	13,402	17,513	0	4,772	2,855	40	4,090	14	3,255	32
15/12/2015	148	135,625	11,900	91	2,420	2,630	0	4,220	0	2,580	0
17/12/2015	150	103,106	9,325	91	3,550	2,910	18	2,850	20	2,610	26
22/12/2015	155	70,588	6,750	90	3,750	2,285	39	2,700	28	2,195	41
29/12/2015	162	5,574	1,600	71	6,575	2,875	56	1,925	71	375	94
31/12/2015	164	78,911	12,134	85	4,625	2,690	42	2,491	46	1,727	63
05/01/2016	170	28,569	1,375	95	8,900	2,325	74	550	94	1,050	88
07/01/2016	172	28,182	4,963	88	-	-	-	-	-	-	-
12/01/2016	177	27,688	8,550	80	-	-	-	-	-	-	-
14/01/2016	179	17,006	1,563	96	-	-	-	-	-	-	-
19/01/2016	184	6,325	1,775	96	-	-	-	-	-	-	-
21/01/2016	186	13,595	2,337	94	-	-	-	-	-	-	-
26/01/2016	191	20,860	2,900	93	-	-	-	-	-	-	-
28/01/2016	193	20,317	3,351	92	-	-	-	-	-	-	-
02/02/2016	198	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
04/02/2016	200	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
09/02/2016	205	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11/02/2016	207	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 10.42. Color aparente en la recirculación

COLOR APARENTE										
Fecha	Día de oper.	Influyente BFT (Pt-Co)	Influyente BF 1 (Pt-Co)	Influyente BF 2 (Pt-Co)	BFT (Pt-Co)	Rem. (%)	BF 1 (Pt-Co)	Rem. (%)	BF 2 (Pt-Co)	Rem. (%)
07/01/2016	172	5,400	6,485	6,370	2,000	63	2,190	66	3,880	0
12/01/2016	177	7,113	6,120	6,885	2,263	68	1,495	76	3,190	0
14/01/2016	179	8,825	5,750	7,400	2,525	71	800	86	2,500	1
19/01/2016	184	4,950	3,925	3,950	2,400	52	825	79	1,775	26
21/01/2016	186	6,000	5,450	3,825	2,175	64	100	98	2,600	0
26/01/2016	191	7,420	6,220	6,530	1,740	77	2,820	55	2,820	0
28/01/2016	193	15,925	15,350	12,585	2,250	86	3,850	75	3,200	0
02/02/2016	198	7,375	8,325	5,500	4,850	34	4,635	44	6,875	0
04/02/2016	200	12,700	10,450	12,350	3,000	76	3,125	70	1,850	38

09/02/2016	205	15,575	15,300	16,425	2,850	82	2,975	81	2,775	3
11/02/2016	207	11,925	12,875	13,700	2,175	82	2,525	80	1,950	10

Tabla 10.43. Sulfuros

SULFUROS											
Fecha	Día de oper.	Vinaza Cruda ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Vinaza filtrada ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Rem. (%)	Influyente ($\mu\text{g L}^{-1}$)	BF T ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Rem. (%)	BF 1 ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Rem. (%)	BF 2 ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Rem. (%)
21/07/2015	3	600	875	0	900	325	64	25	97	150	83
23/07/2015	5	19,750	1,080	95	175	300	0	50	71	50	71
28/07/2015	10	10,175	978	90	538	313	42	38	93	100	81
04/08/2015	17	1,790	1,011	44	875	425	51	350	60	275	69
06/08/2015	19	2,431	1,099	55	1,100	1,425	0	375	66	575	48
11/08/2015	24	1,150	925	20	738	950	0	2,025	0	1,125	0
13/08/2015	26	3,712	1,272	66	660	780	0	980	0	640	3
18/08/2015	31	6,275	1,620	74	760	870	0	910	0	910	0
20/08/2015	33	8,837	1,330	85	420	160	62	200	52	560	0
25/08/2015	38	11,400	1,040	91	280	270	4	140	50	40	86
27/08/2015	40	10,118	1,185	88	350	215	39	170	51	300	14
01/09/2015	45	8,900	540	94	330	440	0	310	6	290	12
03/09/2015	47	14,765	680	95	1,080	850	21	480	56	740	31
08/09/2015	52	20,625	820	96	790	190	76	370	53	340	57
10/09/2015	54	25,710	1,860	93	360	330	8	470	0	310	14
15/09/2015	59	30,813	2,900	91	500	1,875	0	2,000	0	575	0
17/09/2015	61	15,460	1,750	89	1,525	1,575	0	50	97	975	36
22/09/2015	66	1,125	600	47	275	1,275	0	1,800	0	250	9
24/09/2015	68	2,562	525	80	375	775	0	1,350	0	500	0
29/09/2015	73	9,000	450	95	700	1,425	0	350	50	1,300	0
01/10/2015	75	4,560	567	88	1,075	213	80	813	24	538	50
03/11/2015	107	-	-	-	1,875	375	80	1,100	41	1,050	44
05/11/2015	109	-	-	-	1,675	313	81	850	49	838	50
10/11/2015	114	-	-	-	1,475	250	83	600	59	625	58
12/11/2015	116	-	-	-	1,775	413	77	325	82	363	80
17/11/2015	121	-	-	-	2,075	575	72	50	98	100	95
19/11/2015	123	-	-	-	1,700	463	73	738	57	175	90
24/11/2015	128	-	-	-	1,325	350	74	1,425	0	250	81
26/11/2015	129	-	-	-	425	525	0	25	94	375	12
01/12/2015	134	-	-	-	424	435	0	74	83	305	28
03/12/2015	136	-	-	-	423	345	18	122	71	235	44
08/12/2015	141	-	-	-	417	303	27	172	59	148	65

