



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA
AMBIENTAL – AGUA

“EVALUACIÓN DEL DESEMPEÑO DE UN SISTEMA DE BIOFILTRACIÓN CON TRES CONFIGURACIONES DIFERENTES PARA EL TRATAMIENTO DE LA ORINA HUMANA UTILIZANDO TURBA COMO EMPAQUE”

T E S I S

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRO EN INGENIERÍA

PRESENTA:

ING. ROXANA ANDREA ADAME PORRAS

TUTOR PRINCIPAL:

DRA. GABRIELA ELEONORA MOELLER CHAVÉZ, INST. MEXICANO DE TEC. DEL AGUA

COMITÉ TUTOR

DRA. GEORGINA FERNANDEZ VILLAGÓMEZ, FACULTAD DE INGENIERÍA

M.I. JOSÉ LUIS MARTÍNEZ PALACIOS, INSTITUTO DE INGENIERÍA

DRA. MARISELA BERNAL GONZÁLEZ, FACULTAD DE QUÍMICA

DR. OSCAR GONZÁLES BARCELO, INSTITUTO DE INGENIERÍA

MÉXICO, D. F. MARZO 2013

JURADO ASIGNADO:

Presidente: Dra. Fernández Villagómez Georgina

Secretario: M. I. Martínez Palacios José Luis

Vocal: Dra. Moeller Chávez Gabriela Eleonora

1^{er.} Suplente: Dr. González Barceló Oscar

2^{do.} Suplente: Dra. Bernal González Marisela

Lugar donde se realizó la tesis:

Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA).

Paseo Cuauhnáhuac No.8532 Col. Progreso.

Jiutepec, Morelos, México CP. 62550.

TUTOR DE TESIS:

Dra. Gabriela Eleonora Moeller Chávez.

Dedicatoria

Nacemos solos personas entran y salen para enseñarnos algo.
Sin embargo, hoy dedico este escalón en mi vida a DIOS por amarme, por ser la única constante, por todo lo que me ha dado y mostrado, por acompañarme y darme fuerza siempre en mi camino.

A mis Padres y Hermano (Juan Adame, Teresa Porras y Ernesto Adame) por apoyar mis sueños, por su amor, por su apoyo, por estar conmigo en las buenas en las malas y por quererme tal cual soy.

A todas aquellas personas con las que he compartido momentos hermosos de mi vida, cada persona es única e irremplazable. Al amor sentimiento sublime e universal.

A mi Ángel en el cielo mi Abuelo Dimas Adame, por ser ejemplo de fortaleza y liderazgo, por quererme tanto y ser siempre su Rosita.

A mis ángeles en la tierra, por sus susurros de poder y de soporte.

Mi abuelita Ma. Luisa.
Hortensia Adame.
Flor Barrera.
Víctor Barrera.
Marisol Ramírez.
Alejandra Ruíz.

To my blue rouse...

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT).

A la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Al Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA).

Al personal académico, de laboratorio y servicios generales del Campus Morelos.

A mi Tutora, Dra. Gabriela Eleonora Moeller Chávez, por su dirección en esta investigación, por su apoyo académico y científico, por su ejemplo de mujer líder, gracias por su paciencia por su amor y amistad.

Doctora siempre contara con mi admiración y respeto.

A los integrantes de mi comité tutorial, a la Dra. Georgina Fernández Villagómez y al M. en I. José Luis Martínez Palacios, gracias por su apoyo, paciencia, orientación y oportunos comentarios.

A la Dra. Marisela Bernal González y Dr. Óscar González Barceló, por su tiempo dedicado a revisar y sugerir mejoras al presente trabajo.

A mi maestro y amigo el M.C. Alejandro Ruiz López, el cual considero es un gran profesional y un gran ser humano.

Gracias también a, Gela, Victor, Ernest, Juve, Marco, Olga; por su apoyo, sus consejos y amistad.

A todos mis compañeros de maestría y amigos: Omarcito, Tania, Beto, Fenrris, José Ángel, Noah, Jessica, Rodrigo, Yuri, Cristy, Lili, Edson, Serch, Mirss, Joyce, Yessy. Gracias por su amor, amistad y apoyo, nunca olvidare todo lo que vivimos juntos.

Gracias a Dios y a la vida que nunca dejan de sorprenderme.

Gracias a mis padres y hermano.

Resumen

En muchas ciudades, pueblos y áreas rurales del mundo actual, la gente vive y cría a sus hijos en ambientes altamente contaminados y sin acceso a ningún tipo de saneamiento.

La orina humana aporta aproximadamente el 75 % del nitrógeno total existente en las aguas residuales. Cuando la orina y las heces fecales son enviadas por el alcantarillado a las plantas de tratamiento de agua, esta mezcla es más difícil de tratar y se tienen que construir unidades especializadas únicamente para remover nitrógeno.

Para superar esta problemática, en algunos lugares del mundo la orina está siendo separada de las heces fecales con el uso de eco-sanitarios. De esta manera, pueden ser separados para tratarse o reutilizarse.

En base a este planteamiento, se diseñó, construyó, montó y operó un sistema de biofiltración con tres configuraciones diferentes utilizando turba como empaque. La C1 con aireación inducida, la C2 incluye una planta de carrizo y la C3 únicamente empacada. Cada una de las configuraciones con su respectiva réplica.

El agua de influente fue una dilución de orina humana con agua residual a la cual se le fue incrementando la concentración de N-NH_4^+ y por lo tanto la cantidad de orina con la finalidad de observar la reacción del sistema.

Se dio seguimiento a las transformaciones de nitrógeno (N-NH_4^+ , N-NO_3^- , N-NO_2^- , NTK, N org y NT) con mediciones en la entrada y salida de las tres configuraciones. Además, se comparó el desempeño en cuanto a su capacidad de remoción de N-NH_4^+ y NT de cada una de ellas.

A lo largo de los 138 días de operación, las tres configuraciones presentaron remociones de N-NH_4^+ superiores al 70%. La configuración con mejor desempeño durante el último mes de experimentación fue la C1 con aireación inducida donde la remoción promedio de N-NH_4^+ fue de 80%. Así mismo, las tres configuraciones presentaron remociones de materia orgánica medida como DQO superiores al 85%, la configuración con mejor desempeño a lo largo de la experimentación fue la C1 con aireación inducida donde la remoción de materia orgánica promedio fue de 88%.

Se demostró el funcionamiento de los biofiltros empacados con turba con las tres configuraciones planteadas para remover la concentración de nitrógeno de la orina humana.

Índice	Página
Resumen	2
Lista de tablas	6
Lista de figuras	7
CAPÍTULO 1.	
Introducción, Justificación, Hipótesis, Objetivos, Alcances y Resultados esperados	9
1.1. Introducción	10
1.2. Justificación	11
1.3. Hipótesis	12
1.4. Objetivos	12
1.5. Alcances	12
1.6. Resultados esperados	12
Capítulo 2.	
Antecedentes	13
2.1. Orina humana	14
2.1.1. Características de la orina	16
2.1.1.1. Características principales	16
2.1.2. Hidrólisis de la urea	18
2.1.3. Uso de orina en plantas para fertilización	19
2.1.4. Dilución de la orina	19
2.2. Separación de los residuos humanos	20
2.3. Caracterización del agua residual	22
2.4. El nitrógeno	22
2.4.1. Ciclo del nitrógeno	23
2.4.1.1. Fijación	23
2.4.1.2. Asimilación	23
2.4.1.3. Amonificación	24
2.4.1.4. Nitrificación	24
2.4.1.5. Desnitrificación	24
2.4.2. Contaminación por compuestos nitrogenados	25
2.4.2.1. Nitritos y nitratos	26
2.4.2.2. Nitrógeno amoniacal	26
2.4.2.3. Cloraminas	28
2.4.3. Normatividad mexicana respecto al nitrógeno	28
2.4.4. Procesos usuales para la remoción de nitrógeno en aguas residuales	29
2.4.4.1. Nitrificación-desnitrificación biológica	29
2.4.4.2. Cloración al punto de quiebre	29
2.4.4.3. Intercambio iónico	29
2.4.4.4. Desorción del amoniaco con aire (stripping)	30
2.4.5. Remoción de nitrógeno mediante procesos biológicos	30
2.4.5.1. Nitrificación	30
2.4.5.1.1. Factores que afectan la nitrificación	31
2.4.5.2. Desnitrificación	32
2.4.5.2.1. Factores que afectan la nitrificación	32
2.5. Sistemas descentralizados de tratamiento de aguas residuales	33
2.5.1. Humedales	33
2.5.1.1. El papel de las plantas en los sistemas de humedales construidos	34
2.5.1.2. Mecanismos de transferencia de oxígeno a los humedales	35

2.5.1.3. Aprovechamiento de nitrógeno por las plantas	37
2.5.2. Sistemas de biofiltración sobre lecho orgánico	38
2.5.2.1. Turba	39
2.5.2.2. Eliminación de nitrógeno mediante biofiltración sobre lecho orgánico	40
2.6. Tecnologías combinadas	41
Capítulo 3.	
Metodología	42
<hr/>	
3.1. Caracterización del residuo	43
3.2. Diseño del sistema experimental	43
3.2.1. Descripción del sistema experimental	44
3.2.2. Descripción de las configuraciones de los reactores	44
3.2.2.1. Configuración 1 (C1)	44
3.2.2.2. Configuración 2 (C2)	45
3.2.2.3. Configuración 3 (C3)	47
3.2.3. Selección de la planta para la configuración C3	48
3.2.3.1. Criterios de selección	48
3.2.3.2. <i>Typha dominguensis</i>	50
3.2.3.3. <i>Phragmites australis</i>	51
3.3. Montaje del sistema experimental	52
3.4. Pruebas de porosidad	53
3.4.1. Preparación del material orgánico vegetal (turba)	53
3.4.1.1. Medio filtrante (MF)	53
3.4.1.2. Metodología de las pruebas de vaciado para determinar la porosidad	53
3.4.2. Pruebas de conductividad hidráulica	54
3.4.2.1. Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros	54
3.4.2.2. Determinación de los espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida	54
3.4.2.3. Determinación de la carga hidráulica (volumétrica)	55
3.4.2.4. Determinación del tiempo de residencia hidráulica (TRH)	55
3.5. Características del medio filtrante del sistema experimental	56
3.5.1. Área superficial específica	56
3.5.2. Porosidad del lecho empacado	56
3.5.3. Densidad	56
3.5.4. Medio filtrante a utilizar en el experimento (Turba)	57
3.5.4.1. Propiedades de la turba	57
3.6. Diseño e instalación de dispositivo de recolección de orina	57
3.7. Inoculación	59
3.8. Operación del sistema experimental	60
3.8.1. Parámetros de operación	60
3.8.2. Parámetros de respuesta	61
3.9. Cinéticas de hidrólisis en la orina humana y agua de influente	62
3.10. Comparación estadística del funcionamiento de las configuraciones de biofiltración	63
Capítulo 4.	
Resultados y Discusión	64
<hr/>	
4.1. Caracterización de la orina humana	65
4.2. Cinética de hidrólisis en la orina humana y agua de influente	67
4.3. Pruebas de porosidad del medio filtrante y el tiempo de residencia hidráulica de los biofiltros	70
4.4. Sistema experimental	71
4.4.1. Parámetros de campo	72
4.4.1.1. Potencial de hidrogeno	72

4.4.1.2. Temperatura	73
4.4.1.3. Conductividad	74
4.4.1.4. Materia orgánica (DQO)	75
4.4.1.5. Nitrógeno amoniacal (NH_4^+)	77
4.4.2. Comportamiento de las plantas	80
4.5. Balance de nitrógeno	82
4.6. Comparación estadística	84
Capítulo 5.	
Conclusiones y recomendaciones	85
5.1. Conclusiones	86
5.2. Recomendaciones	87
Referencias	88
Anexos	94
Anexo A1. Cálculos para la determinación de la porosidad del medio filtrante y el tiempo de residencia hidráulica de los reactores	95
A1.1. Determinación del peso seco del material filtrante (MF) en los reactores	95
A1.2. Determinación del volumen de agua retenido al final de los ensayos de drenaje en los reactores	96
A1.3. Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida	97
A1.4. Determinación del tiempo de residencia hidráulico (TRH) en los biofiltros	104
Anexo A2. Resultados analíticos de la operación de los reactores	105
Anexo A3. Características de las especies	111
A3.1. <i>Typha domingensis</i>	111
A3.2. <i>Phragmites australis</i>	113
Anexo A4. Datos para balance de nitrógeno	114
Anexo A5. Análisis estadístico	116
Anexo A6. Hidrólisis de la urea	120

Índice de tablas

Tabla 1 Especies nitrogenadas presentes en la orina humana separada por medio de sanitarios especiales (Adaptada de Kirchmann y Pettersson, 1995)	16
Tabla 2 Caracterización de la orina de diferentes sistemas de colección (Adaptada por Maurer et al, 2006)	17
Tabla 3 Caracterización de la orina humana (Fuentes, 2011).....	18
Tabla 4 Caracterización de agua residual (IMTA, 2012).....	22
Tabla 5 Formas del nitrógeno según su estado de oxidación (EPA, 1993)	25
Tabla 6 Relación entre el porcentaje de amonio y amoniaco de acuerdo con el pH y la temperatura. Fuente: (García et al., 2002).....	27
Tabla 7 Especies emergentes más utilizadas en depuración de aguas residuales. Modificada de Lara, 1999	48
Tabla 8 Programa de seguimiento y control.....	61
Tabla 9 Caracterización de la orina humana.....	65
Tabla 10 Resultado de pruebas de porosidad.....	70
Tabla 11 Resultados de pruebas de vaciado.....	70
Tabla 12 Resumen de los resultados del análisis de varianza.....	84
Tabla 13 Calculo de la masa de agua por muestra	95
Tabla 14 Calculo de la masa de MF húmedo por reactor	95
Tabla 15 Cálculo de la porosidad en el reactor.....	96
Tabla 16 Calculo del porcentaje de humedad de las partes alta, media y baja de los reactores	96
Tabla 17 Calculo del porcentaje de porosidad del material por reactor	97
Tabla 18 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R1	97
Tabla 19 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R1'	98
Tabla 20 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R2	98
Tabla 21 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R2'	99
Tabla 22 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R3	99
Tabla 23 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R3'	100
Tabla 24 Calculo del tiempo de residencia hidráulico (TRH) en los biofiltros	104
Tabla 25 Resultados de pH y temperatura en influente (INF) y efluentes de los reactores.....	105
Tabla 26 Resultados de conductividad y su porcentaje de reducción entre el influente (INF) y efluentes de los reactores.....	106
Tabla 27 Resultados de materia orgánica (MO) y su porcentaje de remoción entre el influente (INF) y efluentes de los reactores.....	107
Tabla 28 Concentraciones de $N-NH_4^+$ en agua residual, orina humana, influente y efluentes.	108
Tabla 29 porcentajes de remoción de $N-NH_4^+$ en los reactores.	109
Tabla 30 Resultados de NT en el último mes de experimentación.....	114
Tabla 31 Resultados de $N-NH_4^+$, NTK y N org en el último mes de experimentación.....	114
Tabla 32 Resultados de $N-NO_2^-$ y $N-NO_3^-$ en el último mes de experimentación	115
Tabla 33 Resultados de $N-NO_2^- + N-NO_3^-$ en el último mes de experimentación	115
Tabla 34 Porcentajes de remoción de $N-NH_4^+$ por reactor	116
Tabla 35 Tabla de ANOVA para $N-NH_4^+$	117
Tabla 36 Porcentajes de remoción de NT por reactor	118
Tabla 37 Tabla de ANOVA para NT	119
Tabla 38 Datos cinética orina humana.....	120
Tabla 38 Datos cinética orina humana + agua residual	121

Índice de figuras

Figura 1 Proporciones de nutrientes que se encuentran en las fracciones de las aguas residuales domésticas. Modificada de Jönsson et al., 2005.....	15
Figura 2 Diagrama del equilibrio químico entre el amonio (NH_4^+) y el amoníaco (NH_3) (Metcalf y Eddy, 2003)	19
Figura 3 Sanitarios desviadores de diferentes diseños, Suecia (foto: C.Niwagaba, 2005)	20
Figura 4 Ciclo del nitrógeno. Fuente: Modificado de Bitton, G. (1994)	25
Figura 5 Efecto del pH y temperatura en las formas del nitrógeno NH_3 y NH_4^+ . Fuente: (Sawyer et al., 2005)	28
Figura 6 Esquema de humedal de flujo superficial modificado de Hernández (2010)	33
Figura 7 Esquema de los humedales de flujo subsuperficial modificado de Hernández (2010)	34
Figura 8 Transformaciones del nitrógeno en un humedal Hernández (2010).....	37
Figura 9 Esquema de las tres configuraciones de biofiltración	43
Figura 10 Esquema a detalle de la configuración 1 (C1) de las columnas de biofiltración, acotación en metros	45
Figura 11 Esquema a detalle de la configuración 2 (C2) de las columnas de biofiltración, acotación en metros	46
Figura 12 Esquema a detalle de la configuración 3 (C3) de las columnas de biofiltración, acotación en metros	47
Figura 13 <i>Typha dominguensis</i> (Wikipedia.org, 2012).....	49
Figura 14 <i>Phragmites Australis</i> (Foro.portalplantas.com, 2013)	50
Figura 15 Recolección de plantas 1.....	50
Figura 16 Recolección de plantas 2.....	51
Figura 17 Mantenimiento de las plantas	51
Figura 18 Esquema del sistema experimental.	53
Figura 19 Fotografía del sistema experimental	53
Figura 20 Curva teórica de espacios vacíos versus caudal.....	55
Figura 21 Fotografía ampliada de la turba (García, 2007)	57
Figura 22 Desinstalación de Mingitorios.....	58
Figura 23 Detalle de adaptación de tapón de acrílico y manguera	58
Figura 24 Dispositivo finalizado	59
Figura 25 Variación de la concentración de N-NH_4^+ en la orina humana con respecto	67
Figura 26 Variación de la concentración de N-NH_4^+ en el influente con respecto al pH y tiempo de prueba a 19.3-27.5 °C.....	67
Figura 27 Diagrama del equilibrio químico entre el amonio (NH_4^+) y el amoníaco (NH_3) (Metcalf y Eddy, 2003)	68
Figura 28 Cinética de hidrólisis de la urea en la orina	69
Figura 29 Cinética de hidrólisis de la urea en el influente.	69
Figura 30 Gráfica de la concentración real de N-NH_4^+ en mg/L en el influente	71
Figura 31 Variación de pH en el sistema.....	73
Figura 32 Variación de temperatura en el sistema.....	74
Figura 33 Variación de conductividad en el sistema.....	75
Figura 34 Variación de MO medida como DQO en el sistema.....	76
Figura 35 Variación de remoción de MO medida como DQO en el sistema	77

Figura 36 Variación de $N-NH_4^+$ en el sistema	78
Figura 37 Porcentaje de remoción de $N-NH_4^+$ en el sistema	78
Figura 38 Efluentes del sistema al día 53.....	79
Figura 39 Variación en el crecimiento de las plantas.....	81
Figura 40 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R1	100
Figura 41 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R1'	101
Figura 42 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R2	101
Figura 43 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R2'	102
Figura 44 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R3	102
Figura 45 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R3'	103
Figura 46 Clasificación de rizoma.....	112
Figura 47 Prueba de Fisher para evaluación de $N-NH_4^+$	117
Figura 48 Prueba de Fisher para evaluación de NT.....	119

CAPÍTULO 1
Introducción, Justificación, Hipótesis, Objetivos,
Alcances y Resultados esperados

1.1. Introducción

En muchas ciudades, pueblos y áreas rurales del mundo, la gente vive y cría a sus hijos en ambientes altamente contaminados. Las áreas suburbanas de los países en desarrollo son los hábitats más contaminados y con mayor incidencia de enfermedades en el mundo.

A nivel mundial, aproximadamente 1.1 mil millones de personas no tienen acceso a fuentes de agua mejoradas, así mismo 2.4 mil millones no tienen acceso a ningún tipo de instalación mejorada de saneamiento. Cerca de 2 millones de personas, la mayoría de ellos niños menores de cinco años, mueren todos los años debido a enfermedades gastrointestinales. Los más afectados son las poblaciones de los países en desarrollo que viven en condiciones extremas de pobreza, tanto en áreas periurbanas como rurales (OMS, 2012).

No obstante, el 90% de las aguas negras urbanas de los países en vías de desarrollo se descargan sin tratamiento alguno, contaminando ríos, lagos y costas. Es obvio que este enorme reto conduce a reconsiderar el asunto, otorgar mayor importancia al saneamiento y desarrollar nuevos enfoques, técnicas y métodos (Esrey et al., 1998).

La orina humana aporta aproximadamente el 75% del nitrógeno total existente en las aguas residuales. Cuando la orina y las heces fecales son enviadas por el alcantarillado a las plantas de tratamiento de agua, esta mezcla es más difícil de tratar y se tienen que construir unidades especializadas únicamente para remover nitrógeno.

Para superar esta problemática, en algunos lugares del mundo la orina está siendo separada de las heces fecales con el uso de eco-sanitarios. De esta manera, pueden ser separados para tratarse o reutilizarse.

En base a este planteamiento, se diseñó, construyó, montó y operó un sistema de biofiltración con tres configuraciones diferentes más su respectiva réplica. En total 6 reactores para dar tratamiento a la orina humana utilizando turba como material de empaque. La C1 con aireación inducida, la C2 incluye una planta de carrizo y la C3 únicamente empacada.

Se caracterizó la orina humana y se diluyó con agua residual doméstica debidas a sus altas concentraciones de $N-NH_4^+$. Con la finalidad de observar la reacción del sistema, se fue incrementando la concentración de $N-NH_4^+$ en el influente.

Se dio seguimiento a las transformaciones de nitrógeno ($N-NH_4^+$, $N-NO_3^-$, $N-NO_2^-$, NTK, N org y NT) con mediciones en la entrada y salida de las 3 configuraciones. Además, se comparó el desempeño en cuanto a su capacidad de remoción de $N-NH_4^+$ y materia orgánica medida como DQO de cada una de ellas.

1.2. Justificación

Una buena opción para tratar las aguas residuales en las zonas rurales son los sistemas descentralizados de tratamiento. De acuerdo con la Agencia de Protección al Ambiente de los Estados Unidos de América (USEPA por sus siglas en inglés), los sistemas descentralizados de tratamiento de aguas residuales pueden proveer de una opción rentable y de largo plazo, cumpliendo con los objetivos de calidad del agua y de salud pública, particularmente en zonas poco pobladas.

La inversión de capital para los sistemas descentralizados de tratamiento de aguas residuales es, en general, menor que para los sistemas centralizados y también es más barato su mantenimiento y operación.

Se ha encontrado que con la ayuda de sanitarios especiales (secos) es posible tratar de manera separada la orina y las heces. La alternativa de separar la orina del resto de las aguas residuales, puede incrementar y facilitar la remoción y recuperación de nutrientes con una mayor concentración desde su salida, además de aumentar el ahorro de agua, ya que se reduce el consumo por dilución en los sanitarios.

Tratar el agua residual cerca de su origen, puede reducir la inversión en alcantarillado y bombeo asociado a sistemas centralizados, esto implica conseguir este tipo de sistemas de manejo de las aguas residuales (Gikas y Tchobanoglous, 2009).

El reúso de aguas residuales puede promover incentivos para la población local para operar y mantener los sistemas, asegurando su operación a largo plazo y la sostenibilidad financiera (Gikas y Tchobanoglous, 2009; Parkinson y Tayler, 2003).

Tanto las heces como la orina humana son parte importante de las aguas de desecho, sin embargo a diferencia de la orina, la preocupación central ha estado en las heces debido a su alta carga de patógenos. La orina la mayoría de las veces generalmente el único tratamiento que se le da es su almacenamiento y descarga al suelo o cuerpos de agua sin tratamiento previo.

De esta manera la alta carga de nitrógeno presente en la orina, dependiendo de las condiciones ambientales a las que se someta, se transforma en diferentes compuestos nitrogenados que provocan afectaciones puntuales o sinérgicas como la eutrofización de lagos y mortalidad de peces en aguas superficiales, o la metahemoglobinemia en niños pequeños en aguas subterráneas.

1.3. Hipótesis

Los sistemas de biofiltración con turba remueven de manera eficiente la carga nitrogenada aportada por la orina.

1.4. Objetivos

- Evaluar el desempeño de un sistema de biofiltración con tres configuraciones diferentes, para el tratamiento de la orina utilizando turba como empaque.
- Evaluar las transformaciones de nitrógeno (N-NH_4^+ , N-NO_3^- , N-NO_2^- , NTK, N org y NT) en los efluentes de los biofiltros utilizando una tasa de aireación y caudal definidos.

1.5. Alcances

- Se montará y operará un sistema de biofiltración con tres configuraciones diferentes para el tratamiento de la orina humana utilizando turba como empaque.
- Se dará seguimiento a las transformaciones de nitrógeno en la entrada y salida de los biofiltros.
- Se comparará el desempeño de las tres configuraciones del sistema de biofiltración.
- Se dará seguimiento al comportamiento de las plantas.

1.6. Resultados esperados

- Remoción de la carga nitrogenada aportada por la orina humana en el sistema de biofiltración con tres configuraciones diferentes utilizando turba como empaque.
- Selección de la configuración de la columna de biofiltración con el mejor desempeño.

CAPÍTULO 2
Antecedentes

2.1. La orina humana

La orina es la fracción de excrementos que se filtra de la sangre y se combina con el exceso de agua proveniente de los riñones (Guyton, 1992). En la excreción, la orina es generalmente de color amarillo y no tiene mal olor, pero cuando se almacena adquiere un olor desagradable debido a la hidrólisis de la urea. La orina se compone en gran medida de agua, aproximadamente el 93-96% (Polprasert, 1995; Vinneras et al., 2006), y grandes cantidades de nutrientes que se encuentran principalmente en forma soluble en agua (Jönsson y Vinneras, 2004).

La orina contiene aproximadamente 20 g de urea por litro. Cerca de la mitad de los sólidos solubles corresponden a urea, que es el principal producto de degradación del metabolismo de proteínas. El resto incluye nitrógeno, cloruros, cetosteroides, fósforo, grupo amino, creatinina y ácido úrico, entre otros. (Maurer et al., 2006).

La cantidad de orina excretada depende de cuánto una persona bebe y suda, y también de otros factores como la dieta, actividad física y el clima (Lentner et al., 1981). Un adulto en promedio evacúa de 1.0 a 1.5 litros por día (Pradhan et al., 2007) dependiendo de sus hábitos alimenticios, la cantidad de agua ingerida, actividades físicas y de su masa corporal.

La cantidad de nutrientes excretados por la orina por persona y año se ha medido en 2.5 a 4.3 kg de nitrógeno (N), 0.4-1.0 kg fósforo (P) y 0.9 a 1.0 kg de potasio (K) (Vinneras et al., 2006; Jönsson et al., 2005; Guyton, 1986; Lentner et al., 1981).

En la Figura 1 se muestran las proporciones de nutrientes que se encuentran en las aguas residuales domésticas. Se observa que la orina humana aporta aproximadamente el 75% del nitrógeno total existente en las aguas residuales, el nitrógeno restante es causado por heces, aguas grises y residuos biológicos.

Este mismo razonamiento aplica a los demás nutrientes presentes en las aguas residuales.

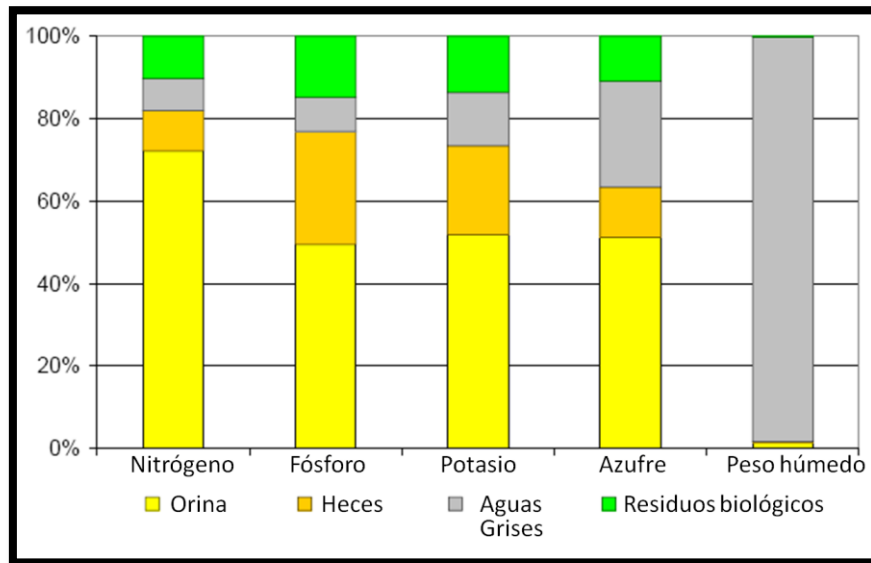


Figura 1 Proporciones de nutrientes que se encuentran en las fracciones de las aguas residuales domésticas. Modificada de Jönsson et al., 2005

El nitrógeno total está estrechamente relacionado con la ingesta de proteínas. Con una dieta alta en proteínas hasta un 90% del nitrógeno urinario consiste en urea y con una dieta libre de proteínas el aporte oscila entre un 50-60% (Lentner et al., 1981). En presencia de la enzima ureasa, la urea se hidroliza rápidamente a amonio y dióxido de carbono con la formación de iones hidroxilo, que aumentan el pH a alrededor de 9-9.3 (Jönsson y Vinneras, 2004).

Kirchmann y Petterson (1995) encontraron que en la orina humana almacenada había valores de pH de 8.9 y estaba compuesto por ocho principales especies iónicas, los cationes Na^+ , K^+ , N-NH_4^+ , Ca^{2+} y los aniones, Cl^- , SO_4^{2-} , P-PO_4^{3-} y HCO_3^- .

El Nitrógeno está presente principalmente (> 90%) como nitrógeno amoniacal, por ser el compuesto dominante del bicarbonato de amonio. La urea y el urato se descomponen durante el almacenamiento.

De acuerdo con Maurer et al., (2006), en la década de los 90 diversos grupos de investigación europeos comenzaron a trabajar en la separación de las corrientes como la orina desde su origen y así promover la sustentabilidad de la gestión de las aguas residuales.

Dicho planteamiento se basa en el hecho de que la orina contiene y aporta la mayor parte de los nutrientes a las aguas residuales domésticas, y solamente el 1% del volumen total de agua residual corresponde a la orina.

2.1.1. Características de la orina

2.1.1.1. Características Principales

Kirchmann y Petterson (1995) encontraron que el total de las concentraciones de nitrógeno en la orina varían entre 1.79 y 2.61 g, de los cuales el 95% estuvo presente como nitrógeno amoniacal $N-NH_4^+$. Los valores de pH resultaron altos, 8.9 y en aproximadamente 30% está presente como amoníaco disuelto $N-NH_3$. Sin embargo, no se encuentra urea o ácido úrico, lo que indica que se había producido la descomposición completa desde la excreción. Se detectaron únicamente trazas de nitrito y nitrato. La parte restante del nitrógeno (5%) fue identificada como un aminoácido, en la Tabla 1 se muestra la composición de la orina humana.

Tabla 1 Especies nitrogenadas presentes en la orina humana separada por medio de sanitarios especiales (Adaptada de Kirchmann y Pettersson, 1995)

Origen	N Total (g/L)	$N-NH_4^+$	$N-NH_{3aq}$	g Amino	$N-NO_3^-$	$N-NO_2^-$
					(μg/L)	
Akesta	1.795(100)	1.117(62.2)	0.574(31.9)	0.104(5.8)	45(0.002)	10(0.001)
Stensund	2.610(100)	1.726(66.1)	0.773(29.6)	0.110(4.2)	45(0.002)	20(0.0007)

(); Porcentaje de distribución

En la Tabla 1 se muestran las características fisicoquímicas de la orina obtenidas por diferentes autores. Las fuentes de orina de los sistemas de colección difieren en sus características fisicoquímicas porque según Maurer et al., (2006) a) la composición es un valor promedio que depende del tiempo y del grupo de individuos, b) pueden sufrir alteraciones químicas en un ambiente no estéril, y c) la dilución con el agua de descarga adiciona elementos como iones calcio y magnesio que alteran la composición química original.

Los datos registrados en la tabla, son debidos a que las características y propiedades de la orina son variables dependiendo de las particulares de los individuos como, masa corporal, hábitos alimenticios y calidad de vida para cada grupo social.

Tabla 2 Caracterización de la orina de diferentes sistemas de colección (Adaptada por Maurer et al, 2006)

Parámetro	unidades	Hogar ⁽¹⁾	Escuela ⁽¹⁾	Trabajo ⁽²⁾	Trabajo ⁽³⁾	Hogar ⁽⁴⁾	Trabajo ⁽⁵⁾	Orina Fresca ⁽⁶⁾
Dilución^(a)	(-)	0.33	0.33	0.26	(-)	0.75	1	1
pH	(-)	9	8.9	9	9	9.1	9.1	6.2
N total	grs N m ⁻³	1795	2610	1793	(-)	3631	9200	8830
N-NH₄⁺	grs N m ⁻³	1691	2499	1720	4347	3576	8100	463
N-NO₂⁻+N-NO₃⁻	grs N m ⁻³	0.06	0.07	(-)	(-)	<0.1	0	(-)
P total	grs P m ⁻³	210	200	76	154	313	540	800-2000
DQO	grs O ₂ m ⁻³	(-)	(-)	1650	600	(-)	10000	(-)
K⁺	grs K m ⁻³	875	1150	770	3284	1000	2200	2737
S²⁺	grs S m ⁻³	225	175	98	273 (b)	331	505(b)	1315
Na⁺	grs Na m ⁻³	982	938	837	1495	1210	2600	3450
Cl⁻	grs Cl m ⁻³	2500	2235	1400	2112	1768	3800	4970
Ca²⁺	grs Ca m ⁻³	1575	1334	28	(-)	18	0	233
Mg²⁺	grs Mg m ⁻³	1.63	1.5	1	(-)	11.1	0	119
Mn²⁺	grs Mn m ⁻³	0	0	(-)	(-)	0.037	(-)	0.019
B³⁺	grs B m ⁻³	0.435	0.44	(-)	(-)	(-)	(-)	0.97

El término dilución (a) se define como V orina / (V orina + V agua), la orina fresca (no hidrolizada) se enlista en la columna (6), (b) solamente como sulfatos, (c) parámetros determinados en orina fresca sin diluir y sin precipitar. (1): Kirchmann and Petterson (1995), (2): Under et al, (2003a), (3): Ronteltap et al, (2003), (4): Jonsson et al, (1997) (5): Uder et al, (2005a), (6): Ciba-Geigy (1997), (-) : No se determinó.

La orina fresca no tiene olor desagradable, pero almacenada comúnmente presenta olor amoniacal debido la hidrólisis. Su color amarillo es variable según la cantidad de agua ingerida, cuanto más agua consume el individuo es más clara.

Debido a los cambios que presentan las características de la orina fresca y almacenada, Fuentes (2011) determinó los parámetros indicadores de la calidad del líquido en ambos casos para definir con cuál de los dos tipos de orina experimentaría; a partir de los resultados obtenidos se optó por trabajar con orina almacenada y no con orina fresca, esto debido a que pese a los esfuerzos de conservar la orina fresca a baja temperatura continuaba hidrolizándose. Esta variabilidad entre orina fresca y almacenada se pueden observar en la Tabla 3.

