

2
20j

IMPRESA DE LA UNIV. NAC. AUTÓNOMA DE MÉXICO
ESTADÍSTICA AL 16 DE 1988

NITRIFICACION Y DESTRUCCION DE ALCALINIDAD EN UNA UNIDAD DE
BIODISCOS ESTRUCTURALMENTE MODIFICADA Y SU EFECTO SOBRE EL
CRECIMIENTO DE ALGAS EN EL EFLUENTE ALMACENADO

MERCEDES ESPERANZA RAMIREZ CAMPEROS

TESIS

Presentada a la Division de Estudios de

Posgrado de la

FACULTAD DE INGENIERIA

de la

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MEXICO

como requisito para obtener

el grado de

MAESTRO EN INGENIERIA
(AMBIENTAL)

CIUDAD UNIVERSITARIA, enero 1988

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Resumen: Nitrificación y destrucción de alcalinidad en una unidad de Biodiscos Estructuralmente modificada y su efecto sobre el crecimiento de algas en el efluente almacenado

El presente trabajo se realizó en una unidad piloto de Biodiscos que recibe el afluente de las aguas residuales de la Ciudad Universitaria con un flujo constante de 2.5 l/min. el cual presenta un alto contenido de alcalinidad y bajas concentraciones de nitrógeno amoniacal, por lo tanto se tenía una fuente externa de amoniaco para estudiar la destrucción de alcalinidad del sistema.

Se estudió el proceso de nitrificación y los parámetros que intervienen en el proceso obteniéndose una eficiencia del 99%. Se prueba que se cumple la relación estequiométrica existente entre la nitrificación y la destrucción de alcalinidad con un nivel de confianza del 95%, utilizando para esto el análisis de varianza.

Se hace un estudio preliminar sobre el efecto del carbono inorgánico en el crecimiento de algas, utilizando dos lagunas que se diferencian por su contenido en alcalinidad y los sólidos suspendidos volátiles se utilizan como indicadores del crecimiento de algas. Los resultados obtenidos indican que la destrucción de alcalinidad por nitrificación no siempre proporciona un sistema donde la concentración de carbón inorgánico pueda ser limitante del crecimiento de algas, también deben considerarse las condiciones ambientales y el pH. La presencia de especies dominantes en las lagunas, *Scenedesmus* y *Diatomeas* respectivamente, indican la importancia que tiene la concentración de carbón en la sucesión y dominancia de las algas.

El efluente de estas lagunas, es también adecuado para su uso en el riego de cultivos que no se consuman crudos y no estén en contacto directo con el suelo.

También se presenta una amplia revisión bibliográfica sobre los principales conceptos involucrados en el estudio como son: nitrificación, alcalinidad y destrucción de alcalinidad y el papel del carbón inorgánico como limitante del crecimiento de algas que es un concepto innovativo en el control de la eutroficación.

INDICE GENERAL

| | |
|---|----|
| INTRODUCCION..... | 1 |
| 1. OBJETIVOS..... | 3 |
| 2. NITRIFICACION..... | 4 |
| 2.1. Microbiología y Bioquímica..... | 4 |
| 2.2. Cinética de nitrificación..... | 7 |
| 2.2.1. Efecto de la concentración de amoníaco..... | 9 |
| 2.2.2. pH..... | 10 |
| 2.2.3. Temperatura..... | 12 |
| 2.2.4. Concentración de oxígeno disuelto..... | 13 |
| 2.2.5. Inhibición de la nitrificación y concen- tración de sustancias tóxicas..... | 14 |
| 2.2.6. Expresión cinética combinada..... | 18 |
| 2.3. Clasificación de los procesos de nitrificación..... | 19 |
| 2.3.1. Proceso de nitrificación combinada..... | 19 |
| 2.3.2. Proceso de nitrificación simple..... | 20 |
| 2.4. Nitrificación por medio de Biodisco..... | 20 |
| 2.4.1. Características de la película nítri- ficante..... | 24 |
| 2.4.2. Criterios de nitrificación..... | 25 |
| 2.4.2.1. Carga orgánica e hidráulica..... | 25 |
| 2.4.2.2. Efecto de la temperatura..... | 25 |
| 2.4.2.3. Oxígeno disuelto..... | 26 |
| 3. ALCALINIDAD Y LA DESTRUCCION DE ALCALINIDAD EN LA NITRIFICACION..... | 28 |
| 3.1. Método para la determinación de alcalinidad..... | 29 |

| | | |
|--------|--|----|
| 3.2. | Destrucción de alcalinidad en la nitrificación..... | 31 |
| 3.3. | Relaciones entre pH y alcalinidad..... | 32 |
| 4. | ALGAS..... | 33 |
| 4.1. | Taxonomía..... | 34 |
| 4.2. | Fotosíntesis..... | 34 |
| 4.3. | Problemas que causa el crecimiento de algas..... | 37 |
| 4.3.1. | Eutroficación..... | 37 |
| 4.3.2. | Limo..... | 38 |
| 4.3.3. | Color y olor..... | 38 |
| 4.3.4. | Corrosión..... | 38 |
| 4.3.5. | Toxicidad..... | 38 |
| 4.3.6. | Radioactividad..... | 39 |
| 4.4. | Algas en lagunas de estabilización..... | 40 |
| 4.5. | Distribución de algas en una laguna de oxidación..... | 42 |
| 4.6. | El papel de las algas en el proceso de purificación..... | 42 |
| 4.7. | Factores que afectan la eficiencia fotosintética..... | 45 |
| 4.7.1. | Tiempo de retención hidráulico..... | 45 |
| 4.7.2. | Nutrientes..... | 46 |
| 4.7.3. | Carga orgánica..... | 46 |
| 5. | EL CARBONO INORGANICO COMO LIMITANTE DEL CRECIMIENTO DE ALGAS..... | 47 |
| 5.1. | Utilización de la alcalinidad como fuente de carbono en el crecimiento de algas..... | 49 |
| 5.2. | Disponibilidad de dióxido de carbono y la sucesión de algas..... | 54 |

| | |
|--|------------|
| 6. METODOLOGIA..... | 57 |
| 6.1. Descripción del equipo experimental..... | 57 |
| 6.1.1. Regulador de flujo..... | 57 |
| 6.1.2. Biodisco estructuralmente modificado..... | 59 |
| 6.1.3. Bomba dosificadora..... | 59 |
| 6.1.4. Sedimentador secundario..... | 59 |
| 6.1.5. Lagunas de estabilización..... | 61 |
| 6.1.6. Biodisco Biosurf..... | 61 |
| 6.2. Procedimiento experimental..... | 62 |
| 6.2.1. Muestreo..... | 62 |
| 6.2.2. Análisis de laboratorio..... | 64 |
| 6.2.3. Métodos de análisis..... | 67 |
| 7. EVALUACION E INTERPRETACION DE RESULTADOS..... | 68 |
| 7.1. Evaluación del proceso de nitrificación en la unidad de Biodiscos Estructuralmente modificada...68 | |
| 7.1.1. Nitrificación y destrucción de alcalinidad.69 | |
| 7.1.2. Balance estequiométrico de nitratos.....91 | |
| 7.1.3. Comportamiento de otros parámetros determinados.....93 | |
| 7.2. Eficiencia del proceso para controlar el cre- cimiento de algas.....95 | |
| 8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES..... | 110 |
| BIBLIOGRAFIA..... | 113 |
| APENDICE 1. Prueba de Bartlett para igualdad de varianzas..... | 118 |

| | |
|---|-----|
| APENDICE 2. Análisis de varianza. Aplicación del modelo de efectos fijos..... | 120 |
| APENDICE 3. Cálculo del cambio de pH esperado durante la nitrificación..... | 128 |
| APENDICE 4. Comparación estadística entre el efluente del sedimentador del B.E.M. y el sedimentador del biodisco de la P.T.A.R. de C.U..... | 130 |
| APENDICE 5. Comparación estadística entre la laguna del B.E.M. y el biodisco de la P.T.A.R. de C.U..... | 132 |

INDICE DE TABLAS

| | | |
|-----------|--|----|
| Tabla 1. | Nitrificación biológica..... | 8 |
| Tabla 2. | pH mínimo, óptimo y máximo en el crecimiento de Nitrosomonas y Nitrobacter..... | 10 |
| Tabla 3. | Compuestos tóxicos para las bacterias nitrificantes..... | 18 |
| Tabla 4. | Clasificación de las algas..... | 35 |
| Tabla 5. | Características de las lagunas de estabilización..... | 41 |
| Tabla 6. | Parámetros analizados en los diferentes puntos de muestreo..... | 55 |
| Tabla 7. | Programa de muestreo y análisis..... | 65 |
| Tabla 8. | Prueba de Bartlett. Igualdad de varianzas..... | 74 |
| Tabla 9. | Datos experimentales Biodisco Estructuralmente modificado..... | 76 |
| Tabla 10. | Datos utilizados para el análisis de varianza entre dos tratamientos..... | 77 |
| Tabla 11. | Datos utilizados para el análisis de varianza entre tres tratamientos..... | 78 |
| Tabla 12. | Datos utilizados para el análisis de varianza entre cinco tratamientos..... | 79 |

| | |
|--|-----|
| Tabla 13. Datos experimentales Biodisco de la planta de tratamiento de aguas residuales de C.U..... | 80 |
| Tabla 14. Balance de nitrógeno..... | 92 |
| Tabla 15. Oxígeno Disuelto..... | 94 |
| Tabla 16. Características del efluente del Sedimentador del Biodisco estructuralmente modificado..... | 101 |
| Tabla 17. Características del efluente del Sedimentador del Biodisco de la P.T.A.R. de C.U..... | 102 |
| Tabla 18. Características de la laguna del Biodisco estructuralmente modificado..... | 103 |
| Tabla 19. Características de la laguna del Biodisco de la P.T.A.R. de C.U..... | 104 |
| Tabla 20. Cambio en la concentración de $N-NH_4^+$ | 105 |

INDICE DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. Esquema de la transformación del nitrógeno durante la nitrificación..... | 9 |
| Figura 2. Tasa máxima de nitrificación vs. pH, a temperatura constante..... | 11 |
| Figura 3. Relaciones de amoníaco libre y ácido nitroso libre en la inhibición de microorganismos nitrificantes..... | 16 |
| Figura 4. Diagrama de flujo del proceso CBR..... | 22 |
| Figura 5. Curvas de titulación potenciométricas para varios tipos de aguas residuales..... | 30 |
| Figura 6. Proceso bioquímico en una laguna de oxidación..... | 44 |
| Figura 7. Relaciones entre dióxido de carbono y alcalinidad de bicarbonatos y carbonatos a diferentes pH..... | 51 |
| Figura 8. Variación diurna de la concentración de oxígeno disuelto y extracción de dióxido de carbono de la alcalinidad de carbonatos asociado con la actividad fotosintética de las algas..... | 51 |

| | | |
|------------|---|-----|
| Figura 9. | Nomograma que relaciona alcalinidad, pH, concentración de CO ₂ en equilibrio y el punto en el cual el CO ₂ empieza a limitar el crecimiento de diferentes tipos de algas..... | 55 |
| Figura 10. | Diagrama esquemático de la planta piloto..... | 58 |
| Figura 11. | Sedimentador secundario..... | 60 |
| Figura 12. | Puntos de muestreo y análisis..... | 63 |
| Figura 13. | Prueba de independencia de error..... | 73 |
| Figura 14. | Alcalinidad total en el punto de muestreo 1..... | 81 |
| Figura 15. | N-NH ₃ en el punto de muestreo 1..... | 82 |
| Figura 16. | Alcalinidad total en el punto de muestreo 2..... | 83 |
| Figura 17. | N-NH ₃ en el punto de muestreo 2..... | 84 |
| Figura 18. | Alcalinidad total en el punto de muestreo 3..... | 85 |
| Figura 19. | N-NH ₃ en el punto de muestreo 3..... | 86 |
| Figura 20. | Alcalinidad total en el punto de muestreo 4..... | 87 |
| Figura 21. | N-NH ₃ en el punto de muestreo 4..... | 88 |
| Figura 22. | Alcalinidad total en el punto de muestreo 5..... | 89 |
| Figura 23. | N-NH ₃ en el punto de muestreo 5..... | 90 |
| Figura 24. | SSV. efluente del sedimentador B.E.M..... | 106 |
| Figura 25. | SSV. efluente de sedimentador P.T.A.R. de C.U..... | 107 |

| | |
|---|-----|
| Figura 26. SSV. laguna del B.E.M..... | 108 |
| Figura 27. SSV. laguna del biodisco de la P.T.A.R. de C.U..... | 109 |

INTRODUCCION

El impacto del hombre sobre el medio ambiente atrae cada día más la atención tanto científica como pública. En casi todas las naciones del mundo la calidad de los cuerpos de agua se ha ido deteriorando como resultado de la actividad humana.

Grandes esfuerzos se hacen con el objeto de encontrar una tecnología adecuada y económica para la remoción de contaminantes que causan la degradación de los cuerpos receptores. La tecnología convencional se ha desarrollado principalmente para la remoción de materia orgánica, en la actualidad es necesario el desarrollo de procesos para el control de Nitrógeno en efluentes de aguas residuales.

La remoción de Nitrógeno y sus compuestos de las aguas residuales, ha recibido una gran atención debido a que las descargas de estos contaminantes se manifiestan por varios efectos deletéreos. Nuevos estudios se realizan para aprovechar los procesos químicos y biológicos que pueden cambiar las formas químicas de los compuestos que son nocivos

al medio ambiente.

Uno de estos procesos es la nitrificación la cual consiste en la conversión del nitrógeno de una forma reducida (tóxica), a una forma oxidada (aprovechable) por medio de la actividad bacteriana (Nitrosomonas y Nitrobacter).

El efluente nitrificado ofrece las siguientes ventajas: puede desnitrificarse fácilmente bajo condiciones adecuadas, aumenta la eficiencia de la desinfección con cloro, puede utilizarse en irrigación, destruye la alcalinidad del sistema

disminuyendo la concentración de carbono disponible para el crecimiento de algas las cuales aceleran la eutroficación y cambian las características naturales de los cuerpos de agua.

En el presente trabajo se utiliza una unidad de biodiscos a escala planta piloto, donde se estudia el proceso de Nitrificación y los parámetros que intervienen en éste. Se estudia la factibilidad de usar el carbono inorgánico como limitante del crecimiento de algas en dos lagunas que se diferencian por su contenido de alcalinidad. Los sólidos suspendidos volátiles se usan como indicativo del crecimiento de algas. También se plantea utilizar el efluente nitrificado en irrigación.

1 OBJETIVOS

Los objetivos principales del presente estudio son:

Evaluar el proceso de nitrificación en una unidad de biodiscos estructuralmente modificada.

Aprovechar la nitrificación para la destrucción de la alcalinidad presente en el agua residual utilizando amoníaco como fuente de nitrógeno.

Evaluar la eficiencia del proceso como medio de control para el crecimiento de algas en el efluente almacenado, utilizando para su comparación el efluente proveniente del biodisco de la planta de tratamiento de la Ciudad Universitaria.

Examinar las características del efluente para su utilización en irrigación.

2 NITRIFICACION

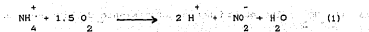
La nitrificación es un proceso que realiza la oxidación bioquímica de nitrógeno amoniacal a nitritos y nitratos por medio de bacterias específicas.

Los microorganismos responsables de esta oxidación son los géneros de bacterias Nitrosomas y Nitrobacter que pertenecen a la familia de Nitrobacteraceae, orden pseudomonas. Estas son estrictamente aeróbicas, autótrofas, gram negativas, que utilizan el CO_2 o el HCO_3^- como fuente de carbono y liberan energía en la oxidación de amoníaco a nitratos.

2.1 Microbiología y Bioquímica

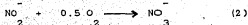
La nitrificación es una reacción secuencial donde las bacterias Nitrosomonas oxidan el amoníaco a nitritos y las Nitrobacter realizan la oxidación de nitritos a nitratos.

La reacción estequiométrica para la oxidación del ión amonio a nitritos por medio de Nitrosomonas es :



Las pérdidas de energía libre para esta reacción, se estiman entre 58 y 84 Kcal por mol de amonio (1)*.

La reacción de oxidación de nitritos a nitratos por Nitrobacter es:



En esta reacción se liberan entre 15.4 y 20.9 Kcal por mol de nitritos (1).

Comparando las dos reacciones anteriores, se observa que las Nitrosomonas obtienen más energía por mol de nitrógeno oxidado que el grupo Nitrobacter.

Suponiendo que la síntesis celular por unidad de energía producida es igual en ambos generos de bacterias, se formará mayor cantidad de masa de Nitrosomonas que de Nitrobacter por mol de nitrógeno oxidado. Por tanto, la velocidad de crecimiento de las Nitrosomonas determina las condiciones necesarias para la nitrificación.

La reacción total es:



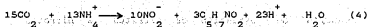
Las reacciones anteriores, suministran la energía requerida para el crecimiento de los organismos nitrificantes.

Considerando que la fórmula empírica de la célula bacteriana

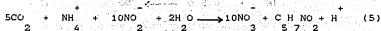
* Los números en paréntesis se refieren a las referencias bibliográficas que se encuentran al final de esta tesis.

es $\text{C}_5\text{H}_7\text{NO}_2$, las ecuaciones de crecimiento de Nitrosomonas y Nitrobacter son las siguientes:

Nitrosomonas



Nitrobacter

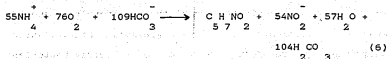


Las ecuaciones 1, 4 y 5 muestran la producción de ácido libre (H^+) y el consumo de dióxido de carbono gaseoso (CO_2). Estas reacciones ocurren en sistemas acuosos a pH menores de 8.3.

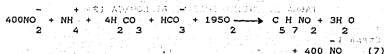
Bajo estas condiciones, el ácido producido reacciona con los iones bicarbonato (HCO_3^-) produciendo ácido carbónico (H_2CO_3). El consumo de dióxido de carbono por los microorganismos disminuye el dióxido de carbono que se encuentra disuelto en el medio (H_2CO_3).

Combinando las dos ecuaciones anteriores, se obtienen las siguientes reacciones para la oxidación y síntesis de bacterias nitrificantes.

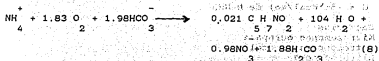
Nitrosomonas



Nitrobacter



REACCION TOTAL



Las ecuaciones 6, 7 y 8 muestran que la producción de Nitrosomonas y Nitrobacter es de 0.15 mg de célula/mg de N-NH₄⁺ y 0.02 mg de célula/mg de N-NO₂⁻ respectivamente. Por tanto la remoción de 20 mg/l de N-NH₄⁺ produce solamente 1.8 mg/l de organismos nitrificantes. El consumo de oxígeno es de 3.22 mg O₂/mg NH₄⁺ oxidado y 1.1 mg de O₂/mg N-NO₂⁻ oxidado.