10/12/2015	143	-	-	-	412	260	37	223	46	60	85
15/12/2015	148	-	-	-	250	125	50	95	62	25	90
17/12/2015	150	-	-	-	575	395	31	350	39	95	83
22/12/2015	155	-	-	-	1,325	230	83	350	74	225	83
29/12/2015	162	-	-	-	1,383	940	32	265	81	448	68
31/12/2015	164	-	-	-	34	7	79	57	0	3	91
05/01/2016	170	-	-	-	455	383	16	29	94	118	74

Tabla 10.44. Sulfuros en la recirculación

SULFUROS										
Fecha	Día de oper.	Influyente BF T ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Influyente BF 1 ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Influyente BF 2 ($\mu\text{g L}^{-1}$)	BF T ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Rem. (%)	BF 1 ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Rem. (%)	BF 2 ($\mu\text{g L}^{-1}$)	Rem. (%)
07/01/2016	172	1,315	705	664	760	42	55	92	233	69
12/01/2016	177	1,475	779	748	550	63	50	94	350	36
14/01/2016	179	1,237	712	662	762	38	275	61	613	20
19/01/2016	184	1,275	800	750	975	24	500	38	875	10
21/01/2016	186	2,700	2,275	2,225	750	72	437	81	475	37
26/01/2016	191	2,313	1,987	1,929	525	77	375	81	75	86
28/01/2016	193	1,825	1,600	1,150	1,500	18	625	61	160	89
02/02/2016	198	1,950	2,800	1,750	750	62	350	88	200	73
04/02/2016	200	2,300	2,325	1,675	275	88	100	96	100	64
09/02/2016	205	2,550	2,825	2,125	100	96	250	91	350	0

Tabla 10.45. Fósforo total

FÓSFORO TOTAL											
Fecha	Día de oper.	Vinaza Cruda (mg L^{-1})	Vinaza filtrada (mg L^{-1})	Rem. (%)	Influyente (mg L^{-1})	BF T (mg L^{-1})	Rem. (%)	BF 1 (mg L^{-1})	Rem. (%)	BF 2 (mg L^{-1})	Rem. (%)
21/07/2015	3	435	100	77	35	30	14	40	0	37	0
23/07/2015	5	434	117	73	13	8	38	16	0	18	0
28/07/2015	10	544	108	80	24	19	21	28	0	28	0
04/08/2015	17	527	472	10	404	28	93	13	97	50	88
06/08/2015	19	533	478	10	64	31	51	56	12	101	0
11/08/2015	24	500	445	11	74	35	53	109	0	57	23
13/08/2015	26	566	511	10	38	36	4	7	83	14	64
18/08/2015	31	632	577	9	192	75	61	58	70	46	76
20/08/2015	33	660	605	8	97	80	17	45	53	22	78
25/08/2015	38	689	701	0	1	124	0	22	0	37	0
27/08/2015	40	675	653	3	49	102	0	33	32	29	41

07/01/2016	172	255	232	230	14	94	56	76	14	85
12/01/2016	177	164	142	145	51	69	79	44	86	36
14/01/2016	179	158	134	142	74	53	82	39	80	39
19/01/2016	184	364	336	335	57	84	59	83	55	77
21/01/2016	186	252	220	210	78	69	35	84	30	72
26/01/2016	191	336	293	301	61	82	53	82	39	78
28/01/2016	193	394	339	365	45	89	72	79	48	80
02/02/2016	198	411	385	401	30	93	43	89	94	75
04/02/2016	200	390	382	393	27	93	36	91	74	82
09/02/2016	205	448	459	465	65	86	29	94	54	92
11/02/2016	207	432	439	449	37	91	60	86	54	91

Tabla 10.47. Nitrógeno total

NITRÓGENO TOTAL											
Fecha	Día de oper.	Vinaza Cruda (mg L ⁻¹)	Vinaza filtrada (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	Influyente (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
21/07/2015	3	30	31	0	118	161	0	64	46	125	0
23/07/2015	5	25	24	4	99	115	0	193	0	100	0
28/07/2015	10	28	28	0	109	138	0	129	0	113	0
04/08/2015	17	43	27	37	152	16	89	76	50	13	91
06/08/2015	19	43	28	34	29	43	0	20	31	17	41
11/08/2015	24	44	27	39	17	26	0	6	65	2	88
13/08/2015	26	41	29	30	32	28	13	23	28	25	22
18/08/2015	31	38	30	21	41	37	10	34	17	48	0
20/08/2015	33	44	29	34	34	22	35	41	0	19	44
25/08/2015	38	50	28	44	39	31	21	27	31	19	51
27/08/2015	40	47	29	39	37	27	26	34	7	19	48
01/09/2015	45	17	31	0	40	35	13	36	10	37	8
03/09/2015	47	43	21	52	34	30	12	31	10	36	0
08/09/2015	52	68	30	56	28	28	0	25	11	34	0
10/09/2015	54	45	32	29	35	37	0	28	20	30	14
15/09/2015	59	22	34	0	30	30	0	35	0	22	27
17/09/2015	61	22	29	0	132	49	63	33	75	49	63
22/09/2015	66	22	23	0	42	56	0	89	0	16	62
24/09/2015	68	22	32	0	42	40	5	53	0	37	12
29/09/2015	73	21	40	0	55	42	24	35	36	38	31
01/10/2015	75	20	28	0	44	47	0	30	32	37	16
06/10/2015	80	26	41	0	107	46	57	45	58	40	63
08/10/2015	82	18	26	0	170	44	74	48	72	42	75