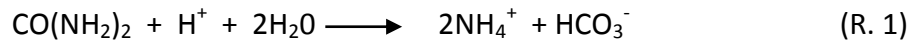
Tabla 3 Caracterización de la orina humana (Fuentes, 2011)

Parámetro	Fresca	Almacenada (30 d)
pH	6.28	9.5
Conductividad	8.87	35.5
NT	6300	7052
N-NH ₃	308	6298
N-NO ₂ ⁻	0.085	0.3
N-NO ₃ ⁻	0 - 20	9.6
P-PO ₄ ⁻³	783	249
Mg	90.5	2.15
Na	2499	2355
Ca	16	13.5
K	2527	729
ST	16, 915	18, 970
STD	13, 877	12, 925
STS	3, 038	6, 045
STV	3, 261	9, 649
STF	13, 654	9321

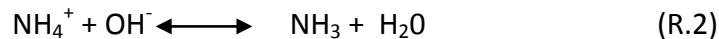
ST: sólidos totales; STD: sólidos totales disueltos; STS: sólidos totales suspendidos; STV: sólidos totales volátiles; STF: sólidos totales fijos. Concentraciones en mg/L, a excepción de la conductividad reportada en mS/cm y el pH adimensional.

2.1.2. Hidrólisis de la urea

La hidrólisis de la urea debida al efecto de la ureasa genera dos productos amonio (NH₄⁺) y bicarbonato (HCO₃⁻), de acuerdo con la reacción (R. 1),



a medida que se incrementa el pH por la hidrólisis, el equilibrio se desplaza a estado básico generando un consumo de protones (H⁺), por la conversión de amonio a amoniaco,



(Chevallier y Toribio, 2006)

El equilibrio químico se puede ejemplificar de acuerdo con el diagrama de la Figura 2 donde se observa que se logra a pH de 9.25.

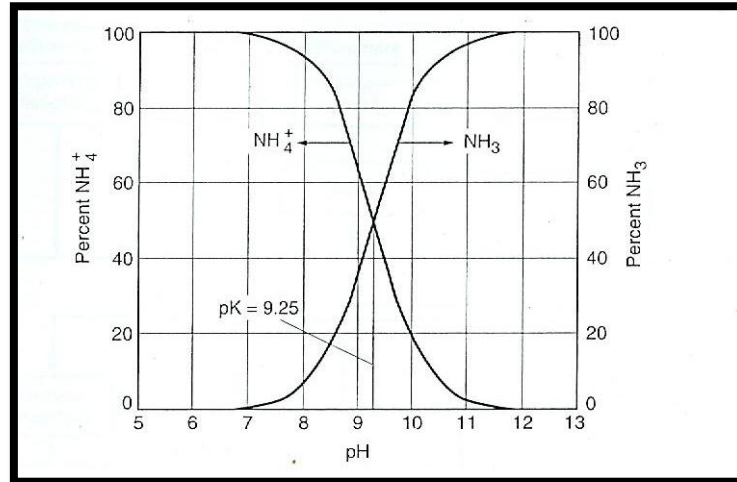


Figura 2 Diagrama del equilibrio químico entre el amonio (NH_4^+) y el amoniaco (NH_3) (Metcalf y Eddy, 2003)

Se aprecia que a pH ácido la concentración del amonio es más alta que a pH básico donde predomina la presencia de amoniaco.

2.1.3. Uso de orina en plantas para fertilización

En Suecia, la orina humana se ha comprobado que es un fertilizante de acción rápida, capaz de remplazar a los fertilizantes minerales en la producción de cereales.

Esto es posible, ya que las relaciones entre nitrógeno, fósforo, potasio y azufre están bien balanceadas, y con dosis apropiadas se corresponde a las necesidades de los cultivos demandantes de nitrógeno como maíz y espinacas, y si se combina con heces composteadas, se puede lograr un buen balance para reponer los nutrientes que los cultivos remueven del suelo. Las dosis por hectárea para lograr el remplazo de compuestos químicos con orina están en el orden de 20 000 a 30 000 L/ha, lo cual es factible y viable si se cuenta con un sistema de recolecta, transporte, almacenamiento en campo y aplicación adecuados (Arroyo, 2005).

2.1.4. Dilución de la orina

En las prácticas comunes de uso de orina para fertilización, un común denominador ha sido la dilución de la orina, esto con la finalidad de no matar a las plantas, debido a su pH y altas concentraciones de N-NH_4^+ . Villavicencio (2010) afirma que la orina sin diluir es mejor en la época lluviosa. En otra época del año sería necesario diluir la orina para la aplicación, ésta se puede hacer diluyendo una cantidad de orina en la misma cantidad de agua, por ejemplo 1 litro de orina en 1 litro de agua o incluso una parte de orina en tres partes de agua.

Por el contrario, Arana (2009) menciona dentro de los criterios generales de reúso de la orina; usarla siempre diluida ya que la orina es demasiado fuerte en sus componentes como para ser utilizada sin dilución. Recomienda diluir en una solución 5:1 (cinco partes de agua por 1 de orina), para plantas tiernas (almácigos) y semillas es posible hacer uso de una solución 10:1 (10 partes de agua por una de orina).

López (2010), realizó estudios de remoción de nitrógeno ureico y amoniacal por medio de plantas acuáticas: *Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*. Encontrando que las plantas acuáticas tienen la capacidad de asimilar y remover el nitrógeno amoniacal en ausencia de soporte. En su experimentación, las concentraciones máximas letales para las plantas en estudio de NT estuvieron en un orden de 160 y 180 mg/L; lo cual podría funcionar como indicador limitante de la concentración máxima de NT a aplicar.

2.2. Separación de los residuos humanos

Cuando la orina es mezclada con las heces y es enviada por el alcantarillado a los centros de tratamiento de agua, esta mezcla es más difícil de tratar. Para superar esta problemática, en algunos lugares del mundo, Suecia y Alemania, por ejemplo, la orina es separada de las heces con el uso de sanitarios “separados, desviadores o ecosanitarios” mostrados en la Figura 3, con la finalidad de obtener nutrientes con mayor calidad y cantidad en la recolección del residuo.

La orina y las heces son recolectadas por separado con sanitarios individuales o dobles. De esta manera, pueden ser separados para tratarse o reutilizarse, no se han encontrado problemas de operación, ambos sexos excretan las heces y la orina por separado, los sanitarios parecen funcionar bastante bien para los hombres y las mujeres cuando se utilizan correctamente.



Figura 3 Sanitarios desviadores de diferentes diseños, Suecia (foto: C.Niwagaba, 2005)

Estas prácticas relativamente nuevas en la separación de los residuos toman como base al saneamiento ecológico, el cual es una alternativa al saneamiento convencional. Se basa en un enfoque ecológico que considera y trata de manera separada a la orina y las heces, considerándolos como un valioso recurso que debe ser reciclado.

En nuestros días ya se practica y hay cientos de miles de sanitarios secos y de composta alrededor del mundo, por lo general en áreas rurales y pequeñas comunidades (Esrey et al., 1998).

En los sanitarios desviadores, la orina y las heces fecales son separadas en dos contenedores, es decir, el sanitario está dividido en dos partes: en la parte frontal se recupera la orina y en la parte trasera se depositan las heces. La orina fluye o cae hacia un tanque en donde es almacenada, y una vez separada la orina de las heces, la cuestión está en qué hacer con ambos residuos, cómo tratarlos o aplicarlos en la agricultura.

Desde 1993, la Agencia Sueca de Cooperación Internacional para el Desarrollo (Asdi) lanzó un programa de investigación sobre saneamiento llamado SanRes, bajo la dirección de Uno Winblad. Los objetivos del programa eran:

- Promover sistemas de saneamiento ecológico reproducibles y económicamente viables
- Establecer proyectos piloto en varios países (China, Vietnam, México, Bolivia, Chile, El Salvador y Guatemala)
- Ayudar a incrementar la capacidad local de investigación y desarrollo
- Facilitar la colaboración entre las naciones en desarrollo en el campo de la investigación aplicada sobre saneamiento

Actualmente el saneamiento se ha difundido y aplicado en más de 30 países alrededor del mundo y hasta el 2003 contaban con 14 proyectos en preparación en diferentes países.

Dos ejemplos de organizaciones que participan del Saneamiento Ecológico son: TepozEco, en Morelos, México y Biojardineras en Costa Rica.

El proyecto de Saneamiento Ecológico Urbano en el Municipio de Tepoztlán, Morelos, México, (proyecto TepozEco) se desarrolla en un contexto similar al de miles de Municipios en América Latina y el Caribe.

El proyecto TepozEco está integrado por equipos de trabajo en 3 ámbitos:

1. Desarrollo Urbano e infraestructura, el cual contempla:
 - Agua (cuidado de las fuentes, ahorro y captación)
 - Aguas grises (filtros domésticos de aguas jabonosas y soluciones por calle y barrio)
 - Baños ecológicos (sanitarios con división de orina y fosas alternas, principalmente)
2. Educación ambiental (información y sensibilización de la población para adopción y buen manejo de las tecnologías propuestas), y
3. Agricultura Urbana y Composteo.

En Costa Rica, desde 1991 la organización no gubernamental ACEPESA sigue los propósitos básicos que establecen que de las viviendas ya no salen “desechos” sino que remanentes. Los cuales son materiales que pueden seguir siendo aprovechados. Con el ecosaneamiento se pretende cerrar el ciclo donde los recursos “extraídos” de la tierra regresen a ella.

De esta manera el ecosaneamiento se distingue por no usar agua o utilizar los menores volúmenes posibles y donde se pretende: 1) separar las descargas de una vivienda; 2) dar tratamiento a lo recogido para lograr principalmente su desinfección; y 3) definir las aplicaciones de lo obtenido, principalmente nutrientes, en los ciclos de producción.

2.3. Caracterización del agua residual

En base a las prácticas comunes de uso de orina para fertilización, se decidió diluir la orina humana a utilizar en el sistema experimental con agua residual de tipo doméstica proveniente de la planta de tratamiento del Instituto mexicano de tecnología del agua. En la Tabla 4 se muestra la caracterización del agua residual.

Tabla 4 Caracterización de agua residual (IMTA, 2012)

Parámetro	Unidad	Unidad
SST	mg/L	71
SSV	mg/L	52
DQO	mg/L	228
DBO	mg/L	92
NT	mg/L	40
N-NH ₄ ⁺	mg/L	23
NTK	mg/L	2
N-NO ₃ ⁻	mg/L	0.3
P-PO ₄ ⁻³	mg/L	5
HH	HH/L	0
CF	NMP	15456578

2.4. El nitrógeno

El nitrógeno es requerido por todos los organismos en los procesos básicos de la vida para hacer las proteínas, crecer y reproducirse. El nitrógeno es muy común y se encuentran en muchas formas en el ambiente. Sus formas inorgánicas incluyen el nitrato (NO₃⁻), el nitrito (NO₂⁻), el amoníaco (NH₃), y el nitrógeno gas (N₂). El nitrógeno orgánico se encuentra en las células de todos los seres vivos y es un componente de las proteínas, péptidos y aminoácidos. El nitrógeno es más abundante en el entorno de la tierra como gas N₂, que constituye alrededor del 78 por ciento del aire que respiramos.

2.4.1. Ciclo del nitrógeno

2.4.1.1. Fijación

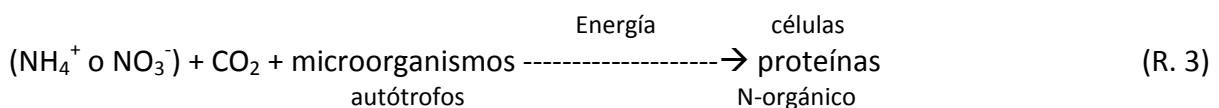
La fijación es la conversión de N_2 a formas disponibles para las plantas verdes, principalmente, por “bacterias fijadoras de nitrógeno”. El nitrógeno gaseoso se fija por medio de microorganismos de vida libre. La fijación ocurre en presencia de un sustrato oxidable a bajas concentraciones de oxígeno disuelto (Painter, 1977).

Este tipo de fijación produce aproximadamente el 60 % del nitrógeno total fijado en la atmósfera (EPA, 1975), el restante se atribuye a la existencia de relámpagos (10 %) y la producción de compuestos químicos, incluyendo fertilizantes y explosivos (30m%).

2.4.1.2. Asimilación

La asimilación es la transformación de materia nitrogenada mineral u orgánica inerte en materia viva. La forma asimilable del nitrógeno es el nitrógeno amoniacal que se transforma, por ejemplo, en ácidos aminados (bases moleculares de la materia viviente). El nitrógeno se asimila durante el crecimiento de todas las especies de microorganismos (heterótrofos o autótrofos). Los requerimientos dependen de la cantidad de biomasa producida por unidad de sustrato utilizado. Los heterótrofos obtienen relativamente grandes cantidades de energía durante la degradación de materia orgánica y como resultado hay una alta producción de biomasa, por lo que asimilan cantidades significativas de nitrógeno. Por su parte, los autótrofos, requieren una cantidad de energía importante para convertir el dióxido de carbono en compuestos orgánicos más complejos convenientes para la síntesis celular. Además, como tienen una baja producción de biomasa por unidad de sustrato energético utilizado los requerimientos de nitrógeno son bajos.

La reacción 3, representa la producción de biomasa para autótrofos.



Los microorganismos autótrofos incluyen las bacterias nitrificantes que obtienen la energía por la oxidación de nitrógeno inorgánico (quimioautótrofos) y, las algas, que la obtienen de la luz sola (fotoautótrofos). La mayor parte de los organismos requieren nitrógeno en la forma de NH_4^+ para síntesis. Los nitratos son capaces de ser usados después de su reducción a NH_4^+ , por algunas especies de bacterias y por casi todas las especies de algas verde-azules (Painter, 1977).

La asimilación es responsable de más de la tercera parte de la remoción de NTK en el influente de tratamientos biológicos de aguas residuales municipales con cargas convencionales (sin nitrificar).

2.4.1.3. Amonificación

El término amonificación se aplica a la liberación de nitrógeno amoniacal a partir de materia orgánica (USEPA, 1975). El nitrógeno amoniacal se produce a partir de compuestos orgánicos durante la acción bioquímica extracelular en tejidos muertos de plantas y animales, así como en la materia fecal por la “respiración endógena” de bacterias. Una de las más importantes fuentes es la urea, componente principal de la orina.

En la degradación de compuestos orgánicos nitrogenados complejos, tales como proteínas, el carbono orgánico puede ser sustituido si se tiene energía y sustrato. El nitrógeno amoniacal liberado requerido se incorpora durante el crecimiento de la nueva célula y el exceso se libera como $N-NH_4^+$. En la degradación, las proteínas son segmentadas primero hasta aminoácidos y posteriormente en $N-NH_4^+$. La hidrólisis de la urea produce carbonato de amonio $(NH_4)_2 CO_3$.

2.4.1.4. Nitrificación

La nitrificación incluye la oxidación de nitrógeno amoniacal por dos grupos de bacterias quimioautótrofas que operan en forma consecutiva. El primer grupo de bacterias está representado por miembros del género nitrosomonas, principalmente, y oxidan el nitrógeno amoniacal a nitritos. El segundo grupo oxida los nitritos a nitratos y está representado por el género nitrobacter.

2.4.1.5. Desnitrificación

La desnitrificación incluye la reducción de nitratos, primero a nitritos y después a nitrógeno gaseoso. En contraste, se realiza por bacterias heterótrofas. Es necesario tener concentraciones bajas de oxígeno disuelto y una fuente de carbono externa para que la reacción se realice.

En resumen, la eliminación de este importante nutriente se da mediante dos procesos, la nitrificación y la desnitrificación. Para entender de mejor manera estos procesos, es necesario entender las diferentes transformaciones del nitrógeno en procesos biológicos, los cuales se representan en la Figura 4.

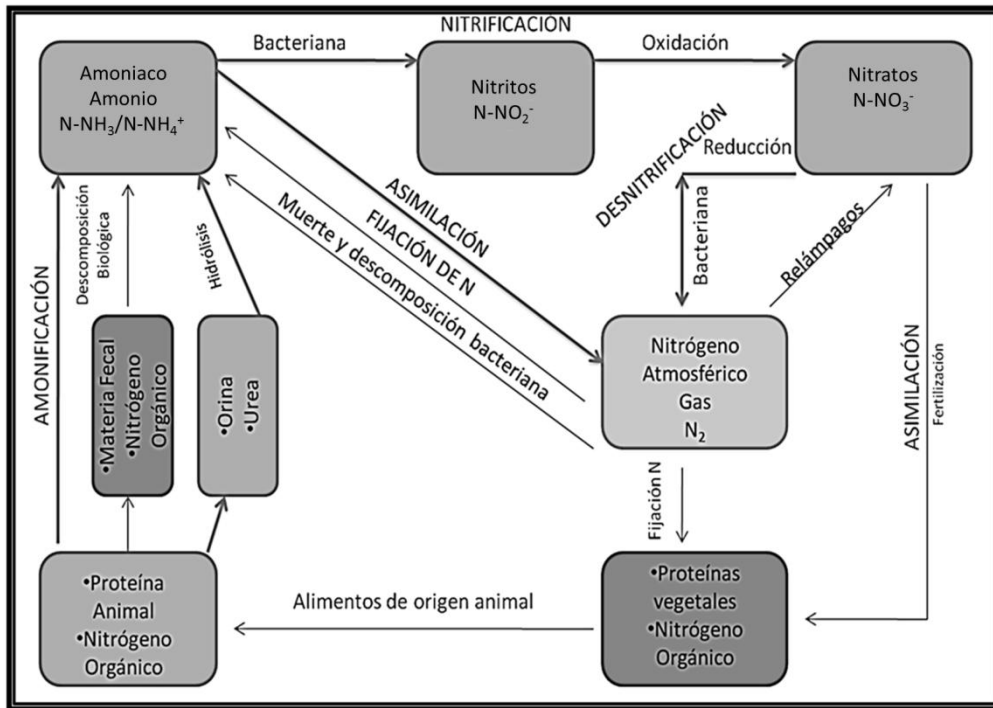


Figura 4 Ciclo del nitrógeno. Fuente: Modificado de Bitton (1994)

2.4.2. Contaminación por compuestos nitrogenados

La presencia de nitrógeno en las descargas de aguas residuales puede ser indeseable por varias razones: 1) el amoníaco libre es tóxico para los peces y muchos otros organismos acuáticos y 2) el nitrógeno amoniacal ejerce una demanda de oxígeno muy elevada ($4.57 \text{ mg O}_2/\text{mg NH}_4^+$ oxidado) pudiendo agotar el oxígeno disuelto de la masa de agua ($\approx 9 \text{ mg O}_2/\text{L}$ a 20°C).

La toxicidad del amoníaco en solución es directamente atribuible a la especie NH_3 , cuya concentración aumenta con el pH y la temperatura del agua (Horan, 1993; Sedlak, 1991).

Alrededor del 60% del nitrógeno presente en un agua residual cruda está en forma orgánica y el resto en forma amoniacal. A continuación, en la Tabla 5 se indican los diferentes compuestos de nitrógeno según su estado de oxidación.

Tabla 5 Formas del nitrógeno según su estado de oxidación (EPA, 1993)

Compuestos de Nitrógeno	Fórmula	Estados de oxidación
Amoníaco	NH_3	-3
Amonio	NH_4^+	-3
Nitrógeno gas	N_2	0
Nitrito	NO_2^-	+3
Nitrato	NO_3^-	+5

El nitrógeno está presente en diferentes formas: nitrógeno orgánico, amoniacal, nitritos, nitratos y cloraminas. Cada compuesto contamina en forma específica.

2.4.2.1. Nitritos y nitratos

La nitrificación, que es la oxidación de nitrógeno amoniacal a nitritos y nitratos, ejerce una demanda de oxígeno en ocasiones severa.

El nitrato (NO_3^-) es altamente soluble (se disuelve fácilmente) en agua y es estable en un amplio rango de condiciones ambientales. Es fácil de transportar en los arroyos y aguas subterráneas.

Concentraciones excesivas de nitratos y nitritos pueden ser perjudiciales para los seres humanos y vida silvestre. El nitrato es de mayor preocupación para los seres humanos. El nitrato se disuelve en los intestinos para convertirse en nitrito. El nitrito reacciona con la hemoglobina en la sangre humana para producir metahemoglobina, que limita la capacidad de las células rojas de la sangre para transportar oxígeno. Esta condición se conoce como metahemoglobinemia o síndrome del bebé azul.

Es especialmente grave para los bebés, porque carecen de la enzima necesaria para corregir esta condición. Pozos contaminados por aguas residuales o la escorrentía agrícola son una gran preocupación en algunas zonas, debido a la posibilidad de agua de alta concentración en nitritos, nitratos y el aumento en el riesgo posterior de la enfermedad del bebé azul. Niveles altos de nitrito y nitrato, también pueden causar metahemoglobinemia en el ganado y otros animales.

Altas concentraciones de nitratos y nitritos pueden producir "enfermedad de la sangre marrón" en el pescado. Los nitritos entran en el torrente sanguíneo a través de las branquias y convierte la sangre de un color marrón-chocolate. Al igual que en los seres humanos, el nitrito reacciona con la hemoglobina para formar metahemoglobina.

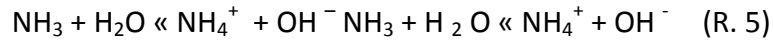
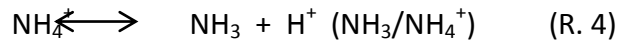
La sangre marrón no puede llevar una cantidad suficiente de oxígeno, y los peces afectados pueden sofocar a pesar de la concentración de oxígeno suficiente en el agua. Esto explica el decaimiento observado a menudo en los peces con la enfermedad de la sangre marrón, incluso cuando los niveles de oxígeno son relativamente altos.

Si cantidades excesivas de fósforo y nitratos se agregan al agua, algas y plantas acuáticas se pueden producir en grandes cantidades. Cuando estas algas mueren, las bacterias que descomponen y consumen oxígeno. Este proceso se denomina eutrofización. Donde las concentraciones de oxígeno disuelto pueden caer demasiado bajo para los peces para respirar, lo que lleva a la muerte de peces.

2.4.2.2. Nitrógeno amoniacal

El nitrógeno amoniacal, otra forma de nitrógeno inorgánico, es la forma menos estable de nitrógeno en el agua. El amoníaco es fácilmente transformado a nitrato en las aguas que contienen oxígeno y se puede transformar en gas nitrógeno en aguas con bajo contenido de oxígeno. El amoníaco se encuentra en el agua en dos formas, el ion amonio (NH_4^+) en forma disuelta, o en forma de gas amoníaco (NH_3). El nitrógeno amoniacal total es la suma del ion amonio y amoníaco. La forma dominante depende del pH y la temperatura del agua. La reacción entre las dos formas se muestra por la siguiente ecuación:

El amoníaco (NH_3) y el ion amonio (NH_4^+) existen en solución acuosa en un equilibrio:



La respuesta de los cambios del nitrógeno amoniacal depende de los cambios de pH. A medida que aumenta el pH, disminuye la concentración de H^+ y aumento de las concentraciones de OH^- . Esto hace que la ecuación anterior se mueva hacia la izquierda, aumentando la cantidad de NH_3 acuoso.

El NH_4^+ se transforma en NH_3 cuando el pH es mayor de 7. El amoníaco es tóxico para organismos acuáticos, especialmente para formas de vida superiores en concentraciones tan bajas como 0.5 mg/L.

Concentraciones tóxicas de amoníaco en los seres humanos puede causar la pérdida del equilibrio, convulsiones, coma y muerte. Las concentraciones de amoníaco pueden afectar al nacimiento y las tasas de crecimiento de los peces, los cambios en los tejidos de las branquias, el hígado y los riñones pueden ocurrir durante el desarrollo estructural.

Las concentraciones relativas de NH_4^+ y NH_3 dependen básicamente del pH y la temperatura del agua (Russo, 1985): a medida que los valores de pH y temperatura aumentan, la concentración de NH_3 también aumenta pero la concentración de NH_4^+ disminuye.

En la Tabla 6 y en la Figura 5 se muestra el efecto del pH y temperatura en las formas del nitrógeno como NH_3 y NH_4^+ .

Tabla 6 Relación entre el porcentaje de amonio y amoníaco de acuerdo con el pH y la temperatura.

Fuente: (García et al., 2002)

pH	T°	% NH_4^+	% NH_3
4	10	70	30
7	25	99.4	0.6
9.5	30	28	72

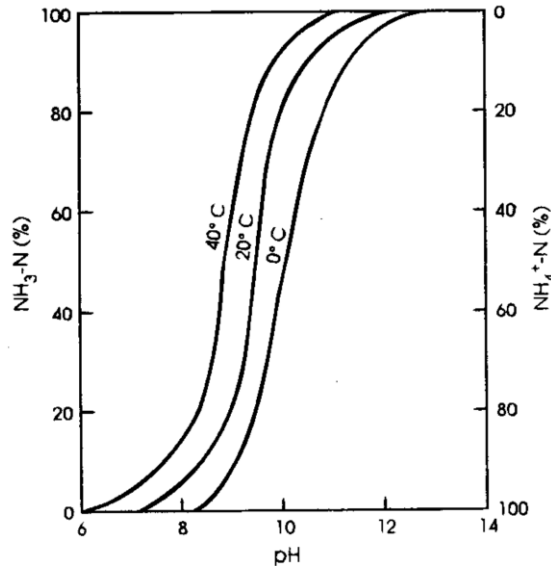


Figura 5 Efecto del pH y temperatura en las formas del nitrógeno NH_3 y NH_4^+ . Fuente: (Sawyer et al., 2005)

El amoníaco no ionizado es muy tóxico para los animales acuáticos, en especial para los peces, mientras que el ion amonio es apreciablemente mucho menos tóxico. La acción tóxica de NH_3 puede ser debida a una o más de las siguientes causas (Camargo y Alonso, 2006).

1. Destrucción del epitelio branquial
2. Estimulación de la glucólisis y supresión del ciclo de Krebs
3. Inhibición de la producción de ATP y reducción de sus niveles
4. Alteración de la actividad osmorreguladora
5. Disrupción del sistema inmunológico

2.4.2.3. Cloraminas

Cuando se usa cloro gaseoso o hipoclorito para la desinfección de aguas se forman cloraminas en presencia de materia orgánica y NH_4^+ , que disminuyen la eficiencia y son tóxicas.

2.4.3. Normatividad mexicana respecto al nitrógeno

La NOM-001-SEMARNAT-1996, solo considera nitrógeno total como límites máximos permisibles, en un orden de 25 a 60 y 40 miligramos por litro para ríos, embalses naturales y artificiales y solo estuarios en aguas costeras; sin especificar las descargas en suelos. Sin embargo, en la norma oficial mexicana NOM-127-SSA1-1994, de salud ambiental, agua para uso y consumo humano, se mencionan los límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización en cuanto a componentes de nitrógeno, y expresa: 10 mg/L de nitratos, 1.0 mg/L de nitritos y 0.5 mg/L de nitrógeno amoniacal.

2.4.4. Procesos usuales para la remoción de nitrógeno en aguas residuales

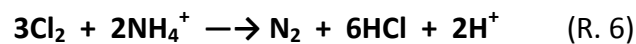
A continuación, son descritos los procesos para la remoción de nitrógeno en aguas residuales que son más comunes por sus características técnicas y económicas.

2.4.4.1. Nitrificación-desnitrificación biológica

La eficiencia de remoción total para plantas que utilizan el proceso de nitrificación-desnitrificación biológica puede llegar a ser de 70 a 95 por ciento.

2.4.4.2. Cloración al punto de quiebre.

La cloración al punto de quiebre o supercloración se realiza mediante la adición de cloro al agua residual en cantidad suficiente para oxidar el nitrógeno amoniacal y transformarlo a gaseoso. Esta reacción se realiza únicamente después de oxidar la materia orgánica así como otras sustancias fácilmente oxidables. La reacción teórica total es la siguiente:



En términos prácticos se requiere aproximadamente 10 mg/L de cloro por cada mg/L de nitrógeno amoniacal. Obsérvese que durante la reacción se produce acidez, por lo que debe neutralizarse mediante la adición de sosa cáustica o cal. Estos compuestos aumentan la cantidad de sólidos disueltos totales. Frecuentemente se utiliza la decloración después del punto de quiebre de la cloración para reducir la toxicidad del cloro residual en el efluente.

Una ventaja de este método es que se puede obtener concentraciones de nitrógeno amoniacal cercanas a cero.

El efecto de la cloración sobre el nitrógeno orgánico es poco conocido y los resultados son contradictorios (USEPA, 1975). Por otra, parte los nitritos y nitratos no son eliminados.

2.4.4.3. Intercambio iónico.

El primer estudio se emprendió en 1968 por Battelle Northwest. El intercambio iónico para la remoción de amonio de aguas residuales se realiza al pasar el agua residual a través de una columna de clinoptilolita que es una zeolita natural de alta selectividad para el ion amonio. Es necesario regenerar la clinoptilolita cuando los sitios de intercambio son agotados.

Como desventaja se señala que es requisito efectuar una filtración previa para prevenir la obstrucción de la zeolita. La eficiencia de remoción de amonio obtenida es del orden del 90 al 70 por ciento. Los nitritos, nitratos y nitrógeno orgánico no se eliminan por éste proceso.

2.4.4.4. Desorción del amoniaco con aire (stripping)

El stripping de amonio es una desorción por arrastre con aire, transfiriéndose el amonio desde una corriente líquida a otra gaseosa. Se combina con una absorción del amoníaco del aire en un medio acuoso ácido. Ambas transferencias dependen de la relación entre los caudales de aire y líquido, así como de la concentración de amonio: el equilibrio entre las especies amonio (NH_4^+ - no volátil) y amoníaco (NH_3 - volátil) está controlado por el pH y la temperatura.

Para efectuar la desorción del nitrógeno amoniacal, éste debe estar en forma molecular (N-NH_3) y no como ion amonio. Lo anterior se logra al aumentar el pH del agua residual entre 10 y 11 con la adición de cal; con la ventaja adicional de eliminar fosfatos (USEPA, 1975). Al igual que en los casos anteriores las otras formas del nitrógeno no son afectadas.

El principal problema asociado con la desorción de amoniaco con aire es su baja eficiencia a bajas temperaturas además de que provoca incrustaciones de carbonato de calcio en las torres de desorción.

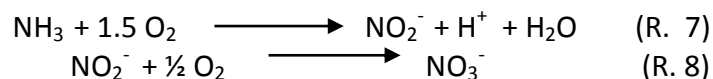
2.4.5. Remoción de nitrógeno mediante procesos biológicos

El proceso biológico para la remoción de nitrógeno del agua residual se realiza en dos fases. La primera es un proceso en que los compuestos de nitrógeno en forma orgánica y de amoniaco se convierten a nitritos y nitratos, generando efluentes con la misma calidad de nitrógeno total. Este proceso conocido como nitrificación permite minimizar los problemas asociados al amonio, como la demanda bioquímica de oxígeno nitrogenado pero no representa una solución para remover este nutriente (Grady, 1980).

La segunda fase, desnitrificación, consiste en reducir el nitrógeno en forma de nitrato a nitrógeno molecular. Cuando se realiza de forma secuencial a la nitrificación constituye un verdadero mecanismo de remoción de nitrógeno del agua.

2.4.5.1. Nitrificación

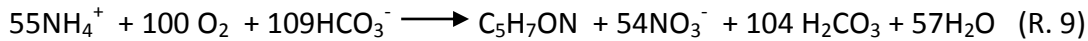
El proceso de la nitrificación es la transformación del nitrógeno amoniacal a nitrato. Bajo condiciones aerobias, las bacterias nitrificantes llevan a cabo la oxidación del amonio a nitrito (R. 7) y posteriormente a nitrato (R. 8).



Siendo la nitrificación un proceso biológico, los organismos que intervienen son las bacterias amonio oxidantes y bacterias nitro oxidantes. Las más conocidas son del generó *Nitrosomas* y *Nitrobacter* de la familia *nitrobacteraceae*.

Las bacterias involucradas en el proceso de nitrificación son autótrofas aerobias que oxidan compuestos inorgánicos nitrogenados para satisfacer su demanda energética. Lo que significa que para que se realice la nitrificación se necesita de una fuente de oxígeno.

El proceso de nitrificación puede representarse por una reacción global de síntesis celular (Reddy, 1998):



Durante la oxidación de 1 mg de nitrógeno amoniacal (R. 9) se indica que:

- Se consumen 4.18 mg de oxígeno
- Se requieren 8.64 mg de ácido carbónico equivalentes a 7.14 mg de alcalinidad como CaCO_3 ; una pequeña parte de éste se ocupará para materia celular, pero la mayoría servirá para neutralizar los iones hidrónio liberados durante la oxidación
- Se forman 0.17 mg de células nuevas
- 0.08 mg de carbono inorgánico son consumidos

2.4.5.1.1. Factores que afectan la nitrificación

a) Alcalinidad y pH

El rango óptimo de pH para la oxidación tanto del amonio como del nitrito es de 6.5 a 8. Es importante que haya suficiente alcalinidad en el agua residual para balancear el ácido que se está produciendo en la nitrificación (Sedlak, 1991).

El consumo de alcalinidad se ve reflejado en una reducción en el pH del sistema. La nitrificación reduce la concentración del HCO_3^- , pero incrementa la de H_2CO_3 ; esto se puede contrarrestar mediante la desorción del CO_2 durante la aeración. También se puede minimizar cuando se emplea la desnitrificación, puesto que en ésta última se recupera la mitad de la alcalinidad.

b) Temperatura

La temperatura óptima para la nitrificación está entre 30 y 36°C, sin embargo, los rangos se deben obtener por medio de estudios experimentales con el agua problema (Reddy, 1998).

c) Requerimientos de oxígeno

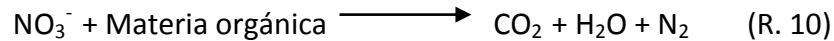
Teóricamente para la formación de biomasa en la nitrificación se necesitan 4.57 mg de O_2 para oxidar 1 mg de amonio, sin embargo, el agua residual además de amonio contiene otros materiales que también necesitan oxígeno para su oxidación (ASCE, 1992).

d) Potencial de óxido-reducción

Además del oxígeno disuelto, el potencial redox (Eh) es un indicador de las condiciones aerobias o anaerobias del sistema. Se prefiere trabajar con potencial redox porque el intervalo es más amplio que el de oxígeno disuelto (Snoeyink, 1990).

2.4.5.2. Desnitrificación

La desnitrificación es el proceso donde los microorganismos reducen los nitratos a óxidos nitrogenados. El principal producto es el N₂, pero pueden formarse óxido nítrico (NO) y óxido nitroso (N₂O). La desnitrificación (R. 10) ocurre en condiciones anóxicas en donde la materia orgánica es oxidada y el nitrato es utilizado como un aceptor de electrones, liberando N₂ a la atmósfera y es así cuando existe una separación del agua.



Los principales organismos heterótrofos que pueden llevar a cabo la desnitrificación son: *Achromobacter*, *Bacillus*, *Brevibacterium*, *Micrococcus*, *Pseudomonas*, *Lactobacillus*, *Enterobacter* y *Spirillum*. Estos microorganismos requieren de condiciones anóxicas para asegurar que sea el nitrato y no el oxígeno el aceptor final de electrones (EPA, 1993).

Una población de microorganismos desnitrificantes es capaz de oxidar una gran variedad de sustancias, desde compuestos como carbohidratos, ácidos orgánicos y metanol hasta derivados del benceno. Esto resulta bastante importante puesto que al aplicar desnitrificación para la eliminación de nitrógeno, también es una forma de oxidación de los nutrientes orgánicos presentes (Randall, 1992).