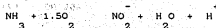
2.2 Cinética de la Nitrificación

El control del proceso biológico de la nitrificación depende principalmente de la capacidad de los microorganismos nitrificantes para oxidar el amoníaco a nitratos, unido a lo cual existe una serie de factores del medio de reacción que debe controlarse, ya que afectan la eficiencia del proceso. tales factores son: concentración de amoníaco, pH, temperatura, concentración de oxígeno disuelto y sustancias tóxicas. tabla 1 (2).

La adecuada interacción de estos parámetros proporciona una nitrificación completa. El comportamiento de la nitrificación

TABLA 1. NITRIFICACION BIOLÓGICA (2)

Etapa 1



G = -65 Kcal/mol de N-NH₃

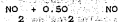
Bacterias

Nitrosomonas europaea

Nitrosomonas monocella

Nitrosococcus

Etapa 2



G = -19 Kcal/mol de N-NH₃

Bacterias

Nitrobacter agilis

Nitrobacter winogradskyi

Nitrocystis

Condiciones

Etapa 1

Etapa 2

Tasa de crecimiento
máximo a 20 C, día

0.5

0.8

Tasa de oxidación de
nitrógeno a 20 C
mg N/(g SS)(h)

100

100

Intervalo de tempera-
tura, C

0 - 35

0 - 35

Cinética de reacción

Monod

Monod

Constante de saturación,
mg N/l

0.5

1.0

Constante de saturación,
mg O₂/l

1.0

1.0

Constante de crecimiento,
mg SSV/mg N

0.08

0.03

pH óptimo

7.8-9.2

8.5-9.2

se muestra en la fig 1 (3).

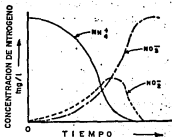


Figura 1. Esquema de la transformación de nitrógeno durante la nitrificación (3).

2.2.1 Efecto de la concentración de amoníaco

Al examinar la cinética de crecimiento de Nitrosomonas y Nitrobacter se observa la oxidación del amoníaco y de los nitritos. Normalmente la concentración de nitrógeno amoniacal limita el crecimiento de las bacterias Nitrosomonas, mientras que la concentración de nitrógeno en forma de nitritos limita el crecimiento de Nitrobacter. (1)

La cinética propuesta por Monod describe la cinética de crecimiento de Nitrosomonas y Nitrobacter.

$$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S} \quad (9)$$

donde:

μ = Tasa de crecimiento de microorganismos, día⁻¹

μ_{\max} = Tasa de máximo crecimiento de microorganismos, día⁻¹

K = Constante de velocidad media, mg/l

S = Concentración del sustrato, mg/l

Esta ecuación considera mayor la tasa de crecimiento máximo (A) de Nitrobacter que la de Nitrosomonas y el valor de K_s menor de 1 mg/l de N para ambos organismos. Como los nitritos no se acumulan en grandes cantidades dentro del proceso, la tasa de crecimiento de las bacterias nitrificantes puede estimarse con la ecuación 9 usando la conversión de amoníaco a nitritos, como la etapa que controla el proceso.

2.2.2 Efecto del pH

Tiene una importancia vital en la eficiencia de nitrificación. Autores como Wild et al (4) y Huang et al (5) indican que el pH óptimo para el proceso es de 8.4 - 8.5; lo cual concuerda razonablemente con lo indicado por Carpenter (6) como se muestra en la tabla 2.

TABLA 2. pH MINIMO, OPTIMO Y MAXIMO EN EL CRECIMIENTO DE NITROSOMONAS Y NITROBACTER (6)

| BACTERIA | pH MINIMO | pH OPTIMO | pH MAXIMO |
|--------------|-----------|-----------|-----------|
| Nitrosomonas | 7.6 | 8.5 - 8.8 | 9.4 |
| Nitrobacter | 5.7 | 8.4 - 9.2 | 10.2 |

La Fig 2, muestra una tasa de nitrificación del 90 por ciento en un intervalo de 7.8 a 8.9. A valores de pH menores de 7.0 y mayores de 9.8, la eficiencia se reduce en un cincuenta por ciento (4).

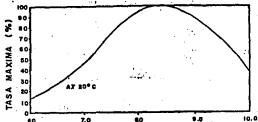
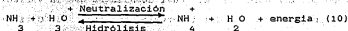


figura 2. Tasa máxima de nitrificación, vs. pH, a temperatura constante (4).

Como se observa en la fig 2, los microorganismos crecen en medio ligeramente alcalino; lo cual puede explicarse por el efecto del pH sobre la disociación del amoníaco (7).

Considerando la ecuación de equilibrio:



Si el pH disminuye, el equilibrio se mueve de izquierda a derecha enriqueciendo la solución con iones amonio, lo cual no favorece el crecimiento de las bacterias nitrificantes como lo hace el amoníaco. Además, si el pH es muy alto, la ecuación de equilibrio 10 favorece la producción de amoníaco, el cual en altas concentraciones es tóxico para las bacterias nitrificantes.

La ecuación de Dowling et al (1), que se encuentra a continuación, describe el efecto del pH sobre la nitrificación para valores de pH menores de 7.2

$$\mu_N = \hat{\mu}_N (1 - 0.833 (7.2 - \text{pH})) \quad (11)$$

Para valores de pH entre 7.2 y 8.0, se supone que la tasa de crecimiento es constante.

2.2.3 Efecto de la temperatura

En un cultivo mixto de bacterias, cualquier cambio en la temperatura ocasiona un cambio en la velocidad de la reacción. La literatura registra un amplio intervalo para el crecimiento de bacterias nitrificantes.

Wild et al (4) estudiaron la nitrificación en un intervalo de 5 a 30 °C, encontrando que la velocidad de nitrificación aumenta con la temperatura de acuerdo con la ecuación de Van't Hoff-Arrhenius. Estos resultados son opuestos a los que reporta Borchard (3), el cual demuestra que la variación de temperatura dentro del intervalo de 15 a 35 °C tiene poco efecto sobre la nitrificación.

Richard y Baggaley (8) estudiaron el efecto de la nitrificación ante cambios rápidos en la temperatura. Un incremento de 4 °C aumenta casi un 50 por ciento la conversión de amoníaco a nitritos; mientras que una disminución de 1°C, la reduce en un 30 por ciento. El incremento en la temperatura, aumenta un 12 por ciento la conversión de nitritos a nitratos; mientras la disminución de 1.5°C, causa una reducción del 8 por ciento.

En términos generales, las altas temperaturas aceleran el proceso de nitrificación, y esto puede relacionarse con la

química del amoníaco (7). De acuerdo a la relación de equilibrio (ecuación 10), y según el principio de Le Chatelier Braun, la adición de calor al sistema hace que el equilibrio se desplace de derecha a izquierda (en el sentido de la hidrólisis), aumentando el porcentaje de amoníaco en el sistema. Para las bacterias que tienen inicialmente carga negativa, es más fácil utilizar el amoníaco que penetra en sus membranas, que el ión amonio.

Las temperaturas altas también liberan el dióxido de carbono, evitando así una caída brusca en el pH del sistema, el cual es muy importante en el proceso de nitrificación.

2.2.4 Efecto de la concentración de oxígeno disuelto

La influencia de la concentración de oxígeno disuelto sobre la actividad de las bacterias nitrificantes también puede describirse con la relación de Monod.

$$r_{NH_4} = \frac{\mu_{max} \cdot OD}{K + OD} \quad (12)$$

donde: OD. Concentración de oxígeno disuelto, mg/l

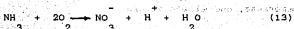
K. Constante de saturación para el oxígeno, en mg/l

La constante de saturación tiene aproximadamente un valor de 1 mg de oxígeno/l. Por lo tanto, para evitar deficiencias en las plantas de tratamiento, la concentración de oxígeno debe

ser del orden de 3-4 mg oxígeno/l.

De acuerdo con la ecuación 12, la nitrificación ocurre a bajos niveles de oxígeno, lo que se conoce perfectamente en las plantas de tratamiento, pero pueden obtenerse bajas eficiencias si las concentraciones de nitrógeno son variables.

De la ecuación:



puede calcularse que se necesitan 4.47 gramos de oxígeno para oxidar 1 gramo de nitrógeno amoniacal. En la práctica se ha observado un valor de 4.2 kg de oxígeno por kg de nitrógeno.

2.2.5 Inhibición de la nitrificación y concentración de sustancias tóxicas

La inhibición de la nitrificación generalmente no es un problema en el tratamiento biológico de aguas residuales domésticas. Normalmente las formas reducidas del nitrógeno se encuentran en bajas concentraciones y su oxidación es completa.

Cuando existen altas concentraciones de nitrógeno en estados de oxidación bajos no puede ocurrir una nitrificación completa. Esta inhibición se ha observado en los procesos de lodos activados, aeración de licores de amoníaco, y experimentos de laboratorio.

Aunque muchos compuestos pueden afectar la eficiencia de la nitrificación, se encontró que los más importantes son el amoníaco y los nitritos. La inhibición de las nitrobacterias ocurre por la acumulación de nitritos; y la acumulación de amoníaco afecta a los nitrosomonas.

Meiklejohn (3), estudio los efectos de inhibición de muchos compuestos y concluyó:

"Entre los electrolitos, a que son sensibles las bacterias nitrificantes, se incluye su propio sustrato y, en cada caso, se encontró que el sustrato de otras especies es mucho más tóxico que el sustrato propio del organismo. Los nitritos disminuyeron la respiración y el crecimiento de los nitrosomonas. Las nitrobacterias, fueron sensibles al ión amonio y al amoníaco libre. Los nitratos, fueron ligeramente tóxicos a ambas especies".

En general, la inhibición en la nitrificación, depende de la concentración de amoníaco libre y del ácido nitroso no ionizado, así como del pH de la solución. Estas condiciones se muestran en la fig 3, la cual identifica las condiciones bajo las cuales se presenta la inhibición. En esta figura se destacan cuatro zonas:

Zona 1. Representa las condiciones donde la concentración de amoníaco total es suficiente como para inhibir el crecimiento de Nitrosomonas y de Nitrobacter. Es probable que no ocurra la nitrificación y el amoníaco se almacene en el sistema.

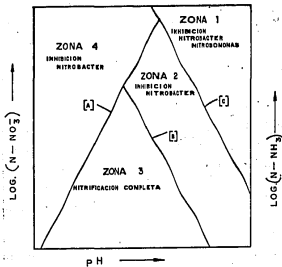


fig. 3. Relaciones de amoníaco libre y ácido nitroso libre en la inhibición de organismos nitrificantes (3).

Zona 2. Presenta las condiciones donde la concentración de amoníaco libre es baja. Se inhibe el crecimiento de Nitrobacter por la acumulación de nitritos.

Zona 3. Representa las condiciones donde la nitrificación es completa. La concentración de amoníaco libre es baja para impedir el desarrollo de las bacterias nitrificantes. En ausencia de ácido nítrico, la línea B representa las condiciones requeridas para la nitrificación completa.

Zona 4. Representa las condiciones donde se presenta inhibición por presencia de ácido nítrico. Los límites de las zonas se denotan como A, B y C.

Anthony et al (3) indican que concentraciones de amoníaco libre de 10 a 150 mg/l inhiben a Nitrosomonas y concentraciones de 0.1 a 1.0 mg/l, inhiben a Nitrobacter.

Los organismos nitrificantes se inhiben con concentraciones de ácido nítrico de 0.22 a 2.8 mg/l.

Otros compuestos que causan toxicidad a los microorganismos nitrificantes son metales pesados, cianuros, compuestos halogenados, fenoles, mercaptanos y tioureas. Ver tabla 3(1).

La presencia de trazas de estos compuestos no interrumpen el proceso, pero disminuyen su eficiencia.

Beckman et al (9) encontraron que dosis de Cobre y Zinc en concentraciones mayores de 0.5 mg/l disminuyen la velocidad de nitrificación.

ALGUNOS COMPUESTOS TOXICOS PARA LAS BACTERIAS NITRIFICANTES(1)

| ORGANICOS | INORGANICOS |
|---------------------|-------------|
| Tiourea | Zn |
| Alyl-Tiourea | OCN |
| 8- Hidroxiquinolina | CIO |
| Saliciladoxina | Cu |
| Aminoácidos | Hg |
| Percloroetileno | Cr |
| Tricloroetileno | Ni |

2.2.6 Expresión cinética combinada

Con base en los principales parámetros que afectan la velocidad de nitrificación, se elaboró una expresión cinética combinada que toma en cuenta el efecto de varios factores sobre el crecimiento biológico. Dicha ecuación puede expresarse como un producto de factores tipo Monod (1)

$$\mu_N = \mu_N \left(\frac{L}{K+L} \right) \left(\frac{N}{K+N} \right) \left(\frac{P}{K+P} \right) \quad (14)$$

- donde: L. Concentración de la sustancia L, limitante del crecimiento
- N. Concentración de la sustancia N, limitante del crecimiento

P. Concentración de la sustancia P, limitante del crecimiento, y

K_L , K_N y K_P . Constante de saturación media para las sustancias L, N y P respectivamente.

Aplicando este modelo a la nitrificación, la expresión cinética combinada para el crecimiento de las bacterias nitrificantes puede expresarse como:

$$\mu_N = \frac{\mu_{Nmax} \left(\frac{N}{K+N} \right) \left(\frac{OD}{K+OD} \right)}{2} - (1 - 0.833(7.2 - pH)) \quad (15)$$

2.3. Clasificación de los procesos de nitrificación

El proceso de nitrificación biológica se realiza en las plantas de tratamiento de aguas residuales como un medio de remoción del amoníaco presente en el afluente; o bien como una primera etapa del proceso de nitrificación - desnitrificación utilizado para la remoción de nitrógeno.

Estos procesos se clasifican dependiendo del grado de separación existente entre la remoción de carbono y el proceso de nitrificación propiamente dicho.

2.3.1 Proceso de nitrificación combinada

Este proceso presenta las siguientes características:

- Realiza conjuntamente la oxidación de la materia orgánica y la nitrificación.
- El afluente tiene una alta relación de DBO sobre el

nitrogeno total Kjeldahl (NTK).

DBO / NTK > 5

5

Presenta una baja población de bacterias nitrificantes.

La mayor demanda de oxígeno la ejerce la oxidación de la materia orgánica.

2.3.2 Proceso de nitrificación simple.

Este proceso presenta las siguientes características:

Trata un afluente con baja concentración de material orgánico.

DBO / NTK < 3

5

Presenta una alta población de organismos nitrificantes, que da como resultado una mayor tasa de nitrificación.

La demanda de oxígeno se debe principalmente a la oxidación del amoníaco.

Los procesos anteriores se subdividen en:

Procesos de crecimiento suspendido Proceso de lodos activados y sus modificaciones.

Procesos de película fija Filtros biológicos.

Biodiscos

2.4 Nitrificación por medio de Biodiscos.

Los biodiscos, empiezan actualmente a usarse en procesos de

nitrificación combinada (oxidación de carbono- nitrificación).

El biodisco consiste en una serie de discos de plástico, de 3 a 4 m de diámetro, colocados en una flecha horizontal e instalados en un tanque de concreto. El sistema gira entre 1 y 2 rpm, y aproximadamente el 40 por ciento del área superficial está sumergida en el agua residual. Los microorganismos presentes en el agua residual comienzan a adherirse a la superficie de los discos, los que se cubren con una película biológica de 2 a 4 mm de espesor (10).

Durante la rotación, el reactor arrastra una película de agua residual, la cual absorbe oxígeno del aire. El consumo de oxígeno y la remoción de la materia orgánica se efectúa a través del agua residual contenida en el tanque de concreto y mientras el sistema continúa en movimiento.

Las fuerzas de fricción ejercidas sobre la película biológica provocan que el exceso de biomasa se desprenda de los discos. Esto evita el crecimiento excesivo de la película biológica.

La rotación del sistema mantiene en suspensión la biomasa desprendida, y el flujo de agua la lleva fuera del reactor, para su posterior separación por sedimentación (fig 4).

Las unidades de biodiscos normalmente se colocan en lugares cubiertos para evitar pérdidas de temperatura a través del proceso, prevenir el crecimiento de algas en la superficie del disco y proteger la superficie de lluvias y granizo que puedan lavar la película. Una información completa sobre el funcionamiento, al igual que del proceso de biodiscos se

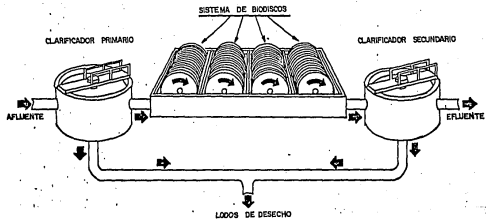


FIG. 4 - DIAGRAMA DE FLUJO DEL PROCESO CBR (+)

encuentra en Norouzian (7) y Norouzian y Deloya (11).

La configuración por etapas del sistema garantiza la renovación de sustrato y conduce al desarrollo de una población de bacterias nitrificantes. En cada etapa, el grado de desarrollo depende principalmente de la concentración de materia orgánica soluble presente en el líquido. La población de bacterias heterótrofas predominará en la biopelícula cuando la concentración de materia orgánica es alta y el tiempo promedio de retención de sólidos es bajo. Cuando la concentración de materia orgánica decrece a un nivel donde la tasa de crecimiento de los nitrificadores es mayor que la tasa de desprendimiento de la biopelícula, el porcentaje de bacterias nitrificantes en la biopelícula se incrementará hasta un punto donde la nitrificación es eficiente. En este sistema se ha observado que la nitrificación empieza cuando se tiene una concentración aproximada de 15 mg/l de DBO5 soluble, o 30 mg/l de DBO5 en el líquido.

En los procesos de nitrificación combinada, una pequeña fracción de nitrógeno amoniacal (10-20 por ciento) se utiliza para favorecer el crecimiento celular de la población heterótrofa predominante. En aplicaciones de tratamiento de aguas municipales, se observa que la DBO5 soluble se reduce a 15 mg/l, o menos, en la segunda o tercera etapa. Dependiendo de otras condiciones del medio, tales como temperatura del agua, oxígeno disuelto y pH, la nitrificación generalmente empieza en la tercera o cuarta etapa. La nitrificación se comprueba por la aparición de nitritos o nitratos en el

liquido. En la mayoría de los sistemas, la tasa de

nitrificación es en la etapa de transición es menor que en la etapa subsecuente, es decir la DBOS soluble disminuye a 15 mg/l o menos. Si el número de etapas es suficiente, se obtiene un efluente con bajas concentraciones de amoníaco (1 o 2 mg/l). La tasa de nitrificación en la última etapa puede disminuir notablemente debido a la baja concentración de nitrógeno amoniacal.