13/10/2015	87	11	11	0	59	88	0	43	27	48	19
15/10/2015	89	26	36	0	62	48	23	46	26	95	0
20/10/2015	94	40	60	0	74	49	34	67	9	95	0
22/10/2015	96	36	57	0	77	47	39	53	31	67	13
27/10/2015	101	31	53	0	82	59	28	105	0	49	40
29/10/2015	103	33	52	0	73	46	37	131	0	92	0
03/11/2015	107	11	28	0	67	49	27	112	0	72	0
05/11/2015	109	21	41	0	108	52	52	100	7	49	55
10/11/2015	114	16	34	0	54	66	0	38	30	63	0
12/11/2015	116	23	21	6	70	80	0	78	0	57	19
17/11/2015	121	29	8	72	76	120	0	150	0	103	0
19/11/2015	123	26	21	18	89	106	0	43	52	35	61
24/11/2015	128	22	34	0	63	47	25	42	33	46	27
26/11/2015	129	19	31	0	38	13	66	15	61	15	61
01/12/2015	134	16	27	0	38	37	3	29	24	18	53
03/12/2015	136	28	20	27	47	35	26	33	30	29	39
08/12/2015	141	39	13	67	56	33	41	37	34	39	30
10/12/2015	143	84	25	70	64	28	57	36	45	28	57
15/12/2015	148	128	37	71	72	22	69	34	53	16	78
17/12/2015	150	119	36	70	44	33	25	45	0	36	18
22/12/2015	155	111	36	68	72	30	58	60	17	28	61
29/12/2015	162	94	34	64	73	36	51	33	55	31	58
31/12/2015	164	78	28	63	63	33	48	46	27	32	50
05/01/2016	170	80	11	86	140	42	70	29	79	35	75
07/01/2016	172	60	6	91	-	-	-	-	-	-	-
12/01/2016	177	40	0	100	-	-	-	-	-	-	-
14/01/2016	179	21	19	10	-	-	-	-	-	-	-
19/01/2016	184	2	38	0	-	-	-	-	-	-	-
21/01/2016	186	49	21	57	-	-	-	-	-	-	-
26/01/2016	191	96	4	96	-	-	-	-	-	-	-
28/01/2016	193	50	14	72	-	-	-	-	-	-	-
02/02/2016	198	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
04/02/2016	200	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
09/02/2016	205	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11/02/2016	207	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 10.48. Nitrógeno total en la recirculación

NITRÓGENO TOTAL										
Fecha	Día de oper.	Influyente BFT (mg L ⁻¹)	Influyente BF 1 (mg L ⁻¹)	Influyente BF 2 (mg L ⁻¹)	BFT (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
07/01/2016	172	129	97	106	167	0	44	55	34	56

12/01/2016	177	81	65	65	92	0	27	58	22	53
14/01/2016	179	32	32	24	16	50	10	69	10	44
19/01/2016	184	90	85	90	36	60	39	54	32	64
21/01/2016	186	184	172	171	39	79	27	84	31	76
26/01/2016	191	80	145	85	39	51	84	42	50	44
28/01/2016	193	181	162	164	58	68	36	78	32	73
02/02/2016	198	60	89	85	46	23	40	55	67	31
04/02/2016	200	166	111	108	71	57	45	59	46	37
09/02/2016	205	89	98	93	21	76	25	74	87	7
11/02/2016	207	133	150	136	21	84	43	71	39	73

Tabla 10.49. Nitrógeno amoniacal

NITRÓGENO AMONIAICAL											
Fecha	Día de oper.	Vinaza Cruda (mg L ⁻¹)	Vinaza filtrada (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	Influyente (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
21/07/2015	3	260	250	4	70	43	39	23	67	29	59
23/07/2015	5	258	170	34	89	56	37	34	62	14	84
28/07/2015	10	259	160	38	90	29	68	44	51	15	83
04/08/2015	17	101	100	1	50	6	88	9	81	19	61
06/08/2015	19	105	95	9	43	28	35	21	50	14	67
11/08/2015	24	98	90	8	71	95	0	66	8	62	13
13/08/2015	26	111	100	10	60	36	41	48	21	57	5
18/08/2015	31	124	115	7	95	118	0	49	49	86	9
20/08/2015	33	98	90	8	130	79	40	52	60	71	45
25/08/2015	38	73	65	10	146	111	24	11	93	47	68
27/08/2015	40	85	80	6	138	95	31	31	77	59	57
01/09/2015	45	400	150	63	63	60	5	22	65	61	2
03/09/2015	47	350	157	55	65	64	1	66	0	69	0
08/09/2015	52	300	164	45	61	55	9	57	6	54	11
10/09/2015	54	425	207	51	56	47	16	48	13	48	15
15/09/2015	59	550	51	91	150	53	65	65	57	67	55
17/09/2015	61	978	507	48	200	49	76	53	74	49	76
22/09/2015	66	546	363	34	142	44	69	61	57	50	65
24/09/2015	68	909	637	30	170	58	66	62	64	62	64
29/09/2015	73	413	313	24	143	39	73	31	78	37	74
01/10/2015	75	133	163	0	41	39	5	30	28	27	34
06/10/2015	80	183	189	0	76	60	21	76	0	61	20
08/10/2015	82	145	169	0	59	42	29	51	13	55	7
13/10/2015	87	107	148	0	108	51	52	54	50	48	55