2.4.5.2.1. Factores que afectan la desnitrificación

a) Alcalinidad y pH

Durante la desnitrificación se produce un incremento en la concentración de bicarbonato, mientras que el ácido carbónico es reducido. La desnitrificación representa un amortiguamiento para los resultados de pH bajos que se generan durante la nitrificación. El valor óptimo del pH varía con el tipo de organismos presentes, pero se reportan como óptimos entre 7 y 8. La desnitrificación ocurre sobre un amplio rango de valores del pH, entre 4 y 9.5 (Winkler, 1994).

b) Temperatura

El intervalo de temperaturas al que se ha observado la desnitrificación está entre 5 y 30°C (WPCF, 1983).

2.5. Sistemas descentralizados de tratamiento de aguas residuales

Para asegurar que los sistemas descentralizados de manejo de aguas residuales protejan contra impactos adversos sobre el ambiente, se han introducido tecnologías que han hecho posible producir efluentes de buena calidad, o incluso mejor que las producidos por grandes plantas de tratamiento (Crites y Tchobanoglous, 2000). El nivel de tratamiento se dicta por la disposición o por el reúso del agua tratada (Parkinson y Tayler, 2003).

La sofisticación de procesos de tratamiento convencionales requiere de atención cuidadosa y de personal especializado, siendo inapropiados para el uso local. Por ello, existe un intervalo de tecnologías alternativas disponibles para ser usadas como sistemas descentralizados de manejo de aguas residuales, aunque estas tecnologías son menos dependientes de energía para su operación que otras tecnologías, pero requieren de mucho espacio especialmente, cuando el agua tratada se va a reusar (Brissaud, 2006). Dentro de los sistemas descentralizados de tratamiento de aguas residuales se encuentra, el uso de biofiltros y humedales.

2.5.1 Humedales

Los humedales naturales son áreas que quedan inundadas periódicamente y donde la profundidad es suficiente para que vivan las plantas propias de los suelos naturales, generalmente son áreas de transición entre los sistemas acuáticos y los terrestres.

Los humedales construidos se definen como los que han estado especialmente diseñados para el tratamiento de aguas residuales. El tratamiento mediante humedales construidos se ha generalizado en Europa, América del norte y Australia desde la mitad de los años 80. Los primeros sistemas se pusieron en funcionamiento en los años 68-70 y en este momento hay más de 10000 sistemas funcionando en todo el mundo (Arias, 1998).

Según la forma como circula el agua los humedales construidos se clasifican en humedales de flujo superficial y humedales de flujo subsuperficial. En la Figura 6 y 7 se observan esquemas de ambos tipos de humedales.

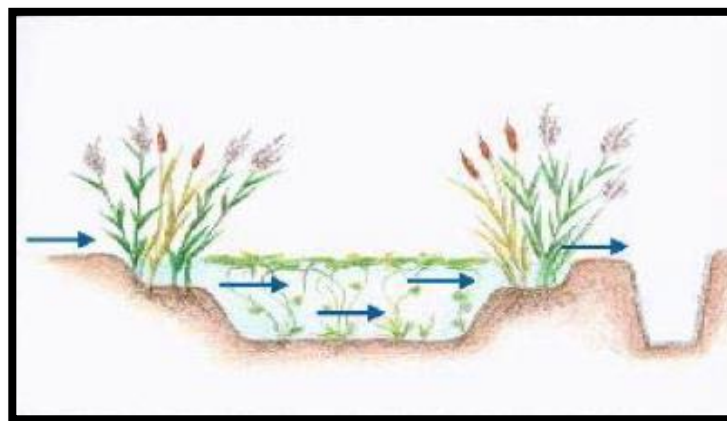


Figura 6 Esquema de humedal de flujo superficial, modificado de Hernández (2010)

Los humedales de flujo superficial son lagunas excavadas, donde el agua circula expuesta a la atmósfera y pasa a través de las plantas acuáticas emergentes. Las plantas crecen arraigadas en el fondo de la laguna. En estos humedales la profundidad de la lámina de agua varía entre unos centímetros y hasta un máximo de 1.0 m, siendo común una profundidad entre 0.3 y 0.5 m.

Los humedales de flujo subsuperficial son lechos excavados en el suelo rellenos de un medio granular, a través de los cuales circula el agua y que no aflora a la superficie. El medio granular sirve de sustento a las plantas y de medio de soporte para la fijación de la biopelícula. La profundidad varía entre 0.3 m y 0.6 m (Arias, 1998).

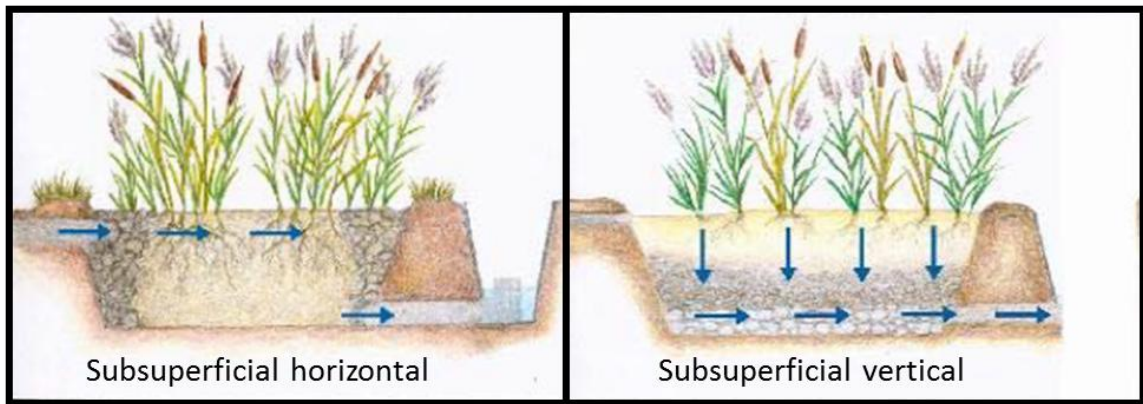


Figura 7 Esquema de los humedales de flujo subsuperficial modificado de Hernández (2010)

Existen algunas ventajas de los humedales construidos de flujo subsuperficial respecto a los de flujo superficial: control de olores y de vectores, aislamiento térmico y una mayor cantidad de biopelícula ya que el material de relleno proporciona mayor superficie específica.

Los principales componentes de los humedales construidos de flujo subsuperficial son: 1) las estructuras de distribución y recogida de aguas, 2) el medio granular y 3) las plantas.

2.5.1.1. El papel de las plantas en los sistemas de humedales construidos.

Las raíces y rizomas enterrados de las plantas, tienen la habilidad de transferir oxígeno desde la atmósfera a través de las hojas y tallo hasta el medio donde se encuentran las raíces. La mayoría de este oxígeno es usado por la raíz de la planta y su disponibilidad es limitada para la actividad microbiana. Pero parte de este oxígeno puede crear microambientes aerobios y se pueden producir reacciones aerobias de degradación de materia orgánica y nitrificación.

Los efectos que se producen gracias a la presencia de plantas además del valor estético y el aprovechamiento del espacio para el hábitat de la fauna autóctona son:

- a) Efectos físicos: estabilizan el medio granular y amortiguan las variaciones de los parámetros ambientales como por ejemplo la velocidad del viento, la intensidad de luz incidente en el lecho y la temperatura
- b) Efectos sobre la conductividad hidráulica: la muerte de raíces y rizomas dejan huecos en forma de pequeños tubos que permiten un cierto incremento y estabilización de la conductividad hidráulica del suelo
- c) Superficie para el crecimiento de microorganismos: las raíces y rizomas representan un soporte físico sobre el que crecen bacterias y protozoos
- d) Asimilación de nutrientes: las plantas para su desarrollo requieren nutrientes que obtienen principalmente a través de su sistema radicular. Sin embargo, las cantidades de nutrientes asimiladas son insignificativas en comparación con las cargas de nutrientes del agua residual, además si las partes aéreas de las plantas no se cortan periódicamente los nutrientes asimilados vuelven al agua por los procesos de descomposición
- e) Aporte de oxígeno: los rizomas liberan oxígeno que influye en las reacciones bioquímicas estimulando la descomposición aerobia de la materia orgánica y el crecimiento de bacterias nitrificantes (Arias, 1998)

2.5.1.2. Mecanismos de transferencia de oxígeno a los humedales

El consumo de oxígeno en los humedales es debido principalmente a los siguientes cuatro procesos: la demanda por parte de los sedimentos existentes, las necesidades para la respiración de los microorganismos y las plantas que habitan el humedal y las demandas bioquímicas correspondientes a los compuestos disueltos carbonosos y nitrogenados (Píriz, 2000).

Para hacer frente a esas demandas de oxígeno los humedales tienen dos mecanismos: la transferencia de oxígeno desde la atmósfera a su interior y la transferencia de oxígeno en el propio lecho. Existen tres rutas o caminos diferentes para transferir oxígeno desde el aire al lecho del humedal: la transferencia directa o física, y dos tipos de transporte convectivo, que forman el flujo de aireación de las plantas, uno a través de los tallos y hojas muertas y otro a través de los tallos y hojas vivas.

La principal diferencia entre los suelos saturados y los no saturados es la disponibilidad de oxígeno. En un suelo no saturado los poros existentes están rellenos de aire, con un alto contenido de oxígeno. En estas condiciones los microorganismos que viven en él y las raíces de las plantas que crecen en él pueden obtener el oxígeno necesario directamente de sus alrededores.

En un suelo saturado los poros existentes están ocupados por agua que tiene un bajo coeficiente de difusión de oxígeno. Esto produce que este tipo de suelos tengan condiciones anaerobias por lo que las plantas que crecen en ellos se ven obligadas a obtener oxígeno de las partes aéreas y distribuirlo por toda la planta mediante el mecanismo de transporte interno a través de los tallos (Brix, 1994).

Esta capacidad de transporte interno debe manifestarse en las especies vegetales plantadas usualmente en los humedales construidos de flujo subsuperficial.

Las plantas que se utilizan en los humedales construidos son aquellas que están adaptadas al crecimiento en medios permanentemente saturados. Estas especies han desarrollado un sistema de huecos en el interior de sus tallos denominado aerénquima y que puede representar hasta un 60% del tejido total dependiendo de la especie.

El transporte interno de oxígeno puede producirse por mecanismos de difusión molecular pasiva, siguiendo los gradientes de concentración dentro de la planta, y por mecanismos de flujo convectivo a través de los huecos internos de las plantas (Brix, 1994).

En muchas de las especies utilizadas en los humedales el transporte por convección tiene un papel importante en la aireación de los tejidos subterráneos de la planta. El flujo convectivo de aire se puede iniciar por diferentes procesos físicos. En primer lugar, existe una convección denominada transpiración térmica y presurización inducida debida a las diferencias de temperatura y de humedad entre el interior de los tejidos de la planta y el aire que la rodea (Brix, 1994).

El aire tomado de la atmósfera en una parte de la planta es conducido hacia los rizomas y devuelto a la atmósfera a través de otra parte de la planta completándose de esta forma su aireación.

Por otro, lado existe otra convección inducida a causa de los gradientes de velocidad del viento. Este mecanismo se basa en que la velocidad del viento es superior en las partes altas de la planta y esto permite la aspiración de aire hacia las raíces mediante los tallos rotos o muertos que se hallan próximos al suelo. A diferencia de la transpiración térmica y de la presurización inducida que dependen de la estructura de los poros dentro del tejido de la planta y de los gradientes de temperatura y humedad, el mecanismo asociado a la velocidad puede actuar también durante la noche y en invierno, cuando los gradientes de temperatura y de presión de vapor de agua descienden.

El intercambio de gases entre las raíces y el agua circundante puede también generar un flujo convectivo de aire hacia el interior de las plantas. Este mecanismo se basa en las diferentes solubilidades del oxígeno y del dióxido de carbono (el dióxido de carbono es aproximadamente 30 veces más soluble que el oxígeno). La disolución del dióxido de carbono producido por la respiración podría generar un flujo convectivo, aunque los análisis matemáticos realizados han demostrado que este tipo de convección está subordinada a los procesos de difusión (Arias, 1998).

2.5.1.3. Aprovechamiento de nitrógeno por las plantas

En las plantas el nitrógeno se encuentra formando parte de estructuras químicas tales como proteínas, clorofilas, aminoácidos, ácidos nucleicos, etc., que son la base de los procesos que controlan el desarrollo, el crecimiento y su reproducción.

Para que las plantas puedan aprovechar el nitrógeno que está disponible en la naturaleza, este debe hallarse en forma combinada formando compuestos con otros elementos; por ejemplo, en la forma de nitratos (NO_3^-) y de nitrógeno amoniacal (NH_4^+), los cuales son asimilados vía radicular.

La absorción de iones nitrato (NO_3^-) en la rizósfera de las plantas es muy alta, ocurre por transporte activo y es favorecida a pH bajos. La presencia de amonio disminuye la absorción del nitrato debido a que, desde el punto de vista energético, el amonio resulta ser para la planta la fuente de nitrógeno ideal, pues permite un ahorro de energía en la síntesis de proteína. De acuerdo con Tisdale et al., (1993), citado por Meléndez et al., 2003, el nitrato a diferencia del amonio, debe ser reducido antes de ser incorporado en las proteínas.

El mecanismo más importante de eliminación de nitrógeno en un humedal construido es mediante la nitrificación y desnitrificación. No obstante existen otros procesos como la volatilización, la absorción y la asimilación realizada por la vegetación. En la Figura 8 se muestran las principales transformaciones de nitrógeno en humedales.

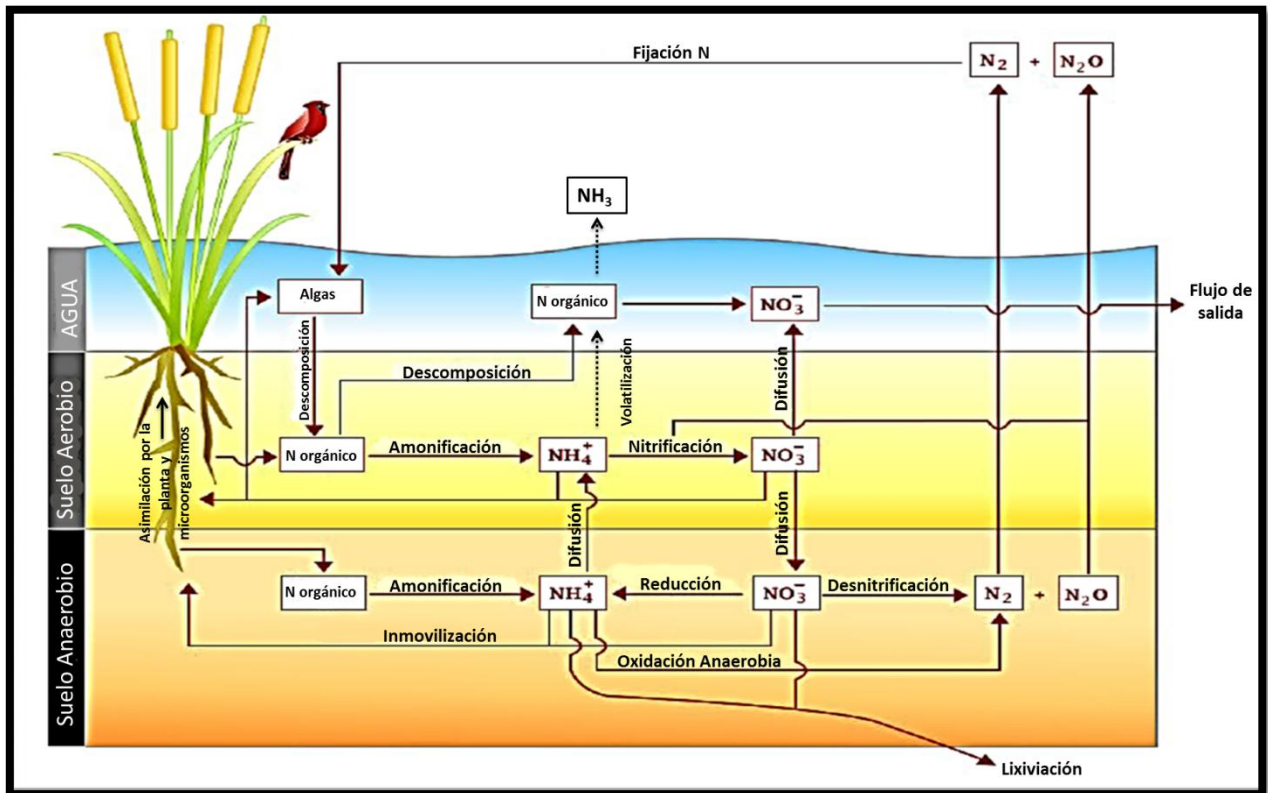


Figura 8 Transformaciones del nitrógeno en un humedal Hernández (2010)

2.5.2. Sistemas de biofiltración sobre lecho orgánico

La biofiltración de manera general, es un proceso de filtración biológica en el que la biomasa (microorganismos) está fija al medio filtrante (Garzón-Zúñiga et al., 2002).

En Inglaterra en 1983 se puso en funcionamiento, el primer filtro percolador. El concepto de filtro percolador nació del uso de los filtros de contacto, que eran estanques impermeables rellenos con piedra machacada. El filtro percolador moderno consiste en un lecho formado por un medio sumamente permeable al que se adhieren los microorganismos y a través del cual percola el agua residual. El medio filtrante suele estar formado por piedras o diferentes materiales plásticos de relleno (Metcalf y Eddy, 2003).

Una derivación relativamente reciente de esta tecnología es la biofiltración sobre lecho orgánico, un proceso adaptado a partir de los filtros percoladores con dos principales variaciones; 1) los tiempos de retención hidráulicos son más largos que en los filtros percoladores y 2) el material de empaque del medio filtrante es un material natural, regularmente composta o turba con un área específica y espacios vacíos considerables.

La biofiltración en lecho orgánico fue desarrollada en la década de 1920 para el tratamiento de gases (malos olores) de las plantas de tratamiento de aguas residuales (Van Groenetijn y Hesselink, 1993). A partir del 2002 el Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA) ha probado y adaptado la tecnología de biofiltración sobre lecho orgánico, para el tratamiento de aguas residuales municipales, utilizando turba como medio orgánico de empaque (Garzón-Zúñiga et al., 2008).

En este proceso, el influente percola a través de una cama de material poroso orgánico de forma lenta lo cual permite la colonización de microorganismos que forman una biopelícula que se transforma en el principal instrumento de depuración (García, 2007).

La implantación de microorganismos se ve favorecida por la capacidad de ciertos materiales orgánicos de actuar como una resina natural, que fija las sustancias contaminantes por mecanismos físico-químicos, que favorecen la implantación de microorganismos (Buelna, 1994).

Un factor clave en todos los sistemas de tratamiento de aguas residuales es el tiempo de residencia hidráulica, periodo durante el cual el fluido permanece dentro del sistema al atravesar el medio filtrante (Garzón-Zúñiga et al., 2003).

El agua residual que alimenta el biofiltro es tratada mediante cuatro procesos simultáneos: 1) filtración lenta y pasiva (reducción de sólidos), 2) absorción, adsorción e intercambio iónico (retención de contaminantes), 3) biodegradación (demanda bioquímica de oxígeno, nitrógeno y fósforo) y regeneración natural de las propiedades de absorción/adsorción del lecho orgánico, 4) desinfección (eliminación de coliformes) (Buelna, 1994).

La eficiencia de un biofiltro con lecho orgánico está en función del área de la superficie específica del medio filtrante, la profundidad de este medio y de la carga hidráulica (Couillard, 1994).

Esta tecnología no requiere inyección de aire, accesorios mecánicos y no produce lodos residuales, se ha desarrollado para satisfacer necesidades de pequeñas comunidades (1 - 2000 habitantes) y pequeñas industrias, con capacidades de tratamiento que varían entre 0.2 - 1 m³/m²d, según las características del agua y de las normas de descarga (Buelna, 1994).

2.5.2.1. Turba

La turba, es un material orgánico compuesto de carbohidratos, minerales y un grupo de sustancias identificadas como ácidos húmicos y fúlvicos (humus), entre otros componentes. Es la materia vegetal parcialmente fosilizada, generalmente de color café oscuro, que se forma con poca oxigenación y abundante agua, en lugares donde la velocidad de acumulación de la materia vegetal es más grande que la de descomposición. Es un material complejo, cuyos mayores constituyentes son la lignina y la celulosa (Viraraghavan y Rana, 1991).

La turba es generalmente lavada y tamizada antes de ser utilizada en el tratamiento de aguas residuales, sin embargo la turba natural puede ser utilizada para la eliminación de contaminantes sin tratamiento previo, obteniendo buenos resultados (Dubuc et al., 1986).

La turba se ha reconocido por poseer una combinación extraordinaria de sustancias químicas y de propiedades físicas, tal como la absorción, adsorción y decoloración que ayudan en la remoción de contaminantes. La turba tiene un área superficial > 200 m² /g y una porosidad de 95%; éstas propiedades junto con la de adsorción, le confieren la capacidad de ser utilizada como soporte para la formación de biopelículas donde puede ocurrir la degradación microbiana. Además, tiene una alta capacidad de absorción para metales de transición y moléculas orgánicas polares (Couillard, 1994).

La principal particularidad de la turba es su capacidad para absorber humedad. Un volumen de turba saturada puede estar constituido hasta por un 98% de agua. Tal capacidad para absorber grandes cantidades de agua se debe a la conformación y estructura celular de las fibras que constituyen gigantes esponjas con gran capacidad para retener la humedad. Los niveles superficiales están conformados por fibras todavía no alteradas, que mantienen la estructura de los tejidos. Mientras más profunda está la turbera (lugar de donde se extrae la turba) se incrementa el grado de humificación y la conformación de estructuras coloidales, aumentando la proporción de sólidos y la densidad volumétrica.

La lignina es un polímero que se encuentra incrustado en la pared celular secundaria de las células de las plantas leñosas. Ayuda a robustecer y endurecer las paredes. La molécula de lignina es una macromolécula, con un elevado peso molecular, que resulta de la unión de varios ácidos y alcoholes fenilpropílicos (cumarílico, coniferílico y sinapílico).

Es un producto final del metabolismo que, a la muerte de la planta, es degradado lentamente por hongos y bacterias y, por ello forma la parte principal de la materia orgánica del suelo. La celulosa es un polisacárido y es el principal componente de la membrana celular de la mayor parte de las plantas (Coupal y Lalancette, 1976).

2.5.2.2. Eliminación de nitrógeno mediante biofiltración sobre lecho orgánico

En los biofiltros tienen lugar una serie de mecanismos que llevan a cabo la remoción de nitrógeno, principalmente volatilización, sorción, filtración, asimilación, nitrificación, desnitrificación y reacciones de óxido-reducción (Garzón-Zúñiga, 2005).

Dubé et al (1995) reportan que, tratando las aguas residuales de granja porcina por biofiltración aireada sobre turba, hasta un 90 % del NTK del influente es eliminado del efluente. Sin embargo, 78 % de ese nitrógeno es reportado como perdido, debido a que se desconoce las transformaciones que sigue y la forma en que es eliminado del sistema. Los mismos autores han sugerido que la formación y volatilización de NH_3 pudiese ser la respuesta a tal incógnita.

Garzón-Zúñiga (2001) ha trabajado para elucidar cuales son los mecanismos que intervienen en la eliminación del nitrógeno del efluente líquido en los sistemas de biofiltración sobre turba. Este autor ha encontrado que si bien, la volatilización del NH_3 es uno de los principales mecanismos físico-químicos de eliminación dentro de los biofiltros, éste mecanismo no es suficiente para explicar la pérdida del 78 % del nitrógeno que se elimina. Por lo cual se presenta la hipótesis que los procesos biológicos deben contribuir de forma importante a la eliminación del nitrógeno. Y, en particular, un proceso de nitrificación y desnitrificación simultánea podría estar implicado y tener una participación significativa.

Garzón Zúñiga y Gonzalez Martínez. (1996) apoyan la hipótesis sobre la existencia de microzonas anóxicas en los sistemas de tratamiento aireados que utilizan biopelículas y nitrifican. En las cuales, los N_{ox} pueden ser transformados bioquímicamente en N_2O y N_2 (Garzón-Zúñiga, 2002).

Lens et al (1994) utilizaron biofiltros empacados con turba y trozos de madera para determinar la capacidad de remoción en el tratamiento de aguas residuales municipales domésticas, encontrando remociones en un orden de (50 %) para materia orgánica como DQO, 99 % para DBO y del (93 %) para N-NH_4^+

Garzón-Zúñiga (2002) estudió el tratamiento de aguas residuales provenientes de una granja porcícola usando biofiltros con una cama de turba, demostrando que este sistema es eficiente, obteniéndose altos porcentajes de eliminación: para materia orgánica como DQO del 97%, para el N-NH_4^+ del 99 % y para los SST del 99 %.

Las aguas residuales provenientes de las granjas porcícolas tiene una alta carga de materia orgánica y nitrógeno, la remoción de contaminantes que se obtuvo con biofiltración pasiva fue baja, especialmente para nitrógeno, solamente se observó una nitrificación parcial y se acumuló nitrito en el biofiltro. Se reportó que al aplicar aireación la remoción de los contaminantes fue notablemente mejor, 99 % para DBO y 95 % para NTK (Garzón-Zúñiga et al., 2007).

2.6. Tecnologías combinadas

Una ventaja del manejo de tecnologías combinadas o acopladas para el tratamiento de diferente tipo de efluentes, es recurrir a las características sobresalientes de cada uno de los sistemas en forma individual y optimizar el tratamiento al utilizarse en forma combinada.

Esto es el caso de la combinación de biofiltros con humedales que ya se investigaron para el tratamiento de efluentes industriales, entre ellos los textiles (Moeller y Garzón-Zúñiga, 2006).

Cervantes (2009), estudio este sistema para el tratamiento de aguas residuales para viviendas unifamiliares. En este caso, se combinaron las ventajas de la biofiltración con lecho orgánico (madera de tabachin triturada), y el sistema de humedales artificiales con flujo vertical sub-superficial, utilizando la planta llamada cuna de Moisés (*Spathiphyllum wallisii*). Se trató un caudal medio de 700 L/día. Se obtuvieron remociones del 98 % para DQO y 99.5 % para sólidos suspendidos totales (en adelante, SST). La remoción media de fósforo fue del 73.2 % y de 95.4 % para $N-NH_4^+$.

CAPÍTULO 3
Metodología

3.1. Caracterización del residuo

Con la finalidad de conocer a detalle el comportamiento del agua problema, en este caso la orina humana, se caracterizó a diferentes periodos de tiempo (0, 15 y 30 días respectivamente) con la finalidad de observar su comportamiento, la muestra se almacenó a temperatura ambiente y sin refrigeración.

3.2. Diseño del sistema experimental

Con base en el análisis del estado de arte y considerando las tecnologías existentes, dentro del marco de los sistemas descentralizados de tratamiento de aguas residuales, se analizó y determinó experimentalmente el porcentaje de remoción de nitrógeno de orina humana, en un sistema experimental de tratamiento con tres configuraciones diferentes, cada una con su réplica; dando como resultado seis columnas de biofiltración (R1, R1', R2, R2', R3 y R3') dentro de las cuales se propone un diseño híbrido, biofiltro-humedal en los reactores R2 y R2'. Los seis biofiltros fueron empacados con turba como material de soporte orgánico. El esquema del sistema propuesto se muestra en la Figura 9.

Configuración de las Columnas de biofiltración

- C1 = **AI** Aireación inducida + **AP** Aireación pasiva
- C2 = **AV** Aireación por vegetal (raíces) + **AP** Aireación pasiva
- C3 = **AP** Aireación pasiva

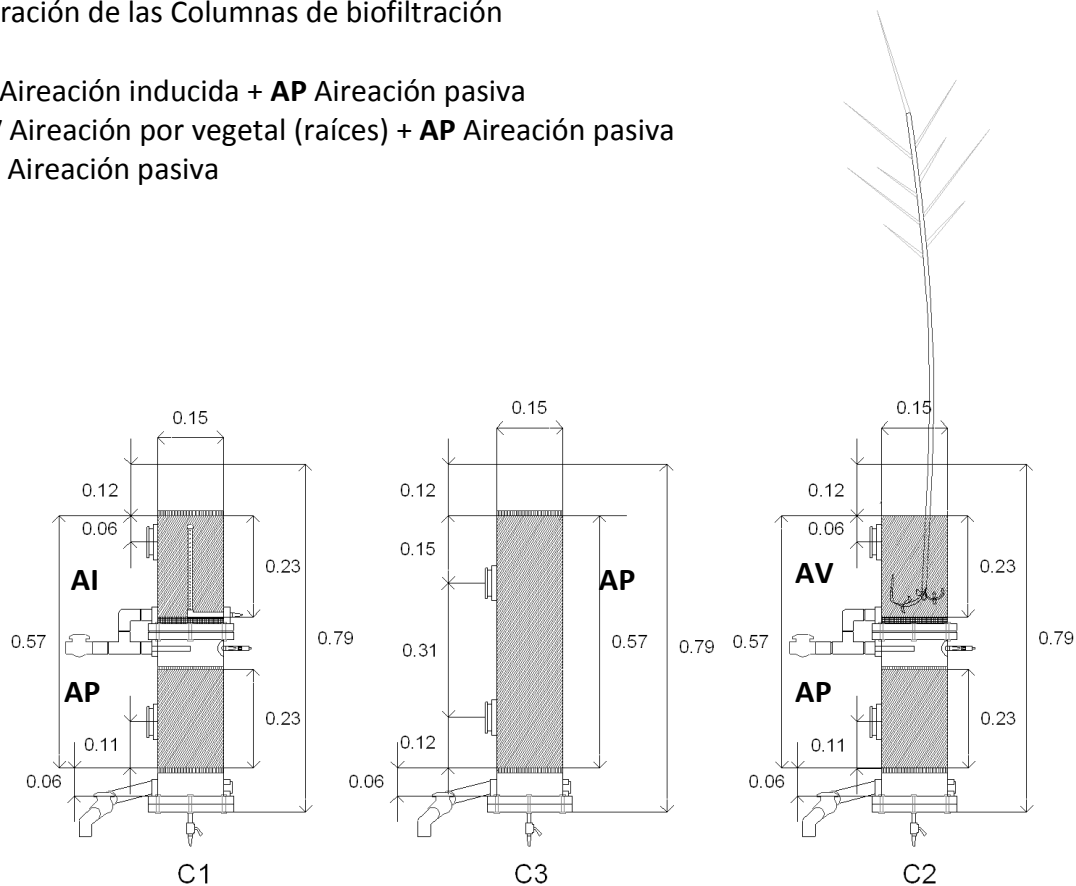


Figura 9 Esquema de las tres configuraciones de biofiltración

3.2.1. Descripción del sistema experimental

Para evaluar el proceso y determinar la eficiencia del sistema experimental, se fabricaron 6 reactores de acrílico transparente, cilíndricos de 0.79 m de altura y 0.15 m de diámetro, montados en una estructura fija. El volumen aproximado de los reactores fue de 9 L, con una altura de lecho variable entre las configuraciones. El Influyente es alimentado por la parte superior y el efluente obtenido en la parte inferior.

3.2.2. Descripción de las configuraciones de los reactores

3.2.2.1. Configuración 1 (C1)

La configuración 1 de las columnas de biofiltración estuvo constituida por dos fases (F1 y F2) la primera con aireación inducida por medio de un difusor de aire, elaborado con un tubo de pvc perforado y la segunda con aireación pasiva, ambas con una altura de medio orgánico (turba) de 0.23 m.

Estas fases, están separadas herméticamente por una brida de acrílico desmontable, la cual impide que el flujo de aire de la F1 ingrese a la F2, sin embargo, están conectadas en continuo por una tubería de pvc de tal forma que el efluente de la F1, sea el influente de la F2.

Se les colocaron tres platos perforados de acrílico (Pp1, Pp2 y Pp3), la finalidad de los Pp1 y Pp2 fue homogenizar el flujo de entrada en el área superficial del lecho orgánico; el Pp3 simultáneamente brindó soporte al medio filtrante y permitió la salida del efluente, sin material orgánico. En el Pp3 adicionalmente fue colocada una malla de mosquitero, también para impedir el paso de la turba, ya que es un material muy fino.

En la parte superior de la F2 (aireación pasiva), se colocó una válvula “check”, la cual solo permite el flujo, ya sea de aire o de agua en un solo sentido; permitiendo únicamente que se liberase aire, pero que no ingresara, tratando de que en esta fase existiese la menor cantidad de oxígeno posible.

Bajo las condiciones de esta configuración, mostrada en la Figura 10; se pretendió que la remoción de nitrógeno se diese, mediante una nitrificación – desnitrificación biológica.

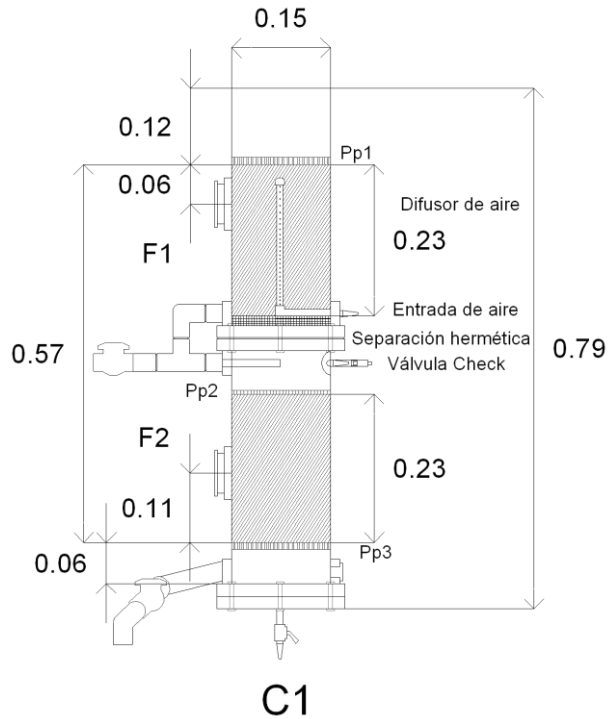


Figura 10 Esquema a detalle de la configuración 1 (C1) de las columnas de biofiltración, acotación en metros

3.2.2.2. Configuración 2 (C2)

La configuración 2 mostrada en la Figura 11, cuenta con las mismas características generales y dimensiones de la C1.

La diferencia principal, radica en que en la F1 se pretende que la aireación al medio de soporte orgánico se realice por medio de las raíces de la planta, además de contribuir a la remoción de nitrógeno, asimilándolo. Los primeros días de operación, se colocó la especie *Typha domingensis* (Tule), posteriormente se cambió a la especie *Phragmites australis* (carrizo); ya que esta primera especie no se adaptó a las condiciones del lecho orgánico.