2.4.1 Características de la biopelícula nitrificante

Stratta y Long (1) (2) estudiaron las características de una biopelícula que es representativa del proceso de nitrificación simple.

Utilizando un reactor de flujo, después de 5 a 10 días observaron el desarrollo de una película delgada, con un recubrimiento de textura muy uniforme, de color amarillento o bronce. El espesor de la película aumentó con el tiempo y su color se oscureció, alcanzando el equilibrio después de 25 a 60 días de operación. El primer desprendimiento de biopelícula se registró entre la segunda y tercera semana, cuando la textura inicial empezó a perder su uniformidad.

La máxima oxidación de nitrógeno amoniacal se observó entre la tercera y cuarta semana a una temperatura de 14°C.

La biopelícula se consideró estable para la nitrificación cuando alcanzó una profundidad de 50 a 300 μ m, que es aproximadamente la mitad del espesor requerido para el

crecimiento de bacterias heterótrofas.

2.4.2 Criterios de nitrificación

2.4.2.1 Carga orgánica e hidráulica

El sistema de biodisco es un proceso en serie, por tanto, la materia orgánica se renueva en las primeras etapas y las subsecuentes se utilizan para la nitrificación. La nitrificación empieza después de la oxidación de la materia orgánica. Cuando se tienen bajos niveles de DBO5 en una etapa, la población de microorganismos heterótrofos es baja y la nitrificación empieza en la misma etapa.

Antonie (13) estudió los efectos del proceso sobre las condiciones de nitrificación, y encontró que la eficiencia de oxidación del amoníaco está relacionada con la carga hidráulica sobre el medio en movimiento ($l/dia/m^2$ de área superficial) y con la dinámica de población, que está determinada por la DBO del afluente.

2.4.2.2 Efecto de la temperatura

Investigadores de la Universidad de Rutgers (1) encontraron que la capacidad de nitrificación en el biodisco es relativamente constante en un intervalo de temperatura de 15 a 26°C. Antonie (13) obtuvo resultados similares para temperaturas mayores de 13°C.

Weng y Molof (14) reportan mayor eficiencia en el proceso al aumentar la temperatura de 20.7 a 29.3°C.

2.4.2.3 Efecto del oxígeno disuelto

La nitrificación es un proceso aeróbico y por tanto muy sensible a las concentraciones de oxígeno disuelto. Se requiere un nivel mínimo de 2 mg/l de OD.

En un sistema de biodiscos, la entrada de mayores cargas de DBO soluble pueden causar la deficiencia de oxígeno disuelto. Esta situación se presenta en sistemas de nitrificación combinada (oxidación de carbono y nitrificación).

Se ha observado que la tasa de nitrificación disminuye en las diferentes etapas del biodisco debido a la deficiencia de oxígeno disuelto en la masa líquida, y no por la competencia de las bacterias nitrificantes y heterótrofas. En estos casos la deficiencia de oxígeno disuelto puede corregirse en forma temporal, aumentando la velocidad rotacional media del disco, o suministrando el aire requerido por medio de una fuente externa.

La concentración de oxígeno disuelto en la última etapa del proceso generalmente es alta. Se han obtenido efluentes con concentraciones de oxígeno disuelto de 6-8 mg/l y de 1-3 mg/l de nitrógeno amoniacal (12).

La nitrificación en un sistema de biodiscos proporciona un efluente con concentraciones muy bajas de nitrógeno amoniacal, 2 mg/l o menos.

La combinación de un efluente con altas concentraciones de oxígeno disuelto y bajas concentraciones de materia orgánica soluble pueden deteriorar la tasa de nitrificación, debido a

la proliferación de organismos predadores de las bacterias nitrificantes (rotíferos, nemátodos y otras bacterias predadoras). Para abatir el crecimiento de este tipo de organismos, Sullivan (12) recomienda mantener una concentración de oxígeno disuelto no mayor de 3.5 mg/l y evitar que la DBO soluble alcance concentraciones menores de 6-8 mg/l en la etapa de pulimento del sistema.

Para un control del oxígeno disuelto en este sistema, se recomienda incluir en el diseño algunas instalaciones para tener flexibilidad en la operación. Equipos de velocidad variable, un sistema adicional para suministro de aire y un sistema de válvulas para alimentación y recirculación; de esta forma se controlará cualquier impacto que pueda afectar la eficiencia de la nitrificación.

3. ALCALINIDAD Y LA DESTRUCCION DE ALCALINIDAD EN LA NITRIFICACION

la alcalinidad del agua se define como la capacidad cuantitativa de neutralizar un ácido a un determinado pH y generalmente se expresa en mg/l de carbonato de calcio.

La alcalinidad del agua natural se debe principalmente a las sales de ácidos débiles, aunque las bases fuertes o débiles también contribuyen. Los bicarbonatos representan generalmente la mayor forma de alcalinidad.



También contribuyen a la alcalinidad sales tales como boratos, silicatos y fosfatos; y en algunas aguas contaminadas, la presencia de sales de ácidos débiles, hidróxidos y amoníaco.

Aunque muchos materiales contribuyen con la alcalinidad del agua, la mayor parte de la alcalinidad presente en aguas

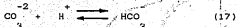
naturales se debe a tres clases de compuestos; los cuales se clasifican de acuerdo con su asociación con el valor del pH en: hidróxidos, carbonatos y bicarbonatos (15).

3.1 Método para la determinación de alcalinidad

La alcalinidad se mide volumétricamente por titulación con ácido sulfúrico 0.02N y los resultados se reportan en términos

de equivalentes de carbonato de calcio. La titulación se realiza en dos etapas cuando el pH de la muestra es superior a 8.3. En la primera etapa la titulación se hace hasta un pH de 8.3, punto en el cual la fenolftaleína cambia de rosa a incoloro. En la segunda etapa, la titulación se hace hasta un pH de 4.5 que corresponde al punto final del anaranjado de metilo.

El punto final de la primera etapa de la titulación corresponde al punto de equivalencia para la conversión del ión carbonato a ión bicarbonato



El segundo, es el punto de equivalencia para la conversión de ión bicarbonato a ácido carbónico.



Las relaciones estequiométricas anteriores son válidas, sólo si la alcalinidad suministrada por radicales de ácidos débiles es despreciable. Por tanto, algunas veces, no pueden

aplicarse a aguas contaminadas y a aguas residuales.

La alcalinidad mide las propiedades del agua en forma global, representadas por la suma de todos los componentes total o parcialmente tituladas y no pueden interpretarse en términos de sustancias específicas sin conocerse la composición química del agua.

La alcalinidad es una cantidad relativa que puede variar dependiendo del pH que se tome como punto final, o del indicador empleado en la determinación. En la determinación del punto final se utilizan la fenolftaleína y el anaranjado de metilo, los cuales se escogieron para estandarizar los análisis. Este tipo de titulaciones no representa la neutralización completa de la acidez o alcalinidad, como lo indican los puntos de inflexión de curvas de titulaciones potenciométricas que se muestran en la fig 5.

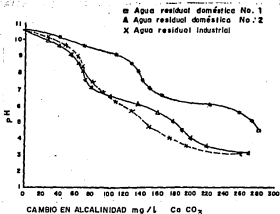


Figura 5. Curvas de titulación potenciométrica para varios tipos de aguas residuales (16)

La titulación potenciométrica ofrece muchas ventajas, con respecto al método de indicadores que es rápido y simple. El punto de equivalencia puede identificarse por la inflexión en la curva de titulación. Además, este método no presenta interferencias con el cloro residual, turbiedad, color y el error visual humano. Las curvas potenciométricas también indican la capacidad amortiguadora del agua residual, la cual debe conocerse cuando se va a realizar un proceso de tratamiento, tal como la nitrificación biológica (16).

3.2 Destrucción de alcalinidad en la nitrificación

Durante la nitrificación biológica se destruyen grandes cantidades de alcalinidad por cada mg/l de nitrógeno amoniacal oxidado a nitratos. Cálculos estequiométricos indican que 7.2 mg/l de alcalinidad expresado como CaCO₃ se destruyen por cada mg/l de nitrógeno amoniacal que se oxida a nitratos.



Esta cantidad puede variar dependiendo del agua residual y de las condiciones de operación del proceso.

Para propósitos prácticos se utiliza la relación de 7.2 mg de alcalinidad destruida por mg de nitrato formado.

Esta proporción depende de la relación particular DBO-N-NH₃ del agua residual y de la edad del lodo o del tiempo de residencia celular del sistema biológico (17) y (18). La destrucción de alcalinidad se incrementa cuando aumenta la

edad de lodos y disminuye la relación DBO- N-NH₃. Este incremento se debe a la cantidad de nitrógeno disponible para la nitrificación.

Cuando la alcalinidad y/o capacidad amortiguadora del agua residual es insuficiente para evitar la caída del pH, debe adicionarse alcalinidad por medio de cal o sosa cáustica.

La determinación de la relación de destrucción de alcalinidad es importante para hacer un mejor diseño y tener mayor control de las plantas de tratamiento.

3.3 Relaciones entre pH y alcalinidad

Los iones hidrógeno que se producen durante la nitrificación se neutralizan con los iones bicarbonato presentes en el agua. Esto trae como consecuencia una disminución de la alcalinidad de bicarbonatos, y un incremento en la concentración de dióxido de carbono, el cual tiende a bajar el pH.

Teniendo en cuenta que la relación para el pH del sistema es:

$$\text{pH} = \text{pK}_1 - \text{Log} \left(\frac{\text{H}_2\text{CO}_3}{\text{HCO}_3^-} \right) \quad (20)$$

cuando se produce la nitrificación, se reduce la concentración de HCO_3^- y se incrementa la concentración de H_2CO_3 y el pH tiende a reducirse. El efecto se controla porque el CO_2 se desprende del medio líquido. Si todo el dióxido de carbono producido permanece en solución, los mg/l de nitrógeno amoniacal pueden oxidarse mientras se mantiene un pH final menor de 6, es aproximadamente igual al 0.1 por ciento de la alcalinidad expresada como CaCO_3 (19).

4. ALGAS

Las algas son los habitantes más comunes de las aguas superficiales y pueden crecer en cualquier cuerpo de agua que se exponga a la luz solar. Aunque algunas algas se encuentran en el suelo y sobre superficies expuestas al aire, la gran mayoría son acuáticas y crecen en las aguas de lagunas, lagos, estanques y océanos. También se encuentran en aguas contaminadas donde la presencia de nutrientes acelera el crecimiento de algunos tipos, los cuales reducen la calidad de las descargas y afectan su uso. Dado que las algas forman parte de la cadena de vida acuática, cualquier cosa que afecta su número y clase, afecta a los demás organismos presentes en el agua. Por lo tanto se requiere un continuo estudio y monitoreo de las algas que existen en diferentes tipos de agua para determinar qué control o cambio de usos pueden dárseles para beneficio del hombre, la conservación del agua y de la vida acuática.

4.1 Taxonomía

Las algas son un grupo de plantas que comprenden de 40 a 50 clases y varios grupos pequeños, aún no estudiados completamente. Se encuentran en aguas dulces y saladas, siendo las más conocidas las algas marinas y en menor extensión, las algas verdes y las formas filamentosas que se encuentran en ríos y lagunas de agua dulce o las algas azul-verde, que se encuentran generalmente en lagos o estanques.

Las algas se clasifican con base en las siguientes características:

- **Morfología**
- **Forma de crecimiento**
- **Características estructurales.** Plastidios, mitocondria y flagelos.
- **Características bioquímicas.** Pigmentación, reservas alimenticias.

La tabla 4, muestra la clasificación de las algas según Christensen (20)

4.2 Fotosíntesis

Las algas, a diferencia de otros grupos de organismos pequeños o microscópicos, poseen un pigmento verde llamado clorofila, que, algunas veces, se encuentra total o parcialmente oculto por otros pigmentos y que tiene la propiedad de combinar el

Tabla 4. CLASIFICACION DE LAS ALGAS (20)

I. PROCARYOTA. Organismos que carecen de núcleo definido y plasmátido con sustancia nuclear y estructura fotosintética no limitada por una membrana.

División (phylum) CYANOPHYTA
Clase CYANOPHYCEAE (MYXOPHYCEAE)
(algas azul-verdes)

II. EUCARYOTA. Algas con núcleos y pigmentos localizados en cromoplastos. Se subdividen en:

A. ACUNTA. Algas con etapas no flageladas en su ciclo de vida.

B. CONTOPHORA. Algas con etapas flageladas en su ciclo de vida.

1. División (phylum) EUGLENOPHYTA
(ó EUGLENOPHYTINA, un subphylum de la CHLOROPHYTA).

2. División (phylum) PYRROPHYTA

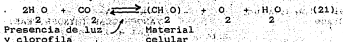
3. División (phylum) CRYPTOPHYTA

4. División (phylum) PHAEOPHYTA
Clase PHAEOPHYCEAE
(algas café)

5. División (phylum) CHRYSOPHYTA
a. Clase XANTOPHYCEAE
b. Clase CHRYSOPHYCEAE
c. Clase HAPTOPHYCEAE
d. Clase BACTILLARIOPHYCEAE
(diatomeas)

6. División (phylum) CHLOROPHYTA
a. Clase CHAROPHYCEAE
b. Clase BRYOPSIDOPHYCEAE
c. Clase CONJUGATOPHYCEAE
d. Clase OEDOGONIOPHYCEAE
e. Clase CHLOROPHYCEAE
f. Clase PARASINOPHYCEAE

por otros pigmentos y que tiene la propiedad de combinar el agua y el dióxido de carbono en presencia de luz solar para formar carbohidratos y liberar oxígeno dentro del agua. Este proceso se conoce con el nombre de fotosíntesis (21).



Las algas liberan oxígeno durante el día, y esto hace posible que se realicen importantes cambios químicos y actividades metabólicas. El oxígeno liberado por las algas permanece disuelto en el agua y se utiliza en la respiración de todo tipo de vida acuática, desde peces hasta las formas más pequeñas. El oxígeno liberado por las algas y el suministrado por la reaserción son las fuentes principales de su renovación en ríos y aguas turbulentas.

Como resultado de la fotosíntesis, las algas renuevan el dióxido de carbono del agua durante el día. Este proceso produce cambios en las cantidades de ácido carbónico soluble, bicarbonatos y carbonatos que pueden precipitarse. Todo esto origina un cambio en la dureza total del agua.

Los cambios en la concentración de dióxido de carbono y en la dureza tienden a cambiar el pH del agua. El pH sube durante el día cuando las algas incrementan su actividad fotosintética. Del mismo modo, el pH baja durante la noche, cuando las algas no realizan la fotosíntesis pero liberan dióxido de carbono en la respiración. Estas variaciones afectan los procesos de tratamiento de agua, ya que hacen

cambiar las dosis de cloro, sulfato de aluminio y de otros productos químicos que se usen para su tratamiento.

Los carbohidratos son los productos principales de la fotosíntesis de las algas, los cuales se consumen en la respiración, construcción de material celular o se almacenan como almidones o aceites.

4.3 Problemas que causa el crecimiento de algas

4.3.1 Eutroficación

Se entiende por eutroficación el enriquecimiento continuo de las aguas por la adición de sustancias que estimulan el crecimiento de la vida acuática. Las algas se consideran como la contribución más representativa de este crecimiento. Las sustancias más importantes en este proceso son los compuestos de nitrógeno y los fosfatos que, con el dióxido de carbono, determinan la cantidad y calidad del crecimiento de algas.

Un cuerpo de agua relativamente puro tiene una cantidad muy baja de nutrientes esenciales. Si los nutrientes se incrementan, muchas clases de algas tienen el medio adecuado para crecer en gran cantidad. Si uno de estos nutrientes se incrementa mucho más que los otros, solamente cierto tipo de algas podrán desarrollarse. En el crecimiento de algas se requieren otros elementos y condiciones, pero no son factores que determinan la cantidad y calidad de las algas en un cuerpo de agua con una flora establecida.

4.3.2 Formación de limo

Este se produce por la acumulación de varias clases de algas, bacterias y otros organismos. El limo se desarrolla principalmente en estanques abiertos, depósitos descubiertos de sistemas de recirculación y sobre los tubos condensadores de los sistemas industriales de agua de enfriamiento, disminuyendo la transferencia de calor.

4.3.3 Color y olor

El color y el olor del agua potable se atribuye principalmente a la presencia de algas en el sistema de abastecimiento. Este problema se presenta con frecuencia en comunidades donde se tienen tanques de almacenamiento descubiertos, o donde el tratamiento del agua cruda no es eficiente para eliminar el phytoplankton presente.

4.3.4 Corrosión

Las algas aceleran la tasa de corrosión de varias formas:

- Incrementan los depósitos orgánicos en tuberías.
- Aumentan el contenido de oxígeno disuelto en el agua por la actividad fotosintética.
- Causan cambios en el pH, en el contenido de dióxido de carbono y de carbonatos presentes en el agua.

4.3.5 Toxicidad

Las toxinas naturales (venenos de plantas, animales o de origen bacteriano) pueden afectar a los seres vivos. Como

ejemplo tenemos los alimentos contaminados con toxinas de hongos y bacterias.

Las algas son otro grupo de microorganismos que pueden producir toxinas que afectan la salud del hombre y los animales. Cierta tipo de algas marinas (dinoflageladas) producen toxinas que pueden concentrarse en los mariscos y producir una enfermedad llamada paralytis shellfish poisoning. El PSP ha causado numerosos casos de enfermedad y muerte en varias partes del mundo.

Las algas azul verdes, llamadas cianobacterias por su pigmentación azul, también contienen varias especies formadoras de toxinas. Los organismos que predominan con más frecuencia en los cultivos tóxicos son: Mycrocystis, Anabaena, Aphanizomenon, Oscillatoria y Nodularia (22).

4.3.6 Radioactividad

Las algas tienen la capacidad de concentrar muchos minerales disueltos en el agua, ya sea que se trate de isótopos en forma estable o radioactiva. Algunos cuerpos de agua contienen materiales radioactivos; otros, los adquieren a través de la contaminación.

La radioactividad puede ser inofensiva para las algas, pero éstas se utilizan como alimento de animales superiores y, por tanto directa o indirectamente, se incorporan a los peces. Cualquier organismos acuático puede contaminar el suelo por medio de la irrigación y los animales pueden contaminarse cuando beben el agua de ríos y lagunas.

4.4 Algas en lagunas de estabilización

Las algas que se encuentran en este tipo de lagunas se pueden clasificar en cuatro grupos: algas azul-verde, diatomeas, algas flageladas y algas verdes. Ejemplos típicos de estos grupos son:

Algas azul-verde. Anacystis (Microcystis), Oscillatoria.

Diatomeas. Cyclotella, Gomphonema, Nitzschia.