15/10/2015	89	100	146	0	88	85	3	57	35	39	56
20/10/2015	94	93	143	0	127	83	35	83	35	39	69
22/10/2015	96	106	148	0	95	62	35	89	6	103	0
27/10/2015	101	120	154	0	91	77	15	77	15	92	0
29/10/2015	103	105	148	0	88	54	39	63	28	78	11
03/11/2015	107	114	95	17	137	86	37	94	32	81	41
05/11/2015	109	117	124	0	153	110	28	81	47	56	63
10/11/2015	114	156	110	30	129	78	39	83	36	99	23
12/11/2015	116	287	270	6	98	31	68	65	34	59	40
17/11/2015	121	419	431	0	149	60	60	201	0	133	11
19/11/2015	123	687	415	40	125	81	35	75	40	81	35
24/11/2015	128	956	400	58	124	77	38	68	45	59	53
26/11/2015	129	969	534	45	91	65	29	49	47	43	53
01/12/2015	134	981	669	32	86	46	46	41	52	33	62
03/12/2015	136	536	368	31	60	35	41	42	30	65	0
08/12/2015	141	92	68	26	33	24	26	42	0	97	0
10/12/2015	143	405	453	0	65	33	49	10	85	71	0
15/12/2015	148	719	838	0	98	42	57	38	61	46	53
17/12/2015	150	692	766	0	72	48	33	28	61	32	55
22/12/2015	155	666	696	0	53	32	39	38	27	10	81
29/12/2015	162	613	556	9	95	49	48	39	59	39	59
31/12/2015	164	587	552	6	88	43	51	35	60	27	69
05/01/2016	170	494	275	44	133	31	76	64	52	50	62
07/01/2016	172	466	298	36	-	-	-	-	-	-	-
12/01/2016	177	438	581	0	-	-	-	-	-	-	-
14/01/2016	179	331	356	0	-	-	-	-	-	-	-
19/01/2016	184	225	131	42	-	-	-	-	-	-	-
21/01/2016	186	144	78	46	-	-	-	-	-	-	-
26/01/2016	191	63	25	60	-	-	-	-	-	-	-
28/01/2016	193	308	498	0	-	-	-	-	-	-	-
02/02/2016	198	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
04/02/2016	200	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
09/02/2016	205	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11/02/2016	207	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 10.50. Nitrógeno amoniacal en la recirculación

NITRÓGENO AMONIACAL										
Fecha	Día de oper.	Influyente BFT (mg L ⁻¹)	Influyente BF 1 (mg L ⁻¹)	Influyente BF 2 (mg L ⁻¹)	BFT (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
07/01/2016	172	112	114	129	33	70	42	63	63	38
12/01/2016	177	118	120	130	33	72	36	70	70	38

14/01/2016	179	124	126	132	34	73	30	76	76	37
19/01/2016	184	141	128	123	48	66	38	70	70	52
21/01/2016	186	166	154	154	43	74	33	79	79	40
26/01/2016	191	94	25	50	19	80	10	60	60	19
28/01/2016	193	164	170	170	39	77	58	66	66	36
02/02/2016	198	68	67	69	43	37	66	1	1	43
04/02/2016	200	105	115	106	34	68	33	71	77	23
09/02/2016	205	93	96	99	12	87	22	78	78	26
11/02/2016	207	86	89	88	27	68	26	71	71	22