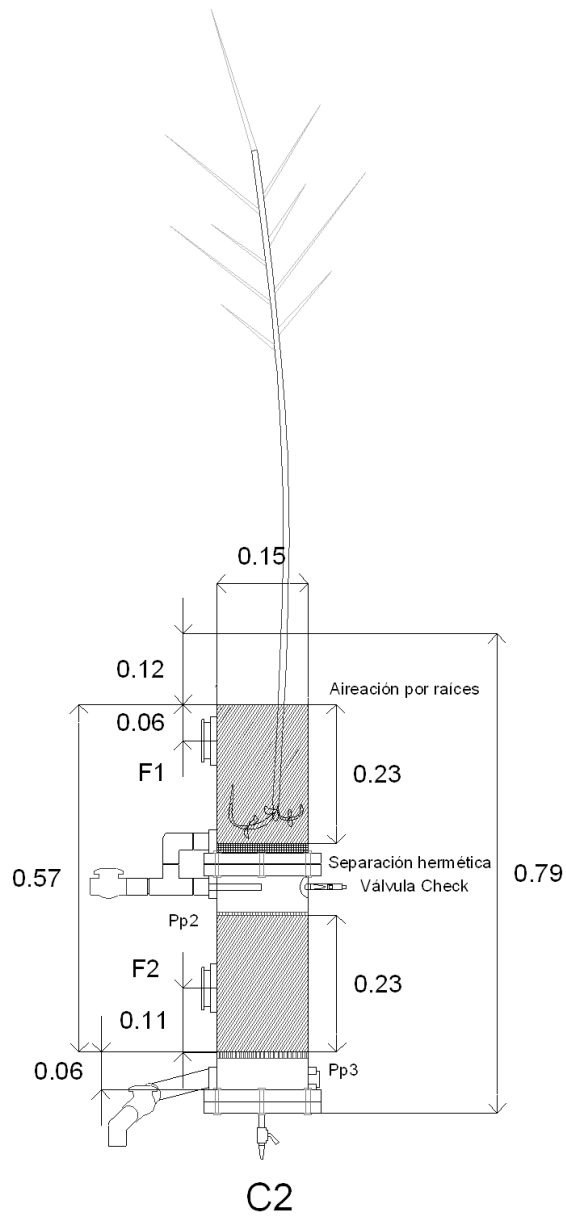


Figura 11 Esquema a detalle de la configuración 2 (C2) de las columnas de biofiltración, acotación en metros

3.2.2.3. Configuración 3 (C3)

La configuración 3 mostrada en la Figura 12, cuenta con semejantes características generales y dimensiones de la C1.

En esta columna no existe separación entre fases, únicamente se empacó y se mantuvo con aireación pasiva, esperando que se presentasen fases aerobias como anaerobias/anóxicas dentro del medio de soporte orgánico.

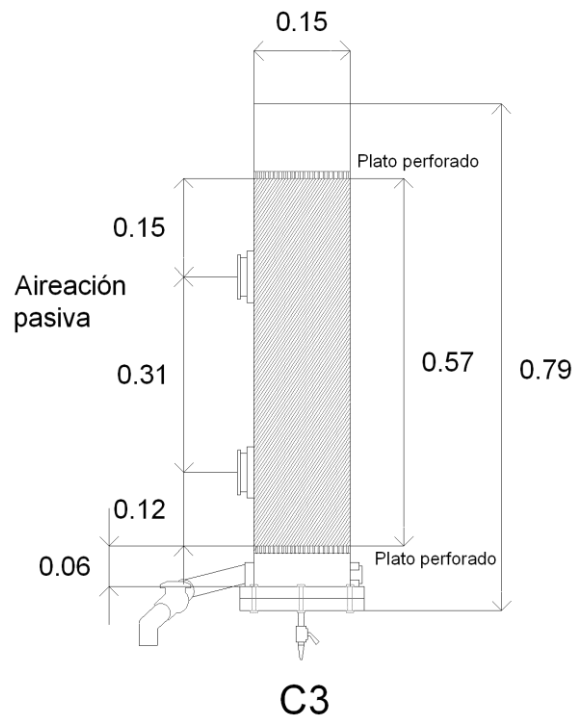


Figura 12 Esquema a detalle de la configuración 3 (C3) de las columnas de biofiltración, acotación en metros

3.2.3. Selección de la planta para la configuración C3

En el proceso de selección de la planta acuática emergente para la configuración C3, se consideraron las más utilizadas en humedales, para el tratamiento de aguas residuales; estos datos se muestran en la Tabla 7. Finalmente se eligió la que se adaptaría mejor a las condiciones de la investigación.

Tabla 7 Especies emergentes más utilizadas en depuración de aguas residuales. Modificada de Lara, 1999

Familia	Nombre latino	Nombres comunes	Temperatura, °C		Máxima salinidad tolerable, ppt	Rango efectivo de pH
			Deseable	Germinación de semillas		
Ciperáceas	<i>Carex sp.</i>	-----	14 - 32	-----	-----	5 - 7.5
	<i>Eleocharis sp.</i>	-----	-----	-----	-----	-----
	<i>Scirpus lacustris L. (*)</i>	Junco de laguna	18 - 27	-----	20	4 - 9
Gramíneas	<i>Glyceria fluitans (L.) R. Br.</i>	Hierba del maná	-----	-----	-----	-----
	<i>Phragmites australis (Cav) Trin. Ex Steudel(*)</i>	Carrizo	12 - 23	10 - 30	45	2 - 8
Iridáceas	<i>Iris pseudacorus L.</i>	Lirio amarillo o espadaña fina	-----	-----	-----	-----
Juncáceas	<i>Juncus sp.</i>	Juncos	16 - 26	-----	20	5 - 7.5
Tifáceas	<i>Thypha sp (*)</i>	Eneas, aneas, espadañas.	10 - 30	12 - 24	30	4 - 10

(*) Especie más utilizada entre todas.

3.2.3.1. Criterios de selección

Los criterios para seleccionar la planta fueron los siguientes:

- Baja penetración en el sustrato, dadas las dimensiones de los reactores, 0.23 m de altura de medio filtrante
- Especie autóctona, en este caso que se pudiese recolectar en los alrededores.
- Resistente al nitrógeno amoniacal y alta asimilación del mismo
- Poco o mínimo desarrollo radicular, para evitar fracturas en los reactores
- Plantas no muy grandes
- Rango de pH efectivo

En base a estos criterios, en primera instancia se seleccionó la especie **Typha dominguensis (tule)** mostrada en la Figura 13, ya que sus características en teoría se adaptarían al experimento.

Características principales.

- Baja penetración en grava \pm 0.3 m
- Plantas de hasta 2 m de altura
- Especie tropical autóctona
- pH 4-10 (Lara, 1999)
- Crecimiento radicular monopodial
- Resistencia al N-NH_4^+ de hasta 180 mg/L (López, 2010)

La descripción detallada de esta especie se encuentra en el anexo A3.



Figura 13 *Typha dominguensis* (Wikipedia.org, 2012)

Phragmites australis (Carrizo)

Características principales.

- Plantas de 2 a 5 m de altura
- Penetración en grava de 0.4 m
- Especie tropical autóctona
- pH 2-8 (Lara, 1999)
- Tiempo de maduración de 1 año
- Aclimatadas a altas concentraciones de N-NH_4^+ de hasta 330 mg/L (De león, 2011)
- Crecimiento radicular simpodial
- Resistencia al N-NH_4^+ de hasta 180 mg/L (López, 2010)

La descripción detallada de esta especie se encuentra en el anexo A3. Una imagen de esta planta, se muestra en la Figura 14.



Figura 14 Phragmites Australis (Foro.portalplantas.com, 2013)

3.2.3.2. Typha dominguensis

Se recolectaron 6 plantas de la especie *Typha dominguensis* de la laguna Hueyapan, ubicada muy cerca de la colonia Acolapa en el Municipio de Jiutepec, Morelos.

El objetivo fue recolectar plantas maduras, con la idea de que fuesen más resistentes, sin embargo dadas las condiciones de la laguna se recolectaron las más cercanas a la orilla y por lo tanto, a las que se tuvo acceso. En las Figuras 15, 16 y 17 se muestran las imágenes del proceso de recolección y mantenimiento de las plantas.



Figura 15 Recolección de plantas 1

Se contó con la colaboración y asesoría del Dr. Jaime Raúl Bonilla Barbosa, Biólogo y especialista en plantas acuáticas de la Universidad Autónoma de Morelos.



Figura 16 Recolección de plantas 2.

Las plantas, se arrancaron de raíz a mano y fueron colocadas en bolsas plásticas negras, y posteriormente en cubetas para su transportación a la planta piloto del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua.

Una vez en la planta piloto, se preparó un sustrato de tierra de cerro, arena, gravilla y agua; en tres hieleras de plástico, donde se trasplantaron las plantas con la finalidad de mantenerlas vivas mientras se montaba el sistema experimental.



Figura 17 Mantenimiento de las plantas

3.2.3.3. Phragmites australis

Los carrizos fueron extraídos de un humedal, donde se trataron lodos provenientes de fosas sépticas con altas concentraciones de materia orgánica y de nitrógeno amoniacal, de hasta 330 mg/L (De león, 2011). De esta forma se supuso se adaptarían mejor a las condiciones del experimento.

El tiempo de maduración de los carrizos en el momento de ser trasplantados fue de un año dos meses.

Figura 18 Esquema del sistema experimental.



Figura 19 Fotografía del sistema experimental

3.4. Pruebas de porosidad

3.4.1. Preparación del material orgánico vegetal (turba)

3.4.1.1. Medio filtrante (MF)

El medio filtrante se humedeció al 65% antes de empacar los reactores, tal como se describe en Garzón-Zúñiga (2001), para corroborar la humedad se realizó una prueba simple tomando una muestra del MF y apretándola con los puños, se dice que está humedecida al 65% si sólo escurren unas cuantas gotas.

3.4.1.2. Metodología de las pruebas de vaciado para determinar la porosidad

Las pruebas de vaciado se realizaron con una metodología basada en la descrita por Garzón-Zúñiga et al (2003). Esta metodología fue la misma para las tres diferentes configuraciones de los biofiltros. El procedimiento se describe a continuación.

1. Se pesan las columnas de acrílico (biofiltros) vacías
2. Después se empacan con el MF húmedo y se pesan nuevamente las columnas
3. Se llenan con agua hasta el nivel del plato perforado de acrílico inferior, se vacían y se mide el agua evacuada. Esto indica el valor de los espacios vacíos que se encuentran en este volumen
4. Cada biofiltro es llenado por el fondo con agua hasta que el medio filtrante esté completamente inmerso, el llenado se debe realizar lentamente para prevenir la expansión del mismo y la formación de burbujas de aire. Se deja reposar toda la noche.
5. Se vacía la el biofiltro
6. Las columnas se llenan nuevamente con agua y se comienzan las pruebas de vaciado. La duración de estas pruebas es de 1200 minutos y se hacen por triplicado para cada columna. El volumen de agua que se encuentra en los biofiltros es vaciado y se mide el volumen acumulado en varios intervalos de tiempo (1, 2, 4, 15, 30, 60, 180, 240, 420 y 1200 minutos)
7. Después de las tres pruebas de vaciado se toman muestras del MF de la parte alta, media y baja de los biofiltros y se determina el contenido de agua haciendo un promedio de las tres muestras de cada reactor
8. Con los resultados se calcula la porosidad, 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 MF (promedio del contenido de agua en las 3 muestras del MF)

3.4.2. Pruebas de conductividad hidráulica

La alimentación de los reactores se realizó en forma descendente, siempre cuidando y cerciorándose de que el flujo del agua percolara a través de los biofiltros sin taponamientos. Además de que ninguno de los reactores tuviera fugas. Los reactores se operaron con un caudal de alimentación de 1.4 mL/min= 2 L/d de agua y una aireación de 923 mL/min.

3.4.2.1. Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros

La determinación del comportamiento hidrodinámico de los biofiltros se basó en las pruebas de vaciado según la metodología descrita por Garzón-Zúñiga et al. (2003), que 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 (TRH) en los mismos. Para ello se realizan los experimentos correspondientes a la metodología de las pruebas de vaciado descrita anteriormente en el punto 3.4.1.2.

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

Para determinar el volumen de los espacios vacíos se utiliza el volumen de agua obtenido de las pruebas de vaciado de cada intervalo de tiempo y graficando la ecuación 1:

$$Q = \Delta \text{ volumen acumulado} / \Delta \text{ intervalo de tiempo} \quad (\text{E. 1})$$

En la Figura 20, se muestra la curva teórica del volumen de espacios vacíos versus caudal.

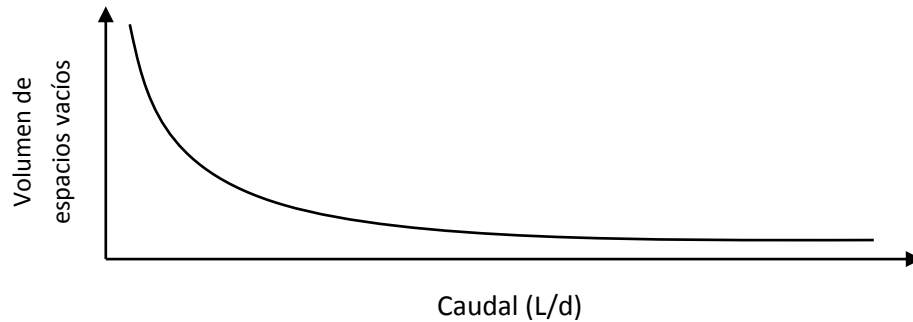


Figura 20 Curva teórica de espacios vacíos versus caudal

3.4.2.3. Determinación de la carga hidráulica (volumétrica)

Se obtiene la carga hidráulica utilizando la ecuación 2.

$$\text{Carga hidráulica} = Q/\text{VMF} \quad (\text{E. 2})$$

Dónde:

Carga hidráulica ($\text{m}^3/\text{m}^3\text{MF}\cdot\text{d}$)

Q= Caudal de alimentación (m^3/d)

VMF= volumen del medio filtrante (m^3)

3.4.2.4. Determinación del tiempo de residencia hidráulica (TRH)

Para determinar el tiempo de residencia hidráulica se utiliza la siguiente ecuación (Garzón-Zúñiga, 2001):

$$\text{TRH} = V_t / Q \quad (\text{E. 3})$$

Dónde:

TRH= tiempo de residencia hidráulica

V_t = Volumen total de agua residual en tratamiento (volumen correspondiente a la porosidad - volumen de espacios vacíos)

Q= Caudal (2 L·/d)

3.5. Características del medio filtrante del sistema experimental

3.5.1. Área superficial específica

El área superficial específica determina la cantidad de biopelícula que se puede adherir, es la característica directa del funcionamiento de los reactores con biopelícula. Si se tiene gran área superficial específica, se tiene la ventaja de que las partículas en suspensión colisionen con mayor facilidad con las partículas que conforman el lecho, logrando una mayor eficiencia en la remoción.

3.5.2. Porosidad del lecho empacado

La porosidad en porcentaje del medio filtrante se puede representar por la relación volumen de vacíos entre volumen que ocupa el material

$$(P = V / VT). \quad (E. 4)$$

La porosidad del lecho en sistemas de filtración no puede ser calculada fácilmente por medio de métodos teóricos, sin embargo, existen métodos experimentales mediante los cuales se puede obtener. Partiendo de que la porosidad representa el porcentaje de espacio vacío de un sistema, se puede calcular este espacio vacío en términos de la medición de un volumen real que es el volumen que ocupa una cierta masa contenida en un recipiente graduado, por lo que este volumen real es la suma del espacio ocupado por las partículas y el espacio vacío. El volumen calculado se obtiene del cociente de la masa total de las partículas entre la densidad de las mismas. Como se puede observar, el volumen calculado considera exclusivamente el espacio calculado por las partículas. Con base en este razonamiento se llega a la siguiente ecuación:

$$\text{Porosidad} = 1 - (\text{volumen calculado} / \text{volumen real}) \quad (E. 5)$$

Dónde:

Volumen calculado = masa / densidad

Volumen real = medición directa de la masa contenida en un recipiente graduado.

3.5.3. Densidad

Este dato puede ser obtenido sacando el peso de una muestra del material dividido entre el volumen de esa misma muestra.

3.5.4. Medio filtrante a utilizar en el experimento (Turba)

3.5.4.1. Propiedades de la turba

La turba tiene un área superficial $> 200 \text{ m}^2 / \text{g}$ y una porosidad de 95%; éstas propiedades junto con la de adsorción, le confieren la capacidad de ser utilizada como soporte para la formación de biopelículas donde puede ocurrir la degradación microbiana. En la Figura 21 se muestra la estructura de la turba vista al microscopio.

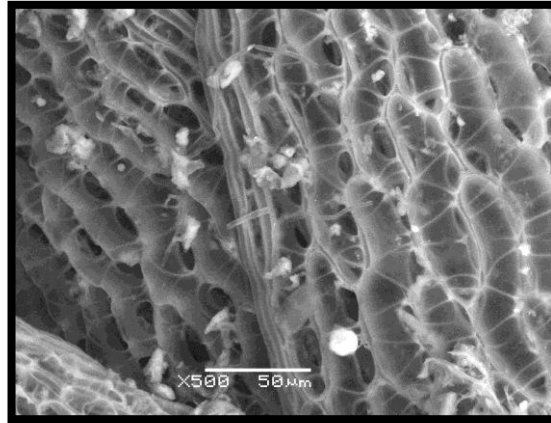


Figura 21 Fotografía ampliada de la turba (García, 2007)

Algunos elementos que pueden ser encontrados en la turba son Ba^{2+} , Ca^{2+} , Cd^{2+} , Co^{2+} , Cr^{3+} , Fe^{2+} , La^{3+} , Mn^{2+} , Ni^{3+} , Ti^{3+} , Zn^{2+} , Al^{3+} , Be^{2+} , Cu^{2+} , Pb^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ y Sr^{2+} y varían con la profundidad de la capa de turba (Markert y Thornton, 1990). La descomposición adicional de la turba incrementa su naturaleza amorfa y como resultado su capacidad de sorción. Esta descomposición también reduce su capacidad de drenaje. Sin embargo la turba parcialmente descompuesta es más fibrosa y con mejores características hidráulicas y de adsorción.

El pH influye en la estructura y propiedades de los turba. La turba normalmente tiene un pH de alrededor de 4,0, debido a la presencia de ácidos húmicos (Valentin, 1986). La estructura de la turba se degrada a $\text{pH} > 9.0$ o por debajo de $\text{pH} 3.0$, su capacidad de sorción disminuye.

3.6. Diseño e instalación de dispositivo de recolección de orina

Dentro de las instalaciones del Posgrado en Ingeniería Campus Morelos, se instalaron dos dispositivos de recolección de orina humana, con la finalidad de obtener muestras diarias, lo más frescas o recientes posibles. En las Figuras 22 y 23, se muestra a detalle el proceso de instalación del mismo.



Figura 22 Desinstalación de Mingitorios

Se solicitó asistencia de personal de mantenimiento para desinstalar los mingitorios, para posteriormente colocarles un tapón de acrílico y una pequeña manguera; la cual permitiría que el flujo de orina fuese recolectado en una garrafa de plástico con una capacidad de 5 L.

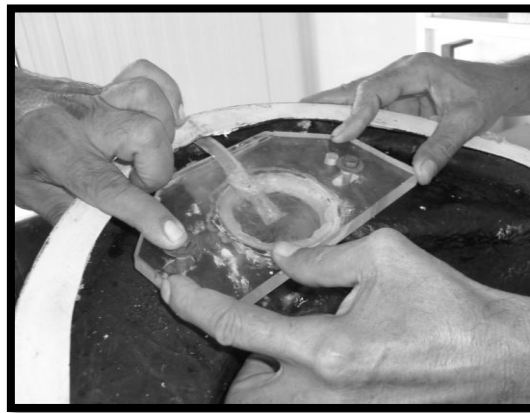


Figura 23 Detalle de adaptación de tapón de acrílico y manguera

La orina recolectada fue únicamente masculina, debido a la dificultad que implica recolectar orina femenina. El procedimiento de recolección consistió en esperar un periodo de 24 horas, para que el residuo suficiente se almacenara en la garrafa y recogerlo al día siguiente por la mañana. Se recolectaba el residuo, se lavaba el contenedor y se dejaba listo para seguir funcionando.

Esta decisión fue tomada debido a que la afluencia de personas en edificio del posgrado era poca, alrededor de 3 a 5 hombres por día.

El dispositivo terminado se muestra en la Figura 24.



Figura 24 Dispositivo finalizado

3.7. Inoculación

Los reactores, se inocularon con lodos aclimatados provenientes de un trabajo de investigación previo, donde se trató un influente sintético con una concentración de hasta 300 mg/L de nitrógeno amoniacal.

García (2011) trabajó con un reactor SBR aerobio/ anóxico de empaque sintético, donde se desarrollaron bacterias específicas para tratar nitrógeno amoniacal (Nitrificación – Desnitrificación). Así mismo este reactor fue inoculado con lodos provenientes de una caseta de la autopista Cuernavaca – México DF (100 mg L^{-1} de N-NH_4^+).

Proceso de inoculación:

- Extracción del medio de soporte sintético del reactor
- Se colocaron en una cubeta con el influente sintético al cual estaban acostumbrados los microorganismos
- Se desprendieron los lodos con ayuda de una piceta de cada una de las piezas del material de soporte, de tal forma que los lodos cayeran dentro de la cubeta contenedora
- Una vez puestos los lodos en el medio acuoso, se procedió a someterlos a un proceso de mezclado por un lapso de 2 horas
- Finalmente se recircularon en los seis reactores con ayuda de una bomba peristáltica multicabezal por un periodo de 3 días

3.8. Operación del sistema experimental

3.8.1. Parámetros de operación

- El sistema fue operado durante 138 días
- El agua sigue un flujo descendente con un caudal $Q=2$ L/d en los seis biofiltros
- Los biofiltros fueron alimentados en un principio con agua residual de la Planta de tratamiento del IMTA y posteriormente con un Influyente compuesto por agua residual con orina humana, donde la cantidad del residuo se fue incrementando progresivamente (ver anexo A2) a medida que el sistema lo soportara. La concentración teórica inicial fue de 10.5 mg/L hasta llegar a una concentración teórica de 160 mg/L de $N-NH_4^+$. Al día 113, esta última concentración se mantuvo durante las cuatro semanas posteriores de operación con la finalidad de realizar un balance de nitrógeno
- La alimentación del sistema se llevó a cabo por lotes de 45 L de influente, aproximadamente
- El tiempo máximo que permaneció el agua en el tanque de alimentación fue de 2 días, aproximadamente
- La tasa de aireación fue la misma para los biofiltros (R1 y R1'), tomando en cuenta la tasa recomendada por Garzón (2011) de (3.4 – 9.4); $3.4 \text{ m}^3 \text{ aire/m}^2$ de filtro ó 923 mL aire/minuto
- Carga hidráulica volumétrica = $0.26 \text{ m}^3/\text{m}^3\text{MF}\cdot\text{d}$
- Influyente = AR planta IMTA + Orina humana
- Control de la concentración de $N-NH_4^+$ en el influente

Para la dilución de orina humana con agua residual, la concentración de nitrógeno amoniacal del influente fue controlada mediante la ecuación de las disoluciones.

$$C1V1 + C2V2 = C3 V3 \quad (E. 6)$$

Dónde:

C1 = Concentración de $N-NH_4^+$ del agua residual en mg/L

V1 = Volumen de agua residual a agregar a la mezcla para obtener la concentración deseada, en litros

C2 = Concentración de $N-NH_4^+$ en la orina humana en mg/L

V2 = Volumen de orina humana a agregar a la mezcla para obtener la concentración deseada, en litros

C3 = Concentración final de $N-NH_4^+$ en la mezcla de orina humana y agua residual en mg/L

V3 = Volumen de agua al cual se aforó en litros

3.8.2. Parámetros de respuesta

- DQO
- N-NH₄⁺
- N-NO₃⁻
- N-NO₂⁻
- NTK
- NT
- N org
- pH
- Temperatura
- Conductividad
- Crecimiento de las plantas

El programa de muestreo y caracterización de la entrada y salida de los biofiltros se muestra en la Tabla 8.

Tabla 8 Programa de seguimiento y control.

Parámetro	Equipo	Técnica	Frecuencia	
			Durante 113 días	Últimas 4 semanas
DQO	Espectrofotométrico HACH	APHA, 1999	2 veces por semana	3 veces por semana
N-NH ₄ ⁺	Espectrofotómetro HACH modelo DR/2400	APHA, 1999	2 veces por semana	3 veces por semana
NT		APHA, 1999		3 veces por semana
N-NO ₃ ⁻		NMX-AA-079 SCFI-2001		3 veces por semana
N-NO ₂ ⁻		NMX-AA-079 SCFI-2001		3 veces por semana
NTK	Digestor BUCHI modelo 430	APHA, 1999		3 veces por semana
N org	Digestor BUCHI modelo 323	APHA, 1999		3 veces por semana
pH	Potenciómetro HACH modelo 43800-00	Potenciométrico	2 veces por semana	3 veces por semana
Temperatura	Medidor de CND, T y SDT HACH modelo 44600	Potenciométrico	2 veces por semana	3 veces por semana
Conductividad (CND)	Medidor de CND, T y SDT HACH modelo 44600	Potenciométrico	2 veces por semana	3 veces por semana
Crecimiento Plantas	Lineal (m)		2 veces por semana	3 veces por semana

Puntos de muestreo

Influyente (INFL) y efluentes (R1, R1', R2, R2', R3, R3') de los biofiltros.

3.9. Cinéticas de hidrólisis en la orina humana y agua de influente

Adicionalmente se realizaron dos cinéticas de hidrólisis de urea, la primera únicamente orina humana y la segunda, al influente (agua residual + orina humana) procurando tuviese características similares al influente del último mes de experimentación, mes en el cual se midieron los parámetros necesarios para llevar a cabo el balance de nitrógenos.

La finalidad de este procedimiento fue tener una idea más clara de la evolución de la hidrólisis de la urea del residuo y del influente en el tanque de almacenamiento, desde el tiempo en que se comenzaba a alimentar, hasta que se cambiaba el lote (aproximadamente 2 días).

La prueba para determinar esta cinética consistió en extraer dos muestras, tanto del residuo como del influente bajo las mismas condiciones en las que permanecía en el tanque de alimentación (sin agitación y a temperatura ambiente).

Cabe mencionar que la orina que se usaba para la preparación del influente ya estaba parcialmente hidrolizada, debido al tiempo que tomaba la recolección del residuo.

Se monitoreó la concentración de NH_4^+ , pH y temperatura.

3.10. Comparación estadística del funcionamiento de las configuraciones de biofiltración

En cuanto al análisis estadístico, se realizó por medio de un análisis de varianza tomando en cuenta los resultados obtenidos en los efluentes de los 6 reactores para determinar si hay diferencias significativas entre cada una de las tres configuraciones diferentes de biofiltración.

En este caso, se respetó la configuración de las columnas y su réplica igualmente empacada con turba, de tal forma que se tuvieran las seis columnas de biofiltración (R1, R1', R2, R2', R3, R3').

Se compararon las medias de cada una de las configuraciones, M1 = (columna R1 y réplica R1') con M2 = (columna R2 y réplica R2') y M3 = (columna R3 y réplica R3'). Teniendo como variable respuesta, los valores resultantes de un balance de nitrógeno total; en este caso $\mathbf{NT} = \mathbf{NTK} + \mathbf{N-NO}_2^- + \mathbf{N-NO}_3$ y $\mathbf{N-NH}_4^+ = \mathbf{NTK} - \mathbf{N\ org.}$

Tomando en cuenta los resultados de los balances, se consideraron tres tratamientos para el análisis de varianza, donde la Ho (hipótesis nula) planteada, será que todos los tratamientos son iguales estadísticamente y Hi donde al menos uno de los tres tratamientos es estadísticamente diferente.

CAPITULO 4
Resultados y discusión

En este capítulo se presentan los resultados correspondientes a la caracterización de la orina humana, pruebas de porosidad del MF y el TRH de los biofiltros, el comportamiento del sistema durante la experimentación, seguimiento de las especies utilizadas, balance de nitrógeno, análisis estadístico así como de las cinéticas de hidrólisis del residuo y del influente.

4.1. Caracterización de la orina humana

Con la finalidad de conocer las características del residuo a tratar y las modificaciones en su composición que pudiera sufrir a lo largo del tiempo debido a la hidrólisis de la urea, se recolectó una muestra compuesta de orina humana masculina y se le dio seguimiento. En la Tabla 9 se muestran los resultados obtenidos de la caracterización realizada a una misma muestra (A), al tiempo 0, 15 y 30 días, además se incluye información bibliográfica para observar diferencias.

Tabla 9 Caracterización de la orina humana

Parámetro	Unidades	Orina fresca A	Orina A de 15 días	Orina A de 30 días	*Orina fresca Ciba-Geigy (1997)	*Orina almacenada Uder et al, (2005a)
DQO	mg/L	8,049	7,223	6,809	(-)	10 000
pH		5.8	8.17	8.98	6.2	9.1
Conductividad	ms/cm	18.7	50	750		
T. Muestra	°C	29	28	23		
N-NH₄⁺	mg/L	750	3,558	7,193	463	8,100
N-NO₃⁻	mg/L	3.4	750	5,833	(-)	0
N-NO₂⁻	mg/L	12	80	556	(-)	0

*Columnas tomadas de la tabla 2 por Maurer et al, 2006.

(-) No se determino.

Orina fresca, se refiere a orina recolectada y analizada el mismo día, después de unas horas. Para los dos subsecuentes análisis el residuo se mantuvo almacenado en un recipiente tapado herméticamente a temperatura ambiente.

La orina fresca generalmente no presenta mal olor; sin embargo al día 15 y 30 el olor a amoníaco era muy penetrante.

Las variaciones en la caracterización del residuo, así como la cantidad pueden variar entre cada muestra debido a cuánto una persona bebe y suda, y también de otros factores como la dieta, actividad física y el clima (Lentner et al., 1981).

Al tener una muestra compuesta por orina humana de varios individuos, estas variaciones se incrementan ya que, pese a que los sujetos permanezcan a una misma comunidad, sus hábitos alimenticios, actividades diarias y las condiciones de su organismo son diferentes.

Debido a lo anterior, es que los valores registrados y obtenidos presenten variaciones en comparación con los reportados por Maurer et al (2006).

De acuerdo a la Tabla 9 se confirma que la orina se hidroliza paulatinamente desde el momento en que es desechada por el humano y a través del tiempo de almacenamiento, el pH se incrementa de 5.8 a 8.98 y el nitrógeno amoniacal de 750 mg/L a 7, 193 mg/L.

Estos valores son similares con los valores reportados en la bibliografía (8100 mg/L Maurer, 2006), pero relativamente poca concentración (463 mg/L) de nitrógeno amoniacal, que se forma por la hidrólisis de la urea. Observándose también que la materia orgánica medida como DQO disminuye en su concentración esto debido probablemente a una oxidación aerobia, la concentración de N-NO_2^- y N-NO_3^- se incrementa a lo largo del tiempo como consecuencia de las condiciones de almacenamiento en las que probablemente el recipiente no se encontraba herméticamente cerrado, aunado a la hidrólisis parcial del residuo previa al almacenamiento.

4.2. Cinética de hidrólisis en la orina humana y agua de influente.

En ambos casos, tanto en la orina como en el agua de influente del sistema, se observa la evolución del proceso de hidrólisis de la urea hasta llegar a un pH de 9.64 y una concentración de N-NH_4^+ de 8425 mg/L en el caso de la orina; en el caso del agua de influente el pH alcanzado fue de 9.27 con una concentración de 327.5 mg/L (ver anexo A6). Los resultados obtenidos se representan gráficamente en las Figuras 25 y 26, respectivamente.

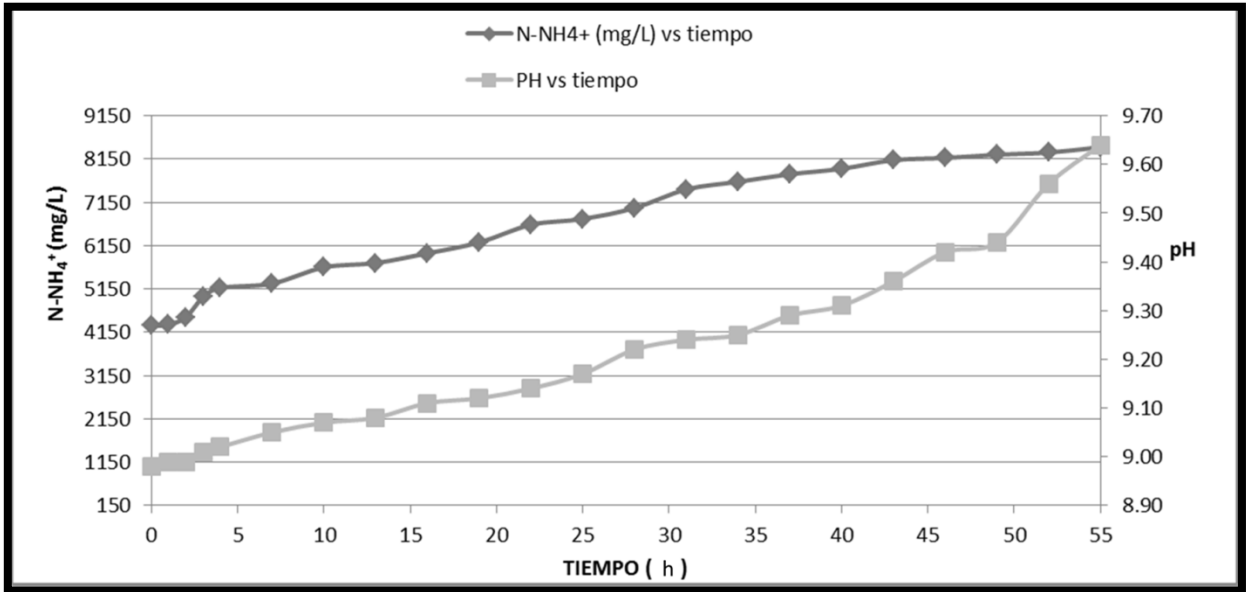


Figura 25 Variación de la concentración de N-NH_4^+ en la orina humana con respecto al pH y tiempo de prueba a 19.3-27.5 °C

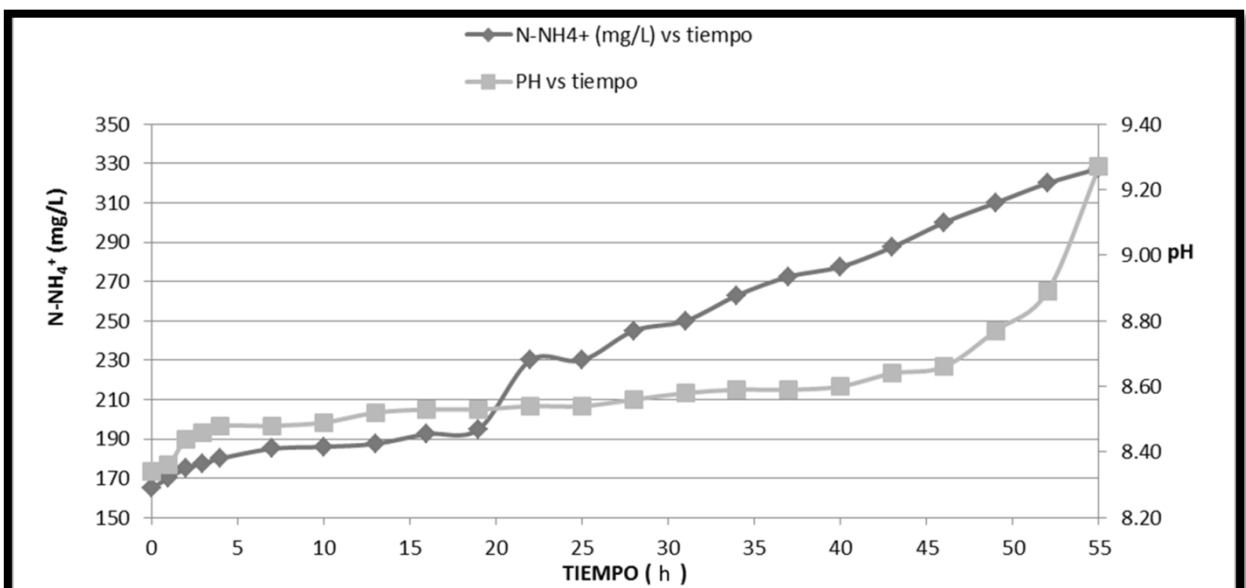
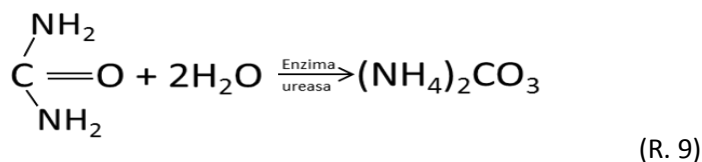
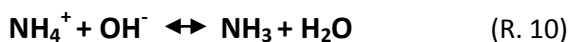


Figura 26 Variación de la concentración de NH_4^+ en el influente con respecto al pH y tiempo de prueba a 19.3-27.5 °C

La urea es uno de los compuestos más conocidos del amonio debido a que produce liberación gradual del amoniaco. La orina contiene el nitrógeno resultante de la degradación de las proteínas. El nitrógeno existe en la orina principalmente como urea que es hidrolizada en forma bastante rápida por la encima ureasa, a carbonato de amonio (Sawyer et al., 2005).