Algas flageladas. Chlamydomonas, Euglena, Cryptomonas.

Algas verdes. Ankistrodesmus, Chlorella, Scenedesmus. (20)

La diversidad de algas en una laguna de oxidación dependerá de las condiciones fisicoquímicas que prevalezcan en el medio y, particularmente, de la tasa de descomposición del desecho y de la cantidad de materia orgánica presente. Tabla 5.

Isaac y Lodge (20) observaron que algunas lagunas con alto contenido en materia orgánica biodegradable presentan pocas especies, mientras con bajo contenido de materia orgánica hay una gran variedad. La predominancia de Chlorella indica que la laguna trabaja a una tasa máxima o con sobrecarga de materia orgánica; mientras grandes cantidades de Chlamydomonas o una flora mixta se asocia con una completa estabilización de la materia orgánica. En contraste, Steel y Gloyna (23), reportan presencia de Chlamydomonas en lagunas con alto contenido en materia orgánica.

La naturaleza del afluente y sus constituyentes particulares pueden influir en la flora: por ejemplo, altos niveles de

TABLA 5. Características de las lagunas de estabilización (24)

| CARACTERISTICAS | CONDICIONES DE LA LAGUNA | ALGAS DOMINANTES | MEDIA | TARDE | DBO (mg/l) | | REDUCCION DE N TOTAL |
|--|----------------------------------|---|-------|-------|------------|----------|----------------------|
| | | | pH | 00 | 5 ENTRADA | 8 SALIDA | |
| Verde a una profundidad de 2'. o produce olores. | Aerobia | Scenedesmus | 8.5 | 10 | 50 | 25 | Buena |
| Verde a una profundidad de 6". Color negro después de 6 piés. Ligero olor a sulfuro. | Aerobia arriba, anaerobia abajo. | Algas comunes, Chlamydomonas, Euglena. | 7.5 | 4 | 75 | 45 | Pobre |
| Grisácea o negra. Fuerte olor a sulfuro. Superficie aceitosa. | Anaerobia | Pocas algas, Chlamydomonas y Euglenas. | 7.0 | 0 | 80 | 70 | Pobre |
| Color verde. Superficie ligeramente turbulenta. | Aerobia | Abundancia de algas Ankistodesmus, Scenedesmus, Solenkinia. | 10 | 30 | 45 | 15 | Buena |
| Ligeramente verde. Superficie ligeramente turbulenta | Aerobia | Algas comunes. Scenedesmus, Nitzschia, Chlorella, etc. | 9 | 20 | 45 | 20 | Buena |
| Coloración grisácea o café-clara. | Aerobia | Moderada población de algas, Cryptomonas y Chlamydomonas | 8 | 6 | 15 | 10 | Pobre |
| Negra-clara | Anaerobia | Pocas algas Chlamydomonas, Euglena, Oscillatoria, etc. | 7 | 0 | 100 | 70 | Pobre |

nitrógeno o bajos valores de pH pueden favorecer el crecimiento de un grupo de especies en particular. El-Sharkawi y Moawad (25) encontraron Selenastrum en una laguna de oxidación que recibe los desechos de una planta procesadora de leche. Esta alga se desarrolló en un medio ácido (pH = 5.8) debido a la fermentación de la leche por Streptococcus Lactis y Lactobacillus. Cuando la acidez se neutralizó, las algas predominantes fueron Pandorina, Navicula y Oocystis.

4.5 Distribución de algas en una laguna de oxidación

Las algas que habitan este tipo de lagunas son planctónicas en su mayoría, especialmente las coccoid-verdes y las flageladas verdes. Estas algas pueden crecer en la superficie, por ejemplo, los cúmulos esponjosos de Chlamydomonas y los colchones flotantes de algas azul-verdes, como Oscillatoria. Este crecimiento superficial puede disminuir la eficiencia de la laguna porque impide la penetración de luz a los estratos bajos y reduce la producción de oxígeno.

También se reporta el crecimiento de algas bentónicas, particularmente en lagunas poco profundas. Rashke (26), describe flora bentónica en una laguna de oxidación poblada de diatomeas pennate y algas azul-verdes filamentosas. La flora bentónica puede crecer en capas adheridas o puede formar depósitos granulares sueltos.

4.6 El papel de las algas en el proceso de purificación

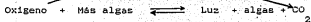
Las algas realizan un papel muy importante en los procesos de

purificación ya que son la principal fuente de suministro de oxígeno. La producción de oxígeno a partir de la fotosíntesis dependerá del área de la laguna y del tiempo de retención hidráulico. En lagunas de oxidación con tiempos de retención hidráulico entre tres semanas y seis meses la fuente de oxígeno más importante es la aeración a través de la superficie; mientras que en lagunas pequeñas con tiempos de retención menores de una semana, la producción de oxígeno depende principalmente de la fotosíntesis. Un esquema general del proceso bioquímico que se realiza en una laguna de oxidación se muestra en la fig 6.

Los desechos orgánicos que entran a la laguna se descomponen por acción de las bacterias que los transforman en nutrientes simples que sirven a las algas para la síntesis de nuevo material celular en presencia de luz. El dióxido de carbono que se produce durante la oxidación de la materia orgánica aumenta la fotosíntesis de las algas, mientras que el oxígeno producido por las algas durante la fotosíntesis, sirve a las bacterias para los procesos aerobios de degradación. Esta clase de vida cooperativa suele llamarse vida simbiótica.



Reacomodando, se obtiene el siguiente ciclo:



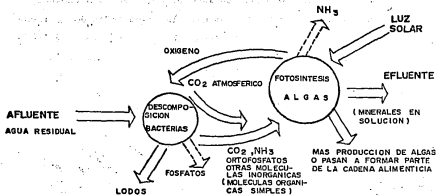


Fig. 6. Proceso bioquímico en una laguna de oxidación (20).

Mientras se encuentren presentes todos los elementos de este ciclo, continuará (27).

La opinión de los investigadores acerca de la contribución de las algas en la degradación de la materia orgánica es diversa. Unos autores como Isaac y Lodge, opinan que las algas no toman parte en la descomposición de la materia orgánica y que su única contribución es el suministro de oxígeno. Sin embargo, se ha demostrado que algunas algas son capaces de utilizar moléculas orgánicas simples tales como amino-ácidos, urea, acetatos y azúcares simples.

Las algas también intervienen en forma indirecta en los procesos de oxidación porque pueden alterar las condiciones físico-químicas del medio. La utilización del dióxido de carbono durante la fotosíntesis causa un cambio en el equilibrio carbonato-bicarbonato con un incremento en el pH debido a la formación de iones hidróxido (1).

4.7 Factores que afectan la eficiencia fotosintética

4.7.1 Tiempo de retención hidráulico

Es una de las consideraciones más importantes en la operación de una laguna de oxidación. Si el tiempo de retención es demasiado corto no puede producirse un desarrollo adecuado de algas y la degradación de la materia orgánica es incompleta. Si el tiempo de retención es muy largo, ciertos nutrientes pueden llegar a ser limitantes, la producción de algas empieza a envejecer y a reducir la capacidad de producción de oxígeno.

4.7.2 (P.2) Nutrientes

Un adecuado suministro de nutrientes es esencial para mantener el crecimiento de las algas ya que los nutrientes pueden llegar a ser limitantes en las lagunas de oxidación.

4.7.3.3 Carga orgánica

Si la laguna tiene sobrecarga de materia orgánica, las algas no pueden suministrar el oxígeno suficiente para mantener condiciones aeróbicas y se aparecerán las condiciones anaeróbicas.

5. EL CARBONO INORGANICO COMO LIMITANTE DEL CRECIMIENTO DE ALGAS.

El papel del carbono inorgánico como limitante del crecimiento de algas en aguas naturales ha suscitado numerosas controversias. Muchos autores opinan que el dióxido de carbono necesario para el crecimiento de algas puede tomarse de la atmósfera, de la alcalinidad de carbonatos y de la actividad respiratoria; por lo tanto nunca llegará a ser limitante en aguas naturales.

Schindeler et al (28), opinan: la cantidad de carbono inorgánico siempre será suficiente para el crecimiento de algas. A esta conclusión llegaron al observar que la baja transferencia de dióxido de carbono atmosférico a la fase acuosa fué suficiente para mantener el crecimiento en un lago canadiense bajo condiciones de baja alcalinidad y alto pH.

Goldman et al (29), argumentan que el carbono inorgánico disponible de la alcalinidad de bicarbonatos es suficiente, en

la mayoría de las aguas naturales, para asegurar que otros nutrientes sean los limitantes.

Kuentzel et al (30), descartan al dióxido de carbono atmosférico y a la alcalinidad de bicarbonatos como la mayor fuente de carbono inorgánico para el crecimiento de algas. Estos investigadores están de acuerdo en que el dióxido de carbono producido durante la degradación de materia orgánica por bacterias heterótrofas es la mayor fuente de carbón inorgánico en aguas residuales.

Goldman et al (29), estudiaron la cinética de crecimiento de algas cuando el carbono inorgánico es limitante, y encontraron que la tasa de crecimiento específico fue función de la concentración de carbono inorgánico total. Se obtuvieron constantes de crecimiento para dos algas de agua dulce: *Selenastrum capricornutum* y *Scenedesmus quadricauda*. Los bajos valores de K_s obtenidos para el carbono inorgánico soportan las hipótesis de que el carbono inorgánico difícilmente es un nutriente limitante en las aguas naturales. El valor de K_s obtenido para *Scenedesmus quadricauda* fue de 0.1 a 0.7 mg/l, en un intervalo de pH 7.05 a 7.61. Estos valores son muy bajos si se comparan con la concentración de carbono inorgánico presente en la mayoría de las aguas naturales (concentración promedio 23 mg/l).

Un aspecto muy interesante en esta controversia es el efecto del carbono inorgánico sobre la sucesión de especies de algas. King (31), propuso que cuando la concentración de dióxido de carbono decrece hasta valores menores de 7.5 mg/l, dominan las

algas azul verdes. Shapiro, con pruebas de campo, demuestra que el cambio en la concentración de dióxido de carbono altera la sucesión de especies de algas de la manera predicha por King.

Una aplicación importante de la cinética de crecimiento limitada por carbono inorgánico se encuentra en sistemas artificiales y altamente enriquecidos. En aplicaciones para acuicultura, los límites de carbono inorgánico son probablemente la velocidad que controla los nutrientes. En estos sistemas es importante que se produzcan sólo determinadas especies dependiendo del uso que se le va a dar a la biomasa. Goldman (32), estimó el potencial que representan las algas para la producción de alimentos y productos químicos.

Otros sistemas de algas pueden tener un uso potencial para el tratamiento de desechos, recuperación y utilización de biomasa; incluyéndose desechos provenientes de la gasificación de carbón, producción de alcohol, sistemas de enfriamiento y otros. Para muchos de estos sistemas los datos de la cinética de crecimiento limitada por carbono inorgánico serán la parte central del diseño y la operación de las instalaciones.

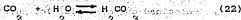
5.1 Utilización de la alcalinidad como fuente de carbono en el crecimiento de algas

Debido a la baja transferencia de dióxido de carbono de la atmósfera al agua, en el equilibrio 0.7 mg de dióxido de carbono/l de agua (33), la mayor fuente de carbono inorgánico

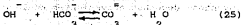
para las plantas acuáticas es la alcalinidad del agua.

El carbono inorgánico se encuentra en el agua como dióxido de carbono libre, ácido carbónico, ión bicarbonato o ión carbonato. La cantidad presente de cada una de estas formas está relacionada con la concentración del ión hidrógeno, fig 7.

Las diferentes formas del carbono inorgánico se relacionan de acuerdo con las siguientes ecuaciones de equilibrio.



Aunque el ión hidroxilo no contiene carbón, tiene una considerable influencia sobre las reacciones anteriores



El dióxido de carbono lo aprovechan las algas, pero la actividad respiratoria que produce dióxido de carbono ejerce una demanda continua del oxígeno producido por las algas durante la fotosíntesis, por lo que no permite el incremento de la concentración de oxígeno disuelto.

Como las algas no realizan la fotosíntesis durante la noche, el exceso de oxígeno disuelto debe producirse y almacenarse en

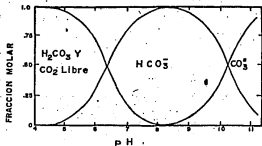


Fig. 7. Relaciones entre dióxido de carbono y alcalinidad de bicarbonatos y carbonatos a diferentes pH (31).

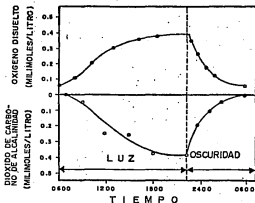
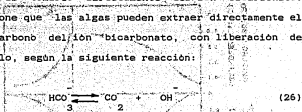


Fig. 8. Variación diurna de la concentración de oxígeno disuelto y extracción de dióxido de carbono de la alcalinidad de carbonatos asociado con la actividad fotosintética de algas (31).

el sistema durante el día para mantener la demanda del sistema y conservar las condiciones aerobias durante la noche. El carbono que soporta este exceso de producción de oxígeno fotosintético es el dióxido de carbono prestado de la alcalinidad de bicarbonatos durante el día. Para que el sistema pueda funcionar al día siguiente, este préstamo debe regresarse durante la noche por medio del dióxido de carbono producido en la respiración nocturna. Esta actividad se muestra en la fig 8.

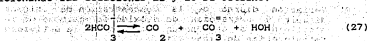
Las algas pueden obtener carbono de la alcalinidad por dos rutas; se consideran ambas posibles.

La primera, es tomarlo directamente del ión bicarbonato. Aquí, se supone que las algas pueden extraer directamente el dióxido de carbono del ión bicarbonato, con liberación de iones hidroxilo, según la siguiente reacción:



Para mantener el equilibrio químico, el ión hidroxilo puede ser removido por la fuerza amortiguadora distinta a la de los carbonatos o por reacción directa con el ión bicarbonato de acuerdo a la ecuación 25.

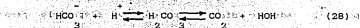
Adicionando las ecuaciones 25 y 26 se obtiene:



Si las algas, no pudieran utilizar el ión bicarbonato

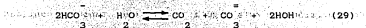
directamente, tendrían que utilizar solo el dióxido de carbono libre como fuente de carbono para la fotosíntesis. En este caso, el dióxido de carbono disponible para las algas estaría limitado por la tasa de disociación del ión bicarbonato. La diferencia en este caso es que el dióxido de carbono se libera del ión bicarbonato afuera, no dentro de la célula.

La forma más común de esta disociación es:



A valores bajos de pH los iones hidrógeno pueden servir en la reacción de la ecuación 28, pero a valores altos de pH los iones hidrógeno necesarios probablemente vienen de la disociación del agua. El ión hidroxilo resultante puede reaccionar con los bicarbonatos como se muestra en la ecuación 25.

Si se suman la ecuación 25 y 28 se obtiene:



Si las algas continúan extrayendo el dióxido de carbono la reacción de la ecuación 29 puede continuar hasta que en la alcalinidad del sistema domine el ión carbonato. En este caso las algas extraen el dióxido de carbono de la alcalinidad de carbonatos, aparentemente a un pH de 10.5.

El dióxido de carbono puede continuar extrayéndose hasta que la concentración de carbonatos empiece a disminuir, con poca variación en la alcalinidad total del sistema.



Si las algas usan directamente el ión bicarbonato, probablemente se incrementa la actividad fotosintética y el oxígeno disuelto.

Si la segunda ruta es verdadera y las algas requieren dióxido de carbono libre, al reestablecerse el equilibrio quedará muy poco o nada de dióxido de carbono disponible para la fotosíntesis.

5.2 Disponibilidad del dióxido de carbono y la sucesión de algas

La representación gráfica de la concentración a la cual el dióxido de carbono empieza a limitar la fotosíntesis de un cierto tipo de algas a diferentes condiciones de pH y alcalinidad de carbonatos se muestra en la fig. 9.

Una revisión de esta figura indica que, tanto la cantidad de alcalinidad como el pH, tienen un significado al determinar en qué punto la concentración de dióxido de carbono en el equilibrio es suficiente para el crecimiento de un determinado tipo de algas.

Por ejemplo, con una alcalinidad de 10 mg/l como carbonato de calcio, la actividad fotosintética de *Chlamydomonas* sp. puede empezar a limitarse a un pH de 7.2; mientras que con una alcalinidad de 100 mg/l esta limitación no se presenta sino hasta un pH de 8.2.

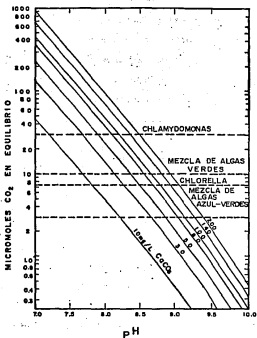


FIG.9 NOMOGRAMA QUE RELACIONA ALCALINIDAD, P H ,
 CONCENTRACION DE CO₂ EN EQUILIBRIO, Y EL
 PUNTO EN EL CUAL EL CO₂ EMPIEZA A LI-
 MITAR EL CRECIMIENTO DE DIFERENTES TIPOS
 DE ALGAS

Para cualquier alcalinidad, la continua toma de carbono para la fotosíntesis da como resultado un incremento en el pH debido a la alteración del equilibrio de carbonatos.

La continuidad de estas actividades da como resultado un pH mayor y un equilibrio con una menor concentración de dióxido de carbono para periodos luminosos sucesivos. El efecto neto para un determinado tipo de alga será una disminución progresiva de cada periodo luminoso durante el cual tiene suficiente dióxido de carbono disponible.

Eventualmente, en aquellos sistemas donde no hay otros nutrientes limitante, el dióxido de carbono puede no estar disponible, cada día, durante un periodo de tiempo lo suficientemente largo como para permitir que las algas compitan favorablemente por otras necesidades fotosintéticas. Muy probablemente, en este punto otro tipo de algas con una tolerancia mayor a las bajas concentraciones de dióxido de carbono, empezará a dominar en el sistema. El segundo tipo de algas permanecerá hasta que la disminución del dióxido de carbono en el equilibrio caiga a tal punto que también limite la concentración de carbono para este tipo de alga.

Para aquellas especies incluidas en la fig 9, el orden de aparición al aumentar el pH, asociado al consumo continuo de dióxido de carbono por la fotosíntesis serán: *Clamydomonas* sp, las mezclas verdes de Oswald et al, *Chorella pyrenoidosa* y finalmente la mezcla de algas azul verde.

6. METODOLOGIA

El presente trabajo se hizo en una unidad piloto instalada en la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria. La planta piloto está constituida por los siguientes equipos: Regulador de flujo, bomba dosificadora de amoníaco, biodisco estructuralmente modificado, sedimentador secundario y lagunas de estabilización, fig 10. También se utilizó el biodisco Biosurf que opera en la planta de tratamiento de la Ciudad Universitaria.