Tabla 10.51. Demanda química de oxígeno

DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO										
Fecha	Día de oper.	Vinaza cruda (mg L ⁻¹)	Vinaza filtrada (mg L ⁻¹)	Influyente (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
21/07/2015	3	22,553	23,397	9,520	6,419	33	9,912	-4	11,825	-24
23/07/2015	5	51,101	9,978	11,284	8,754	22	10,001	11	8,510	25
28/07/2015	10	36,820	16,678	10,402	7,586	27	9,956	4	8,400	19
04/08/2015	17	22,595	23,202	9,900	2,308	77	3,924	60	4,424	55
06/08/2015	19	22,015	22,527	10,294	7,114	31	5,855	43	7,001	32
11/08/2015	24	23,177	23,878	10,559	6,134	42	4,916	53	4,227	60
13/08/2015	26	20,854	20,176	7,074	3,301	53	3,695	48	4,323	39
18/08/2015	31	18,532	18,474	9,450	7,825	17	3,786	60	4,807	49
20/08/2015	33	32,294	18,581	5,354	5,252	2	1,253	77	1,576	71
25/08/2015	38	46,056	18,689	9,553	8,375	12	2,896	70	2,297	76
27/08/2015	40	29,175	18,653	7,454	6,815	9	2,150	71	2,236	70
01/09/2015	45	48,677	18,817	8,738	6,505	26	4,982	43	4,371	50
03/09/2015	47	54,139	18,945	9,278	6,017	35	5,433	41	3,758	59
08/09/2015	52	59,600	19,080	9,700	7,380	24	1,910	80	1,910	80
10/09/2015	54	53,800	16,735	9,464	3,352	65	3,421	64	4,597	51
15/09/2015	59	48,000	13,469	8,726	5,189	41	3,776	57	3,880	56
17/09/2015	61	33,394	16,109	7,889	4,096	48	4,359	45	3,697	53
22/09/2015	66	28,788	18,748	6,928	1,804	74	2,111	70	2,007	71
24/09/2015	68	29,094	18,815	9,050	3,772	58	2,600	71	2,642	71
29/09/2015	73	39,400	18,880	9,390	3,220	66	2,340	75	2,080	78
01/10/2015	75	27,335	19,431	8,054	4,566	43	3,494	57	2,575	68
06/10/2015	80	30,921	20,796	9,990	9,311	7	7,481	25	5,960	40
08/10/2015	82	28,437	19,336	9,499	8,805	7	7,893	17	3,884	59
13/10/2015	87	25,954	17,876	9,095	5,690	37	6,712	26	6,377	30
15/10/2015	89	24,030	19,718	9,656	8,981	7	6,876	29	8,629	11
20/10/2015	94	22,107	21,561	8,874	5,101	43	7,154	19	7,629	14

22/10/2015	96	29,151	23,215	8,952	4,851	46	6,929	23	7,037	21
27/10/2015	101	26,196	24,870	9,031	4,602	49	6,704	26	6,445	29
29/10/2015	103	27,870	22,340	9,085	5,265	42	7,401	19	7,422	18
03/11/2015	107	26,097	25,420	8,981	7,505	16	6,263	30	5,977	33
05/11/2015	109	31,147	25,145	9,064	9,337	0	7,441	18	7,291	20
10/11/2015	114	28,622	25,282	8,895	9,413	0	7,434	16	6,928	22
12/11/2015	116	28,570	27,896	9,366	3,654	61	7,059	25	7,241	23
17/11/2015	121	28,518	30,457	9,178	7,557	18	9,154	0	9,435	0
19/11/2015	123	24,921	21,193	8,938	8,059	10	6,279	30	6,724	25
24/11/2015	128	21,404	11,929	8,403	8,568	0	7,289	13	5,030	40
26/11/2015	129	20,519	12,628	8,176	7,476	9	4,278	48	2,934	64
01/12/2015	134	19,634	13,328	9,138	3,233	65	2,470	73	2,865	69
03/12/2015	136	27,309	23,674	9,168	2,199	76	2,193	76	2,100	77
08/12/2015	141	34,984	34,021	9,199	1,166	87	1,917	79	1,334	85
10/12/2015	143	39,427	39,510	9,110	1,147	87	1,868	79	1,196	87
15/12/2015	148	43,870	44,999	9,021	1,130	87	1,810	80	1,059	88
17/12/2015	150	38,656	39,487	8,866	4,887	45	931	90	1,230	86
22/12/2015	155	33,443	33,996	8,834	4,218	52	1,274	86	657	93
29/12/2015	162	23,016	22,993	9,306	1,864	80	1,773	81	1,845	80
31/12/2015	164	32,544	31,500	9,001	3,555	61	1,326	85	1,246	86
05/01/2016	170	23,973	23,284	9,209	1,711	81	1,943	79	1,871	80
07/01/2016	172	27,205	23,342	-	-	-	-	-	-	-
12/01/2016	177	30,438	23,402	-	-	-	-	-	-	-
14/01/2016	179	27,680	23,251	-	-	-	-	-	-	-
19/01/2016	184	24,923	23,640	-	-	-	-	-	-	-
21/01/2016	186	23,821	22,370	-	-	-	-	-	-	-
26/01/2016	191	22,719	21,101	-	-	-	-	-	-	-
28/01/2016	193	25,822	22,917	-	-	-	-	-	-	-
02/02/2016	198	-	-	-	-	-	-	-	-	-
04/02/2016	200	-	-	-	-	-	-	-	-	-
09/02/2016	205	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11/02/2016	207	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 10.52. Demanda química de oxígeno

DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO										
Fecha	Día de oper.	Influyente BF T (mg L ⁻¹)	Influyente BF 1 (mg L ⁻¹)	Influyente BF 2 (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
07/01/2016	172	11,520	11,369	11,879	4,574	60	4,002	65	3,269	75
12/01/2016	177	11,984	11,581	13,100	4,620	61	4,029	65	3,980	76
14/01/2016	179	12,448	11,792	12,720	4,667	63	4,056	66	4,692	64
19/01/2016	184	13,835	12,975	13,109	4,240	69	4,040	69	3,801	67