A medida que se incrementa el pH por la hidrólisis, el equilibrio se desplaza a estado básico generando un consumo de protones (H+), por la conversión de amonio a amoniaco (Chevallier y Toribio, 2006).



El equilibrio químico se puede ejemplificar de acuerdo con el diagrama de la Figura 27, donde se observa que se logra a pH de 9.3.

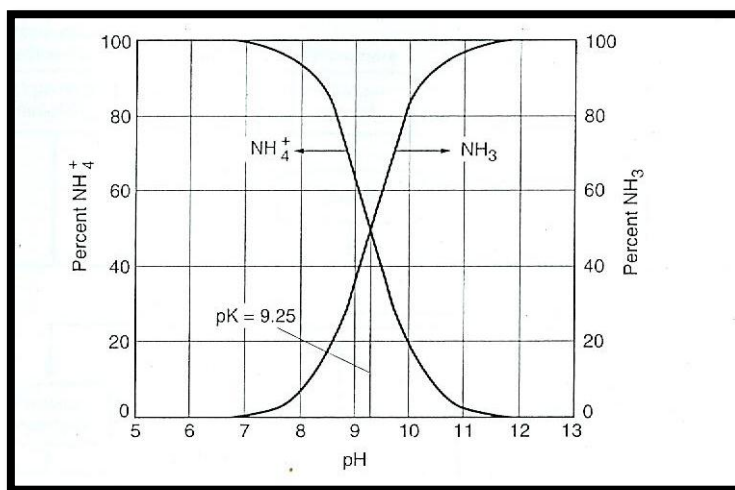


Figura 27 Diagrama del equilibrio químico entre el amonio (NH_4^+) y el amoniaco (NH_3) (Metcalf y Eddy, 2003)

Se aprecia que a pH ácido la concentración del amonio es más alta que a pH básico donde predomina la presencia de amoniaco.

Al correlacionar la formación de nitrógeno amoniacal con respecto al tiempo ($[\text{C}]$ vs t), tal como se representa en la Figuras 28 y 29 (consultar anexo A6), se observa que los datos experimentales se ajustan a la ecuación de una recta, $y = mx + b$, por lo que la hidrólisis de la urea tanto en la orina como en el influente responden a una cinética de orden cero, donde la pendiente representa la tasa de formación del nitrógeno amoniacal $K = 77\text{mg/L/h}$, para una correlación de $R_2 = 0.96$ en el caso de la orina y una $K = 3\text{mg/L/h}$, para una correlación de $R_2 = 0.97$ en el caso del influente.

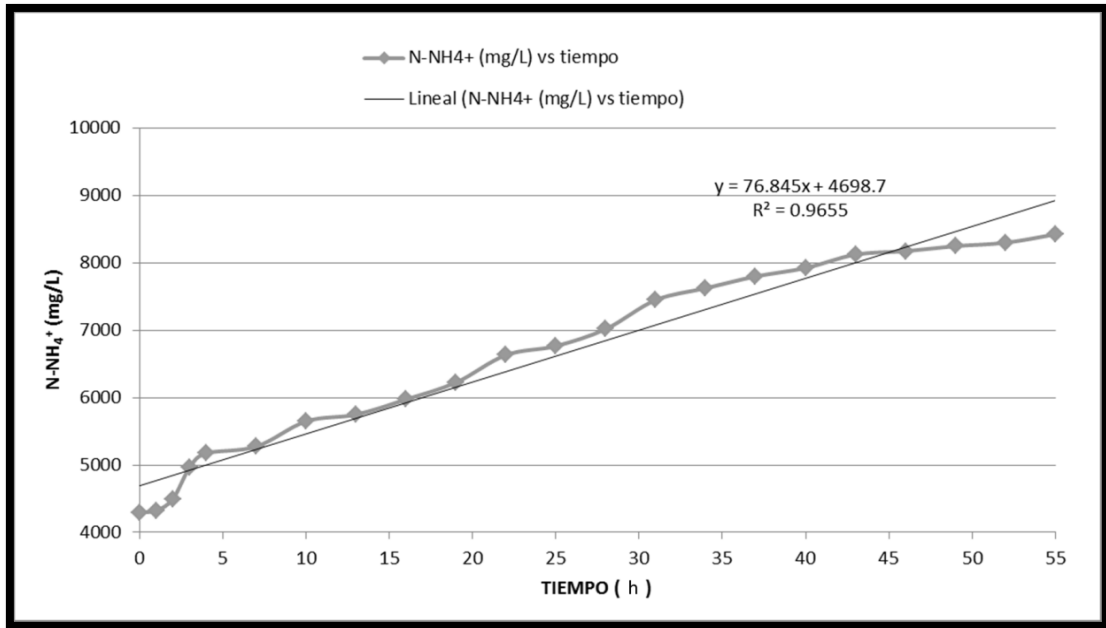


Figura 28 Cinética de hidrólisis de la urea en la orina

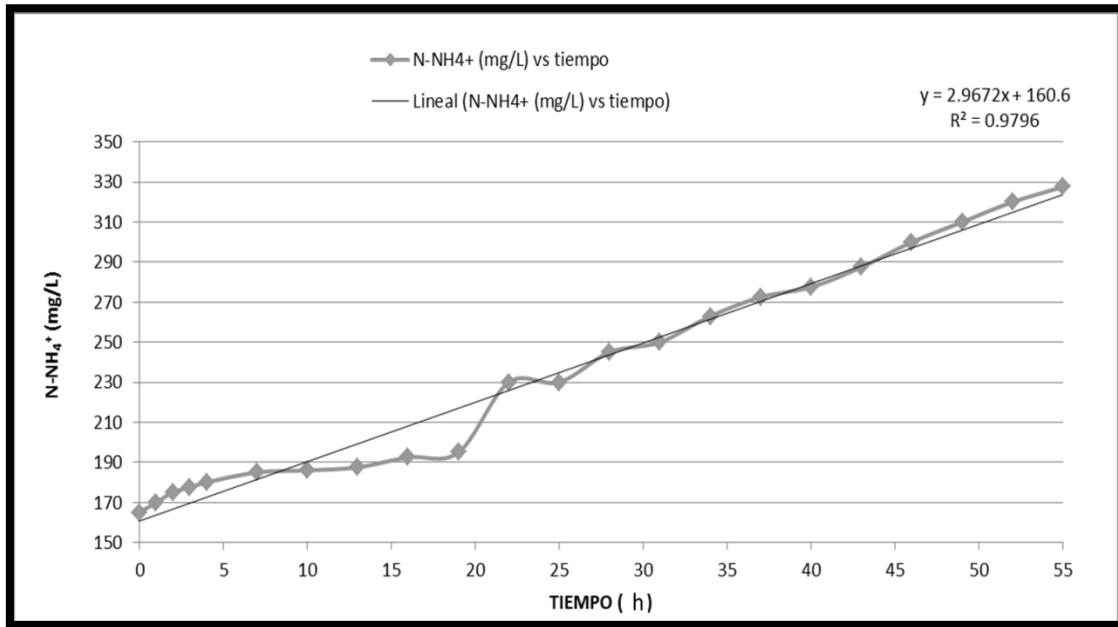


Figura 29 Cinética de hidrólisis de la urea en el influente.

Como se observa en las Figuras 28 y 29 la hidrólisis de la urea o formación de NH₄⁺ corresponde a una cinética de orden cero, la cual permite conocer la rapidez con que la enzima *ureasa* cataliza la urea para descomponerla en NH₄⁺ y HCO₃⁻.

4.3. Pruebas de porosidad del medio filtrante y el tiempo de residencia hidráulica de los biofiltros.

A partir de las pruebas de vaciado se determinó la porosidad de la turba y el TRH para cada uno de los biofiltros (ver Anexo A1). Los resultados se muestran en las Tablas 10 y 11.

Tabla 10 Resultado de pruebas de porosidad

Biofiltro	(%) Porosidad
R1	92.74
R1'	88.81
R2	93.27
R2'	93.79
R3	86.08
R3'	87.64

Tabla 11 Resultados de pruebas de vaciado

	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
Ecuación de espacios vacíos	$y = -0.0006x^2 + 0.3289x + 3057.4$	$y = -0.0008x^2 + 0.329x + 2536.5$	$y = -0.0006x^2 + 0.3025x + 3581.9$	$y = -0.0008x^2 + 3268x + 2554.2$	$y = -0.0005x^2 - 1.6054x + 2693.9$	$y = -0.0003x^2 - 1.6069x + 3696.2$
Q (L·d ⁻¹)	2	2	2	2	2	2
Vol. de espacios vacíos (L)	3.05	2.53	3.58	2.55	2.69	3.69
Vol. correspondiente a la porosidad <i>in situ</i> (L)	6.94	6.65	6.98	7.02	7.56	7.70
Vol. real de agua en tratamiento (L)	3.88	4.11	3.40	4.47	4.87	4.01
TRH= Vreal/Q (días)	1.94	2.06	1.70	2.24	2.44	2.01

Como resultado de las pruebas de porosidad y pruebas de vaciado para determinar el tiempo de retención hidráulico se obtuvo una porosidad del material promedio de 90.39% y un TRH de 2.06 días.

4.4. Sistema experimental

El trabajo de construcción del sistema experimental inició en julio del 2011. Sin embargo se logró el arranque del mismo hasta el 11 de octubre del mismo año, esto debido a los múltiples detalles y elementos necesarios para que el sistema funcionara como fue concebido. El periodo de experimentación duró 138 días finalizando el 24 de febrero del 2012.

Debido a las características propias de la orina humana, no se encontró viable el hecho de tratarla directamente en el sistema ya que podría resultar demasiado agresiva y retrasar la colonización de microorganismos en los biofiltros. Es por ello que se decidió alimentar con una dilución de agua residual extraída de la planta de tratamiento del IMTA con el residuo e ir incrementando la cantidad de orina humana y, por lo tanto, la concentración de nitrógeno amoniacal en el sistema con la finalidad de observar la respuesta y adaptación del mismo a estos incrementos.

Los reactores se inocularon y posteriormente se alimentó con agua residual hasta el día 27 iniciando el día 28 con la primera dosis adicionada de orina humana. Las cantidades de orina humana y agua residual se pueden observar a detalle en el anexo A2.

En la Figura 30 se muestra el incremento de nitrógeno amoniacal por acción del incremento de la cantidad de orina en el influente respecto al tiempo.

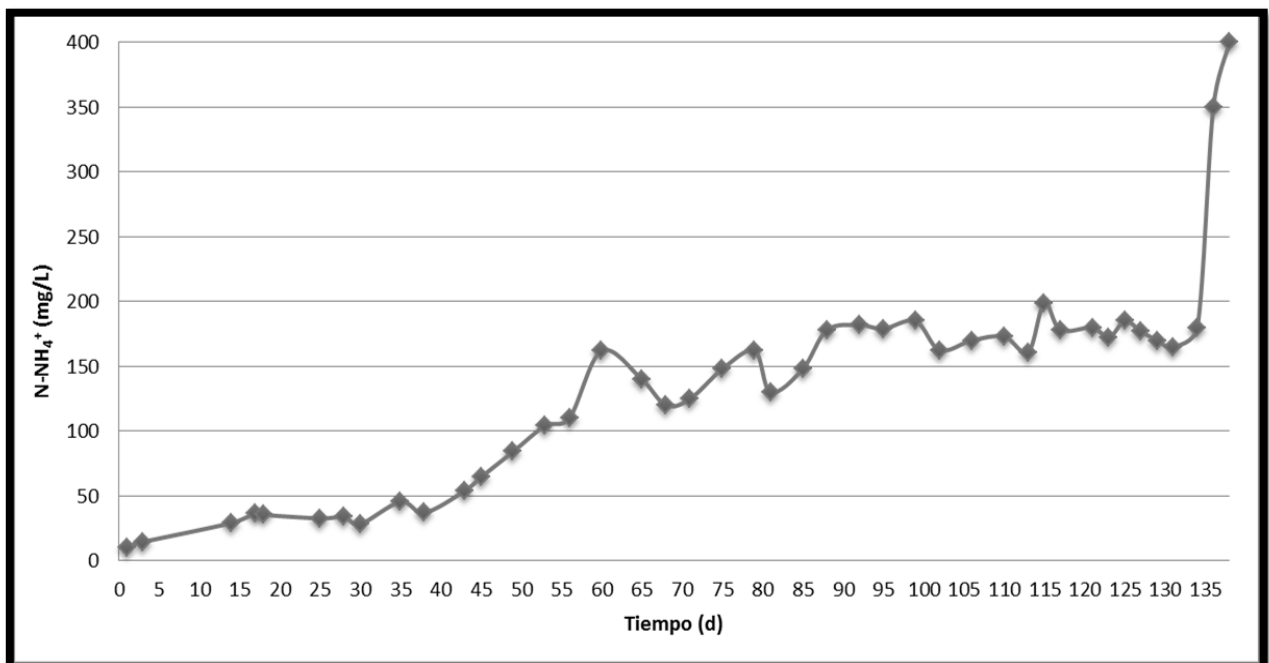


Figura 30 Gráfica de la concentración real de N-NH₄⁺ en mg/L en el influente

4.4.1 Parámetros de campo

4.4.1.1. Potencial de hidrógeno

El comportamiento del pH en los reactores se muestra en la Figura 31, donde se observa que el pH tiende a incrementarse respecto al tiempo, esto puede deberse al incremento de la cantidad de orina en el influente y a la etapa de hidrólisis de la misma, como se verá más adelante el pH de la orina y del influente se incrementa a través del tiempo.

Los valores de pH de entrada se encuentran entre 7.15 y 8.85; 8.17 en promedio, lo que indica que podrían ser aptos para que se lleve a cabo la nitrificación; ya que los valores de pH que se encuentran entre 7.5 a 8.0 son adecuados para llevar a cabo la nitrificación (Metcalf y Eddy, 2003). Esto puede corroborarse en el anexo A2.

Los primeros días en los efluentes de los 6 reactores se tiene un comportamiento variable similar entre 2.5 y 5.5 hasta el día 55, donde se aprecia una estabilización de los 6 reactores con valores de pH entre 3 y 4 hasta el día 80. A partir de este día, los reactores R1', R2, R2', R3 y R3' se encuentran con valores similares de entre 2.5 y 3.5, a diferencia del reactor R1 en el cual se incrementa el pH hasta 5.34 y disminuye a 3.29 al día 115. Aproximadamente a partir de este tiempo (día 115), los reactores R1, R1', R3 y R3' tienden a disminuir los valores de pH, mientras que en los reactores R2 y R2' se incrementa encontrando valores entre 3.65 y 7.99, siendo estos reactores los que tenían plantas, este comportamiento puede estar asociado a las condiciones de las mismas las cuales a este tiempo ya estaban prácticamente secas.

Los pH de la salida de los reactores son ácidos, disminuyen con respecto al de la entrada, lo que hace suponer que en los reactores se ha establecido la nitrificación.

Así mismo, la desnitrificación ocurre en un intervalo amplio de valores de pH, entre 4 y 9.5. En condiciones ácidas, el óxido nítrico (NO) es uno de los principales productos, mientras que por encima de pH 7, se produce óxido nitroso (N₂O). Como la desnitrificación produce iones hidroxilo, esto se puede utilizar en un sistema que enlaza la nitrificación y desnitrificación a fin de equilibrar los iones hidrógeno producidos por la nitrificación (Winkler, 2008).

La disminución del pH con respecto al del influente (INF), se atribuye a los ácidos húmicos presentes en el material de empaque (Couillard, 1994; Garzón- Zúñiga, 2002; García, 2007), el valor mínimo que se presentó tomando en cuenta los seis reactores fue de 2.44.

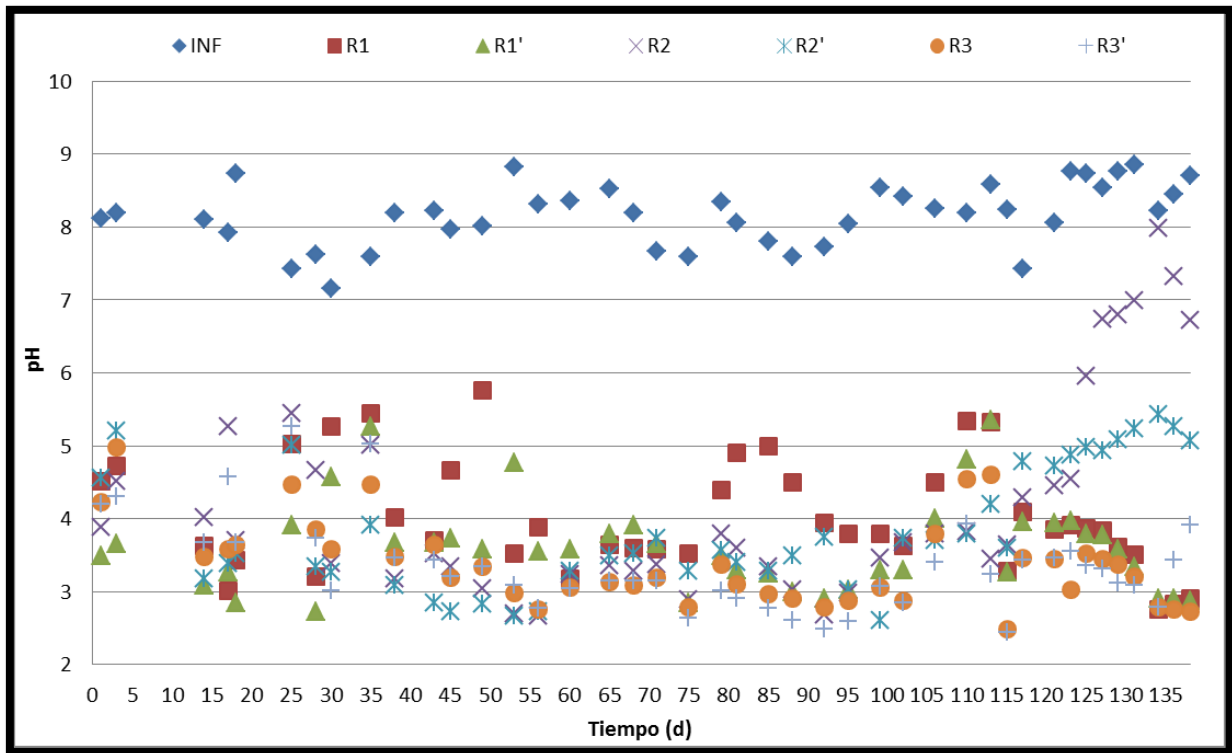


Figura 31 Variación de pH en el sistema

4.4.1.2. Temperatura

En la Figura 32 se puede observar la variación de la temperatura en todos los reactores. Los valores se encuentran en un intervalo entre 20 y 27°C en todos ellos. El influente se encuentra en el mismo intervalo, lo que indica que no hubo variaciones de temperatura de los efluentes con respecto al influente, siendo ésta la temperatura ambiente entre los meses de octubre a febrero en Jiutepec, Morelos. Esto puede corroborarse en el anexo A2.

La temperatura es una variable importante en los sistemas biológicos. Para que se lleve a cabo la nitrificación, la temperatura óptima es de 30-36 °C (Morales 2006), pero hay un posible crecimiento de bacterias nitrificantes entre 4 y 50 °C (Reddy, 1998) y de 10 a 30°C para que se lleve a cabo la desnitrificación (Morales 2006). Por lo tanto, la temperatura a la que estuvieron los biofiltros es adecuada para que se lleve a cabo la nitrificación-desnitrificación.

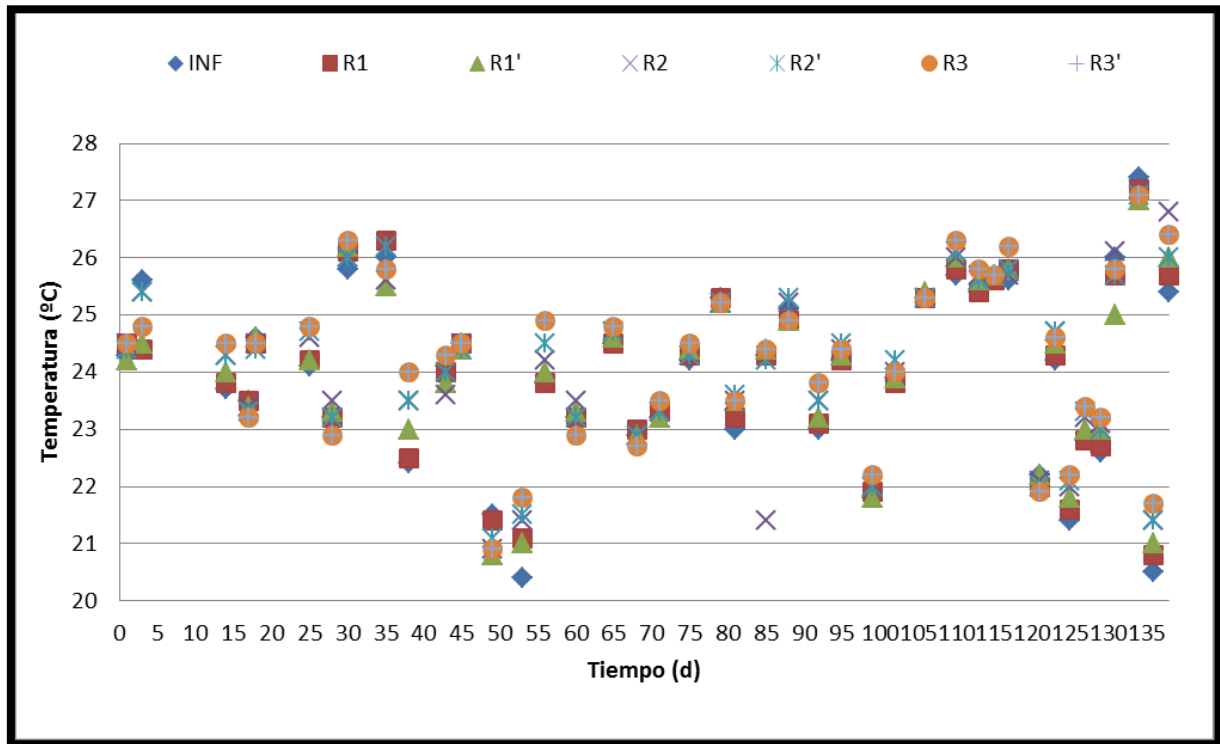


Figura 32 Variación de temperatura en el sistema

4.4.1.3. Conductividad

La conductividad en el influente es variable, aumentando conforme se fue incrementando la cantidad de orina humana y por lo tanto la concentración de nitrógeno amoniacal.

Iniciando con un valor de 206 $\mu\text{S}/\text{cm}$ al día uno de operación, incrementándose hasta 3850 $\mu\text{S}/\text{cm}$ al día 138; esto se puede observar en la Figura 33.

Con respecto al efluente, se observa que en los primeros días la conductividad disminuye ligeramente a la salida de los reactores hasta el día 17 de operación, posteriormente, continúa disminuyendo lo cual se puede atribuir a una adsorción al material filtrante. Se presentó una reducción variable de la conductividad a lo largo de la experimentación, en promedio del 21%, por lo tanto se supone existió retención de sales en los reactores.

Pese a que con esta tecnología se demostró no reducir un gran porcentaje la conductividad de los efluentes, si permitió realizar una degradación biológica de los demás contaminantes en presencia de una alta conductividad de hasta casi 4 mS/cm, lo cual no ocurre con otros procesos biológicos.

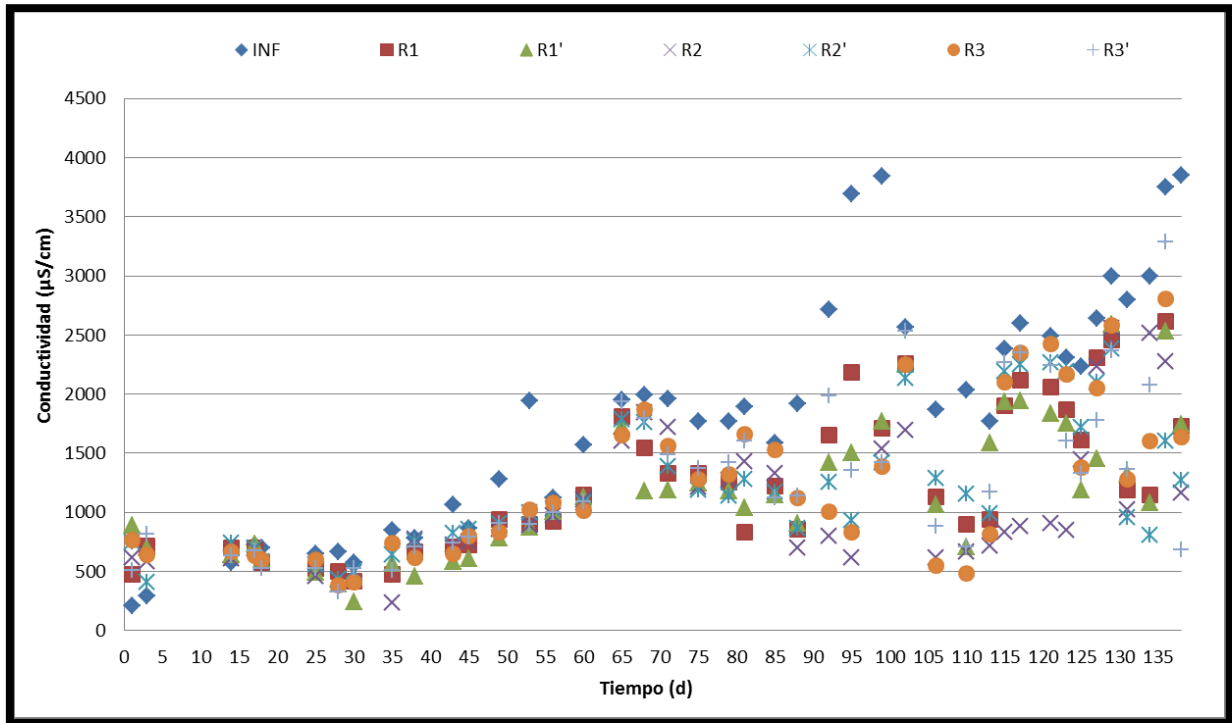


Figura 33 Variación de conductividad en el sistema

4.4.1.4. Materia orgánica (DQO)

La materia orgánica medida como Demanda química de oxígeno (DQO) en el influente tiene un valor variable ascendente, dependiendo de las características del agua residual y de la orina humana, así como de la cantidad de la misma. Los valores oscilaron en un intervalo de 22 a 1043 mg/L.

En la Figura 34 se observa la variación de la DQO del influente y del efluente de los reactores. Al inicio de la operación del sistema se observa un incremento en el valor de la DQO en los 6 reactores, debido al lavado de los materiales que permite que el agua del influente vaya arrastrando las sustancias contenidas en el material de empaque. La remoción de materia orgánica en los reactores, comenzó hasta los 14 días de operación.

A partir del día 15 hasta el día 55, la remoción de materia orgánica es variable pero ascendente en los 6 reactores, del día 55 al 80 existió un periodo de aparente estabilidad donde los reactores presentan porcentajes de remoción altos de entre 90 y 100%, al día 85 de operación se observa una caída general del sistema coincidiendo con un aumento de 130 a 180 mg/L de N-NH_4^+ en el influente. Posteriormente se observa una adecuada recuperación en los reactores R1, R1', R3 y R3' presentando porcentajes de remoción de entre 85 a 100%, a los reactores R2 y R2' les cuesta más adaptarse presentando de 60 a 85% de remoción de materia orgánica, esto podría deberse a las malas condiciones que las especies presentaron a este tiempo. Esto puede observarse en la Figura 35 y corroborarse en el anexo A2.

La remoción de materia orgánica se puede deber a que se presentan mecanismos de adsorción sobre el medio filtrante y posteriormente hay formación de zonas aerobias, anóxicas y anaerobias, donde se desarrollan diferentes consorcios microbianos que degradan la materia orgánica.

El porcentaje de remoción de materia orgánica depende también de la capacidad de adaptación de los microorganismos a la degradación del compuesto a tratar en este caso el NH_4^+ ; este fenómeno es conocido como aclimatación.

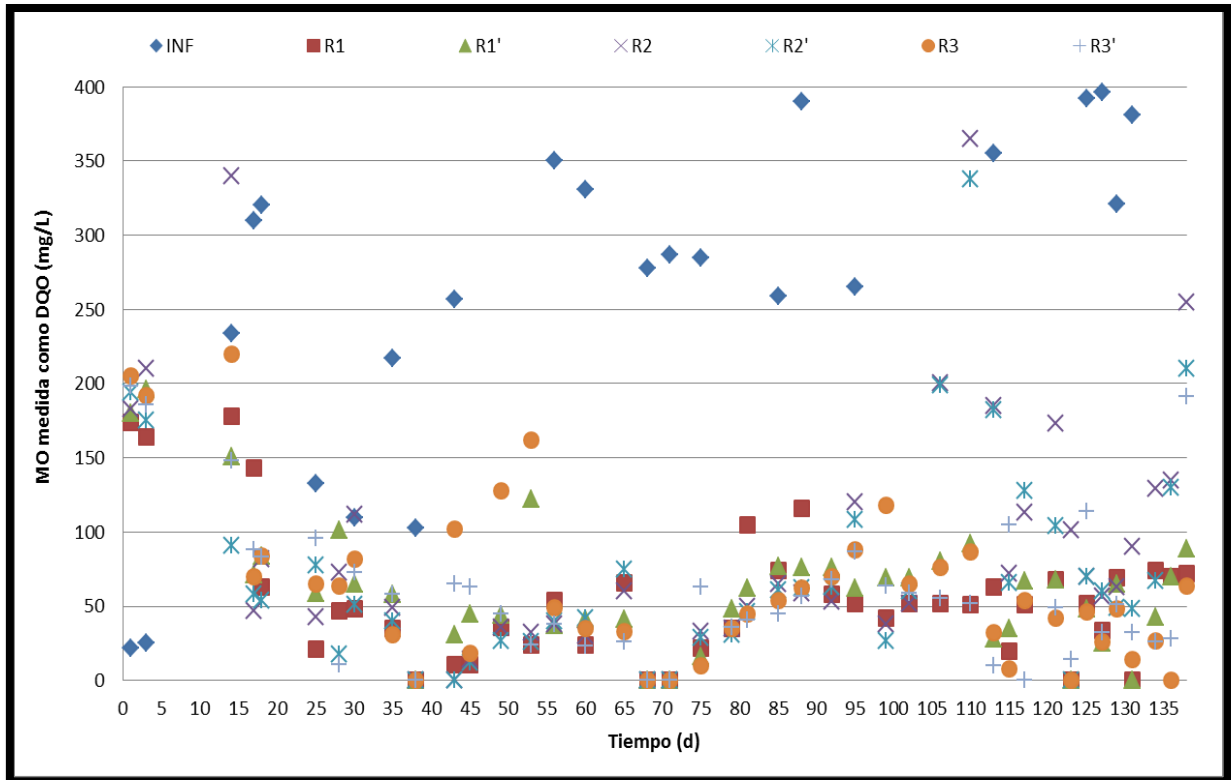


Figura 34 Variación de MO medida como DQO en el sistema

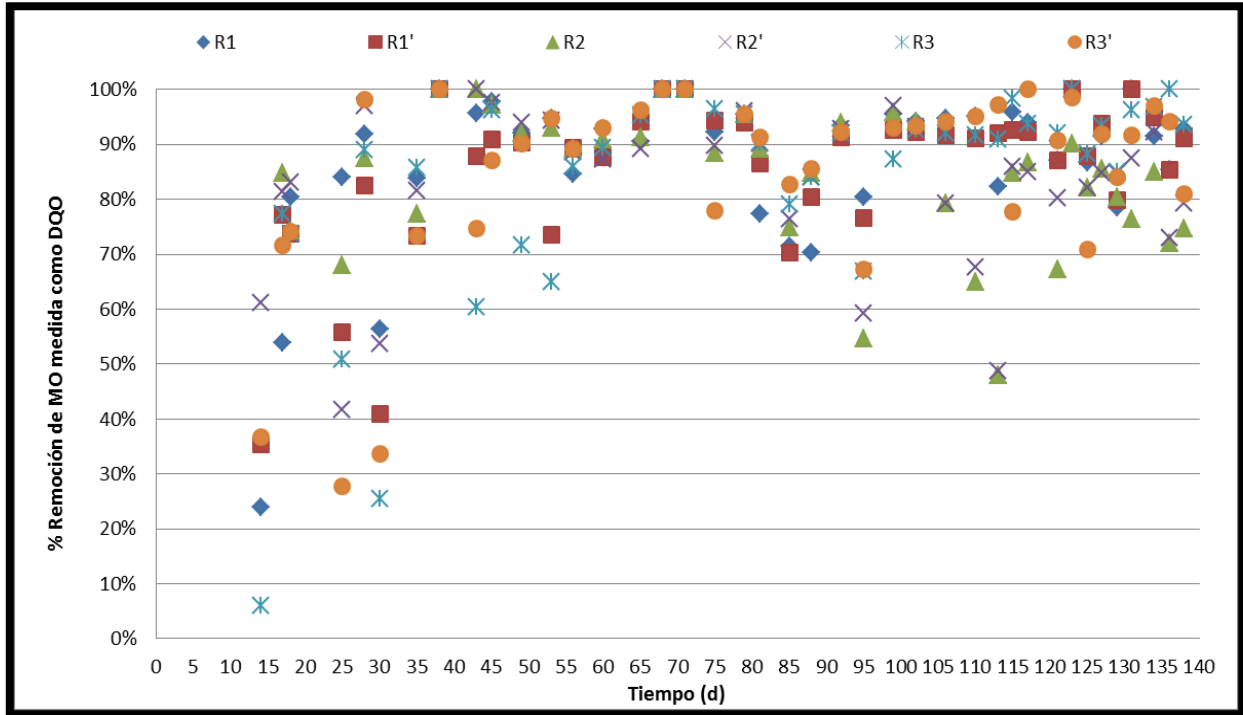


Figura 35 Variación de remoción de MO medida como DQO en el sistema

4.4.1.5. Nitrógeno amoniacal (N-NH_4^+)

El influente de nitrógeno amoniacal fue regulado e incrementado paulatinamente comenzando el día 1 de operación, con una concentración de 10.5 mg/L de N-NH_4^+ como valor mínimo, y finalizando con una concentración de 400 mg/L de N-NH_4^+ a los 138 días de operación.