6.1 Descripción del equipo experimental

6.1.1 Regulador de flujo

La planta piloto se alimentó continuamente con aguas residuales de la Ciudad Universitaria a razón de 2.5 l/min, lo que corresponde a un tiempo de retención de una hora. El gasto se controló por medio de un dispositivo ya existente, el cual consiste en tres recipientes de plástico instalados uno

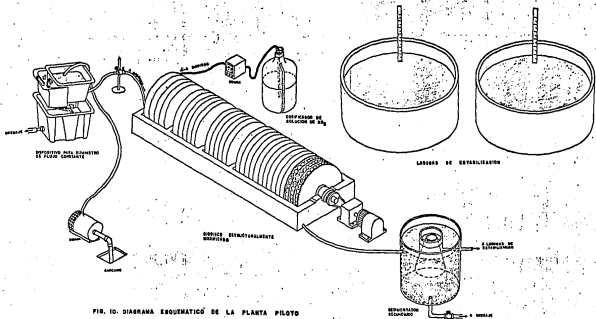


FIG. 10. DIAGRAMA ESQUEMATICO DE LA PLANTA PILOTO

encima de otro y colocados sobre la pared. Una manguera flexible colocada en la parte inferior del recipiente exterior permite el ajuste del flujo.

6.1.2 Biorreactor estructuralmente modificado

Este equipo, patentado por Norouzián (11), está construido con anillos Pall tipo 40 colocados entre dos discos paralelos como se muestran en la fig 10. La unidad tiene 50 cm de diámetro y 180 cm de longitud. Está dividida en cuatro etapas que se encuentran colocadas sobre una flecha común que gira a una velocidad de 10 rpm. Las áreas superficiales de cada etapa son 5.8, 7.9, 7.9 y 15.8 m², respectivamente.

6.1.3 Bomba dosificadora

La inyección de amoníaco se hizo en forma continua por medio de una bomba dosificadora CFG Pro Minet Electrónica tipo A2001 la cual se calibró para que suministrara un flujo constante de 10 ml/min con una concentración de 28 mg de nitrógeno amoniacal, cantidad que se consideró suficiente para destruir la alcalinidad presente en el agua residual.

6.1.4 Sedimentador secundario

Se construyó un tanque sedimentador tipo cilindrico-cónico de acrílico transparente, fig 11.

La entrada al tanque es en dirección tangencial con el objeto de que las partículas tengan la velocidad suficiente para permitir su sedimentación. El fondo del tanque tiene forma cónica lo que facilita la acumulación y remoción de lodo

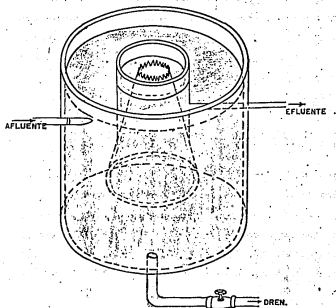


FIG. 11 SEDIMENTADOR SECUNDARIO

depositado. El líquido clarificado asciende por un cono central invertido cuya base tiene un área suficiente para evitar la formación de corrientes turbulentas que puedan arrastrar el lodo depositado en el fondo. La parte superior del cono tiene una serie de "vertedores" triangulares mediante los cuales se consigue una distribución uniforme del agua clarificada la cual se recolecta en una canaleta central.

6.1.5 Lagunas de estabilización

Se instalaron dos lagunas con un área de aproximadamente 1 m² cada una. La primera laguna recibía el efluente proveniente del biodisco modificado y la segunda recibía el efluente del biodisco de la planta de tratamiento de C.U. Para simular las lagunas se utilizaron dos albercas de plástico, cada una con volumen de 200 litros y un tiempo de retención de 20 días. Cada laguna tenía un indicador de nivel para mantener un volumen constante y controlar las pérdidas por evaporación. El agua evaporada se sustituía con agua destilada.

6.1.6 Biodisco Biosurf

La unidad de biodiscos que opera en la planta de tratamiento de aguas residuales de C.U., corresponde a un Biosurf modelo 601-253 de la compañía Autotrol Corporation, con un área superficial de 8750 m² distribuida en tres etapas y con una velocidad de rotación de 1.6 rpm.

Tiene capacidad de tratar 7.4 l/s de agua residual doméstica.

con una DBO de 150 mg/l y un contenido de sólidos suspendidos de 200 mg/l (34).

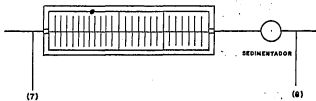
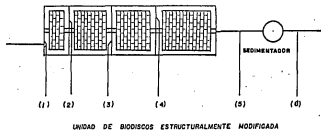
6.2 Procedimiento experimental

La experimentación tuvo una duración de tres meses, durante los cuales se obtuvieron los datos para la evaluación de resultados.

6.2.1 Muestreo.

El muestreo se hizo diariamente a las ocho de la mañana. Los puntos de muestreo se indican en la fig. 12. Los puntos de muestreo se escogieron de forma que no hubiera mezclas ni interferencias entre ellos para evitar errores al analizar y evaluar los resultados. Se hizo teniendo en cuenta las siguientes consideraciones:

- Todas las muestras se tomaron a la misma hora, 8 a.m.
- La limpieza de la planta piloto se hizo después de la toma de muestras y consistía en:
 - Limpieza del regulador de flujo y sus conexiones para evitar la acumulación de lodos, malos olores y garantizar un flujo constante sin interferencia.
 - Limpieza de las paredes del biodisco para evitar la formación de zonas anaerobias.
 - Purga de lodos en el sedimentador.
- Se usó siempre el mismo recipiente para cada punto de



(9)

LAGUNA

(1) AFLUENTE 1a. ETAPA DEL BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO.

(2) AFLUENTE 2a. ETAPA DEL BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO.

(3) AFLUENTE 3a. ETAPA DEL BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO.

(4) AFLUENTE 4a. ETAPA DEL BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO.

(5) EFLUENTE DEL BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO.

(6) EFLUENTE DEL SEDIMENTADOR. BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO.

(7) AFLUENTE DEL BIODISCO BIOSURF.

(8) EFLUENTE DEL SEDIMENTADOR BIODISCO BIOSURF.

(9) LAGUNA, BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO.

(10) LAGUNA, BIODISCO BIOSURF.



(10)

LAGUNA

FIG. 12. PUNTOS DE MUESTREO Y ANALISIS.

muestreo. Se utilizaron recipientes plásticos que se identificaron con el número correspondiente a cada punto y se lavaron cuidadosamente al finalizar los análisis.

- El muestreo lo hizo siempre la misma persona para tratar de minimizar el factor de error humano.
- En una bitácora se anotaba cualquier interferencia natural o técnica que pudiera afectar las condiciones del proceso tales como lluvias, cambios bruscos de temperatura, fallas eléctricas o fallas en cualquiera de los equipos utilizados, tales como bombas y motores.

Al efectuar los análisis de laboratorio también se tomaron precauciones para minimizar errores.

- Los aparatos y equipos de laboratorio fueron para uso exclusivo del presente proyecto.
- Los análisis fueron realizados por la misma persona.
- Se siguieron técnicas adecuadas para la determinación de los diferentes parámetros, preparación de reactivos y calibración de equipos.

6.2.2 Análisis de laboratorio

Los análisis de laboratorio se hicieron diariamente después del muestreo. Los parámetros que se determinaron para cada punto de muestreo aparecen en la tabla 6 y la frecuencia de análisis se encuentra en la tabla 7. El objeto de los parámetros determinados se explica a continuación.

TABLA 6. PARAMETROS ANALIZADOS EN LOS DIFERENTES PUNTOS DE MUESTREO.

| Puntos de muestreo | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 |
|---------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|
| Parámetro | | | | | | | | | | |
| Nitrógeno amoniacal | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X |
| Alcalinidad | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X |
| Oxígeno disuelto | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X |
| Temperatura | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X |
| pH | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X |
| Sólidos suspendidos | X | | | | X | X | | X | X | X |
| Nitratos y nitritos | X | | | | X | | | X | | |

TABLA 7. PROGRAMAS DE MUESTREO Y ANALISIS

| PARAMETRO | FRECUENCIA DE MUESTREO Y ANALISIS |
|---------------------|-----------------------------------|
| Nitrógeno amoniacal | 1 vez al día |
| Alcalinidad | 1 vez al día |
| Oxígeno disuelto | 3 veces por semana |
| Temperatura | 1 vez al día |
| pH | 1 vez al día |
| Sólidos suspendidos | 1 vez al día |
| Nitratos y nitritos | 3 veces por semana |

- **Nitrógeno Amoniacal.** El objeto de la nitrificación es la oxidación de nitrógeno amoniacal. El porcentaje de remoción en cada una de las etapas sirve para evaluar la eficiencia del proceso.
- **Alcalinidad.** Este parámetro también controla la eficiencia de nitrificación. Teóricamente deben destruirse 7.2 mg de alcalinidad por 1 mg de nitrógeno amoniacal oxidado a nitrato.
- **Nitritos.** Son compuestos intermedios en el proceso de nitrificación. Su determinación es importante ya que su acumulación inhibe la actividad microbiológica.
- **Nitratos.** Mide directamente la eficiencia del proceso. 1 mg de nitrógeno amoniacal debe producir 1 mg de nitrógeno de nitratos, si la reacción de oxidación es completa.
- **Oxígeno Disuelto.** Debido a que el proceso es aerobio debe controlarse la concentración de oxígeno disuelto ya que influye en la eficiencia del proceso.
- **pH y temperatura.** Estos parámetros controlan el proceso porque influyen directamente en los procesos bioquímicos y afectan la velocidad de las reacciones que se realizan en el sistema.
- **Sólidos suspendidos.** Ayudan a determinar la carga de sólidos que entra al sistema, la eficiencia de sedimentación y la producción de biomasa en las lagunas de estabilización.

6.2.3. Métodos de Análisis

Los análisis de laboratorio se realizaron siguiendo los siguientes métodos:

Nitrógeno Amoniacal. Se determinó utilizando un método potenciométrico de acuerdo con el manual del electrodo (35).

Alcalinidad. Método potenciométrico de acuerdo con Standard Methods (36).

Nitritos y Nitratos. Esta determinación se hizo por medio de un método espectrofotométrico de acuerdo con el manual Hach (37).

Sólidos suspendidos. Se determinaron según el método recomendado por Norouzián (38).

Oxígeno disuelto. Se determinó utilizando un electrodo de campo de acuerdo con el manual del aparato (39).

7. EVALUACION E INTERPRETACION DE RESULTADOS

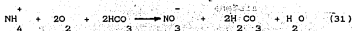
7.1 Evaluación del proceso de nitrificación en la unidad de Blodiscos Estructuralmente Modificada

El proceso de nitrificación se evalúa de acuerdo a la eficiencia con que se efectúan las diferentes reacciones involucradas en el proceso. La eficiencia de las reacciones se observa a través de parámetros estudiados en el laboratorio los cuales son: N-NH₃, N-NO₂, N-NO₃, pH, OD y temperatura.

Existen dos relaciones estequiométricas que sirven para evaluar el proceso:

- La relación entre la nitrificación y la destrucción de alcalinidad. "Cada 7.2 mg de alcalinidad destruida representa 1 mg de nitrógeno amoniacal nitrificado". (40).
- El balance estequiométrico de nitratos. "Cada miligramo de nitrógeno amoniacal debe formar 1 mg de nitrógeno de nitratos, si no existe asimilación de amoníaco (1)

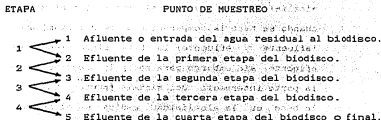
Estas relaciones pueden deducirse de la siguiente reacción:



Por medio de los datos obtenidos experimentalmente se prueba si estas relaciones se cumplen para el proceso de nitrificación en estudio.

7.1.1 Nitrificación y destrucción de alcalinidad

La relación 7.2 mg de alcalinidad destruida representa 1 mg de N-NH₃ nitrificado, debe cumplirse en cada una de las etapas del biodisco si el proceso se efectúa adecuadamente. Como se muestra en la figura 12, el biodisco está dividido en cuatro etapas en las que se evaluará estadísticamente la relación anterior considerando cinco puntos de muestreo.



Los valores de pH, alcalinidad y N-NH₃ obtenidos experimentalmente para cada punto de muestreo aparecen en la tabla 9.

Para unificar términos a cada uno de los puntos de muestreo se les llama tratamiento y la prueba estadística se hace sobre los siguientes tratamientos:

- 2 tratamientos. Puntos de muestreo 1 y 5 o extremos del sistema
- 3 tratamientos. Puntos de muestreo 2,3 y 4 o parte intermedia del sistema
- 5 tratamientos. Puntos de muestreo 1,2,3,4 y 5 o todo el sistema.

Para aplicar el modelo estadístico se hace una transformación a los datos experimentales aplicando la siguiente relación:

$$\text{Alc} = (\text{N-NH}_3 - \text{N-NH}_3) \times 7.2 + \text{Alc}$$

$$\text{BASE} = \text{BASE} - \text{TRAT} \times \text{TRAT}$$

Alc Alcalinidad medida en el punto que en un momento dado se considera como inicial. Por ejemplo cuando se comparan los cinco tratamientos la alcalinidad base es la del punto 1 o afluente; cuando se hace la comparación entre 2 tratamientos (afluente y efluente) la base sigue siendo el afluente; sin embargo para hacer la comparación en la parte intermedia del sistema (puntos 2,3 y 4) la base es la alcalinidad medida en el segundo punto de muestreo.

N-NH₃ Es el nitrógeno amoniacal medido en el punto que en un momento dado se considera inicial.

N-NH₃ Es el nitrógeno amoniacal medido en el punto de muestreo o tratamiento.

Alc TRAT Alcalinidad medida en un punto de muestreo o tratamiento.

Después de esta transformación, la información obtenida para cada tratamiento debe ser equivalente a la base si se cumple la relación que rige el proceso. De esta forma se obtienen los datos de las tablas 10, 11 y 12.

Ejemplo: Los datos de la tabla 12 se obtienen a partir de la tabla 9 teniendo como base el afluente o primer tratamiento.

TRATAMIENTO

ALCALINIDAD

1

346

2

$$\text{Alc BASE} = (28-29) \times 7.2 + 280 = 345$$

3

$$\text{Alc BASE} = (28-9) \times 7.2 + 170 = 307$$

4

$$\text{Alc BASE} = (28-0.7) \times 7.2 + 91 = 288$$

5

$$\text{Alc BASE} = (28-0.2) \times 7.2 + 87 = 287$$

La prueba estadística se hará sobre los datos transformados (tablas 10, 11 y 12), donde se comprobará la igualdad de medias entre los diferentes tratamientos la cual debe cumplirse si el proceso de nitrificación se efectúa. Se utilizará el análisis de variancia, ya que permite comparar la equivalencia entre varios tratamientos considerando que la diferencia entre ellos solo se debe al azar (41).

Para poder realizar la prueba de hipótesis sobre igualdad de medias se debe verificar que los datos experimentales cumplan

las siguientes condiciones:

- El experimento se realiza completamente al azar.
- El error aleatorio representa una variable aleatoria normal.
- El error aleatorio es independiente de cualquier otro error.
- La varianza del error es la misma para cualquier tratamiento.

Justificación del método.

Normalidad. Para probar la normalidad de los datos, estos se dibujaron sobre papel de probabilidad. Como se observa en las figuras 14 a 27 los datos forman siempre una línea recta por lo tanto se considera que siguen una distribución normal.

Independencia del error. Para probar que los errores no siguen ninguna correlación y que por lo tanto son independiente se grafica:

$$e_{ij} = \bar{y}_{i..} - \bar{y}_{..} \text{ vs. } y_{ij}$$

Si la gráfica obtenida no sigue ningún patrón determinado se pueden considerar los errores independientes. En la figura 13 no se observa ninguna correlación entre los diferentes tratamientos por lo tanto los errores se pueden considerar independientes entre sí.

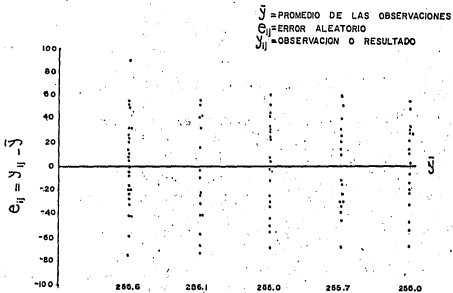


FIG. 13. PRUEBA DE INDEPENDENCIA DEL ERROR.

Igualdad de varianzas. La igualdad de varianzas se prueba por medio del método de Bartlett (42). Los resultados obtenidos a través de esta prueba aparecen en la tabla 8.

Tabla 8. PRUEBA DE BARTLETT. IGUALDAD DE VARIANZAS.

| VARIANZAS CORRESPONDIENTES A | $\chi^2_{0.05}$ de tablas | $\chi^2_{0 \text{ exp}}$ |
|------------------------------|---------------------------|--------------------------|
| 2 Tratamientos | 3.84 | 1.96 |
| 3 Tratamientos | 5.99 | 1.92 |
| 5 Tratamientos | 9.49 | 5.34 |

Como se observa en la tabla 8 se acepta la igualdad de varianzas para cada grupo de muestras. Al cumplirse las condiciones anteriores se procede a aplicar el método estadístico.

La aplicación del modelo estadístico aparece en el apéndice II donde los datos se ajustan satisfactoriamente al modelo aplicado, y se concluye que todas las etapas del biodisco pueden considerarse iguales cuando se le aplica a los datos la relación básica y cualquier diferencia entre ellas puede atribuirse al azar. Se comprueba que la nitrificación ocurre en cada una de las etapas del biodisco cumpliéndose satisfactoriamente la relación estequiométrica que se quería comprobar.

En la primera etapa del biodisco tuvo lugar un 37.5% de remoción de N-NH₃ que corresponde a una destrucción de 73.4 mg de alcalinidad. En la segunda etapa la nitrificación es de

30.8% con una destrucción de alcalinidad de 62 mg. En la tercera etapa la nitrificación es de 28% con una destrucción de alcalinidad de 53 mg. En la cuarta o última etapa la nitrificación es sólo de un 2.1% con una destrucción de alcalinidad de 4.1 mg. La eficiencia global del proceso es de 98.4%.

Como puede observarse, la nitrificación se inició en la primera etapa del biodisco, por lo tanto ocurrió simultáneamente con la remoción de DBO5. Lo anterior es importante ya que en otros estudios realizados (7), la nitrificación no ocurre antes de la remoción de DBO5. Esto es consecuencia de un mezclado y aeración más efectivos en la unidad modificada. Además, las bacterias nitrificantes son autótrofas y sólo compiten por el oxígeno disuelto con las bacterias heterótrofas, por lo tanto si la concentración de oxígeno disuelto no está limitada, como es el caso del biodisco modificado, la nitrificación y la remoción de DBO5 pueden ocurrir simultáneamente. Esto está de acuerdo con los resultados obtenidos por Norouzián y Deloys (11), al hacer la evaluación inicial de este sistema.