21/01/2016	186	13,411	12,543	13,327	4,735	65	4,405	65	4,344	67
26/01/2016	191	13,834	13,248	13,421	4,708	66	4,224	68	4,432	655
28/01/2016	193	13,408	12,689	13,226	4,437	67	4,435	65	4,359	66
02/02/2016	198	12,244	11,887	12,867	3,946	68	4,501	62	3,312	78
04/02/2016	200	12,564	12,394	13,062	4,782	62	3,942	68	4,006	72
09/02/2016	205	11,393	11,569	11,823	3,254	71	2,901	75	3,270	75
11/02/2016	207	11,314	11,088	11,304	3,074	73	3,528	68	2,784	75

Tabla 10.53. Carbón orgánico total

CARBÓN ORGÁNICO TOTAL										
Fecha	Día de oper.	Vinaza Cruda (mg L ⁻¹)	Vinaza filtrada (mg L ⁻¹)	Influyente (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
21/07/2015	3	9,859	8,675	3,453	2,534	27	2,290	34	2,655	23
23/07/2015	5	10,094	9,853	3,532	2,900	18	2,440	31	2,234	37
28/07/2015	10	12,343	9,532	4,532	3,005	34	2,590	43	2,100	54
04/08/2015	17	11,012	10,581	3,850	2,650	31	2,387	38	2,737	29
06/08/2015	19	11,225	10,812	3,600	2,800	22	2,300	36	2,600	28
11/08/2015	24	11,700	10,350	4,100	2,500	39	2,475	40	2,875	30
13/08/2015	26	18,954	11,275	4,740	3,470	27	2,527	47	3,017	36
18/08/2015	31	16,200	12,200	5,380	4,440	17	2,580	52	3,160	41
20/08/2015	33	12,350	11,900	4,595	3,695	20	2,235	51	2,565	44
25/08/2015	38	16,500	11,600	3,810	2,950	23	1,890	50	1,970	48
27/08/2015	40	13,959	11,750	4,203	3,324	21	2,063	51	2,268	46
01/09/2015	45	19,000	13,780	3,600	2,910	19	1,770	51	1,690	53
03/09/2015	47	43,750	9,755	3,150	3,140	0	912	71	2,715	14
08/09/2015	52	38,500	5,730	2,700	3,370	-25	954	65	3,740	-39
10/09/2015	54	38,630	5,084	2,925	3,255	-11	1,083	63	3,228	-10
15/09/2015	59	18,760	5,960	2,950	1,875	36	1,032	65	2,008	32
17/09/2015	61	19,000	7,250	2,975	1,495	50	1,580	47	788	74
22/09/2015	66	19,240	8,540	2,560	1,570	39	1,830	29	770	70
24/09/2015	68	19,020	11,280	3,390	1,420	58	1,330	61	805	76
29/09/2015	73	18,800	14,020	4,220	1,270	70	830	80	840	80
15/12/2015	148	-	-	3,280	1,473	55	935	71	418	87
17/12/2015	150	-	-	3,040	1,410	54	803	74	440	86
22/12/2015	155	-	-	3,520	1,536	56	670	81	435	88
29/12/2015	162	-	-	3,212	1,650	49	363	89	494	85
31/12/2015	164	-	-	3,257	1,999	39	772	76	457	86
05/01/2016	170	-	-	1,580	1,380	13	602	62	328	79

Tabla 10.54. Carbón orgánico total en la recirculación

CARBÓN ORGÁNICO TOTAL										
Fecha	Día de oper.	Influente BF T (mg L ⁻¹)	Influente BF 1 (mg L ⁻¹)	Influente BF 2 (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
07/01/2016	172	5,700	4,999	4,753	1,900	67	987	80	434	91
12/01/2016	177	3,879	3,557	2,901	1,560	60	556	84	743	74
14/01/2016	179	6,375	5,395	5,560	1,640	74	495	91	605	89
19/01/2016	184	6,525	5,245	5,443	1,920	71	537	90	545	90
21/01/2016	186	6,675	5,195	5,325	2,200	67	580	89	485	91
26/01/2016	191	6,615	5,018	5,173	2,038	69	620	88	735	86
28/01/2016	193	6,555	4,840	5,020	1,875	71	660	86	585	88
02/02/2016	198	5,903	4,603	4,688	1,700	71	610	87	555	88

Tabla 10.55. Proteínas

PROTEÍNAS										
Fecha	Día de oper.	Vinaza cruda (mg L ⁻¹)	Vinaza filtrada (mg L ⁻¹)	Influente (mg L ⁻¹)	BF T (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 1 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)	BF 2 (mg L ⁻¹)	Rem. (%)
21/07/2015	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-
23/07/2015	5	-	-	-	-	-	-	-	-	-
28/07/2015	10	-	-	-	-	-	-	-	-	-
04/08/2015	17	-	-	-	-	-	-	-	-	-
06/08/2015	19	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11/08/2015	24	-	-	-	-	-	-	-	-	-
13/08/2015	26	-	-	-	-	-	-	-	-	-
18/08/2015	31	-	-	-	-	-	-	-	-	-
20/08/2015	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-
25/08/2015	38	-	-	-	-	-	-	-	-	-
27/08/2015	40	-	-	-	-	-	-	-	-	-
01/09/2015	45	2,919	2,701	868	871	0	776	11	729	16
03/09/2015	47	2,337	2,558	1,022	946	7	899	12	896	12
08/09/2015	52	2,810	2,413	1,177	1,020	13	1,021	13	1,064	10
10/09/2015	54	3,231	2,495	1,100	983	11	960	13	981	11
15/09/2015	59	3,337	1,706	838	748	11	866	0	761	9
17/09/2015	61	2,810	1,653	574	513	11	773	0	541	6
22/09/2015	66	2,284	1,608	567	491	13	821	0	559	1
24/09/2015	68	2,758	1,653	582	536	8	725	0	522	10
29/09/2015	73	3,235	1,832	597	579	3	630	0	485	19
01/10/2015	75	2,604	1,943	727	717	1	695	4	657	10
06/10/2015	80	1,896	1,956	864	775	10	710	18	701	19