En el anexo A2 se observa cómo se manejó la dosificación de orina teniendo un influente teórico al cual se preparaba el influente y un influente real medido un día después o a los dos días en el caso de fines de semana con la finalidad de darle el TRH necesario a los reactores.

La concentración de N-NH_4^+ en el influente teórico, varía con respecto al influente real dependiendo del tiempo que tenga hidrolizándose la orina humana adicionada y de la concentración de N-NH_4^+ del agua residual. Se observa que al adicionar orina humana con mayor tiempo de almacenamiento, se incrementa con mayor velocidad la concentración de N-NH_4^+ a la hora de medir el influente real.

En la Figura 36 se observa la variación de la concentración de N-NH_4^+ del influente real y del efluente de los reactores. En la Figura 37 se muestra la remoción del mismo.

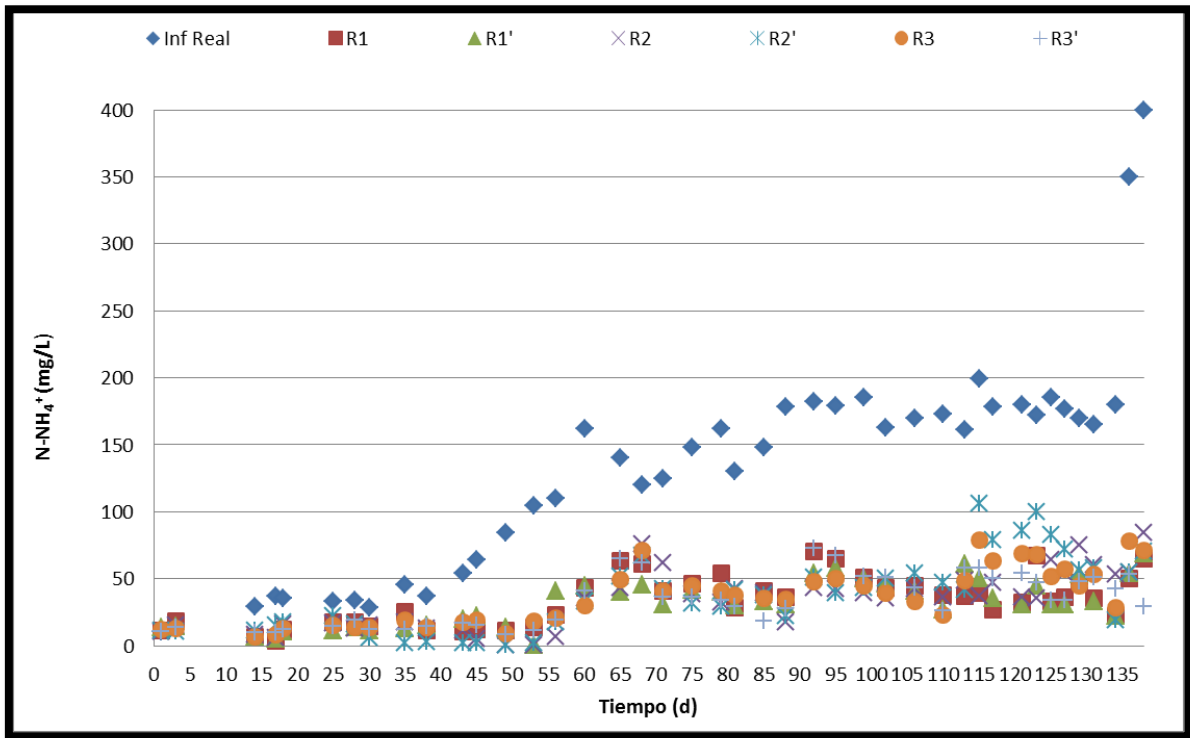


Figura 36 Variación de $N-NH_4^+$ en el sistema

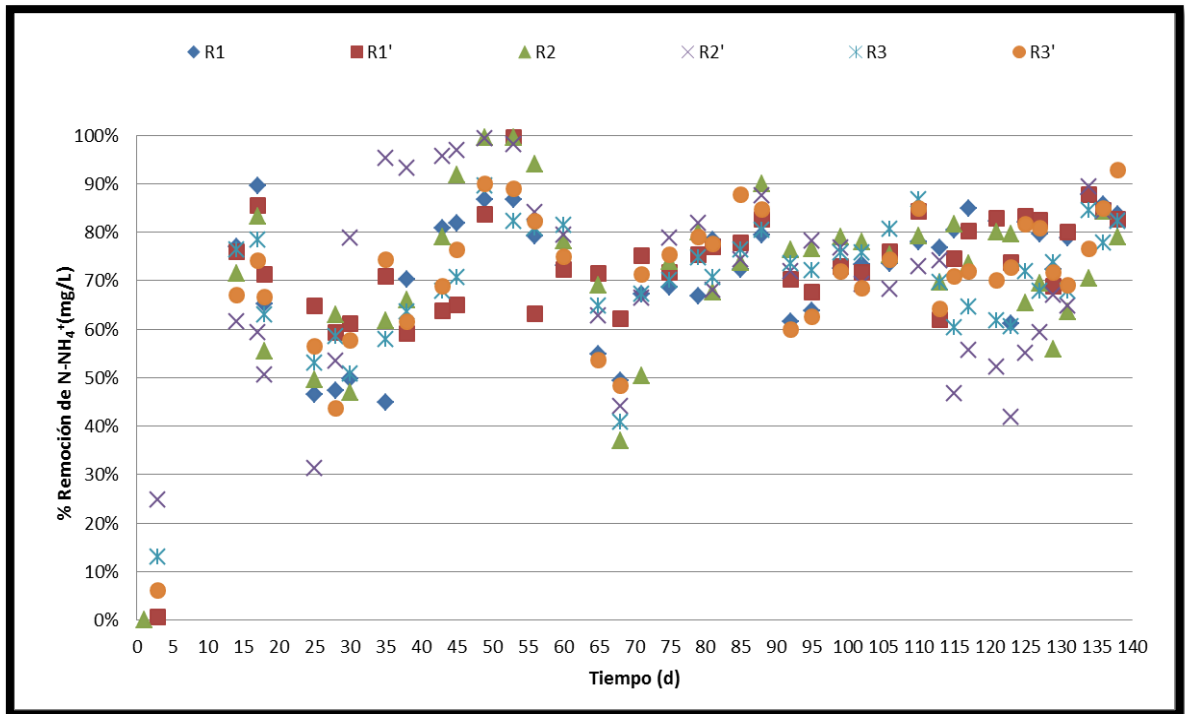


Figura 37 Porcentaje de remoción de $N-NH_4^+$ en el sistema

Hubo remoción de N-NH_4^+ hasta el día 14 de operación, el porcentaje de remoción en el sistema fue incrementándose en el tiempo teniendo el mejor desempeño al día 53 con una concentración de N-NH_4^+ de 104 mg/L. Los porcentajes de remoción a este día fueron de 87, 100, 100, 98, 82 y 89% para los reactores R1, R1', R2, R2', R3 y R3', respectivamente. Durante este periodo, el reactor R2' tuvo el mejor desempeño incluso mejor que su réplica R2, debido a que la planta de carrizo en la parte superior del mismo se observaba más saludable, esto debido tal vez a la ubicación del reactor R2', la cual se veía favorecida por mayor luz solar. Los efluentes al día 53 se pueden observar en la Figura 38.

Posterior a este punto, los porcentajes de remoción del sistema decrecieron con un comportamiento similar y el efluente fue turbio al día 60, esto aunado a un incremento significativo en la concentración teórica del influente a 130 mg/L; los biofiltros se recuperaron hasta el día 88 con porcentajes de remoción de 79, 83, 90, 88, 80 y 85 %, respectivamente.

Al día 92 se observó un decaimiento en la remoción de los biofiltros y el efluente volvió a presentarse turbio, esto aunado a un nuevo incremento significativo en la concentración teórica del influente a 180 mg/L. Posterior a ello, la recuperación del sistema fue lenta, por lo que se decidió bajar la concentración del influente a 160 mg/L de N-NH_4^+ , el cual se mantuvo hasta el término del periodo experimental.

Cabe mencionar una disminución del desempeño del reactor R2' al día 115, esto atribuible a un taponamiento de la parte superior debido a que las raíces de la planta obstruían el flujo del influente a tratar, aunado a la muerte de la planta a este tiempo.

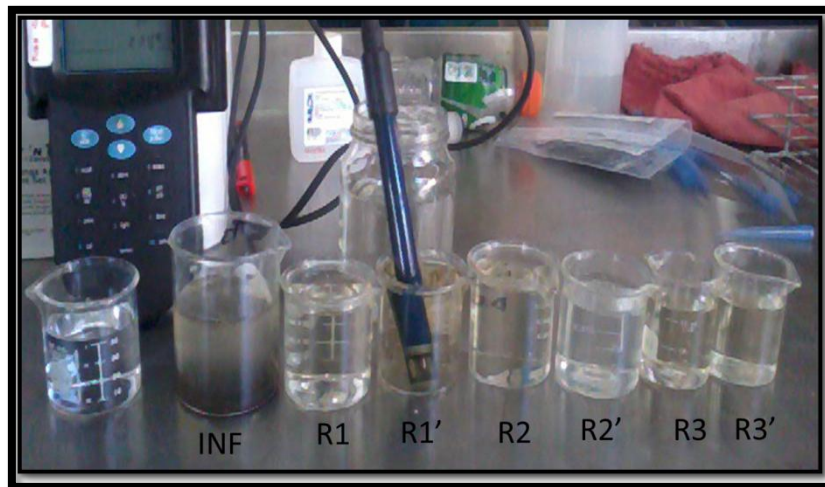


Figura 38 Efluentes del sistema al día 53

La remoción se atribuye a la asimilación, es decir, al uso de las formas inorgánicas del nitrógeno para el crecimiento de microorganismos (Reddy et al., 1998), el amonio es la forma de nitrógeno más utilizada, esta forma reducida es utilizada para el metabolismo anabólico (Badillo, 2009). Además, la capacidad de adsorción y la capacidad de absorción del material filtrante son mecanismos que contribuyen con la remoción de N-NH_4^+ (Garzón-Zúñiga et al., 2005).

Pese a que pueda existir una transformación de N org a $N-NH_4^+$, no se observa el incremento de amonio en el efluente debido a que existen otros mecanismos de retención de éste ion en el BF tales como filtración, adsorción, absorción y asimilación (Garzón et al., 2005).

La remoción de $N-NH_4^+$ en los reactores se le atribuye a los procesos de sorción, asimilación debida a las especies vegetales y a los microorganismos, volatilización y nitrificación-desnitrificación.

Durante la experimentación se encontraron valores bajos de amonio y nitratos, debido a que es probable que se presentara un proceso simultáneo de nitrificación-desnitrificación por lo tanto se puede decir que existió remoción de nitrógeno. Se puede pensar que la desnitrificación se llevó a cabo, partiendo de la hipótesis de que la biopelícula fue lo suficientemente densa para que se formaran zonas anóxicas.

4.4.2. Comportamiento de las plantas

Las plantas de carrizo fueron trasplantadas a los reactores al día 32 de operación y se les denominó planta A y A1 para el reactor R2 y B, B1 y B2 para el reactor R2'; el seguimiento de su crecimiento se puede observar en la Figura 39.

Al día 32, la planta A inició con una altura de 1.43 m, y continuó creciendo hasta el día 60 de operación donde alcanzó su altura máxima de 1.85 m, conservando esta altura hasta el día 68, a partir de esta fecha se observó decaimiento de la planta y amarillamiento de las hojas e incluso disminución en altura marchitándose por completo el día 102 con una altura de 1.7 m.

A los 43 días de operación, aun cuando la planta A seguía en crecimiento, se observó en el medio filtrante un nuevo brote de carrizo, denominándola planta A1; la cual en la primera medición contó con una altura de 0.22 m, continuo su crecimiento alcanzando una altura máxima de 1.04 m al día 85 y se marchito al día 102 con una altura de 1.02 m.

Con un desarrollo similar, en el reactor R2', la planta B inició con una altura de 1.58 m, y continuó creciendo hasta el día 60 de operación donde alcanzó su altura máxima de 2.02 m, conservando esta altura hasta el día 68, a partir de esta fecha se observó decaimiento de la planta y amarillamiento de hojas e incluso a y marchitándose por completo el día 102 con una altura de 1.83 m.

A los 56 días de operación, en la fase final de crecimiento de la planta B, se observó en el medio filtrante un nuevo brote de carrizo, denominándola planta B1; la cual en la primera medición contaba con una altura de 0.23 m, continuó su crecimiento alcanzando una altura máxima de 0.5 m al día 85 y se marchito rápidamente al día 115 con una altura de 0.48 m.

Sorpresivamente a los 95 días de operación, se observó en el medio filtrante un nuevo brote de carrizo, denominándola planta B2; la cual en la primera medición contaba con una altura de 0.21 m, continuó su crecimiento alcanzando una altura máxima de 0.4 m al día 117 y se marchitó rápidamente al día 127 con una altura de 0.37 m.

López (2012), estudió la remoción de nitrógeno ureico y amoniacal a partir de aguas residuales con urea y orina humana como fuente de nitrógeno por medio de tres tipos de plantas acuáticas: *Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*; encontrando que las plantas dejaron de evapotranspirar cuando el pH y la concentración de $N-NH_4^+$ fueron mayores que 8.0 y 180 mg/L, respectivamente.

Esta información coincide con que al día 102 de operación del sistema de biofiltración, la concentración de $N-NH_4^+$ en el influente teórico fue de 180 mg/L; al día 115 y 127 ya se encontraba a 160 mg/L.

De manera general las plantas de carrizo se adaptaron adecuadamente al medio filtrante. Su decaimiento y muerte es atribuible a las altas concentraciones de $N-NH_4^+$.

Cabe mencionar que las plantas se midieron desde la base a la parte más alta del tallo, sin tomar en cuenta el crecimiento de las hojas.

En la Figura 39 el tiempo está dividido en tres etapas, donde se observa que tipo de planta se utilizó en cada una de ellas, y que en último periodo de evaluación las plantas se encontraron prácticamente muertas.

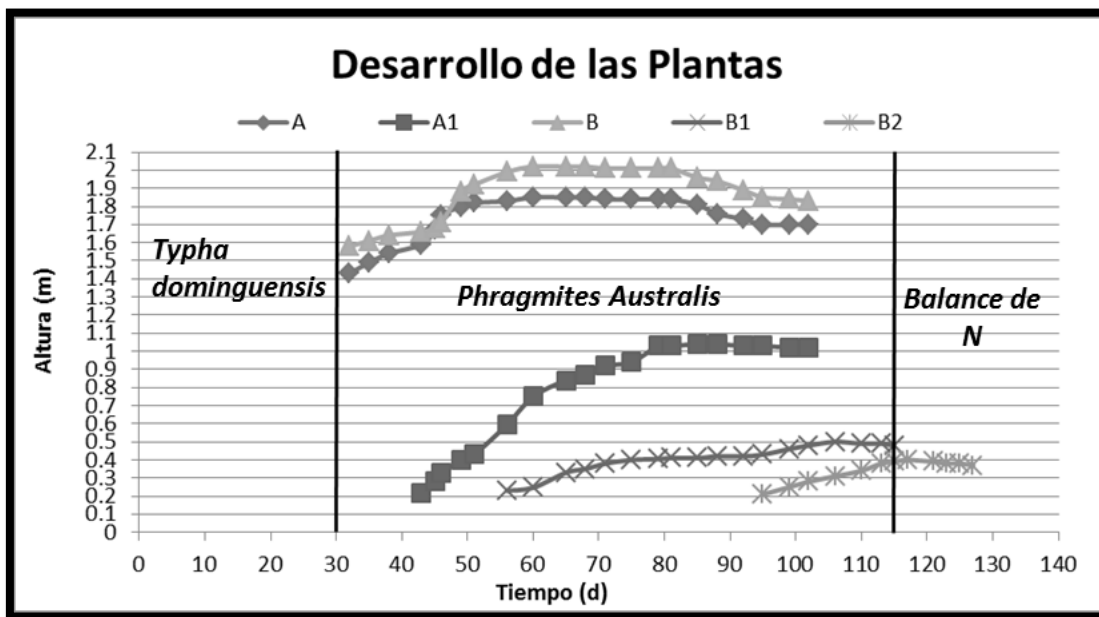


Figura 39 Variación en el crecimiento de las plantas

4.5. Balance de nitrógeno

Tomando en cuenta que el nitrógeno total es la suma del nitrógeno total Kjeldahl (NTK) más los nitritos y nitratos; y que a su vez el nitrógeno total Kjeldahl es la suma del nitrógeno de ion amonio más el nitrógeno orgánico se obtienen las siguientes ecuaciones.

$$NT = NTK + (N-NO_3^- + N-NO_2^-) \quad (E. 7)$$

$$NTK = N-NH_4^+ + N_{org} \quad (E. 8)$$

Sustituyendo la (E. 7) en (E. 8) tenemos:

$$NT_{INF} = [(N-NH_4^+ + N_{org}) + (N-NO_3^- + N-NO_2^-) + \alpha]_{EFL} \quad (E. 9)$$

A la ecuación se le adicionó α que representa la concentración de nitrógeno removido por medio de mecanismos, como sorción, asimilación, volatilización o como biotransformación a N_2 .

Para el balance en los seis reactores, se sustituyeron los valores promedio del último mes de experimentación de cada una de las especies en la ecuación 9. Estos valores se pueden observar en el anexo A4.

R1

$$\begin{aligned} 236 \text{ mg/L} &= (41 \text{ mg/L} + 17 \text{ mg/L}) + (0.49 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 236 \text{ mg/L} &= 58.49 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R1'

$$\begin{aligned} 236 \text{ mg/L} &= (41 \text{ mg/L} + 12 \text{ mg/L}) + (0.47 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 236 \text{ mg/L} &= 53.47 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R2

$$\begin{aligned} 236 \text{ mg/L} &= (55 \text{ mg/L} + 23 \text{ mg/L}) + (0.52 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 236 \text{ mg/L} &= 78.52 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R2'

$$\begin{aligned} 236 \text{ mg/L} &= (71 \text{ mg/L} + 9 \text{ mg/L}) + (0.51 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 236 \text{ mg/L} &= 80.51 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R3

$$\begin{aligned} 236 \text{ mg/L} &= (60 \text{ mg/L} + 6 \text{ mg/L}) + (0.44 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 236 \text{ mg/L} &= 66.44 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R3'

$$\begin{aligned} 236 \text{ mg/L} &= (45 \text{ mg/L} + 7 \text{ mg/L}) + (0.79 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 236 \text{ mg/L} &= 52.79 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

Lo mismo se puede hacer despejando el N-NH_4^+ de la ecuación 9.

$$\text{N-NH}_4^+_{\text{INF}} = [\text{NT} - \text{Norg} - (\text{N-NO}_3^- + \text{N-NO}_2^-) + \alpha]_{\text{EFL}} \quad (\text{E. 10})$$

Sustituyendo en la ecuación 10.

R1

$$\begin{aligned} 214 \text{ mg/L} &= (58 \text{ mg/L} - 17 \text{ mg/L}) - (0.49 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 214 \text{ mg/L} &= 40.51 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R1'

$$\begin{aligned} 214 \text{ mg/L} &= (54 \text{ mg/L} - 12 \text{ mg/L}) - (0.47 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 214 \text{ mg/L} &= 41.53 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R2

$$\begin{aligned} 214 \text{ mg/L} &= (78 \text{ mg/L} - 23 \text{ mg/L}) - (0.52 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 214 \text{ mg/L} &= 54.48 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R2'

$$\begin{aligned} 214 \text{ mg/L} &= (81 \text{ mg/L} - 9 \text{ mg/L}) - (0.51 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 214 \text{ mg/L} &= 71.49 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R3

$$\begin{aligned} 214 \text{ mg/L} &= (66 \text{ mg/L} - 6 \text{ mg/L}) - (0.44 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 214 \text{ mg/L} &= 59.56 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

R3'

$$\begin{aligned} 214 \text{ mg/L} &= (53 \text{ mg/L} - 7 \text{ mg/L}) - (0.79 \text{ mg/L}) + \alpha \\ 214 \text{ mg/L} &= 45.21 \text{ mg/L} + \alpha \end{aligned}$$

La totalidad de los datos se pueden observar en el anexo A4.

Tanto para NT como para NH_4^+ los valores mayores de α se presentan en los reactores R1 y R1'.

El proceso biológico más significativo para la remoción del amonio es la oxidación bacteriana del amonio a nitritos y nitratos, conocida como nitrificación. La nitrificación elimina amonio, pero no remueve el nitrógeno, sino que lo convierte en una forma diferente. Los nitritos y nitratos, producidos por nitrificación o presentes en aguas residuales originales, se pueden eliminar por reducción microbiológica a nitrógeno gaseoso.

Este proceso se conoce como desnitrificación y ocurre en condiciones anóxicas, donde ciertos microorganismos utilizan los nitritos y nitratos como una fuente optativa de oxígeno. Debido a que el producto final de la desnitrificación es un gas no contaminante (N_2), que se libera de la fase acuosa, la desnitrificación constituye un verdadero proceso de remoción de nitrógeno.

Una porción de nitrógeno orgánico no es metabolizada a amonio y pasa a través del proceso como NTK no biodegradable. Se cree que esta porción de NTK consiste en nitrógeno heterocíclico como purina, piridina y pirimidina (Reddy, 1998).

4.6. Comparación estadística

En el análisis estadístico, se compararon las medias de cada una de las configuraciones, M1 = (columna R1 y réplica R1') con M2 = (columna R2 y réplica R2') y M3 = (columna R3 y réplica R3'). Teniendo como variable respuesta, los valores resultantes de un balance de Nitrógeno total; en este caso $NT = NTK + N-NO_2^- + N-NO_3^-$ y $N-NH_4^+ = NTK - N \text{ org.}$

Tomando en cuenta los resultados de los balances, se consideraron tres tratamientos para el análisis de varianza, donde la Ho (hipótesis nula) planteada, será que todos los tratamientos son iguales estadísticamente y Hi donde al menos uno de los tres tratamientos es diferente estadísticamente diferente.

Se especificó un alfa (α) de 0.05, este valor especifica el nivel con el que se desea evaluar los valores críticos de la función estadística F. El nivel alfa es un nivel de relevancia que está relacionado con la probabilidad de que haya un error tipo I (rechazar una hipótesis verdadera).

El desarrollo de este análisis se puede ver en el Anexo IV. Un resumen de los resultados obtenidos se presenta en la Tabla 12.

Tabla 12 Resumen de los resultados del análisis de varianza

RESULTADOS	M1, M2 y M3
NT	Sí hay diferencias
N-NH ₄ ⁺	Sí hay diferencias

Con los resultados se afirma que si existen diferencias significativas entre las tres configuraciones de biofiltración durante las últimas 4 semanas de experimentación, donde la concentración de N-NH₄⁺ se mantuvo constante en 160 mg/L.

Los porcentajes de remoción de N-NH₄⁺ alcanzados durante este periodo para cada una de las configuraciones de biofiltración fue de: 80 % para la C1, 68 % para la C2 y 73 % para la C3. En cuanto al NT los porcentajes de remoción fueron de 75 %, 63 % y 72 %, respectivamente.

CAPÍTULO 5
Conclusiones y recomendaciones

5.1. Conclusiones

Se diseñó, construyó, montó y operó un sistema de biofiltración con tres configuraciones diferentes (C1, C2 y C3), para el tratamiento de la orina humana utilizando turba como empaque.

Se dio seguimiento a las transformaciones de nitrógeno con mediciones en la entrada y salida de las tres configuraciones, y se comparó el desempeño de cada una de ellas.

Se dio seguimiento a las transformaciones de nitrógeno (N-NH_4^+ , N-NO_3^- , N-NO_2^- , NTK, N org y NT) con mediciones en la entrada y salida de las tres configuraciones de biofiltración. Además, se comparó el desempeño en cuanto a su capacidad de remoción de N-NH_4^+ y NT de cada una de ellas.

A lo largo de los 138 días de operación, las tres configuraciones presentaron remociones de N-NH_4^+ superiores al 70%. La configuración con mejor desempeño durante el último mes de experimentación fue la C1 con aireación inducida donde la remoción promedio de N-NH_4^+ fue de 80%. Así mismo, las tres configuraciones presentaron remociones de materia orgánica medida como DQO superiores al 85%, la configuración con mejor desempeño a lo largo de la experimentación fue la C1 con aireación inducida donde la remoción de materia orgánica promedio fue de 88%.

El volumen máximo de orina humana adicionado al influente, fue de 1.69 L de orina para un volumen total de 43 L de agua residual. La concentración del influente, depende de la concentración y la cantidad tanto de agua residual como de orina. De esta forma al tener una orina con menor concentración de N-NH_4^+ , la cantidad de orina sería mayor.

La remoción de N-NH_4^+ en los reactores fue afectada al incrementarse la concentración del mismo, en el sistema, siendo 400 mg/L la concentración final máxima a la que se sometió el sistema, lográndose una remoción promedio de 70%.

En el presente sistema de biofiltración, de haber continuado con la metodología descrita por un periodo de tiempo mayor, se podría haber adicionado un volumen mayor de orina humana y por lo tanto operado a una concentración mayor en el influente.

La remoción se atribuye a la asimilación, es decir, al uso de las formas inorgánicas del nitrógeno y materia orgánica para el crecimiento de microorganismos y para el desarrollo de las plantas. Además, a la capacidad de adsorción y la capacidad de absorción del material filtrante, la volatilización de N-NH_3 y el proceso simultáneo de nitrificación-desnitrificación en la biopelícula.

Se demostró el funcionamiento de los biofiltros empacados con turba con las tres configuraciones planteadas para remover la concentración de nitrógeno de la orina humana.

5.2. Recomendaciones

La gran variabilidad existente en la concentración de nitrógeno amoniacal producto de la hidrólisis de la urea en la orina, así como la variación del pH, son factores que deben controlarse en las pruebas para hacer eficaz el proceso; es por ello que se recomienda almacenar la orina humana a temperatura ambiente por lo menos de un mes para que se hidrolice la urea de la orina en su totalidad antes de tratarla, y obtener un residuo más homogéneo.

El seguimiento de las transformaciones de nitrógeno en el sistema solo fue a la entrada y salida de los reactores, por lo tanto, adicionalmente sería recomendable analizar el efluente de la fase aerobia, mismo que sería el influente de la fase anaerobia o anóxico de los reactores para tener una idea más clara de lo que sucediera en el sistema.

Se recomienda evaluar también la remoción de otros parámetros como fósforo, materia orgánica medida como DBO, alcalinidad y probar con tasas de aireación diferentes.

Las condiciones bajo las que se encuentren las plantas, humedad, temperatura y luz solar así como el cuidado que se tenga con las plantas y el trato que se les dé, se verá reflejado en los resultados experimentales esperados; es por ellos que sería recomendable tener más cuidado en el manejo de las mismas y proporcionarles las condiciones ideales para su desarrollo.

Pese a que en los efluentes de los reactores presentan remociones eficientes, los valores de pH son ácidos, aunado al incremento turbidez y color. Por ello se recomienda acoplar un humedal para el pulimento de estos efluentes.

En estudios subsecuentes, se recomendaría manejar tiempos de operación del sistema, más prolongados.

Referencias

- APHA, AWWA, WEF. (1999). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 20th Edition*, American Public Health Association, Washington, DC.
- Arana V. (2009). *Guía para la toma de decisiones en la selección de sistemas de tratamiento de aguas residuales no convencionales*.
- Arias O. (1998). *Mechanisms of degradation of the organic matter in constructed subsurface flow wetlands*.
- Arroyo F. Bulnes M. (2005). *Lo que sabemos de orina humana como fertilizante*. Integrantes del Proyecto de Saneamiento Ecológico, área de Agricultura Urbana, en Tepoztlán, Morelos, México.
- ASCE. (1992). *Desing of Municipal Wastewater Treatment Plants*. Vol I. ASCE Manual and report on Engineering. Practice No. 76.
- Badillo Salas C. (2009). *Reducción de sólidos en suspensión (incluidos patógenos) en agua residual utilizando un proceso anaerobio*. Tesis de maestría. Posgrado de Ingeniería Ambiental. UNAM 120 pp.
- Bitton, G. (1994). *Wastewater Microbiology*. Departament of Environmental Enginnering Sciences. University of Florida, Gainesville.
- Brissaud F. (2006). *Low technology systems for wastewater treatment: perspectives*. Memorias del VII congreso Small Water and Wastewater Systems. México, D.F. México.
- Brix, H. (1994). *Functions of macrophytes in constructed wetlands*. Wat. Sci. Tech., 29 (4): 71-78.
- 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. México.
- Camargo, J.A.; Alonso, A. (2006). *Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: a global assessment*. Environment International 32: 831-849.
- Cervantes, A. L. (2009). *Sistema combinado para el tratamiento de aguas residuales para viviendas unifamiliares*. Tesis de maestría. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). México, D.F. México.
- Chevallier S., Toribio M., (2006). *Volatilización del amoníaco*. INTA – Estación Experimental Agropecuaria Rafaela. Publicación Miscelánea Nº 105.
- Couillard, D. (1994). *The use of peat in wastewater treatment*. Water Research. 28: 1261-1274.
- Coupal, B. y Lalancette, 1976. *The treatment of waste waters with peat moss*. Water Res., 10: 1071-1076.
- Crites R.; Tchobanoglous G. (2000). *Tratamiento de aguas residuales en pequeñas poblaciones*. Mc Graw Hill. Bogotá. Colombia.
- De león, J. R. (2011). *Estabilización y desecación de lodos de fosas sépticas en un humedal artificial*. Tesis de maestría. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). México, D.F. México.
- Dubé, S., Plamondon, A.P. & Rothwell, R.L. 1995. *Watering up after clear-cutting on forested wetlands of St. Lawrence lowland*. Water resource Research 31: 1741-1750.
- Dubuc y. P. (1986). *Settled wastewater treatment by peatlands in northern quebec*. In appropriate wastewater Management technologies for rural areas under adverse conditions (edited by Waller, D. H. And Townshend, A. R.), pp. 220-232. Tech press, Halifax, Nova Scotia.

- Environmental Protection Agency (EPA) (1975). *Process Design Manual for Nitrogen Control*. USEPA., Washington, D.C.
- Environmental Protection Agency (EPA) (1993). *Process Design Manual for Nitrogen Control*. USEPA., Washington, D.C.
- Environmental Protection Agency (EPA) (1987). *Process Design Manual for Nitrogen Control*. USEPA., Washington, D.C.
- Esrey, S.; Gough, J.; Rapaport, D.; Sawyer, R.; Simpson-Hébert, M.; Vargas, J.; Winblad, U. (1998). *Saneamiento Ecológico*, tr. de la 1a. edición en inglés Ecological Sanitation. Swedish International Development Cooperation Agency Stockholm.
- Foro.portalplantas.com. 2013. *Consulta electrónica a redes internacionales*. Dirección electrónica: <http://foro.portalplantas.com/attachments/malas-hierbas/16310d1289334800-vamos-conocer-algunas-malezas-o-malas-hierbas-phragmites-20australis16-05-04.jpg>.
- Fuentes E. (2011). *Estudio experimental para la recuperación de fósforo de orina humana*. Tesis de Licenciatura. Facultad de estudios superiores Zaragoza. México, D.F. México.
- García J.; Ojeda E.; Sales E.; Chico F.; Píriz T.; Aguirre P.; Mujeriego R. (2003). *Spatial variations of temperature, redox potential, and contaminants in horizontal flow reed beds*. Ecol. Eng., 21, 129-142.
- García, L. (2007). *Decoloración fúngica de efluentes industriales con colorantes Azo en sistemas de biofiltración con diferentes empaques orgánicos*. Tesis de maestría. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). México, D.F. México.
- García, M. (2011). *Tratamiento de aguas residuales con nitrógeno amoniacal en un reactor discontinuo aerobio/anóxico*. Tesis de maestría. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). México, D.F. México.
- Garzón-Zúñiga, M. A. (2001). *Mécanismes d'enlèvement de l'azote du lisier de porc par biofiltration aérée sur tourbe*. Tesis de Doctorado. Université Laval. Québec. Canadá.
- Garzón-Zúñiga, M. A.; (2002). *Tratamiento de aguas residuales de granja de puerco por biofiltración aireada sobre cama de turba*. Memorias del XXVIII Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Cancún. México.
- Garzón-Zúñiga, M. A.; Lessard, P.; Buelna, G.; (2003). *Determination of the hydraulic residence time in a trickling biofilter filled with organic matter*. Environmental Technology 24: 605-614.
- Garzón-Zúñiga M. A. (2005). *Mecanismos no convencionales de transformación y remoción del nitrógeno en sistemas de tratamiento de aguas residuales*. Ingeniería hidráulica en México, XX(4), 137-149, octubre-diciembre.
- Garzón-Zúñiga, M. A.; Lessard, P.; Aubry, G.; Buelna, G. (2007). *Aeration effect on the efficiency of swine manure treatment in a trickling filter packed with organic materials*. Water Science and Technology 55: 135-143.
- Garzón-Zuñiga, M. A.; Tomasini-Ortíz, A.; Moeller-Chavez G.; Hornelas-Uribe, 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.
- Garzón-Zuñiga, M. A. (2011). *Biofiltración sobre lecho orgánico*. Parámetros de Control. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua.
- Garzón-Zúñiga M. A. y González-Martínez S. (1996). *Biological phosphate and nitrogen removal in a biofilm sequencing batch reactor*. Wat. Sci. Tech., 34,(1-2), 293-302.

- Gikas P. y Tchobanoglous G. 2009. *The role of satellite and decentralized strategies in water resources management. Journal of Environmental Management* 90: 144-152.
- Grady C.P.L. and Liam H.C. (1980). *Biological Wastewater Treatment, Theory and Application, Marcel Dekker, Inc. Environmental Research*. 76:334.
- Guyton, A.C. (1986). *Textbook of Medical physiology*. W. B. Saunders Co, Philadelphia, USA.
- Guyton, A.C. (1992). *Human physiology and mechanisms of disease*. W. B. Saunders Co, Philadelphia, USA.
- Horan, N.J. (1993). *Biological Wastewater treatment systems: theory and operation*. Jhon Wiley and Sons, Ltd, England.
- IMTA (2012). *Datos de muestreo de la planta de tratamiento de aguas residuales*. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua.
- Jönsson, H.; Vinneras, B. (2004). *Adapting the nutrient content of urine and faeces in different countries using FAO and Swedish Data*. 2nd International Symposium on ecological sanitation, incorporating the 1st IWA specialist group conference on sustainable sanitation, Division 44, Environment and Infrastructure sector project ecosan; 7th–11th April, 2003, Lübeck, Germany. Published by GTZ, Postfach 5180, 65726 Eschborn, Germany.
- Jönsson, H.; Baky, A.; Jeppsoon, U.; Hellström, D.; Kärrman, E. (2005). *Composition of urine, faeces, greywater and biowaste for utilization in the urware model*. Urban water Report of the mistra programme, Report 2005:6, Chalmers University of Technology, Gothenburg, Sweden.
- Kadlec R. H.; Knight R. L. (1996). *Treatment Wetlands*. Lewis Publishers. Nueva York. Estados Unidos.
- Kirchmann, H.; Pettersson, S. (1995). *Human urine - Chemical composition and fertilizer use efficiency*. Swedish University of Agricultural Sciences, Department of Soil Sciences, Box 7014, S-75007 Uppsala, Sweden.
- Lara, J. (1999). *Depuración de aguas residuales municipales con humedales artificiales*. Instituto Catalán de tecnología. Universidad politécnica de Cataluña. Master en ingeniería y gestión ambiental. Barcelona
- Lens, P. N.; Vochten, P.M.; Speleers, L.; Verstraete, W.H. (1994). *Direct treatment of domestic wastewater by percolation over peat, bark and woodchips*. Water Research 28: 17-26.
- Lentner, C.; Wink, A. (1981). *Units of Measurement, Body Fluids, Composition of the Body, Nutrition. Geigy Scientific Tables*. CIBA-GEIGY Ltd, Basle, Switzerland. ISBN 0-914168-50-9.
- López I. (2010). *Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte*. Tesis de Licenciatura. Facultad de estudios superiores Zaragoza. México, D.F. México.
- Maurer M., Pronk W., Larsen T.A. (2006). *Treatment processes for source-separated urine*. Water Research vol 40, pp 3151 – 3166
- McClure FA. (1925). *Some observations on the bamboos of Kwangtung (China)*. Lingnan Agricultural Review 3: 40-47.
- Meléndez G. (2003). *Fracción orgánica del suelo: residuos orgánicos y materia orgánica del suelo*, p. 1. In: G. Soto, G. Meléndez, L. Uribe. (eds). *Abonos orgánicos: principios, aplicaciones e impacto en la agricultura*. San José, Costa Rica.
- Metcalf y Eddy Inc (2003). *Wastewater Engineering, Treatment and Reuse*. 4ª Edición. Mc Graw Hill. Nueva York. 1819 pp.