En el biodisco convencional, tabla 13, la remoción de nitrógeno amoniacal fué del 85%, mientras que el biodisco modificado obtuvo una remoción del 98.4%. Como puede observarse, la concentración de N-NH3 en el afluente de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria es muy baja, lo que no permite una remoción considerable de alcalinidad, que sólo fué del 27%.

Tabla 9. DATOS EXPERIMENTALES. BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO

| EXP. No. | 1a. ETAPA | | | 2a. ETAPA | | | 3a. ETAP | | | 4a. ETAPA | | |
|----------|-----------|-------|-----------|-----------|------|-----------|----------|-------|-----------|-----------|------|-----------|
| | pH | Alc. | N-MH 3 | pH | Alc. | N-MH 3 | pH | Alc. | N-MH 3 | pH | Alc. | N-MH 3 |
| 5 | 8.8 | 346 | 28 | 8.0 | 280 | 19 | 7.4 | 170 | 9.0 | 7.3 | 91 | 0.7 |
| 6 | 8.8 | 225 | 21 | 8.0 | 180 | 15 | 7.5 | 149 | 8.0 | 7.3 | 90 | 2.0 |
| 7 | 7.3 | 160 | 20 | 7.8 | 138 | 13 | 7.4 | 125 | 6.0 | 7.3 | 83 | 1.3 |
| 8 | 8.7 | 216 | 20 | 7.8 | 177 | 15 | 7.4 | 117 | 7.0 | 7.0 | 71 | 0.6 |
| 9 | 8.7 | 196 | 27 | 7.9 | 135 | 18 | 7.2 | 99 | 10.0 | 7.3 | 49 | 2.4 |
| 11 | 8.7 | 290 | 26 | 8.1 | 232 | 18 | 7.5 | 160 | 12.0 | 6.9 | 83 | 1.9 |
| 15 | 8.7 | 266 | 31 | 8.0 | 193 | 20 | 7.4 | 126 | 12.0 | 7.0 | 55 | 1.5 |
| 16 | 8.7 | 313 | 35 | 8.0 | 248 | 26 | 7.5 | 143 | 16.0 | 7.1 | 54 | 1.4 |
| 17 | 8.7 | 349 | 36 | 8.0 | 260 | 29 | 7.5 | 186 | 18.0 | 7.1 | 68 | 1.5 |
| 18 | 8.7 | 308 | 31 | 8.0 | 220 | 20 | 7.5 | 134 | 11.0 | 7.3 | 59 | 1.6 |
| 19 | 7.4 | 180 | 28 | 7.7 | 115 | 19 | 7.4 | 100 | 10.0 | 7.2 | 65 | 1.2 |
| 21 | 8.7 | 237 | 26 | 7.8 | 160 | 16 | 7.5 | 120 | 15.0 | 7.3 | 79 | 1.7 |
| 22 | 8.7 | 215 | 24 | 7.8 | 150 | 15 | 7.2 | 95 | 5.0 | 7.1 | 65 | 0.7 |
| 24 | 8.7 | 238 | 27 | 7.7 | 165 | 15 | 7.3 | 86 | 15.0 | 7.2 | 50 | 0.2 |
| 25 | 8.7 | 230 | 24 | 7.9 | 180 | 17 | 7.2 | 101 | 6.0 | 7.4 | 64 | 0.6 |
| 30 | 8.7 | 262 | 28 | 7.8 | 190 | 13 | 7.5 | 130 | 5.0 | 7.3 | 90 | 0.5 |
| 34 | 8.7 | 288 | 30 | 7.9 | 230 | 22 | 7.5 | 120 | 7.0 | 7.1 | 68 | 1.0 |
| 36 | 8.5 | 276 | 31 | 8.0 | 196 | 20 | 7.5 | 130 | 9.0 | 7.2 | 68 | 1.3 |
| 39 | 8.4 | 239 | 18 | 7.9 | 176 | 13 | 7.5 | 113 | 8.0 | 7.1 | 64 | 1.2 |
| 42 | 8.7 | 242 | 29 | 7.7 | 161 | 16 | 7.2 | 95 | 7.0 | 7.1 | 50 | 0.6 |
| 44 | 8.6 | 233 | 20 | 7.7 | 150 | 11 | 7.3 | 90 | 4.0 | 7.2 | 62 | 0.4 |
| 47 | 8.7 | 280 | 31 | 7.9 | 172 | 16 | 7.5 | 118 | 8.0 | 7.2 | 66 | 1.0 |
| 49 | 8.9 | 282 | 31 | 7.8 | 164 | 14 | 7.2 | 84 | 4.0 | 7.3 | 58 | 0.3 |
| 50 | 8.6 | 265 | 29 | 7.9 | 193 | 19 | 7.5 | 130 | 11.0 | 7.2 | 84 | 0.4 |
| 51 | 8.9 | 270 | 35 | 7.7 | 123 | 17 | 7.2 | 91 | 6.0 | 7.5 | 59 | 1.1 |
| 54 | 8.7 | 252 | 21 | 7.5 | 140 | 9 | 7.5 | 78 | 1.0 | 7.2 | 79 | 0.7 |
| 60 | 8.2 | 249 | 22 | 7.7 | 178 | 14 | 7.6 | 130 | 7.3 | 7.3 | 71 | 0.7 |
| 61 | 8.6 | 289 | 28 | 7.7 | 191 | 16 | 7.4 | 123 | 7.1 | 7.1 | 58 | 0.3 |
| 62 | 8.6 | 282 | 29 | 7.9 | 214 | 20 | 7.5 | 151 | 7.2 | 7.2 | 72 | 1.5 |
| 63 | 8.9 | 270 | 31 | 8.0 | 179 | 18 | 7.5 | 120 | 7.1 | 7.1 | 51 | 0.2 |
| I | 8.6 | 256.6 | 27 | 7.8 | 183 | 17 | 7.4 | 120.4 | 8.6 | 7.2 | 67 | 0.98 |
| 8 | 0.36 | 40.6 | 4.8 | 0.14 | 40 | 4 | 0.12 | 26 | 4.0 | 0.13 | 12 | 0.55 |
| CV | 6.2 | 4.3 | 5.6 | 1.8 | 4.6 | 4.1 | 1.7 | 4.6 | 2.1 | 1.7 | 5.5 | 1.8 |

Tabla 10. DATOS UTILIZADOS PARA EL ANALISIS DE VARIANZA ENTRE DOS TRATAMIENTOS.

| | 1er. TRAT. Alc. | 5o. TRAT. |
|------------|--------------------|-----------|
| | Base | |
| | 346 | 287 |
| | 225 | 234 |
| | 160 | 225 |
| | 216 | 210 |
| | 196 | 237 |
| | 290 | 259 |
| | 266 | 268 |
| | 313 | 290 |
| | 309 | 312 |
| | 308 | 270 |
| | 180 | 257 |
| | 237 | 250 |
| | 215 | 236 |
| | 238 | 243 |
| | 230 | 233 |
| | 262 | 287 |
| | 288 | 272 |
| | 276 | 279 |
| | 239 | 189 |
| | 242 | 254 |
| | 233 | 202 |
| | 280 | 284 |
| | 282 | 278 |
| | 265 | 286 |
| | 270 | 304 |
| | 252 | 218 |
| | 249 | 224 |
| | 280 | 257 |
| | 282 | 263 |
| | 270 | 273 |
| \bar{X} | 256.6 | 256 |
| S | 40.6 | 30.6 |
| X | | |
| VAR | 1,649 | 934 |
| X | 7,699 | 7,681 |
| $\sum X^2$ | 2'023,637 | 1'993,685 |

* Los datos se obtienen de: $(\Delta N - NH) \times 7.2 + Alc.$

3

Trat.

Tabla 11. DATOS UTILIZADOS PARA EL ANÁLISIS DE VARIANZA ENTRE TRES TRATAMIENTOS.

| | 2o. TRAT. Alc. | 3er. TRAT. | 4o. TRAT. |
|------------|-------------------|------------|-----------|
| Base | | | |
| 280 | | 242 | 223 |
| 180 | | 199 | 184 |
| 138 | | 175 | 167 |
| 177 | | 175 | 175 |
| 135 | | 157 | 161 |
| 232 | | 203 | 199 |
| 193 | | 184 | 188 |
| 248 | | 215 | 231 |
| 260 | | 265 | 266 |
| 220 | | 199 | 191 |
| 115 | | 165 | 193 |
| 160 | | 127 | 173 |
| 150 | | 167 | 168 |
| 165 | | 86 | 157 |
| 180 | | 180 | 182 |
| 190 | | 188 | 180 |
| 230 | | 228 | 219 |
| 196 | | 209 | 203 |
| 176 | | 149 | 149 |
| 161 | | 160 | 161 |
| 150 | | 140 | 138 |
| 172 | | 176 | 174 |
| 162 | | 156 | 157 |
| 193 | | 188 | 218 |
| 123 | | 170 | 173 |
| 140 | | 132 | 126 |
| 178 | | 166 | 167 |
| 181 | | 181 | 171 |
| 214 | | 288 | 205 |
| 179 | | 185 | 179 |
| \bar{X} | 183 | 181.8 | 182.6 |
| S | 39.6 | 40.3 | 29.2 |
| X | | | |
| VAR | 1,570 | 1,627 | 850 |
| X | 5,490 | 5,455 | 5,478 |
| $\sum X^2$ | 1'050,198 | 1'039,095 | 1'024,924 |

* Los datos utilizados se obtienen del $(\text{Alc.}) \times 7.2 + \text{Alc.}$

3 Trat.

Tabla 12. DATOS UTILIZADOS PARA EL ANALISIS DE VARIANZA ENTRE CINCO TRATAMIENTOS.

| | 1er. TRAT. Alc. | 2o. TRAT. Base | 3er. TRAT. | 4o. TRAT. | 5o. TRAT. |
|-----------|--------------------|-------------------|------------|-----------|-----------|
| | 346 | 245 | 307 | 288 | 287 |
| | 255 | 223 | 243 | 227 | 234 |
| | 160 | 186 | 226 | 218 | 225 |
| | 216 | 213 | 211 | 211 | 210 |
| | 196 | 200 | 221 | 226 | 237 |
| | 290 | 290 | 261 | 256 | 259 |
| | 266 | 272 | 263 | 267 | 268 |
| | 313 | 313 | 280 | 296 | 290 |
| | 309 | 310 | 316 | 316 | 312 |
| | 308 | 299 | 278 | 271 | 270 |
| | 180 | 180 | 230 | 258 | 257 |
| | 237 | 232 | 199 | 245 | 250 |
| | 215 | 215 | 232 | 233 | 236 |
| | 238 | 251 | 172 | 243 | 243 |
| | 230 | 230 | 231 | 232 | 233 |
| | 262 | 298 | 296 | 288 | 287 |
| | 288 | 288 | 286 | 277 | 272 |
| | 276 | 275 | 288 | 282 | 279 |
| | 239 | 212 | 185 | 185 | 189 |
| | 242 | 255 | 253 | 254 | 254 |
| | 233 | 215 | 205 | 203 | 202 |
| | 280 | 280 | 284 | 282 | 284 |
| | 282 | 286 | 278 | 279 | 278 |
| | 265 | 265 | 260 | 290 | 286 |
| | 270 | 253 | 300 | 303 | 304 |
| | 252 | 230 | 222 | 216 | 218 |
| | 249 | 236 | 224 | 224 | 224 |
| | 280 | 277 | 267 | 257 | 257 |
| | 282 | 279 | 353 | 270 | 263 |
| | 270 | 273 | 278 | 273 | 273 |
| \bar{X} | 256.6 | 256.1 | 255 | 255.7 | 256 |
| S | 40.6 | 40.4 | 41.7 | 32.6 | 30.6 |
| X | | | | | |
| VAR | 1,649 | 1,636 | 1,737 | 1,064 | 934 |
| X | 7,699 | 7,683 | 7,649 | 7,670 | 7,681 |
| 2 | | | | | |
| X | 2'023,637 | 2'015,063 | 2'000,633 | 1'991,814 | 1'993,685 |

* Los datos se obtienen de: $(\Delta N - NH) \times 7.2 \cdot Alc$

3

Trat.

Tabla 13. DATOS EXPERIMENTALES. BIÓDISCO DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE C. U.

| AFLUENTE | | | EFLUENTE | | | |
|----------|-------|-------|----------|------|-------|------|
| pH | Alc | N-NH3 | pH | Alc | N-NH3 | |
| 7.5 | 245 | 10.0 | 7.3 | 160 | 1.0 | |
| 7.5 | 172 | 5.0 | 7.3 | 148 | 1.0 | |
| 7.5 | 180 | 6.0 | 7.3 | 148 | 1.5 | |
| 7.5 | 197 | 8.0 | 7.2 | 140 | 1.8 | |
| 7.5 | 202 | 10.0 | 7.3 | 129 | 1.3 | |
| 7.4 | 230 | 8.0 | 7.3 | 148 | 1.0 | |
| 7.4 | 211 | 10.0 | 7.2 | 133 | 1.8 | |
| 7.2 | 212 | 15.0 | 7.3 | 139 | 1.5 | |
| 7.4 | 229 | 14.0 | 7.2 | 147 | 2.3 | |
| 7.5 | 246 | 14.0 | 7.3 | 170 | 1.4 | |
| 7.4 | 206 | 11.0 | 7.2 | 149 | 1.9 | |
| 7.3 | 157 | 3.0 | 7.2 | 148 | 1.8 | |
| 7.1 | 157 | 3.0 | 7.5 | 144 | 1.5 | |
| 7.3 | 164 | 6.0 | 7.2 | 141 | 1.4 | |
| 7.2 | 156 | 3.0 | 7.3 | 152 | 1.2 | |
| 7.6 | 214 | 9.0 | 7.3 | 134 | 1.5 | |
| 7.5 | 232 | 12.0 | 7.5 | 146 | 1.4 | |
| 7.4 | 214 | 12.0 | 7.3 | 144 | 1.4 | |
| 7.4 | 198 | 6.0 | 7.2 | 146 | 1.5 | |
| 7.4 | 166 | 6.0 | 7.3 | 123 | 1.5 | |
| 7.3 | 178 | 5.0 | 7.3 | 131 | 1.4 | |
| 7.4 | 198 | 7.0 | 7.2 | 149 | 1.0 | |
| 7.3 | 208 | 8.0 | 7.1 | 152 | 1.0 | |
| 7.4 | 219 | 13.0 | 7.3 | 163 | 1.0 | |
| 7.3 | 200 | 12.0 | 7.1 | 150 | 1.0 | |
| 7.5 | 234 | 10.0 | 7.2 | 162 | 1.0 | |
| 7.4 | 206 | 9.0 | 7.2 | 141 | 1.0 | |
| 7.5 | 175 | 5.0 | 7.1 | 139 | 1.0 | |
| 7.4 | 208 | 9.0 | 7.3 | 155 | 1.0 | |
| 7.5 | 208 | 11.0 | 7.3 | 141 | 1.0 | |
| ----- | | | | | | |
| X | 7.4 | 200 | 8.7 | 7.26 | 145 | 1.33 |
| ----- | | | | | | |
| S | 0.114 | 26.2 | 3.4 | 0.09 | 10.3 | 0.34 |
| ----- | | | | | | |
| X | | | | | | |
| ----- | | | | | | |
| C.V. | 1.5 | 13.0 | 39.0 | 1.2 | 7.0 | 25 |
| ----- | | | | | | |

FIG. 14. ALCALINIDAD TOTAL EN EL PUNTO DE MUESTREO I

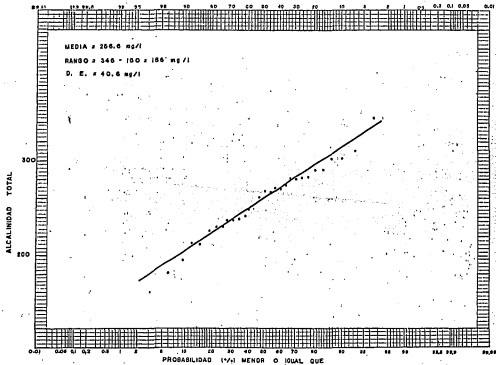


FIG. 15. NITROGENO AMONIACAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 1

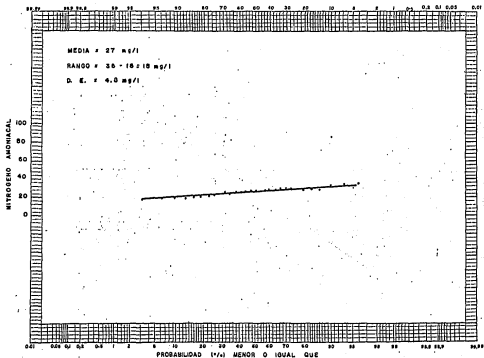


FIG. 16. ALCALINIDAD TOTAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 2

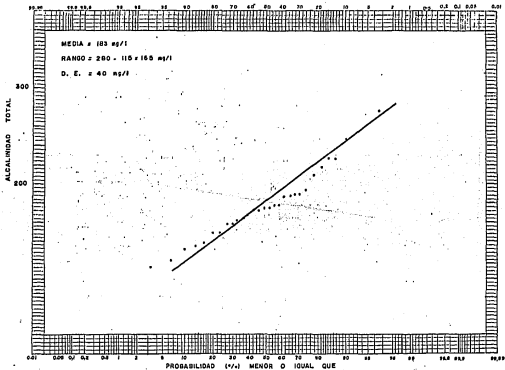


FIG. 17. NITROGENO AMONICAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 2

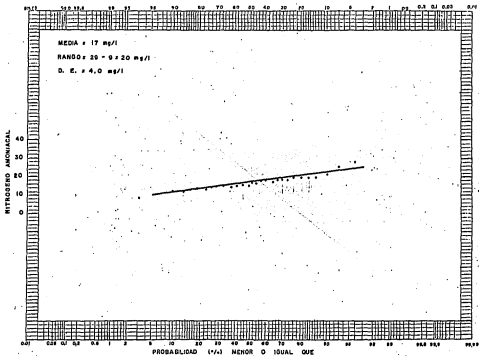


FIG. 18. ALCALINIDAD TOTAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 3

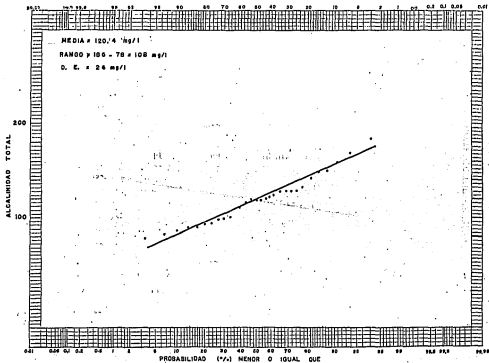


FIG. 19, NITROGENO AMONIACAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 3