08/10/2015	82	2,600	1,913	653	824	0	800	0	636	3
13/10/2015	87	3,303	1,870	779	650	17	711	9	714	8
15/10/2015	89	2,617	2,036	601	709	0	717	0	792	0
20/10/2015	94	1,930	2,201	422	768	0	723	0	792	0
22/10/2015	96	1,899	2,062	839	858	0	960	0	792	6
27/10/2015	101	1,868	1,922	1,254	946	25	1,196	5	973	22
29/10/2015	103	2,078	2,055	1,055	864	18	1,116	0	883	16
03/11/2015	107	1,720	1,651	956	1,052	0	1,058	0	930	3
05/11/2015	109	1,794	1,787	1,006	959	5	1,088	0	556	45
10/11/2015	114	1,757	1,719	1,142	1,165	0	984	14	1,101	4
12/11/2015	116	1,747	1,757	1,029	1,055	0	1,077	0	1,120	0
17/11/2015	121	1,735	1,795	916	945	0	1,169	0	1,137	0
19/11/2015	123	1,403	1,359	1,028	942	8	1,148	0	1,104	0
24/11/2015	128	1,069	924	1,140	939	18	1,127	1	1,069	6
26/11/2015	129	2,479	2,479	1,084	941	13	1,137	0	1,087	0
01/12/2015	134	1,642	2,162	760	791	0	684	10	634	16
03/12/2015	136	2,427	1,954	823	622	24	646	21	774	6
08/12/2015	141	3,207	1,746	885	451	49	608	31	907	0
10/12/2015	143	2,598	1,478	959	542	43	625	35	722	25
15/12/2015	148	1,988	1,211	1,010	631	38	642	36	537	47
17/12/2015	150	1,931	1,185	1,087	1,110	0	1,031	5	1,110	0
22/12/2015	155	1,873	1,158	973	1,001	0	1,124	0	1,129	0
29/12/2015	162	1,758	1,127	972	944	3	1,158	0	1,121	0
31/12/2015	164	2,178	1,503	1,084	941	13	1,137	0	1,089	0
05/01/2016	170	1,693	2,836	1,142	596	48	693	39	628	45
07/01/2016	172	1,671	2,386	748	648	13	603	19	533	29
12/01/2016	177	1,649	1,936	847	653	23	648	23	570	33
14/01/2016	179	1,732	2,255	945	689	27	680	28	627	34
19/01/2016	184	1,814	2,575	880	724	18	711	19	684	22
21/01/2016	186	2,062	2,254	971	729	25	724	25	721	26
26/01/2016	191	2,311	1,933	1,062	733	31	735	31	758	29
28/01/2016	193	1,848	2,311	937	682	27	685	27	646	31
02/02/2016	198			620	593	4	876	0	859	0

Tabla 10.56. Azúcares reductores

Azúcares Reductores (mg L ⁻¹)							
Fecha	Día de operación	Vinaza Cruda	Vinaza filtrada	Influente	BF T	BF 1	BF 2
21/07/2015	3	-	-	-	-	-	-
23/07/2015	5	-	-	-	-	-	-
28/07/2015	10	-	-	-	-	-	-