- Moeller- Chávez, G.E.; Garzón - Zuñiga, M.A. (2006). *Decoloración y reducción de toxicidad de efluentes de industria química de colorantes y pigmentos*. Fondo Sectorial para la Investigación y Desarrollo sobre el Agua. CNA-CONACYT.
- Morales Mejía J. (2006). *Remoción biológica simultánea de fósforo y nitrógeno de agua residual en un reactor de lecho móvil*. Tesis de maestría. Posgrado de Ingeniería Ambiental. UNAM. 106 pp.
- Niwagaba, C.; Asimwe, A.F. (2005). *Documentation and evaluation of ecological sanitation experiences in Uganda – Preliminary do's and don'ts in ecosan implementation in Uganda*. Research report submitted to the Directorate of Water Development.
- OMS (Organización Mundial de la Salud). (2012). *Informe 2012 OMS/UNICEF: progresos sobre el agua potable y saneamiento*. Ginebra.
- Painter A. (1970). *A review of literatura on inorganic nitrogen metabolism in microorganisms*. Water Resources, 4(6), 393-450.
- Parkinson J.; Tayler K. (2003). *Decentralized wastewater management in peri-urban areas in low-income countries*. Environment and Urbanization 15: 75-92.
- Píriz, A. J. (2000). *Condiciones de óxido-reducción en humedales construidos de flujo subsuperficial*. Tesina de Especialidad. Departamento de EHMA. ETSECCPB. UPC. 104 pp.
- Polprasert, C. (1995). *Organic waste recycling*. John Wiley & Sons Ltd. London.
- Pradhan, S.K., Nerg, A-M., Sjöblom, A., Holopainen, J.K. % Heinonen-Tanski, H. 2007. *Use of human urine fertillizer in cultivation of cabbage (Brassica oleracea) - impacts on chemical, microbial and flavor quality*. Journal of agriculture and Food chemistr, 55: 8657 - 8662.
- Randall, C.W.; Barnard, J.L.; Stensel, H.D. (1992). *Design and retrofit of wastewater treatment plants for biological nutrient removal*. Water Quality Management Library, Vol 5. Technomic, Inc., Pennsylvania, USA.
- Reddy Movva, (1998). *Biological and Chemical Systems for Nutrient Removal*. Water Enviroment Federation.
- Romero, J. A. (1999). *Calidad del agua*. Ed. Escuela colombiana de ingeniería, segunda edición.
- Russo, R.C. (1985). *Ammonia, nitrite and nitrate*. Fundamentals of aquatic toxicology: (editores Rand, G.M. y Petrocelli, S.R.), pp. 455-471, Hemisphere Publishing Corporation, Washington DC.
- Sawyer, Clair N.; Mc Carty, Terr L.; Parkin, Gene F. (2005). *Química para ingeniería Ambiental*. Ed. Mc Graw Hill, Cuarta Edición.
- Sendlak, R. (1991). *Phosphorus and nitrogen removal from municipal wastewater: principles and practice*. 20 edición. Lewis Publishers, New York, USA.
- Snoeyink V. (1990). *Química del Agua*. Ed Limusa. Primera reimpresión. México, 508, pp.
- Tisdale S.L., W. Nelson, J. Beaton y J. Havlin. 1993. *Soil fertility and fertilizers*. Fifth Edition. MacMillan Pub. Co. New York (E.U.A.).
- Van Groenestijn, J. W.; Hesselink, P. G. M. (1993). *Biotechniques for air pollution control*. Biodegradation 4: 283-301.
- Villavicencio X. ; Ullou P. (2010). *Manual para la recolección, tratamiento y aplicación de orina humana como abono en plantas ornamentales o cultivos*. Asociación centroamericana para la economía la salud y el medio ambiente.

- Vinneras, B.; Palmquist, H.; Balmér, P.; Weglin, J.; Jensen, A.; Andersson, A.; Jönsson, H. (2006). *The characteristics of household wastewater and biodegradable waste - aproposal for new Swedish norms*. Urban Water 3, 3-11.
- Viraraghavan, T. and Rana, S. M. (1991). *Use of adsorption models for the design of peat-based onsite systems*. In Proceedings of the sixth national symposium on individual and small community sewage systems: on-site wastewater Treatment (edited by converse j. C.), pp. 165-172.
- Winkler A., (1994). *Tratamiento biológico de aguas de desecho*. Ed. Limusa. México. pp. 87-181.
- Winkler A., (2008). *Tratamiento biológico de aguas de desecho*. Ed. Limusa, México. 338 pp.
- Water Pollution Control Federation (WPCF, 1983). *Nutrient Control*. Manual of Practice FD-7 Facilitis Desing. Automed Graphic Systems. USA. 205 pp.
- Wikipedia.org. 2012. *Consulta electrónica a redes internacionales*. Dirección electrónica: http://es.wikipedia.org/wiki/Typha_domingensis.
- Wissing, F., & Hofmann, K. (2002). *Wasserreinigung mit Pflanzen (Tratamiento de aguas residuales usando plantas)*. Stuttgart: Ulmer.

Anexos

ANEXO A1. Cálculos para la determinación de la porosidad in situ del medio filtrante y el tiempo de residencia hidráulica de los biofiltros.

Se toma una muestra del material preparado (humedecido al 65%) y se pone en una cápsula a peso constante, se pesa, se seca en la estufa por 3 h, se pesa nuevamente, se seca por 24 h en la estufa y se pesa nuevamente.

Tabla 13 Calculo de la masa de agua por muestra

Muestra inicial (preparada al 65% de humedad)									
Reactor	Nombre cápsula	Peso cte cápsula (g)	Cápsula +MF (g)	MF peso húmedo (g)	peso 24 h (g)	masa MF seco (g)	% humedad	MF seco (g)	masa de agua (g)
R1	A2	87.2176	91.0712	3.8536	88.4639	32.3412	67.6588	1.2463	2.6073
R1'	Ab2	86.5385	93.6841	7.1456	89.0748	35.4946	64.5054	2.5363	4.6093
R2	E2	89.0242	96.7968	7.7726	92.1114	39.7190	60.2810	3.0872	4.6854
R2'	A1	90.5848	96.6067	6.0219	92.6260	33.8963	66.1037	2.0412	3.9807
R3	E3	85.1093	91.3619	6.2526	87.4660	37.6915	62.3085	2.3567	3.8959
R3'	E1	91.6215	95.9631	4.3416	92.9363	30.2838	69.7162	1.3148	3.0268

A1.1. Determinación del peso seco del material filtrante (MF) en los reactores

Tabla 14 Calculo de la masa de MF húmedo por reactor

Determinación del peso del MF			
Reactor	Peso R	Peso R +MF húmedo + (planta)	Masa MF húmedo (g)
R1	5200	10800	1811.11
R1'	5400	11200	2058.69
R2 (planta)	5000	10200	2065.39
R2' (planta)	5200	11300	2067.67
R3	3500	10000	2449.95
R3'	3400	8800	1635.32

Nota: Se considera a las raíces de la planta como parte del MF, el peso de la planta ya está incluido en el peso del reactor

Se realizaron tres pruebas de vaciado en cada reactor, pero se toman los resultados de la tercera prueba para realizar los cálculos, debido a que es en esta prueba donde el MF ha tomado una mejor estructura y los datos obtenidos son más estables.

Tabla 15 Cálculo de la porosidad en el reactor

Cálculo de la porosidad en el reactor	
Reactor	Vol. acumulado 3a prueba
R1	3178
R1'	2635
R2	3701
R2'	2654
R3	2765
R3'	3790

A1.2. Determinación del volumen de agua retenido al final de los ensayos de drenaje en los reactores

Al terminar la tercera prueba de vaciado, se toman muestras del material de las partes alta, media y baja de los reactores (1, 2, 3 respectivamente). Se determina el peso seco de estas muestras.

Tabla 16 Calculo del porcentaje de humedad de las partes alta, media y baja de los reactores

Muestra de MF final (parte alta 3, media 2, baja 1)									
Reactor		Nombre cápsula	mf Húmedo	peso 24 h	peso cápsula	MF hum-peso cap	MF 24 h-peso cap	% HUMEDAD	X media
R1	1	depfi8	99.0478	90.0376	89.5406	9.5072	0.4970	94.7724	
	2	pp15	100.3456	87.8348	86.5819	13.7637	1.2529	90.8971	
	3	Depfi R3	86.6752	79.4256	77.9521	8.7231	1.4735	83.1081	89.5925
R1'	1	pp5	87.1537	76.0379	74.9744	12.1793	1.0635	91.2680	
	2	depfi27	90.0385	77.2749	76.6839	13.3546	0.5910	95.5746	
	3	Depfi 99	83.8580	76.2196	74.9425	8.9155	1.2771	85.6755	90.8393
R2	1	pp14	72.7365	59.3854	57.2227	15.5138	2.1627	86.0595	
	2	144	49.9646	38.3887	37.1109	12.8537	1.2778	90.0589	
	3	Ab3	85.1953	76.1601	74.6402	10.5551	1.5199	85.6003	87.2396
R2'	1	M7B	85.8606	76.2953	75.7867	10.0739	0.5086	94.9513	
	2	10B	93.9924	80.9377	80.3988	13.5936	0.5389	96.0356	
	3	Ab1	101.1956	86.4833	83.9830	17.2126	2.5003	85.4740	92.1537
R3	1	21	100.6382	94.0158	93.6729	6.9653	0.3429	95.0770	
	2	5M	88.9654	80.4389	79.9174	9.0480	0.5215	94.2363	
	3	Depfi 100	89.3641	76.1069	74.6538	14.7103	1.4531	90.1219	93.1451
R3'	1	P	86.6543	75.3365	74.8588	11.7955	0.4777	95.9502	
	2	M	82.0852	75.2948	74.8302	7.2550	0.4646	93.5961	
	3	A3	87.9735	81.7950	81.6339	6.3396	0.1611	97.4588	95.6684

También se midió el volumen de agua contenido bajo el plato perforado de acrílico inferior, con este dato y los anteriores se obtienen el % de porosidad en cada reactor.

Tabla 17 Calculo del porcentaje de porosidad del material por reactor

Reactor	Vol agua contenido en (grava)	Vol real acum	En __gr de MF húmedo	Hay __gr MF seco	contienen gr agua	Corresponde a % Humedad	gr agua /gr de MF seco	Vol agua contenido en MF	Vol agua retenido	POROSIDAD (%)
R1	1248.16	1929.84	3.85	1.25	2.61	67.66	2.77	5017.18	6947.02	92.74
R1'	1251.10	1383.90	7.15	2.54	4.61	64.51	2.56	5268.68	6652.58	88.81
R2	1250.29	2450.71	7.77	3.09	4.69	60.28	2.20	4536.46	6987.17	93.27
R2'	1249.80	1404.20	6.02	2.04	3.98	66.10	2.72	5621.37	7025.57	93.79
R3	1249.90	1515.10	6.25	2.36	3.90	62.31	2.47	6054.43	7569.53	86.08
R3'	1249.42	2540.58	4.34	1.31	3.03	69.72	3.16	5166.09	7706.67	87.64

A1.3. Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida

Los datos del volumen acumulado fueron tomados de la tercera prueba de vaciado, ya que después de algunos ensayos de llenado y vaciado, el MF toma una mejor estructura, esto permite obtener datos más estables que se ajustan mejor a la curva teórica (Figura 20).

Con los resultados del volumen acumulado en la tercera prueba de vaciado y utilizando la ecuación 1 del capítulo 3, se obtiene el caudal de salida. En las siguientes tablas se muestran los datos de la tercera prueba de vaciado para los seis biofiltros y los resultados obtenidos para la ecuación 1 en los seis casos. El volumen acumulado corresponde a los espacios vacíos presentes en los biofiltros.

Tabla 18 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R1

REACTOR R1			
Tiempo (min)	Volumen (mL)	Vol acumulado (mL) (espacios vacíos)	Q salida (L/d)
0	0		
1	1288	1288	1854.72
2	1386	2674	1337.00
4	77	2751	687.75
15	239	2990	199.33
30	10	3000	100.00
60	6	3006	50.10
120	5	3011	25.09
240	156	3167	13.20
420	9	3176	7.56
1200	2	3178	2.65

Tabla 19 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R1'

REACTOR R1'			
Tiempo (min)	Volumen (mL)	Vol acumulado (mL) (espacios vacíos)	Q salida (L/d)
0	0		
1	1068	1068	1537.92
2	1150	2218	1109.00
4	64	2282	570.50
15	198	2480	165.33
30	9	2489	82.97
60	6	2495	41.58
120	4	2499	20.83
240	129	2628	10.95
420	6	2634	6.27
1200	1	2635	2.20

Tabla 20 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R2

REACTOR R2			
Tiempo (min)	Volumen (mL)	Vol acumulado (mL) (espacios vacíos)	Q salida (L/d)
0	0		
1	1500	1500	2160.00
2	1615	3115	1557.50
4	90	3205	801.25
15	297	3502	233.47
30	12	3514	117.13
60	8	3522	58.70
120	6	3528	29.40
240	181	3709	15.45
420	8	3717	8.85
1200	2	3719	3.10

Tabla 21 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R2'

REACTOR R2'			
Tiempo (min)	Volumen (mL)	Vol acumulado (mL) (espacios vacíos)	Q salida (L/d)
0	0		
1	1075	1075	1548.00
2	1158	2233	1116.50
4	64	2297	574.25
15	200	2497	166.47
30	8	2505	83.50
60	6	2511	41.85
120	5	2516	20.97
240	132	2648	11.03
420	5	2653	6.32
1200	1	2654	2.21

Tabla 22 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R3

REACTOR R3			
Tiempo (min)	Volumen (mL)	Vol acumulado (mL) (espacios vacíos)	Q salida (L/d)
0	0		
1	677	677	974.88
2	707	1384	692.00
4	518	1902	475.50
15	414	2316	154.40
30	169	2485	82.83
60	107	2592	43.20
120	72	2664	22.20
240	44	2708	11.28
420	18	2726	6.49
1200	39	2765	2.30

Tabla 23 Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida R3'

REACTOR R3'			
Tiempo (min)	Volumen (mL)	Vol acumulado (mL) (espacios vacíos)	Q salida (L/d)
0	0		
1	929	929	1337.76
2	970	1899	949.5
4	710	2609	652.25
15	568	3177	211.8
30	232	3409	113.6333
60	150	3559	59.31667
120	99	3658	30.48333
240	61	3719	15.49583
420	17	3736	8.895238
1200	54	3790	3.158333

Posteriormente, se graficó el caudal vs el volumen de espacios vacíos (figuras siguientes) que corresponden al volumen de agua acumulado dentro de los biofiltros, se ajusta a una curva y se obtiene la ecuación de esa curva.

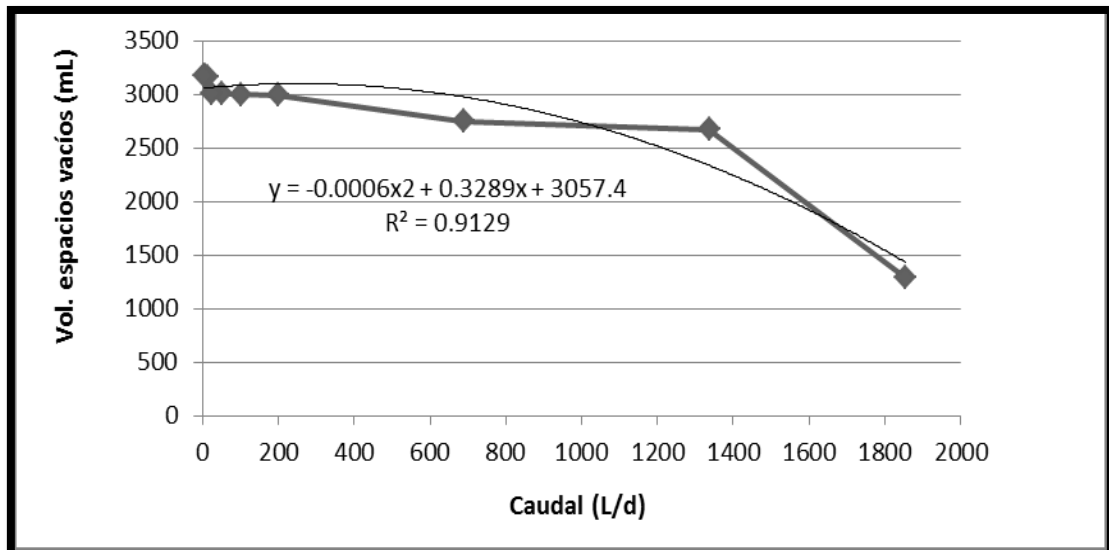


Figura 40 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R1

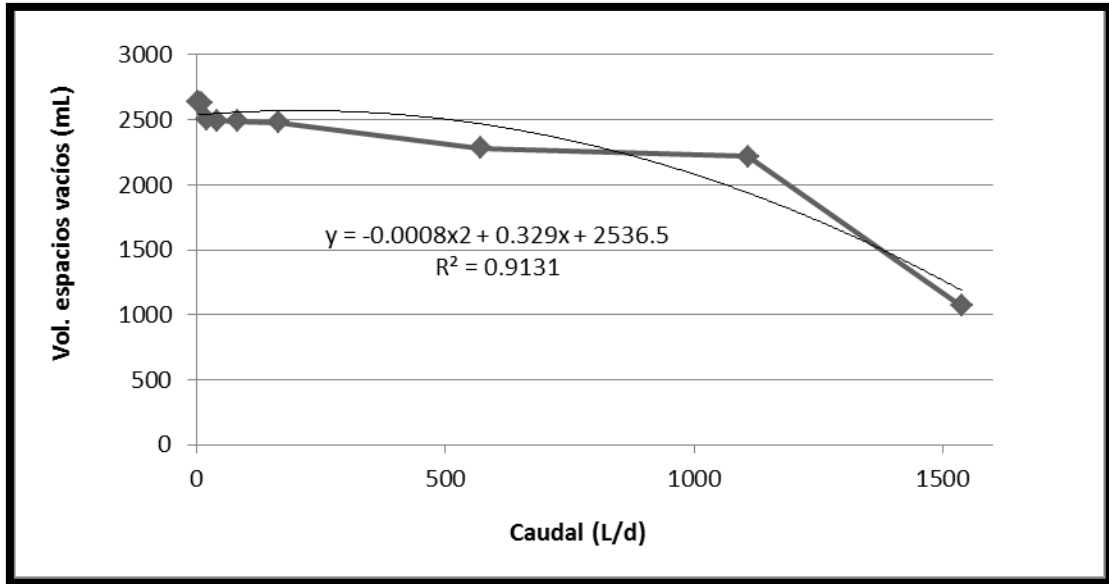


Figura 41 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R1'

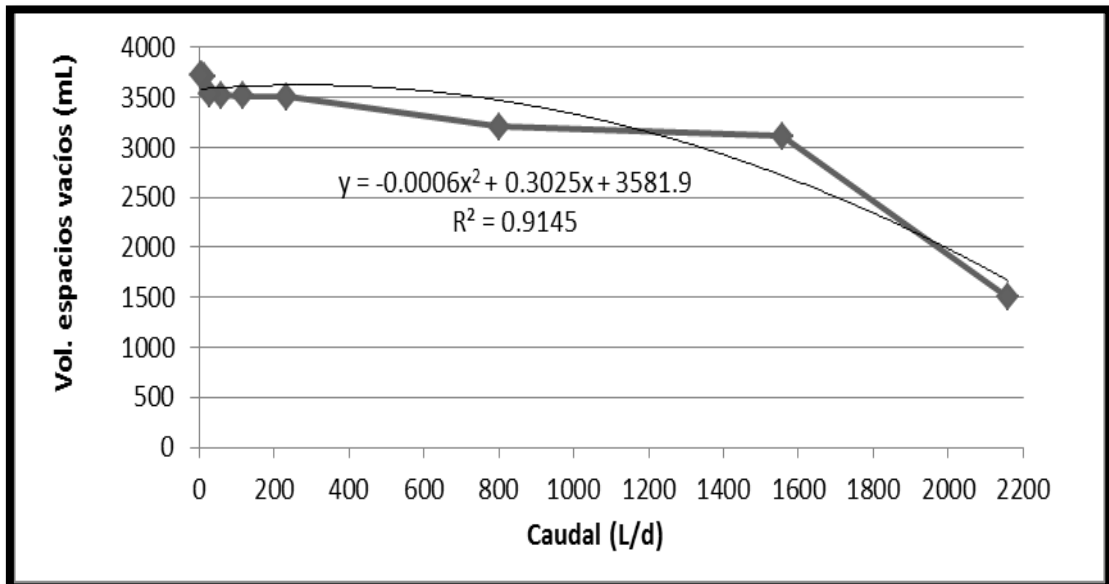


Figura 42 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R2

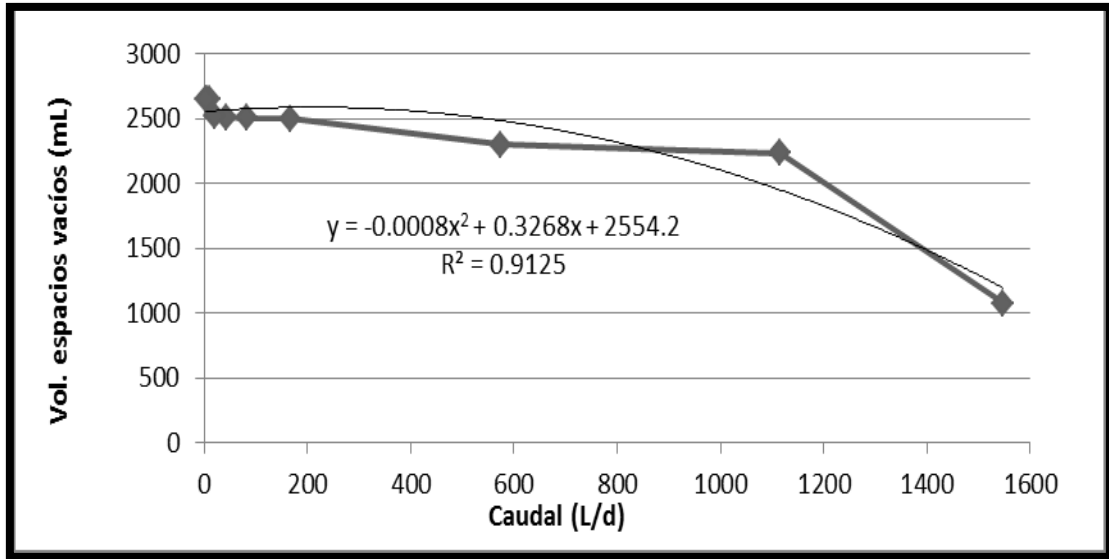


Figura 43 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R2'

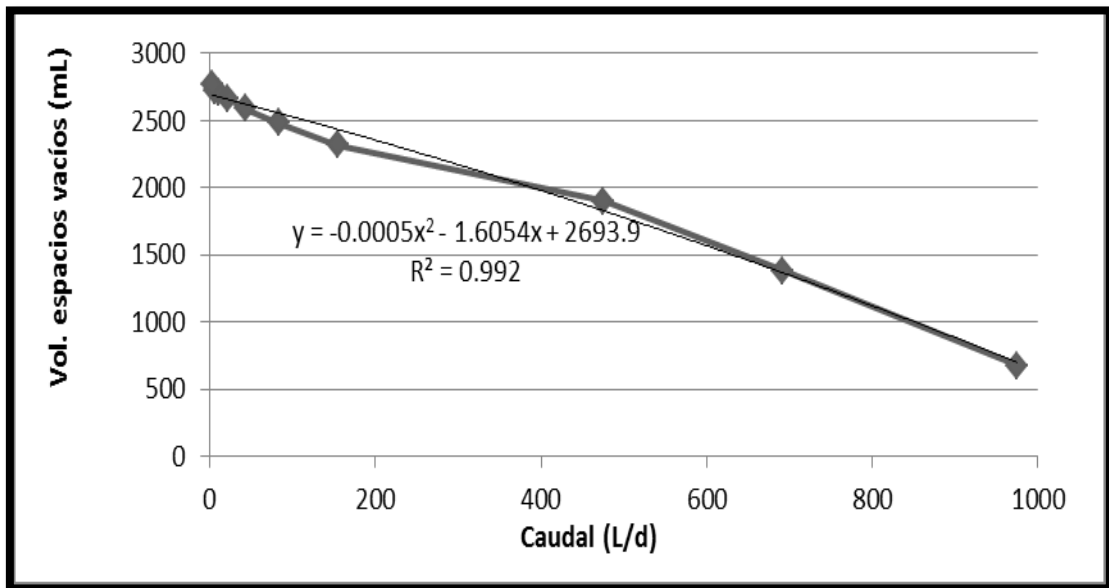


Figura 44 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R3

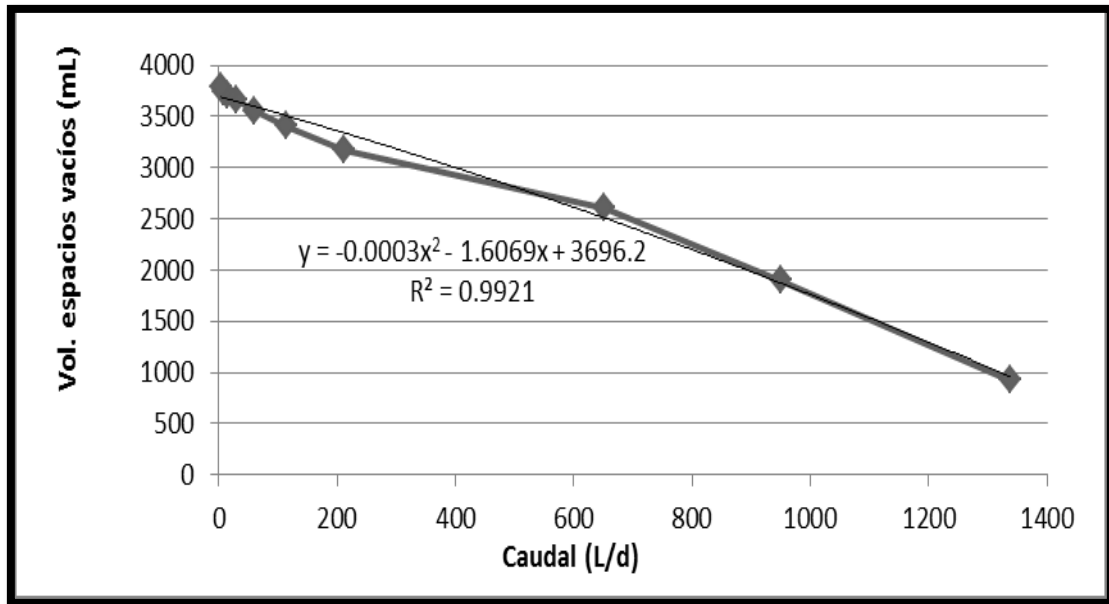


Figura 45 Espacios vacíos vs caudal de salida reactor R3'

A partir de las fórmulas obtenidas en las figuras anteriores se puede determinar el volumen de espacios vacíos en el medio filtrante para cualquier caudal y , por diferencia entre el volumen total de agua contenido en los diferentes biofiltros (porosidad *in situ*) y el volumen de espacios vacíos se obtiene el volumen de agua en tratamiento. Finalmente, con este dato se puede calcular el TRH.

A1.4. Determinación del tiempo de residencia hidráulico (TRH) en los biofiltros

Sustituyendo el caudal utilizado en las ecuaciones de las figuras anteriores, se obtiene el volumen de espacios vacíos para este caudal. Asimismo, por diferencia entre el volumen total de agua contenido en los materiales filtrantes y el volumen de espacios vacíos, se obtiene el volumen real de agua en tratamiento. Sustituyendo este valor de volumen real y el caudal utilizado en la ecuación (3) del capítulo 3 se obtiene el TRH. En la siguiente tabla se muestran los cálculos realizados.

Tabla 24 Calculo del tiempo de residencia hidráulico (TRH) en los biofiltros

	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
Ecuación de espacios vacíos	$y = -0.0006x^2 + 0.3289x + 3057.4$	$y = -0.0008x^2 + 0.329x + 2536.5$	$y = -0.0006x^2 + 0.3025x + 3581.9$	$y = -0.0008x^2 + 3268x + 2554.2$	$y = -0.0005x^2 - 1.6054x + 2693.9$	$y = -0.0003x^2 - 1.6069x + 3696.2$
Q (L·d ⁻¹)	2	2	2	2	2	2
Vol. de espacios vacíos (L)	3.05	2.53	3.58	2.55	2.69	3.69
Vol. correspondiente a la porosidad <i>in situ</i> (L)	6.94	6.65	6.98	7.02	7.56	7.70
Vol. real de agua en tratamiento (L)	3.88	4.11	3.40	4.47	4.87	4.01
TRH= Vreal/Q (Días)	1.94	2.06	1.70	2.24	2.44	2.01

ANEXO A2. Resultados analíticos de la operación de los reactores

Tabla 25 Resultados de pH y temperatura en influente (INF) y efluentes de los reactores

Día	pH							Temperatura muestra (°C)						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
1	8.12	4.51	3.5	3.88	4.56	4.23	4.2	24.3	24.5	24.2	24.5	24.4	24.1	24.5
3	8.2	4.72	3.66	4.52	5.2	4.98	4.3	25.6	24.4	24.5	25.4	25.4	24.8	24.8
14	8.1	3.63	3.08	4.02	3.18	3.48	3.68	23.7	23.8	24	24.3	24.3	24.7	24.5
17	7.92	3.01	3.27	5.26	3.39	3.58	4.57	23.5	23.5	23.4	23.4	23.3	23.3	23.2
18	8.73	3.44	2.84	3.71	3.52	3.65	3.68	24.6	24.5	24.6	24.5	24.4	24.3	24.5
25	7.43	5.02	3.91	5.44	5.01	4.47	5.27	24.1	24.2	24.2	24.6	24.7	24.8	24.8
28	7.63	3.2	2.73	4.67	3.34	3.85	3.74	23.2	23.2	23.3	23.5	23.2	23.3	22.9
30	7.15	5.26	4.57	3.39	3.27	3.58	3.01	25.8	26.1	26.2	26	26	26.3	26.3
35	7.59	5.44	5.27	5.01	3.91	4.47	5.02	26	26.3	25.5	25.6	26.2	25.5	25.8
38	8.19	4.02	3.68	3.18	3.08	3.48	3.46	22.4	22.5	23	23.5	23.5	23.5	24
43	8.23	3.71	3.68	3.52	2.84	3.65	3.44	24.1	24	23.8	23.6	24	24.1	24.3
45	7.97	4.67	3.74	3.34	2.73	3.19	3.2	24.5	24.5	24.4	24.5	24.4	24.4	24.5
49	8.02	5.76	3.59	3.04	2.83	3.34	3.34	21.5	21.4	20.8	20.9	21.1	21	20.9
53	8.82	3.52	4.77	2.69	2.66	2.98	3.08	20.4	21.1	21	21.4	21.5	21.6	21.8
56	8.31	3.88	3.56	2.67	2.72	2.76	2.77	23.8	23.8	24	24.2	24.5	24.7	24.9
60	8.36	3.17	3.59	3.24	3.29	3.05	3.04	23.2	23.2	23.3	23.5	23.2	23.3	22.9
65	8.53	3.64	3.8	3.36	3.49	3.13	3.15	24.5	24.5	24.6	24.7	24.7	24.8	24.8
68	8.2	3.6	3.92	3.29	3.53	3.08	3.15	22.9	23	22.9	22.9	22.9	22.8	22.7
71	7.67	3.59	3.66	3.37	3.73	3.19	3.15	23.2	23.3	23.2	23.3	23.3	23.5	23.5
75	7.6	3.53	2.85	2.89	3.28	2.78	2.63	24.2	24.3	24.4	24.3	24.3	24.5	24.5
79	8.35	4.4	3.5	3.8	3.57	3.38	3.01	25.3	25.3	25.2	25.2	25.2	25.2	25.2
81	8.06	4.9	3.3	3.6	3.4	3.1	2.9	23	23.2	23.5	23.5	23.6	23.6	23.5
85	7.81	5	3.25	3.35	3.28	2.96	2.77	24.3	24.3	24.4	21.4	24.2	24.3	24.4
88	7.6	4.5	3	3.03	3.5	2.9	2.6	25.1	24.9	24.9	25.2	25.3	25.3	24.9
92	7.73	3.95	2.91	2.68	3.75	2.78	2.48	23	23.1	23.2	23.5	23.5	23.7	23.8
95	8.04	3.8	3.03	2.98	3.02	2.87	2.59	24.2	24.2	24.3	24.4	24.5	24.4	24.4
99	8.54	3.79	3.3	3.47	2.61	3.05	3.07	21.8	21.9	21.8	22	22	21.1	22.2
102	8.42	3.63	3.3	3.68	3.74	2.87	2.84	23.9	23.8	23.9	24	24.2	24.1	24
106	8.25	4.5	4	3.8	3.7	3.8	3.4	25.3	25.3	25.4	25.3	25.3	25.2	25.3
110	8.19	5.34	4.81	3.82	3.8	4.55	3.93	25.7	25.8	26	26	26.1	26.2	26.3
113	8.59	5.32	5.36	3.45	4.2	4.6	3.24	25.4	25.4	25.6	25.7	25.6	25.7	25.8
115	8.24	3.29	3.27	3.65	3.6	2.48	2.44	25.7	25.6	25.7	25.7	25.7	25.7	25.7
117	7.43	4.1	3.96	4.29	4.79	3.47	3.44	25.6	25.8	25.8	25.7	25.8	25.6	26.2
121	8.06	3.85	3.94	4.46	4.73	3.45	3.46	22.2	22	22.2	22.1	22	21.9	21.9
123	8.76	3.91	3.98	4.54	4.87	3.02	3.55	24.2	24.3	24.5	24.7	24.7	24.8	24.6
125	8.74	3.87	3.79	5.95	4.98	3.53	3.36	21.4	21.6	21.8	22	22.1	22.2	22.2
127	8.54	3.84	3.78	6.74	4.94	3.45	3.31	22.8	22.8	23	23.2	23.3	23.3	23.4
129	8.76	3.62	3.58	6.8	5.08	3.37	3.11	22.6	22.7	23	23.1	23	23.2	23.2