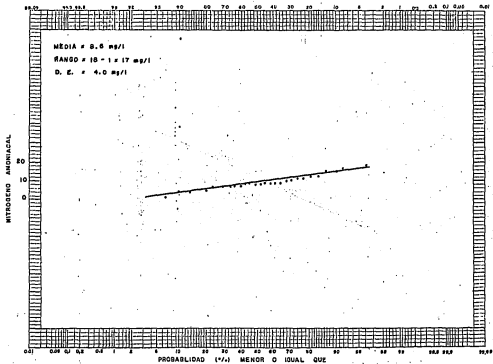


FIG. 20. ALCALINIDAD TOTAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 4

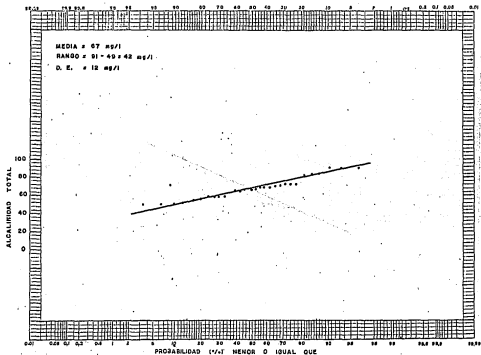


FIG. 2), NITROGENO AMONICAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 4

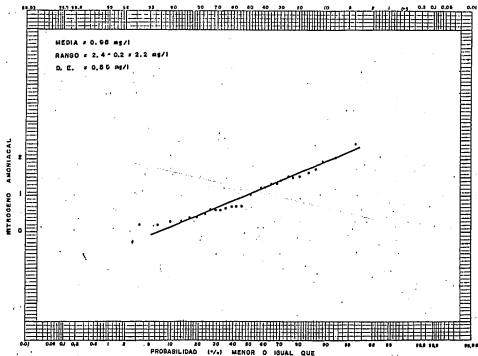


FIG 22 ALCALINIDAD TOTAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 5

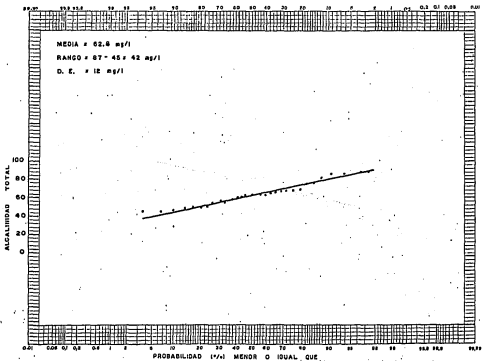
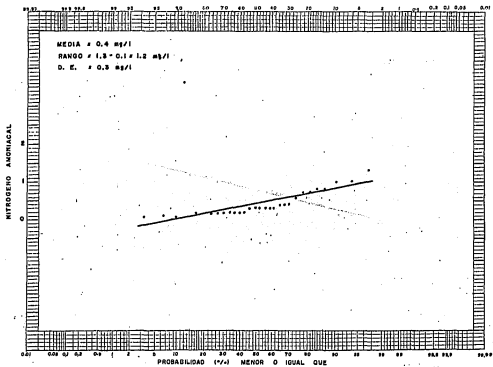


FIG. 23. NITROGENO AMONIACAL EN EL PUNTO DE MUESTREO 5



7.1.2 Balance estequiométrico de nitratos

Otro indicativo de que la nitrificación se efectúa en el sistema es el balance estequiométrico de nitratos.

Los datos de nitrógeno de nitratos deben ser igual a:

$$\Delta N-NH_3 = N-NH_3 \text{ afluente} - N-NH_3 \text{ efluente} = N-NO_3 \text{ efluente}$$

lo que indica que cada mg de N-NH₃ debe formar 1 mg de nitrógeno de nitratos si el proceso se efectúa completamente.

En la tabla 14, se observa que el promedio de N-NH₃ nitrificado es de 26.4. Estos 26.4 mg de nitrógeno amoniacal deben transformarse bioquímicamente a nitrógeno de nitratos y nitrógeno de nitritos. Al observar los resultados obtenidos se concluye que los datos de nitrógeno de nitratos no son representativos.

Para encontrar una explicación a estas discrepancias se hicieron algunas pruebas con una solución estándar de nitrógeno de nitratos. Las pruebas indican que los resultados obtenidos en los análisis fueron incorrectos. En la primera prueba los análisis se hicieron de acuerdo a las instrucciones dadas por Hach (37), utilizando una solución de 10 mg/l de nitrógeno de nitratos. En la segunda prueba el medidor se calibró usando una muestra de 3.3 mg/l de nitrógeno de nitratos e inmediatamente después se puso la muestra de 10 mg/l de nitrógeno de nitratos. Ninguno de los procedimientos anteriores dió los valores esperados. Los resultados obtenidos variaron mucho del valor esperado. Por lo tanto se

Tabla 14. BALANCE DE NITROGENO.

| N-NH 3 afl | N-NH | | N-NH 3 | (N-NO + N-NO ₂) | |
|---------------|-------------|------------|-------------|-----------------------------|-------------|
| | 3 ef | 3 | | 3 | 2 efl |
| 28 | 0.2 | | 27.8 | | 10.5 |
| 21 | 0.4 | | 21.0 | | 11.0 |
| 20 | 0.2 | | 19.8 | | 10.8 |
| 27 | 0.4 | | 26.6 | | 11.0 |
| 26 | 0.7 | | 25.3 | | 12.9 |
| 31 | 0.4 | | 30.6 | | 15.2 |
| 25 | 1.0 | | 36.0 | | 17.2 |
| 36 | 1.0 | | 35.0 | | 15.2 |
| 31 | 0.7 | | 30.3 | | 15.4 |
| 28 | 0.6 | | 27.4 | | 13.6 |
| 26 | 0.3 | | 25.7 | | 12.4 |
| 24 | 0.3 | | 23.7 | | 11.3 |
| 27 | 0.2 | | 26.8 | | 15.3 |
| 24 | 0.3 | | 23.7 | | 16.4 |
| 28 | 0.1 | | 27.9 | | 9.4 |
| 30 | 0.8 | | 29.2 | | 12.7 |
| 31 | 0.8 | | 30.2 | | 13.1 |
| 18 | 0.2 | | 17.8 | | 12.4 |
| 29 | 0.2 | | 28.2 | | 11.4 |
| 20 | 0.2 | | 19.8 | | 12.4 |
| 31 | 0.2 | | 30.8 | | 11.3 |
| 31 | 0.5 | | 30.5 | | 16.3 |
| 29 | 0.1 | | 28.9 | | 20.3 |
| 35 | 0.1 | | 34.9 | | 17.2 |
| 21 | 0.1 | | 20.9 | | 20.7 |
| 22 | 0.3 | | 21.7 | | 20.4 |
| 28 | 0.3 | | 27.7 | | 20.4 |
| 29 | 1.3 | | 27.7 | | 23.0 |
| 31 | 0.2 | | 30.8 | | 21.8 |
| X̄ | 27.2 | 0.4 | 26.4 | | 14.7 |

concluye que el aparato o los reactivos estaban en mal estado. Esto significa que los valores de nitrógeno de nitratos obtenidos en este estudio no pueden considerarse válidos.

CONTINUA OMBEDIA DE 1983

7.1.3 Comportamiento de otros parámetros determinados

En la tabla 15 se observan los datos de temperatura y oxígeno disuelto. La temperatura es aproximadamente 19 C en cada una de las etapas del biodisco la cual es óptima para el crecimiento de los organismos nitrificantes. El oxígeno disuelto se mantuvo en un rango de 3.8 a 5.7 mg/l, lo que indica que el proceso de nitrificación tuvo siempre la cantidad de oxígeno necesario para realizarse completamente.

En el tratamiento de aguas residuales el cambio de pH es un indicativo de que la nitrificación se ha efectuado. Si se observan los datos de pH de la tabla 9, el cambio de pH no es muy significativo principalmente en las últimas etapas aunque la nitrificación se realice, como se comprueba al cumplirse satisfactoriamente la destrucción de alcalinidad.

Este comportamiento se debe a la fuerte capacidad amortiguadora presente en el sistema lo que está de acuerdo con otros estudios realizados por Norouzián(7) y Deloya(11) en los sistemas de biodiscos existentes en la planta de tratamiento de la Ciudad Universitaria.

El cambio de pH en el sistema es de 1.6 unidades el cual es un poco inferior al esperado de 2.24 unidades como se observa en el apéndice 3. Sin embargo el rango de pH en el cual se efectúa la nitrificación es óptimo para el proceso(4).

Table 15. OXIGENO DISUELTO

| T (°C) | 2o. TRAT. 2* | 3er. TRAT. 3* | 4o. TRAT. 4* | 5o. TRAT. 5* | |
|-----------|-----------------|------------------|-----------------|-----------------|------|
| 19 | 3.4 | 3.5 | 3.8 | 5.2 | |
| 19 | 3.4 | 3.3 | 3.5 | 5.1 | |
| 19 | 3.2 | 3.4 | 3.6 | 5.3 | |
| 19 | 3.6 | 3.7 | 3.9 | 6.0 | |
| 19 | 3.8 | 3.9 | 4.0 | 5.2 | |
| 19 | 4.3 | 3.8 | 3.8 | 6.1 | |
| 19 | 3.2 | 3.5 | 3.8 | 5.1 | |
| 19 | 3.6 | 3.7 | 3.9 | 6.2 | |
| 19 | 4.2 | 3.8 | 4.0 | 6.3 | |
| 19 | 3.1 | 3.7 | 3.9 | 6.1 | |
| 19 | 3.2 | 3.5 | 4.0 | 6.2 | |
| 19 | 3.7 | 3.8 | 4.0 | 6.1 | |
| 19 | 3.6 | 3.8 | 3.9 | 6.0 | |
| 19 | 3.9 | 4.1 | 4.3 | 6.3 | |
| 19 | 3.1 | 4.2 | 4.5 | 6.3 | |
| 19 | 3.3 | 3.9 | 4.2 | 6.1 | |
| 19 | 3.8 | 4.1 | 4.6 | 6.1 | |
| 19 | 3.9 | 3.9 | 4.3 | 5.1 | |
| 19 | 2.8 | 3.8 | 4.3 | 5.9 | |
| 18 | 3.6 | 3.9 | 4.0 | 6.1 | |
| 19 | 4.2 | 3.7 | 4.0 | 6.2 | |
| 19 | 4.5 | 4.3 | 3.8 | 5.9 | |
| 18 | 5.0 | 3.8 | 3.7 | 5.1 | |
| 19 | 4.2 | 3.5 | 4.5 | 5.2 | |
| 19 | 3.8 | 3.5 | 4.0 | 5.5 | |
| 18 | 5.0 | 4.0 | 4.6 | 5.2 | |
| 19 | 5.0 | 4.0 | 4.2 | 5.8 | |
| <hr/> | | | | | |
| \bar{X} | 18.8 | 3.78 | 3.78 | 4.0 | 5.7 |
| <hr/> | | | | | |
| S | 0.32 | 61 | 24.8 | 29.2 | 46.3 |
| <hr/> | | | | | |
| CV | 1.7 | 16.1 | 6.6 | 7.3 | 8.1 |
| <hr/> | | | | | |

* Punto de muestreo.

7.2 Eficiencia del proceso para controlar el crecimiento de algas

La destrucción de alcalinidad por el proceso de nitrificación, entrega un efluente con bajo contenido en carbono inorgánico el cual puede ser un limitante en el crecimiento de algas.

La razón por la que el carbono inorgánico se considera limitante del crecimiento de algas se entiende fácilmente si se observa la fórmula molecular que representa el protoplasma de las algas $C_5H_7O_2N$.

En la formulación de un alga se requieren 60 unidades de carbono y 14 unidades de nitrógeno. En otras palabras, la célula de un alga contiene un 53% de carbono y un 12% de nitrógeno, y por lo tanto el carbono inorgánico puede controlarse para disminuir el crecimiento de algas.

Para evaluar la eficiencia del proceso en estudio como medio de control del crecimiento de algas, se hace una comparación entre el efluente del sedimentador del biodisco estructuralmente modificado y el efluente del sedimentador del biodisco de la planta de tratamiento de la Ciudad Universitaria, para establecer si existe diferencia entre ellos. La comparación se hace sobre los sólidos suspendidos volátiles cuyo comportamiento se toma como representativo del crecimiento de algas.

La prueba estadística aparece en el apéndice 4 y se concluye

que los dos efluentes tienen el mismo contenido en sólidos suspendidos volátiles.

Los efluentes se almacenan en dos lagunas para observar su comportamiento. La primera laguna recibe el efluente del sedimentador del biodisco estructuralmente modificado con las siguientes características promedio:

pH=7.2 Alc=62.4 mg/l N-NH₃=0.38 mg/l SSV=15.7 mg/l

La segunda laguna recibe el efluente del sedimentador del biodisco de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria con las siguientes características promedio:

pH=7.3 Alc=136 mg/l N-NH₃=1.0 mg/l SSV=16.4 mg/l

Se observa que el efluente del biodisco estructuralmente modificado tiene un bajo contenido de alcalinidad debido a la nitrificación del amoníaco alimentado artificialmente, que en este caso es la fuente de carbono inorgánico limitante del crecimiento del algas.

Para probar si esto se cumple se hace una prueba estadística sobre los efluentes de las lagunas que tienen las siguientes características promedio:

Laguna del biodisco estructuralmente modificado

pH=7.3 Alc=67 mg/l N-NH₃=0.78 mg/l SSV=5.6 mg/l

Laguna del biodisco de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria.

pH=7.5 Alc=161 mg/l N-NH₃=1.56 mg/l SSV=3.7 mg/l

En el apéndice 5 aparecen los resultados de esta prueba estadística donde se concluye que la nitrificación en el bioscudo estructuralmente modificado causa un incremento en el crecimiento de algas que es contrario a lo esperado.

Sin embargo, Norouzián (43), reporta una considerable disminución en el crecimiento de algas en una laguna en la que se utilizó sulfato de amonio para aumentar la nitrificación. Sus datos muestran que en ese estudio se obtuvieron valores de pH tan bajos como 4. Este valor de pH en combinación con valores de alcalinidad muy bajos inhiben el crecimiento de algas.

Para el crecimiento de algas deben existir varias condiciones como son: luz solar, una fuente de carbono inorgánico y otros nutrientes necesarios. La fuente de carbono inorgánico es el dióxido de carbono y/o el sistema carbonato-bicarbonato. El aprovechamiento del sistema carbonato-bicarbonato empieza a limitarse por la destrucción de alcalinidad durante la nitrificación. Por lo tanto, la principal fuente de carbono inorgánico es el dióxido de carbono atmosférico. Se puede disponer del dióxido de carbono atmosférico a través de dos mecanismos: difusión y absorción. La cantidad de dióxido de carbono suministrada al sistema por difusión no es considerable como lo reporta Rainwater et al (33). Sólo queda el mecanismo de absorción como fuente de dióxido de carbono para algas.

La absorción del dióxido de carbono atmosférico en un cuerpo de agua depende del pH. Como se ve en la tabla 18, el pH de

la laguna fué siempre superior a 7.0 lo que significa que predominó el fenómeno de absorción de dióxido de carbono. La absorción es un fenómeno químico y en este estudio no fué la tasa limitante del crecimiento de algas. En otras palabras el contenido de dióxido de carbono atmosférico pudo sustituir parte del dióxido de carbono consumido por las algas en la laguna.

Por lo tanto, un sistema limitado por carbono inorgánico debido a la destrucción de alcalinidad en procesos de nitrificación no es condición limitante a menos que la condición del pH esté satisfecha. Es por esto que la laguna estudiada por Norouzian y la laguna considerada en este estudio muestran resultados diferentes.

La pregunta que aquí debe responder es por qué el pH no decrece lo suficiente durante este estudio en relación al estudio hecho por Norouzian? Una posible explicación sería la diferencia entre el sistema de alcalinidad existente en las aguas residuales usadas en los diferentes estudios. Otra razón puede ser la fuente de amoníaco. En este trabajo se usó directamente amoníaco, mientras que Norouzian utilizó sulfato de amonio. El sulfato de amonio está formado por una sal de un ácido fuerte y una base débil lo que puede afectar el pH causando una disminución en el pH del sistema.

La destrucción de alcalinidad no es tan baja como la que reporta Norouzian, la cual se encuentra alrededor de 30 mg/l. como carbonato de calcio. En este estudio el valor de la alcalinidad no fué inferior a 60 mg/l.

De acuerdo con los resultados obtenidos y la comparación de estudios hecha anteriormente, se puede ver que la destrucción de alcalinidad por nitrificación no proporciona un sistema limitado por carbono inorgánico que antecede una disminución significativa en el crecimiento de algas. De hecho, en este estudio se produjo un crecimiento acelerado de algas en el efluente debido a las altas concentraciones de nitrógeno de nitratos presentes en el sistema.

Por lo tanto, la sola destrucción de alcalinidad no es la única condición para hacer que el sistema esté limitado por el carbono inorgánico. Las relaciones de alcalinidad deben considerarse. En otras palabras, un sistema debe alcanzar bajas concentraciones de alcalinidad y bajos valores de pH para que el carbono inorgánico sea limitante.

Para comprobar si se pueden conseguir pH más bajos cuando se incrementa la nitrificación, se aumentó la concentración de amoníaco en el afluente. La tabla 20 muestra este caso. Con mayores concentraciones de nitrógeno amoniacal se destruye más alcalinidad y baja el pH obteniéndose un efluente con mejores condiciones para tener el carbono inorgánico como limitante.

La laguna que recibe el efluente con nitrificación inducida, presenta una gran predominancia de *Scenedesmus*, lo cual se debe principalmente a la capacidad de esta especie para utilizar los compuestos del nitrógeno en cualquier estado de oxidación. Su temperatura óptima de crecimiento se encuentra entre 16 y 18 grados Centígrados, necesita bajas concentraciones de dióxido de carbono y tolera un gran

rango de condiciones fisicoquimicas (19). Por lo tanto la laguna en estudio cumple con todos los requerimientos para que esta especie sea dominante.

La laguna que recibe el efluente regular proveniente del biodisco de la planta de tratamiento de la ciudad universitaria, presenta una gran poblacion de diatomeas especialmente las especies Gomphonema Parvolum y Nitzschia Palea. Estas especies siempre tienden a dominar en sistemas de contaminación media (24) y son las especies que más comunmente se utilizan como indicadores de contaminación en lagunas.