Tratamiento de vinazas de tequila con hongos basidiomicetos

04/08/2015	17	-	-	-	-	-	-
06/08/2015	19	-	-	-	-	-	-
11/08/2015	24	-	-	-	-	-	-
13/08/2015	26	-	-	-	-	-	-
18/08/2015	31	-	-	-	-	-	-
20/08/2015	33	-	-	-	-	-	-
25/08/2015	38	-	-	-	-	-	-
27/08/2015	40	-	-	-	-	-	-
01/09/2015	45	5.89	5.60	5.60	5.56	5.54	5.53
03/09/2015	47	5.88	5.57	5.57	5.55	5.53	5.53
08/09/2015	52	5.87	5.53	5.55	5.53	5.52	5.52
10/09/2015	54	5.80	5.65	5.56	5.56	5.53	5.52
15/09/2015	59	5.74	5.77	5.55	5.54	5.53	5.52
17/09/2015	61	5.82	5.77	5.54	5.53	5.53	5.53
22/09/2015	66	5.90	5.77	5.54	5.53	5.54	5.53
24/09/2015	68	5.71	5.65	5.53	5.53	5.53	5.52
29/09/2015	73	5.52	5.53	5.53	5.53	5.52	5.52
01/10/2015	75	5.58	5.55	5.58	5.52	5.53	5.53
06/10/2015	80	5.60	5.58	5.61	5.53	5.53	5.54
08/10/2015	82	5.58	5.55	5.57	5.52	5.54	5.53
13/10/2015	87	5.55	5.52	5.55	5.53	5.53	5.54
15/10/2015	89	5.58	5.56	5.58	5.53	5.53	5.54
20/10/2015	94	5.60	5.60	5.57	5.52	5.53	5.54
22/10/2015	96	5.67	5.63	5.58	5.53	5.54	5.54
27/10/2015	101	5.74	5.67	5.57	5.53	5.56	5.55
29/10/2015	103	5.65	5.62	5.58	5.52	5.56	5.54
03/11/2015	107	5.78	5.75	5.61	5.57	5.60	5.60
05/11/2015	109	5.76	5.71	5.64	5.54	5.58	5.55
10/11/2015	114	5.77	5.73	5.59	5.58	5.63	5.60
12/11/2015	116	5.69	5.68	5.60	5.56	5.61	5.57
17/11/2015	121	5.62	5.62	5.60	5.54	5.58	5.55
19/11/2015	123	5.63	5.66	5.58	5.53	5.56	5.59
24/11/2015	128	5.63	5.70	5.56	5.53	5.53	5.63
26/11/2015	129	5.94	5.87	5.57	5.53	5.55	5.61
01/12/2015	134	5.92	5.65	5.54	5.52	5.52	5.54
03/12/2015	136	5.91	5.67	5.56	5.53	5.53	5.54
08/12/2015	141	5.89	5.68	5.57	5.53	5.54	5.55
10/12/2015	143	5.92	5.73	5.57	5.52	5.52	5.53
15/12/2015	148	5.94	5.78	5.56	5.51	5.51	5.52
17/12/2015	150	5.93	5.75	5.60	5.57	5.62	5.59
22/12/2015	155	5.93	5.76	5.60	5.55	5.60	5.56
29/12/2015	162	5.92	5.74	5.59	5.54	5.57	5.57

31/12/2015	164	5.92	5.72	5.57	5.53	5.55	5.61
05/01/2016	170	5.92	5.78	5.58	5.51	5.51	5.52
07/01/2016	172	5.81	5.69	5.60	5.52	5.55	5.52
12/01/2016	177	5.70	5.60	5.60	5.53	5.53	5.52
14/01/2016	179	5.69	5.71	5.59	5.54	5.55	5.54
19/01/2016	184	5.67	5.83	5.58	5.54	5.57	5.57
21/01/2016	186	5.63	5.83	5.59	5.53	5.56	5.53
26/01/2016	191	5.59	5.83	5.59	5.51	5.54	5.50
28/01/2016	193	5.72	5.75	5.59	5.53	5.54	5.53
02/02/2016	198			5.52	5.54	5.53	5.51

Tabla 10.57. Actividad enzimática de lacasas

ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LACASAS (U L ⁻¹)					
Fecha	Día de operación	P.C. pH=6.5	P.C. pH=4.5	T.V. pH=6.5	T.V. pH=4.5
21/07/2015	3	39	42	104	90
23/07/2015	5	41	43	110	91
28/07/2015	10	51	55	98	85
04/08/2015	17	50	44	103	96
06/08/2015	19	55	48	120	100
11/08/2015	24	49	53	100	105
13/08/2015	26	55	61	105	87
18/08/2015	31	49	66	97	99
20/08/2015	33	56	59	110	104
25/08/2015	38	66	78	104	105
27/08/2015	40	143	75	103	141
01/09/2015	45	145	123	158	144
03/09/2015	47	113	130	311	135
08/09/2015	52	77	137	163	133
10/09/2015	54	104	141	111	128
15/09/2015	59	123	144	158	138
17/09/2015	61	67	163	103	125
22/09/2015	66	62	135	110	120
24/09/2015	68	100	120	189	130
29/09/2015	73	71	143	84	137
01/10/2015	75	131	130	304	133
06/10/2015	80	169	197	380	130
08/10/2015	82	128	170	369	143
13/10/2015	87	158	165	320	122
15/10/2015	89	139	152	350	123
20/10/2015	94	149	155	325	128
22/10/2015	96	163	176	338	143

27/10/2015	101	150	201	316	126
29/10/2015	103	167	137	309	144
03/11/2015	107	171	127	288	128
05/11/2015	109	147	129	313	124
10/11/2015	114	118	106	235	126
12/11/2015	116	108	101	286	125
17/11/2015	121	291	119	317	108
19/11/2015	123	170	102	103	103
24/11/2015	128	136	140	227	93
26/11/2015	129	126	118	241	91
01/12/2015	134	103	148	205	154
03/12/2015	136	113	152	199	150
08/12/2015	141	45	64	12	11
10/12/2015	143	55	4	7	0
15/12/2015	148	20	6	0	0
17/12/2015	150	7	0	7	0
22/12/2015	155	7	0	0	0
29/12/2015	162	0	0	0	0
31/12/2015	164	0	0	0	0
05/01/2016	170	0	0	0	0
07/01/2016	172	0	0	0	0
12/01/2016	177	11	0	5	0
14/01/2016	179	0	9	12	9
19/01/2016	184	51	0	8	9
21/01/2016	186	53	14	24	10
26/01/2016	191	31	14	21	12
28/01/2016	193	54	18	14	22
02/02/2016	198	55	21	26	43
04/02/2016	200	42	26	47	44
09/02/2016	205	45	31	32	56
11/02/2016	207	54	33	32	41