Continuación Tabla 25

Día	pH							Temperatura muestra (°C)						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
134	8.22	2.76	2.91	7.99	5.43	2.79	2.78	27.4	27.2	27	27.2	27.1	27	27.1
136	8.45	2.83	2.9	7.32	5.26	2.75	3.43	20.5	20.8	21	21.4	21.4	21.5	21.7
138	8.7	2.91	2.88	6.72	5.07	2.72	3.91	25.4	25.7	26	26.8	26	26.2	26.4

Tabla 26 Resultados de conductividad y su porcentaje de reducción entre el influente (INF) y efluentes de los reactores

Día	Conductividad (µS/cm)							% REDUCCIÓN CONDUCTIVIDAD						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	
1	206	473	893	612	749	766	509	-130%	-333%	-197%	-264%	-272%	-147%	
3	294	712	700	583	410	641	818	-142%	-138%	-98%	-39%	-118%	-178%	
14	575	696	642	604	737	667	632	-21%	-12%	-5%	-28%	-16%	-10%	
17	722	702	732	688	695	632	673	3%	-1%	5%	4%	12%	7%	
18	698	573	598	571	582	599	525	18%	14%	18%	17%	14%	25%	
25	645	526	487	462	560	598	523	18%	24%	28%	13%	7%	19%	
28	664	497	388	426	433	387	325	25%	42%	36%	35%	42%	51%	
30	576	414	244	493	500	405	524	28%	58%	14%	13%	30%	9%	
35	845	472	563	232	639	738	508	44%	33%	73%	24%	13%	40%	
38	779	666	455	773	758	617	707	15%	42%	1%	3%	21%	9%	
43	1064	705	579	722	822	646	741	34%	46%	32%	23%	39%	30%	
45	866	726	604	745	858	802	792	16%	30%	14%	1%	7%	9%	
49	1278	941	782	852	902	829	904	26%	39%	33%	29%	35%	29%	
53	1942	894	875	886	994	1021	900	54%	55%	54%	49%	47%	54%	
56	1120	920	1003	973	1031	1080	1000	18%	10%	13%	8%	4%	11%	
60	1567	1144	1127	1105	1080	1011	1089	27%	28%	29%	31%	35%	31%	
65	1950	1806	1723	1606	1788	1651	1936	7%	12%	18%	8%	15%	1%	
68	1989	1546	1177	1845	1758	1865	1790	22%	41%	7%	12%	6%	10%	
71	1958	1332	1191	1722	1390	1561	1486	32%	39%	12%	29%	20%	24%	
75	1770	1330	1245	1211	1189	1279	1367	25%	30%	32%	33%	28%	23%	
79	1772	1258	1183	1273	1139	1320	1417	29%	33%	28%	36%	26%	20%	
81	1890	832	1039	1429	1281	1658	1604	56%	45%	24%	32%	12%	15%	
85	1585	1218	1143	1327	1173	1527	1120	23%	28%	16%	26%	4%	29%	
88	1921	856	909	699	864	1119	1136	55%	53%	64%	55%	42%	41%	
92	2715	1651	1418	798	1252	1006	1985	39%	48%	71%	54%	63%	27%	
95	3693	2179	1501	619	928	832	1357	41%	59%	83%	75%	77%	63%	
99	3840	1710	1765	1534	1419	1389	1420	55%	54%	60%	63%	64%	63%	
102	2564	2260	2250	1695	2130	2250	2530	12%	12%	34%	17%	12%	1%	
106	1866	1130	1061	619	1284	549	881	39%	43%	67%	31%	71%	53%	
110	2030	896	709	668	1154	482	708	56%	65%	67%	43%	76%	65%	
113	1766	935	1585	719	987	811	1168	47%	10%	59%	44%	54%	34%	
115	2380	1901	1934	830	2190	2100	2270	20%	19%	65%	8%	12%	5%	

Continuación Tabla 26

Día	Conductividad ($\mu\text{S/cm}$)							% REDUCCIÓN CONDUCTIVIDAD					
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
117	2602	2120	1945	881	2250	2350	2350	19%	25%	66%	14%	10%	10%
121	2490	2060	1835	908	2270	2420	2240	17%	26%	64%	9%	3%	10%
123	2310	1868	1748	845	2190	2170	1600	19%	24%	63%	5%	6%	31%
125	2230	1609	1187	1449	1715	1382	1331	28%	47%	35%	23%	38%	40%
127	2640	2310	1455	2230	2100	2050	1775	13%	45%	16%	20%	22%	33%
129	2993	2456	2592	2556	2386	2580	2370	18%	13%	15%	20%	14%	21%
131	2800	1184	1319	1018	958	1278	1360	58%	53%	64%	66%	54%	51%
134	2998	1150	1076	2513	809	1605	2073	62%	64%	16%	73%	46%	31%
136	3748	2613	2535	2271	1604	2805	3289	30%	32%	39%	57%	25%	12%
138	3850	1723	1745	1167	1272	1634	682	55%	55%	70%	67%	58%	82%

Tabla 27 Resultados de materia orgánica (MO) y su porcentaje de remoción entre el influente (INF) y efluentes de los reactores

Día	MO como DQO (mg/L)							% REMOCIÓN MO como DQO					
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
1	22	174	180	183	194	205	198	-691%	-718%	-732%	-782%	-832%	-800%
3	25	164	196	210	175	192	186	-556%	-684%	-740%	-600%	-668%	-644%
14	234	178	151	340	91	220	148	24%	35%	-45%	61%	6%	37%
17	310	143	71	47	58	70	88	54%	77%	85%	81%	77%	72%
18	320	63	84	82	54	84	83	80%	74%	74%	83%	74%	74%
25	133	21	59	42	77	65	96	84%	56%	68%	42%	51%	28%
28	579	47	101	73	18	64	10	92%	82%	87%	97%	89%	98%
30	110	48	65	112	51	82	73	56%	41%	-2%	54%	25%	34%
35	217	35	58	49	40	31	58	84%	73%	77%	82%	86%	73%
38	103	AG	AG	AG	AG	AG	AG	100%	100%	100%	100%	100%	100%
43	257	11	31	AG	AG	102	65	96%	88%	100%	100%	60%	75%
45	490	11	45	14	12	18	63	98%	91%	97%	98%	96%	87%
49	452	36	44	36	27	128	45	92%	90%	92%	94%	72%	90%
53	461	24	122	32	26	162	24	95%	74%	93%	94%	65%	95%
56	350	54	37	38	40	49	38	85%	89%	89%	89%	86%	89%
60	331	24	41	30	42	35	23	93%	88%	91%	87%	89%	93%
65	689	66	41	60	75	33	26	90%	94%	91%	89%	95%	96%
68	278	AG	AG	AG	AG	AG	AG	100%	100%	100%	100%	100%	100%
71	287	AG	AG	AG	AG	AG	AG	100%	100%	100%	100%	100%	100%
75	285	22	16	33	29	10	63	92%	94%	88%	90%	96%	78%
79	788	35	48	35	31	35	36	96%	94%	96%	96%	96%	95%
81	463	105	63	50	46	45	41	77%	87%	89%	90%	90%	91%
85	259	74	77	65	61	54	45	71%	70%	75%	76%	79%	83%
88	390	116	77	59	62	62	57	70%	80%	85%	84%	84%	86%

Continuación Tabla 27

Día	MO como DQO (mg/L)							% REMOCIÓN MO como DQO						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	
92	875	58	76	53	63	70	68	93%	91%	94%	93%	92%	92%	
95	265	52	62	120	108	88	87	80%	77%	55%	59%	67%	67%	
99	923	42	69	38	27	118	64	95%	93%	96%	97%	87%	93%	
102	880	52	69	52	60	65	59	94%	92%	94%	93%	93%	93%	
106	962	52	81	200	199	76	56	95%	92%	79%	79%	92%	94%	
110	1043	51	92	365	338	87	52	95%	91%	65%	68%	92%	95%	
113	355	63	28	185	182	32	10	82%	92%	48%	49%	91%	97%	
115	472	AG	35	72	66	8	105	100%	93%	85%	86%	98%	78%	
117	855	51	67	113	128	54	AG	94%	92%	87%	85%	94%	100%	
121	528	68	68	173	104	42	49	87%	87%	67%	80%	92%	91%	
123	1015	AG	AG	101	AG	AG	14	100%	100%	90%	100%	100%	99%	
125	392	52	48	70	70	46	114	87%	88%	82%	82%	88%	71%	
127	396	34	25	57	60	26	32	91%	94%	86%	85%	93%	92%	
129	321	69	65	63	49	48	51	79%	80%	80%	85%	85%	84%	
131	381	AG	AG	90	48	14	32	100%	100%	76%	87%	96%	92%	
134	858	74	43	129	67	27	26	91%	95%	85%	92%	97%	97%	
136	481	70	70	135	130	AG	28	85%	85%	72%	73%	100%	94%	
138	1008	72	89	255	210	64	191	93%	91%	75%	79%	94%	81%	

Tabla 28 Concentraciones de N-NH₄⁺ en agua residual, orina humana, influente y efluentes.

Día	N-NH ₄ ⁺ (mg/L) AR	N-NH ₄ ⁺ (mg/L) Orina	V INF Orina + AR (L)	Vol Orina (L)	N-NH ₄ ⁺ (mg/L)							
					Inf Teo	Inf Real	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
1	23.8	4760	20	0.05	10	11	11	13	11	11	12	11
3	25.9	4600			15	15	19	14	15	11	13	14
14	29.2	AR	AR	AR	AR	29	7	7	8	11	7	10
17	36.7	AR	AR	AR	AR	37	4	5	6	15	8	10
18	35.45	AR	AR	AR	AR	35	12	10	16	18	13	12
25	32.75	AR	AR	AR	AR	33	18	12	17	23	15	14
28	23	4466	43	0.0409	27	34	18	14	13	16	14	19
30	23.2	4990	45	0.0343	27	28	14	11	15	6	14	12
35	33	5670	37	0.0783	45	46	25	13	17	2	19	12
38	24.1	5689	45	0.2207	52	37	11	15	13	3	14	14
43	32	4350	44	0.2832	60	54	10	20	11	2	17	17
45	38.5	6350	42	0.2414	75	64	12	23	5	2	19	15
49	37.4	4200	45	0.5100	85	84	11	14	0	1	9	8
53	20.4	4600	43	0.8376	110	104	14	0	0	2	18	12
56	21.7	4500	45	0.8830	110	110	23	41	7	18	21	19

Continuación Tabla 28

Día	N-NH4 (mg/L) AR	N-NH4 (mg/L) Orina	V INF Orina + AR (L)	Vol Orina (L)	N-NH ₄ ⁺ (mg/L)							
					Inf Teo	Inf Real	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
60	34	5600	43	0.7371	130	162	43	45	35	33	30	41
65	26.4	6075	44	0.7504	130	140	63	40	43	52	49	65
68	38	4365	45	0.9485	130	120	61	45	76	67	71	62
71	38.4	5900	44	0.6831	130	125	41	31	62	42	41	36
75	38.3	4930	45	0.8370	130	148	46	42	39	31	44	36
79	24.5	5600	44	0.8289	130	162	54	40	32	29	41	34
81	32.5	4440	44	0.9662	130	130	28	30	42	42	38	29
85	28	6016	44	0.7460	130	148	41	33	39	38	35	18
88	35.25	6263	43	0.9938	180	178	37	31	18	22	35	27
92	31.9	3990	44	1.6332	180	182	70	54	43	51	48	73
95	33.4	4020	45	1.6410	180	179	65	58	42	39	50	67
99	33	6045	44	1.0700	180	185	51	50	39	43	45	52
102	32	4835	43	1.1384	160	163	43	46	36	50	39	51
106	30	4770	44	1.1992	160	170	45	41	42	54	33	44
110	41	5500	45	0.9736	160	173	38	27	36	47	23	26
113	29	4355	44	1.3235	160	161	37	61	49	42	49	58
115	41	4966	44	1.0544	160	199	39	51	37	106	79	58
117	28.5	5767	46	1.0489	160	178	27	35	47	79	63	50
121	38	4383	40	1.1134	160	180	32	31	36	86	69	54
123	40	4383	43	1.1773	160	172	67	45	35	100	68	47
125	28	4700	44	1.2357	160	185	33	31	64	83	52	34
127	40	5683	43	0.9080	160	177	36	31	54	72	57	34
129	30	4823	45	1.2129	160	170	47	53	75	56	45	48
131	27.5	3366	43	1.6927	160	165	35	33	60	58	53	51
134	45	4750	43	1.0411	160	180	22	22	53	19	28	42
136	35.5	4800	43	1.1153	160	350	50	54	55	55	78	53
138	32	5942	42	0.9047	160	400	65	69	84	70	71	29

Tabla 29 porcentajes de remoción de N-NH₄⁺ en los reactores.

Día	% REMOCIÓN N-NH ₄ ⁺					
	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
1	-7%	-28%	0%	-7%	-17%	0%
3	-28%	1%	-5%	25%	13%	6%
14	77%	76%	72%	62%	76%	67%
17	90%	86%	83%	59%	78%	74%
18	65%	71%	55%	51%	63%	67%
25	47%	65%	50%	31%	53%	56%

Continuación Tabla 29

Día	% REMOCIÓN N-NH ₄ ⁺					
	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
28	47%	59%	63%	53%	59%	44%
30	50%	61%	47%	79%	51%	58%
35	45%	71%	62%	95%	58%	74%
38	70%	59%	66%	93%	64%	61%
43	81%	64%	79%	96%	68%	69%
45	82%	65%	92%	97%	71%	76%
49	87%	84%	100%	99%	90%	90%
53	87%	100%	100%	98%	82%	89%
56	79%	63%	94%	84%	81%	82%
60	73%	72%	78%	79%	81%	75%
65	55%	71%	69%	63%	65%	54%
68	49%	62%	37%	44%	41%	48%
71	67%	75%	50%	66%	67%	71%
75	69%	72%	74%	79%	70%	75%
79	67%	75%	80%	82%	75%	79%
81	78%	77%	68%	68%	71%	78%
85	72%	78%	74%	74%	76%	88%
88	79%	83%	90%	88%	80%	85%
92	62%	70%	76%	72%	74%	60%
95	64%	68%	77%	78%	72%	63%
99	72%	73%	79%	77%	76%	72%
102	73%	72%	78%	69%	76%	68%
106	74%	76%	75%	68%	81%	74%
110	78%	84%	79%	73%	87%	85%
113	77%	62%	70%	74%	70%	64%
115	80%	75%	82%	47%	60%	71%
117	85%	80%	74%	56%	65%	72%
121	82%	83%	80%	52%	62%	70%
123	61%	74%	80%	42%	60%	73%
125	82%	83%	65%	55%	72%	82%
127	80%	82%	69%	59%	68%	81%
129	72%	69%	56%	67%	74%	72%
131	79%	80%	64%	65%	68%	69%
134	88%	88%	71%	89%	84%	77%
136	86%	85%	84%	84%	78%	85%
138	84%	83%	79%	83%	82%	93%

ANEXO A3. Características de las especies

A3.1. *Typha domingensis*

La espadaña, tule o totora, como comúnmente se le conoce se ubicada en distribución, robusta, capaz de crecer bajo diversas condiciones ambientales, y se propaga fácilmente, por lo que representa una especie de planta ideal para un humedal artificial. También es capaz de producir una biomasa anual grande y tiene un potencial pequeño de remoción de N y P por la vía de la poda y cosecha. Los rizomas de espadaña plantados a intervalos de aproximadamente 0.6m pueden producir una cubierta densa en menos de un año. Tiene una relativa baja penetración en grava ± 0.3 m (Lara, 1999).

Son plantas acuáticas que superan los 2.5 m de altura y cuyas hojas están dispuestas en líneas longitudinales y comúnmente extendiéndose hacia la base del tallo.

La inflorescencia es café claro, cuya espiga masculina es hasta de 42 cm de largo y 1.5 cm de ancho, y, en general, están separadas de las femeninas por 0.7 a 5 cm, las cuales crecen hasta 48 cm de largo y 2 cm de diámetro. (Rzedowski y Rzedowski, 2001).

Esta planta se encuentra frecuentemente en cuerpos de agua como estanques y canales de riego, sobre todo en el trópico. Nombres comunes, en España; tule, masa de agua, cola de gato, cola pecho, petalzimicua, vela de sabana; en idiomas indígenas de México, beecho, colabecho, peecho, cola-yaquema (lengua zapoteca, Oaxaca), puh (lengua maya, Yucatán) y en inglés, Southern cattail (Martínez, 1979).

Es originaria de América y de amplia distribución en Eurasia y África, en México se puede encontrar en Aguascalientes, Baja California Norte, Baja California Sur, Campeche, Chiapas, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, Sinaloa, Tlaxcala, Veracruz, Yucatán. A nivel mundial se encuentra en arroyos, lagunas y marismas saladas o dulces y eutrofizadas. En la región Mediterránea, se encuentra en Asia, Macaronesia (Canarias, Cabo Verde) y regiones tropicales de América y África. Su nombre en inglés es Southern cattail.

Algo importante a mencionar es que esta especie ha sido erróneamente citada por algunos autores, para el Valle de México como *T. angustifolia*, la cual se reconoce de la región boreal de ambos hemisferios y austral de nuestro continente y a diferencia de la *T. domingensis*.

Comúnmente, es empleada para la elaboración de "huertos" que son construidos con las hojas de esta planta durante la Semana Santa. Importantes en la construcción son sus hojas conocidas como "tule", las que son colocadas para formar techos de chozas o para hacer amarres y unir los postes. Además de que también tiene importancia en el hogar, ya que sus hojas maduras son usadas para la elaboración de enseres domésticos, tales como respaldos y asientos de sillas, el tejido de petates, y para la elaboración de "sopladores" o "aventadores". También, la inflorescencia de esta especie mezclada con lodo, sirve para construir el "tlecuil" o "pretil" y "cómales" en la cocina.

Esta especie tienen crecimiento del tallo monopodial mientras que *Phragmites australis* tiene crecimiento simpodial.

La ramificación Monopodial (Monopodio); puede tener un desarrollo definido por transformación de la yema apical en una flor o que esa pueda quedar en reposo o muera, dando así una Ramificación Simpodial (sistema de ramificación simpódico), en que dos o varias ramas laterales se encargan de seguir el crecimiento y de forma a nuevos brotes laterales.

La ramificación monopodial puede ser aislada o alterna cuando de cada nudo nace una sola rama; opuesta, cuando de cada nudo nacen dos ramas oponiéndose; y verticilada, cuando de cada nudo nacen varias ramas en distintas direcciones.

En la ramificación simpodial; si dos ramas laterales del mismo orden se encargan de seguir la ramificación

Para clasificar el rizoma McClure propuso en 1925 los términos de monopodial y simpodial, para los dos grandes grupos de bambú; luego en 1966, estos términos fueron cambiados por el mismo autor de acuerdo con la morfología del rizoma en leptomorfo (Figura 46).

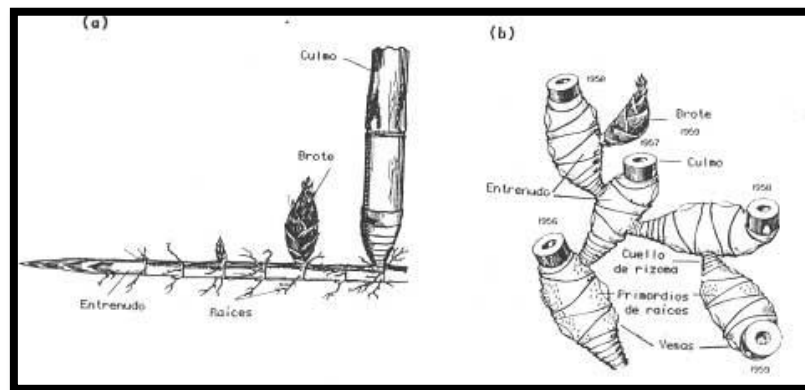


Figura 46 Clasificación de rizoma

A3.2. Phragmites australis

Carrizo (*Phragmites australis*), es una gramínea que habita en las márgenes de lagos y arroyos en lugares soleados. Esta planta puede resistir aguas altamente contaminadas con sustancias orgánicas y se alimenta de los nutrientes, en particular nitrógeno, debido a su adaptabilidad esta planta se encuentra distribuida en todo el mundo. El carrizo es una de las especies más usadas en la construcción de humedales. (Wissing & Hofmann, 2002).

Los carrizos, son anuales y altos con un rizoma perenne extenso. Logran un muy buen cubrimiento en un año con separación de 0.6 m. Los sistemas que utilizan carrizos pueden ser más eficaces en la transferencia de oxígeno por que los rizomas penetran verticalmente aproximadamente 0.4m, más profundamente que los de las espadañas, aunque menos con los juncos. Son muy usados para humedales artificiales porque presentan la ventaja de que tienen un bajo valor alimenticio y, por lo tanto, no se ven atacadas por animales como otros tipos de plantas (Lara, 1999).

Es una macrofita emergente de la familia de las Poáceas, de nombres comunes carrizo, ranquil, maicillo, que depende de la región (Ramírez et al., 1982). Planta perenne con tallos de 2 a 5 m de altura, produce como inflorescencia una penícula grande hasta de 45 cm de largo. Crece en los bordes de lagunas, ríos, arroyos, canales y pantanos de agua dulce.

En el tratamiento del agua residual colaboran las plantas sólo de manera indirecta. Su función más importante es proporcionar un medio propicio para la desintegración aerobia de los nutrientes y la nitrificación, así como, el mantenimiento de la porosidad y la aireación del filtro, a través, de la creación de nuevos canales en el mismo debido al crecimiento de las raíces, además, estas plantas consumen una gran parte de los nutrientes para seguir creciendo.

ANEXO A4. Datos para balance de nitrógeno.

Los datos de la última fila de cada tabla corresponden a los promedios de cada columna.

Tabla 30 Resultados de NT en el último mes de experimentación

Día	N-TOTAL (mg/L)						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
115	203	43	52	50	108	82	61
117	185	54	48	59	99	71	63
121	205	68	45	63	100	70	56
123	200	75	47	55	105	70	52
125	200	65	49	78	86	62	55
127	203	50	51	80	76	60	53
129	180	50	58	103	58	47	51
131	198	53	46	85	69	58	57
134	200	49	49	79	48	46	52
136	359	68	70	84	63	90	56
138	468	68	76	118	74	75	32
	236	58	54	78	81	66	53

Tabla 31 Resultados de N-NH₄⁺, NTK y N-Org en el último mes de experimentación

Día	N-NH ₄ ⁺							NTK							N-ORGÁNICO α						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
115	199	39	51	37	106	79	58	203	43	52	49	108	82	61	4	4	1	13	2	3	3
117	178	27	35	47	79	63	50	185	54	48	58	99	71	63	7	27	13	11	20	8	13
121	180	32	31	36	86	69	54	205	67	45	62	100	69	56	25	35	14	26	14	0	2
123	172	67	45	35	100	68	47	200	74	47	54	105	70	51	28	7	2	19	5	2	4
125	185	33	31	64	83	52	34	199	65	49	77	86	62	55	14	32	18	13	3	10	21
127	177	36	31	54	72	57	34	203	50	51	80	76	60	53	26	14	20	26	4	3	19
129	170	47	53	75	56	45	48	180	50	58	102	57	47	51	10	3	5	27	1	2	3
131	165	35	33	60	58	53	51	198	53	46	85	68	58	56	33	18	13	25	10	5	5
134	180	22	22	53	19	28	42	200	49	48	79	47	45	51	20	27	26	26	28	17	9
136	350	50	54	55	55	78	53	359	67	69	84	62	89	54	9	17	15	29	7	11	1
138	400	65	69	84	70	71	29	468	67	75	118	73	74	30	68	2	6	34	3	3	1
	214	41	41	55	71	60	45	236	58	53	77	80	66	53	22	17	12	23	9	6	7

Tabla 32 Resultados de $N-NO_2^-$ y $N-NO_3^-$ en el último mes de experimentación

Día	N-NO2 (Nitritos)							N-NO3 (Nitratos)						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
115	0.06	0.14	0.13	0.19	0.13	0.11	0.14	0.09	0.27	0.24	0.41	0.22	0.24	0.30
117	0.04	0.15	0.14	0.23	0.14	0.11	0.14	0.12	0.33	0.30	0.44	0.27	0.25	0.29
121	0.07	0.18	0.15	0.23	0.13	0.12	0.16	0.10	0.34	0.32	0.48	0.30	0.25	0.28
123	0.05	0.19	0.17	0.25	0.16	0.12	0.15	0.12	0.37	0.33	0.49	0.31	0.26	0.29
125	0.04	0.15	0.15	0.19	0.15	0.15	0.15	0.11	0.34	0.31	0.38	0.31	0.27	0.31
127	0.05	0.15	0.15	0.16	0.16	0.15	0.16	0.09	0.31	0.30	0.33	0.30	0.29	0.30
129	0.04	0.14	0.15	0.14	0.15	0.14	0.15	0.09	0.29	0.27	0.26	0.30	0.32	0.32
131	0.06	0.16	0.15	0.12	0.17	0.16	0.29	0.12	0.30	0.31	0.28	0.36	0.32	0.56
134	0.07	0.18	0.16	0.14	0.20	0.16	0.40	0.15	0.32	0.34	0.26	0.40	0.34	0.82
136	0.09	0.17	0.19	0.12	0.22	0.18	0.53	0.18	0.36	0.35	0.27	0.46	0.34	1.05
138	0.11	0.19	0.20	0.14	0.25	0.19	0.64	0.21	0.37	0.38	0.25	0.50	0.36	1.31
	0.06	0.16	0.16	0.17	0.17	0.15	0.26	0.13	0.33	0.31	0.35	0.34	0.29	0.53

Tabla 33 Resultados de $N-NO_2^- + N-NO_3^-$ en el último mes de experimentación

Día	N(NO3+NO2)						
	INF	R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
115	0.15	0.41	0.37	0.60	0.35	0.35	0.43
117	0.16	0.48	0.43	0.67	0.41	0.37	0.43
121	0.17	0.52	0.46	0.71	0.44	0.37	0.44
123	0.18	0.55	0.49	0.74	0.47	0.38	0.44
125	0.15	0.49	0.46	0.57	0.46	0.42	0.45
127	0.14	0.46	0.44	0.48	0.46	0.44	0.46
129	0.13	0.43	0.43	0.40	0.46	0.46	0.47
131	0.18	0.46	0.46	0.40	0.53	0.48	0.84
134	0.23	0.49	0.50	0.40	0.60	0.50	1.21
136	0.27	0.53	0.54	0.40	0.67	0.52	1.58
138	0.32	0.56	0.58	0.39	0.75	0.55	1.95
	0.19	0.49	0.47	0.52	0.51	0.44	0.79

ANEXO A5. Análisis estadístico

Con los resultados obtenidos en la última etapa de operación (un mes) se llevó a cabo un análisis de varianza (ANOVA) para poder determinar si existen diferencias significativas entre cada una de las tres configuraciones diferentes de biofiltración (tratamientos), tomando en cuenta los resultados de remoción obtenidos en los efluentes de los 6 reactores.

Se compararon las medias de cada una de las configuraciones, M1 = (columna R1 y réplica R1') con M2 = (columna R2 y réplica R2') y M3 = (columna R3 y réplica R3'). Teniendo como variable respuesta la remoción de $N-NH_4^+$ y NT, producto del balance de nitrógeno.

Tabla 34 Porcentajes de remoción de $N-NH_4^+$ por reactor

R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
80.40	74.62	81.57	46.73	60.30	70.85
84.83	80.34	73.60	55.62	64.61	71.91
82.22	82.78	80.00	52.22	61.67	70.00
61.05	73.84	79.65	41.86	60.47	72.67
82.16	83.24	65.41	55.14	71.89	81.62
79.66	82.49	69.49	59.32	67.80	80.79
72.35	68.82	55.88	67.06	73.82	71.76
78.79	80.00	63.64	64.85	67.88	69.09
87.78	87.78	70.56	89.44	84.44	76.67
85.71	84.57	84.29	84.29	77.71	84.86
83.75	82.75	79.00	82.50	82.25	92.73

Ho= Ti=0

OBS.	TRATAMIENTOS			TOTAL
	M1	M2	M3	
1	77.51	64.15	65.58	
2	82.58	64.61	68.26	
3	82.50	66.11	65.83	
4	67.44	60.76	66.57	
5	82.70	60.27	76.76	
6	81.07	64.41	74.29	
7	70.59	61.47	72.79	
8	79.39	64.24	68.48	
9	87.78	80.00	80.56	
10	85.14	84.29	81.29	
11	83.25	80.75	87.49	
TOTALES	879.97	751.05	807.90	2438.92
No. OBS.	11.00	11.00	11.00	33.00
MEDIAS	80.00	68.28	73.45	73.91

Tabla 35 Tabla de ANOVA para N-NH₄⁺

TABLA DE ANOVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	180252.2840	180252.2840	
Entre tratamientos	2	758.9146	379.4573	6.7185
EE	30	1694.3783	56.4793	
TOTAL	33	182705.5769		

Sí $\alpha=0.05$
 $F_c 0.95,2,33= 3.32$ por lo tanto $F > F_c (6.72 > 3.23)$

Por lo tanto Ho no se acepta, sí hay diferencias Significativas entre los tratamientos M1, M2 y M3.

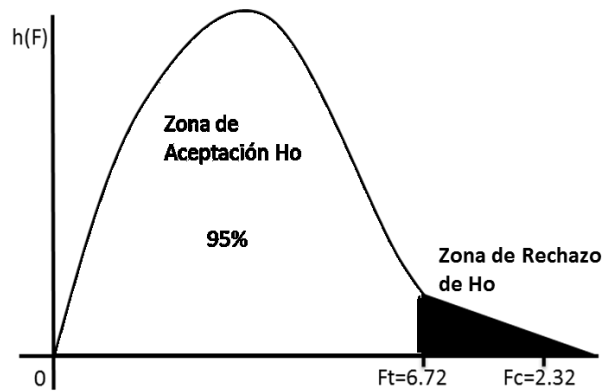


Figura 47 Prueba de Fisher para evaluación de N-NH₄⁺

Tabla 36 Porcentajes de remoción de NT por reactor

R1	R1'	R2	R2'	R3	R3'
78.61	74.13	75.12	48.76	59.20	70.15
70.81	74.05	68.11	46.49	61.62	65.95
66.83	78.05	69.51	51.22	66.10	72.68
62.50	77.50	73.25	47.50	65.00	75.00
67.42	75.44	60.90	56.89	68.92	72.43
75.37	74.88	60.59	67.49	73.89	73.89
73.89	67.78	43.06	68.06	75.00	71.67
73.23	76.77	47.47	72.98	70.71	74.75
75.50	75.50	45.00	76.00	67.00	74.00
77.14	80.00	64.57	85.71	82.86	86.86
85.63	84.17	76.04	84.79	84.38	93.75

Ho= Ti=0

OBS.	TRATAMIENTOS			TOTAL
	M1	M2	M3	
1	76.37	61.94	64.68	
2	72.43	57.30	63.78	
3	72.44	60.37	69.39	
4	70.00	60.38	70.00	
5	71.43	58.90	70.68	
6	75.12	64.04	73.89	
7	70.83	55.56	73.33	
8	75.00	60.23	72.73	
9	75.50	60.50	70.50	
10	78.57	75.14	84.86	
11	84.90	80.42	89.06	
TOTALES	822.59	694.76	802.90	2320.25
No. OBS.	11.00	11.00	11.00	33.00
MEDIAS	74.78	63.16	72.99	70.31

Tabla 37 Tabla de ANOVA para NT

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	163137.9868	163137.9868	
Entre tratamientos	2	861.3363	430.6681	9.5472
EE	30	1353.2828	45.1094	
TOTAL	33	165352.6059		
Sí $\alpha=0.05$				
$F_c 0.95,2,33=$	3.32	por lo tanto	$F > F_c (9.55 > 3.23)$	
Por lo tanto H_0 no se acepta, sí hay diferencias Significativas entre los tratamientos M1, M2 y M3.				

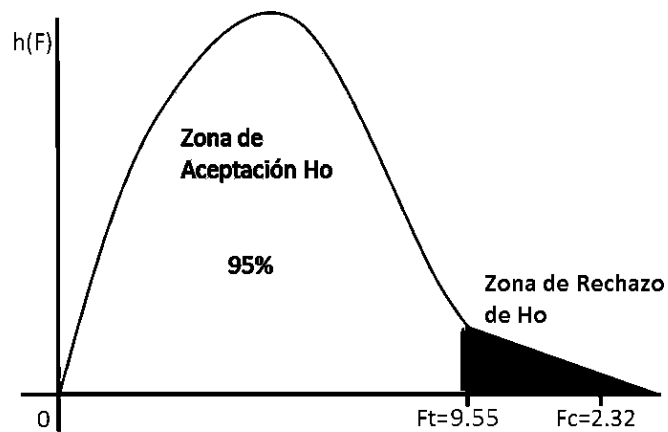


Figura 48 Prueba de Fisher para evaluación de NT

ANEXO A6. Hidrólisis de la urea

En este anexo se resumen y representan como tablas todos los datos obtenidos de las pruebas de hidrólisis de la urea, variación de pH.

Tabla 38 Datos cinética orina humana

Orina				
Tiempo (hr)	N-NH ₄ ⁺ (mg/L)	pH	T (°C)	K = C - Co
0	4300	8.98	19.3	0
1	4325	8.99	19.8	25
2	4500	8.99	25.3	200
3	4967	9.01	26.0	667
4	5175	9.02	26.2	875
7	5275	9.05	27.5	975
10	5650	9.07	25.2	1350
13	5750	9.08	23.6	1450
16	5975	9.11	23.7	1675
19	6225	9.12	20.7	1925
22	6633	9.14	23.7	2333
25	6767	9.17	27.4	2467
28	7020	9.22	24.8	2720
31	7450	9.24	21.8	3150
34	7625	9.25	26.6	3325
37	7800	9.29	24.4	3500
40	7925	9.31	24.2	3625
43	8125	9.36	20.2	3825
46	8175	9.42	23.6	3875
49	8250	9.44	25.4	3950
52	8300	9.56	25.7	4000
55	8425	9.64	25.3	4125

Tabla 39 Datos cinética orina humana + agua residual

Orina + Agua residual				
Tiempo (hr)	N-NH₄⁺ (mg/L)	pH	T (°C)	K = C - Co
0	165	8.34	26.3	0
1	170	8.36	25.9	5
2	175	8.44	26.4	10
3	177.5	8.46	26.1	12.5
4	180	8.48	26	15
7	185	8.48	21.1	20
10	186	8.49	25.2	21
13	187.5	8.52	27.5	22.5
16	192.5	8.53	21.8	27.5
19	195	8.53	21.4	30
22	230	8.54	23.4	65
25	230	8.54	25.6	65
28	245	8.56	24.7	80
31	250	8.58	24.3	85
34	263	8.59	23.5	98
37	272.5	8.59	25.2	107.5
40	277.5	8.6	21.3	112.5
43	287.5	8.64	20.8	122.5
46	300	8.66	24	135
49	310	8.77	24.2	145
52	320	8.89	26.8	155
55	327.5	9.27	25.9	162.5

C =Concentración a cualquier tiempo

Co =Concentración inicial

K = Pendiente de formación o desaparición del compuesto de interés