Tabla 16. CARACTERISTICAS DEL EFLUENTE DEL SEDIMENTADOR DEL BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO

| pH | ALC. | N-NH ₃ | SST | SSV | |
|-----|-------|-------------------|------|------|------|
| 7.3 | 70 | 0.3 | 25 | 18 | |
| 7.2 | 73 | 0.3 | 20 | 13 | |
| 7.5 | 93 | 0.2 | 31 | 23 | |
| 7.3 | 65 | 0.15 | 20 | 14 | |
| 7.2 | 68 | 0.4 | 23 | 14 | |
| 7.4 | 80 | 0.1 | 24 | 18 | |
| 7.0 | 50 | 0.6 | 28 | 20 | |
| 7.1 | 50 | 0.8 | 21 | 14 | |
| 7.2 | 63 | 0.2 | 36 | 24 | |
| 7.1 | 54 | 0.5 | 26 | 18 | |
| 7.1 | 68 | 0.5 | 25 | 19 | |
| 7.3 | 65 | 0.4 | 19 | 14 | |
| 7.1 | 42 | 0.2 | 18 | 12 | |
| 7.2 | 55 | 0.2 | 23 | 17 | |
| 7.2 | 66 | 0.4 | 21 | 15 | |
| 7.4 | 65 | 0.4 | 19 | 14 | |
| 7.1 | 43 | 0.1 | 20 | 13 | |
| 7.6 | 84 | 0.1 | 31 | 22 | |
| 7.4 | 90 | 0.1 | 28 | 19 | |
| 7.3 | 59 | 0.4 | 16 | 12 | |
| 7.3 | 63 | 0.5 | 16 | 11 | |
| 7.3 | 63 | 0.1 | 20 | 15 | |
| 7.2 | 46 | 0.2 | 14 | 7 | |
| 6.4 | 10 | 2.0 | 21 | 19 | |
| 7.3 | 59 | 0.5 | 19 | 13 | |
| 7.4 | 55 | 0.2 | 19 | 12 | |
| 7.3 | 57 | 0.2 | 22 | 16 | |
| 7.4 | 59 | 0.1 | 18 | 16 | |
| 7.4 | 60 | 0.4 | 18 | 12 | |
| X | 7.24 | 62.4 | 0.38 | 22.4 | 15.7 |
| S | 0.21 | 16.9 | 0.4 | 5.2 | 3.9 |
| X | | | | | |
| VAR | 0.044 | 267 | 0.16 | 28 | 15.6 |

Tabla 17. CARACTERISTICAS DEL EFLUENTE DEL SEDIMENTADOR DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE C.U.

| pH | ALC. | N-NH ₃ | SST | SSV | |
|-----------|-------|-------------------|------|------|------|
| 7.3 | 141 | 0.8 | 48 | 27 | |
| 7.3 | 150 | 1.0 | 27 | 21 | |
| 7.6 | 134 | 0.6 | 22 | 15 | |
| 7.2 | 129 | 0.5 | 22 | 13 | |
| 7.5 | 137 | 1.5 | 36 | 20 | |
| 7.2 | 147 | 1.8 | 32 | 18 | |
| 7.2 | 145 | 1.8 | 18 | 14 | |
| 7.2 | 146 | 1.8 | 17 | 14 | |
| 7.5 | 142 | 1.5 | 19 | 13 | |
| 7.2 | 139 | 1.4 | 43 | 25 | |
| 7.3 | 149 | 0.8 | 28 | 22 | |
| 7.2 | 145 | 1.0 | 21 | 16 | |
| 7.1 | 144 | 2.0 | 25 | 16 | |
| 7.3 | 132 | 0.5 | 21 | 18 | |
| 7.1 | 110 | 0.3 | 20 | 15 | |
| 7.2 | 133 | 0.8 | 28 | 23 | |
| 7.2 | 140 | 0.8 | 25 | 15 | |
| 7.5 | 145 | 1.4 | 14 | 9 | |
| 7.3 | 149 | 1.4 | 15 | 10 | |
| 7.3 | 142 | 1.4 | 23 | 17 | |
| 7.2 | 134 | 0.5 | 25 | 16 | |
| 7.3 | 140 | 1.3 | 23 | 15 | |
| 7.3 | 110 | 0.6 | 35 | 20 | |
| 7.0 | 70 | 0.5 | 31 | 21 | |
| 7.3 | 142 | 0.7 | 25 | 12 | |
| 7.2 | 140 | 0.4 | 18 | 11 | |
| 7.1 | 124 | 0.5 | 30 | 19 | |
| 7.2 | 147 | 0.6 | 13 | 9 | |
| 7.3 | 133 | 0.4 | 17 | 13 | |
| \bar{X} | 7.3 | 136 | 1.0 | 24.9 | 16.4 |
| S | 0.13 | 16.2 | 0.5 | 8.3 | 4.6 |
| X | | | | | |
| VAR | 0.017 | 261 | 0.26 | 68.4 | 21.2 |

Tabla 18. CARACTERISTICAS DE LA LAGUNA DEL BIODISCO ESTRUCTURALMENTE MODIFICADO

| | pH | ALC | N-NH | SST | SSV |
|-----------|-------|------|------|------|------|
| | 7.6 | 150 | 2.0 | 9.0 | 5.0 |
| | 7.5 | 146 | 1.8 | 3.0 | 2.0 |
| | 7.5 | 127 | 1.2 | 4.0 | 3.0 |
| | 7.7 | 125 | 1.4 | 5.0 | 4.0 |
| | 7.3 | 111 | 1.4 | 7.0 | 4.0 |
| | 7.3 | 111 | 1.4 | 3.0 | 2.0 |
| | 7.3 | 105 | 1.0 | 5.0 | 3.0 |
| | 7.4 | 109 | 1.0 | 7.0 | 4.0 |
| | 7.3 | 92 | 0.2 | 7.0 | 4.0 |
| | 7.3 | 90 | 0.2 | 5.0 | 3.0 |
| | 7.3 | 88 | 0.2 | 3.0 | 2.0 |
| | 7.4 | 88 | 0.2 | 9.0 | 5.0 |
| | 7.3 | 83 | 0.2 | 7.0 | 4.0 |
| | 7.4 | 77 | 0.4 | 6.0 | 4.0 |
| | 7.2 | 72 | 0.2 | 3.0 | 2.0 |
| | 7.2 | 70 | 0.2 | 12.0 | 9.0 |
| | 7.2 | 72 | 0.2 | 4.0 | 3.0 |
| | 7.3 | 69 | 0.2 | 4.0 | 3.0 |
| | 7.3 | 70 | 0.15 | 11.0 | 8.0 |
| | 7.3 | 69 | 0.15 | 10.0 | 6.0 |
| | 7.3 | 69 | 0.1 | 15.0 | 10.0 |
| | 7.2 | 68 | 0.1 | 11.0 | 8.0 |
| | 7.3 | 66 | 0.1 | 12.0 | 10.0 |
| | 7.3 | 65 | 0.1 | 12.0 | 9.0 |
| | 7.3 | 66 | 0.1 | 12.0 | 9.0 |
| | 7.4 | 66 | 0.1 | 12.0 | 9.0 |
| | 7.3 | 67 | 0.1 | 12.0 | 9.0 |
| | 7.3 | 67 | 0.1 | 18.0 | 11.0 |
| | 7.3 | 68 | 0.1 | 13.0 | 7.0 |
| \bar{X} | 7.3 | 87 | 0.78 | 8.3 | 5.6 |
| S | 0.16 | 25.3 | 0.54 | 4.1 | 2.9 |
| X | | | | | |
| VAR | 0.025 | 640 | 0.3 | 16.9 | 6.6 |

Tabla 19. CARACTERISTICAS DE LA LAGUNA DEL BIODISCO DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE C.U.

| | pH | ALC. | N-NH ₃ | SST | SSV |
|-----|------|------|-------------------|------|-----|
| | 7.6 | 189 | 5.0 | 11.0 | 5.0 |
| | 7.8 | 191 | 5.0 | 6.0 | 3.0 |
| | 7.5 | 161 | 2.0 | 7.0 | 4.0 |
| | 7.6 | 160 | 2.0 | 8.0 | 6.0 |
| | 7.5 | 160 | 1.0 | 6.0 | 3.0 |
| | 7.5 | 160 | 1.0 | 4.0 | 2.0 |
| | 7.6 | 164 | 1.0 | 6.0 | 3.0 |
| | 7.6 | 166 | 1.0 | 4.0 | 2.0 |
| | 7.4 | 161 | 0.5 | 3.0 | 2.0 |
| | 7.5 | 162 | 0.5 | 4.0 | 2.0 |
| | 7.8 | 160 | 0.5 | 8.0 | 4.0 |
| | 7.5 | 160 | 0.8 | 9.0 | 6.0 |
| | 7.5 | 158 | 0.5 | 3.0 | 2.0 |
| | 7.5 | 158 | 1.0 | 9.0 | 4.0 |
| | 7.6 | 160 | 1.0 | 4.0 | 3.0 |
| | 7.4 | 156 | 0.8 | 10.0 | 8.0 |
| | 7.3 | 158 | 1.0 | 1.0 | 0.5 |
| | 7.5 | 153 | 1.3 | 3.0 | 2.0 |
| | 7.5 | 153 | 1.3 | 7.0 | 4.0 |
| | 7.5 | 155 | 1.5 | 9.0 | 6.0 |
| | 7.4 | 160 | 2.0 | 5.0 | 3.0 |
| | 7.4 | 158 | 2.0 | 5.0 | 3.0 |
| | 7.4 | 158 | 2.1 | 6.0 | 4.0 |
| | 7.6 | 159 | 2.1 | 5.0 | 3.0 |
| | 7.5 | 159 | 2.0 | 6.0 | 4.0 |
| | 7.4 | 154 | 2.0 | 7.0 | 5.0 |
| | 7.4 | 151 | 1.5 | 4.0 | 2.0 |
| | 7.4 | 157 | 1.5 | 14.0 | 9.0 |
| | 7.4 | 158 | 1.5 | 5.0 | 3.0 |
| X | 7.5 | 161 | 1.56 | 6.2 | 3.7 |
| S | 0.1 | 8.74 | 1.1 | 2.8 | 1.9 |
| X | | | | | |
| VAR | 0.01 | 76.4 | 1.2 | 7.8 | 3.6 |

Tabla 20. CAMBIO EN LA CONCENTRACION DE N-NH₃

3

| N-NH ₃ | | ALC. | | pH | |
|-------------------|------|------|------|------|------|
| AFL. | EFL. | AFL. | EFL. | AFL. | EFL. |
| 40 | 1.4 | 172 | 29 | 8.3 | 7.0 |
| 35 | 2.2 | 292 | 17 | 9.2 | 6.4 |
| 45 | 3.5 | 315 | 8 | 9.1 | 6.2 |
| 35 | 4.0 | 198 | 18 | 8.3 | 6.6 |
| 34 | 0.5 | 261 | 31 | 9.2 | 6.5 |

FIG 24 SSV EFLUENTE DEL SEDIMENTADOR B.E.M.

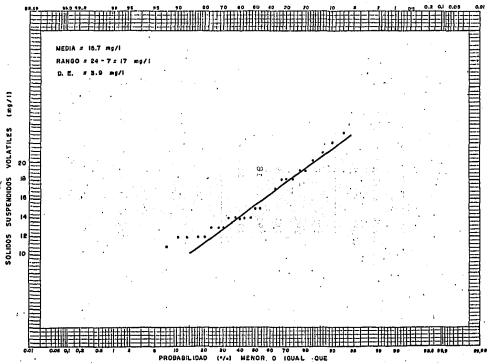


FIG 25 SSV. EFLUENTE DEL SEDIMENTADOR P.T.A.R. DE C.U.

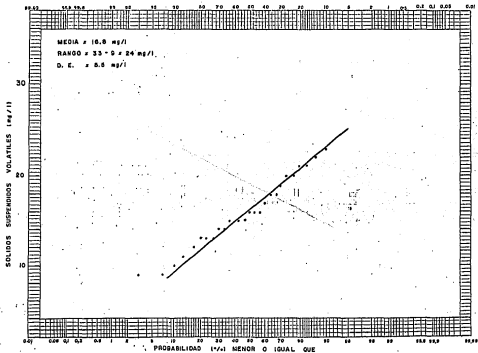


FIG. 26. SSV LAGUNA DEL B.E.M.

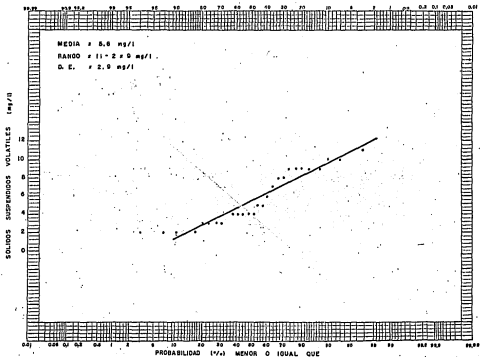
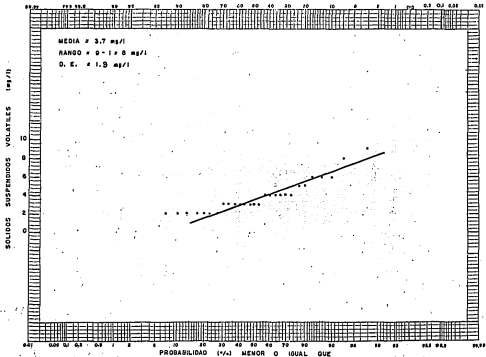


FIG. 27. SSV[®] LAGUNA DEL BIODISCO DE LA P.T.A.R. DE C.U.



INSTITUTO VENEZOLANO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS (IVIC) - CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES EN AGUAS Y SANEAMIENTO (CENIAS)

8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Las principales conclusiones que se desprenden de este trabajo son:

1. El biodisco estructuralmente modificado puede realizar el proceso de nitrificación con eficiencias tan altas como del 99%, teniendo una concentración de 27 mg/l de nitrógeno amoniacal en el afluente.
2. Para estas mismas condiciones, la "destrucción" de alcalinidad se realizó cumpliendo satisfactoriamente la relación estequiométrica que rige el proceso como lo demuestra el análisis estadístico. Se obtuvo una reducción de alcalinidad de 260 mg/l a 60 mg/l.
3. La alcalinidad puede disminuir drásticamente durante el proceso de nitrificación sin tener un cambio significativo en el pH.

4. Para conseguir los valores de pH deseados, la nitrificación puede incrementarse hasta que el sistema alcance el valor de pH de interés.
5. De acuerdo con los resultados obtenidos la destrucción de la alcalinidad por nitrificación no siempre proporciona un sistema donde la concentración de carbono inorgánico pueda ser limitante del crecimiento de algas, también debe considerarse simultáneamente el valor del pH.
6. La presencia de una especie de alga en un sistema lagunar indica que la concentración de carbono inorgánico juega un papel importante en la sucesión y dominancia de las algas, lo que puede aprovecharse para el control de especies que pueden ser fuente de beneficio en el campo alimentario o industrial.
7. El efluente de las lagunas puede utilizarse en irrigación de cultivos que no se consuman crudos y no estén en contacto directo con el suelo. El contenido de nitratos en el efluente ofrece una ventaja adicional ya que puede ser utilizado directamente por las plantas y representar un ahorro en fertilizantes. El contenido de algas representa también una fuente adicional de nutrientes para el suelo y las plantas.

RECOMENDACIONES

En este estudio se hizo una evaluación preliminar sobre el uso del carbono inorgánico como medio de control en el crecimiento

de algas, encontrándose que el pH es otro factor importante que debe considerarse. Por lo tanto es importante realizar experimentos similares en lagunas de bajo contenido de alcalinidad, por ejemplo 20 mg/l como CaCO_3 ; se podrían tener dos lagunas cada una con un valor de pH diferente y evaluar los resultados obtenidos.

BIBLIOGRAFIA

1. U.S. Environmental Protection Agency. "Process Design Manual for Nitrogen Control". Technology Transfer. Washington D.C.:1975.
2. Mitchell, Ralph. "Water Pollution Microbiology". John Wiley & Sons, 1978.
3. Anthonisen, A.C., et al., "Inhibition of nitrification by ammonia and nitrous acid". Jour. Water Poll. Control Fed., 48 (5), 835-852, 1976.
4. Wild, H.E., et al., "Factors affecting nitrification kinetics". Jour. Water Poll. Control Fed., 43 (9), 1845-1854, 1971.
5. Huang, Ching-San, et al., "Nitrification rate in biological process". Jour. of the Sanitary Engineering Division, ASCE, 100(EE2), 409-422, 1974.
6. Carpenter, P.P. "Microbiology". W.B. Sanders Company, Philadelphia, 1972.
7. Norouzzian, N.Y. "A performance evaluation and kinetics determination of an RCB system operating at the C.U. wastewater treatment plant." Project Report 3306, Mexico 1983.

8. Srna, R. et al., " Kinetic response of perturbed marine nitrification systems.". Jour. Water poll. Control Fed., 47 (3), 472-486. 1975.
9. Bockman, W.J., et al., " Combined carbon oxidation - nitrification ". Jour. Water Poll. Control Fed. 44 (10) 1916-1931. 1972.
10. Benefield, L.D. and C.W. Randall., " Biological Process Design for Wastewater Treatment", Prentice-Hall, New Jersey, 1980.
11. Norouzian, M.Y. y Deloya Alma. " Estudio del comportamiento de una unidad de biodiscos estructuralmente modificada". Proyecto 3332, Instituto de Ingenieria, UNAM, Mexico, D.F. 1984.
12. Environmental Protection Agency. " Desing information on Rotating Biological Contactors ". U.S. EPA. 600/2. 84-106. Cincinnati, Ohio. 1984.
13. Antonie, R.L. " Fixed Biological Surfaces Wastewater Treatment ". CRC Press, Cleveland, Ohio, 1976.
14. Weng, Cheng-Nand, et al. " Nitrification in the biological fixed-film rotating disk system." Jour. Water Poll. Control fed., 46 (7), 1674-1685. 1975.
15. Sawyer, C.N. and Mc Carty, P.L. " chemistry for Sanitary Engineers". Mc-Graw Hill, New York. 1967.
16. Stover, Enos L. " pH and Alkalinity in Biological Nitrification". Water Engineering and Management. 127 (11) 21-23. 1981.
17. Benninger, R. and T.H., Sherraf. "Nitrification and alkalinity relationships in activated sludge." Jour. Water Poll. Control Fed., 50 (10): 2132-2142. 1978.
18. Sherrard, J.H. "Destruction of Alkalinity in aerobic biological wastewater treatment." Jour. Water Poll. Control Fed. 44(11): 1834-1839. 1976.

19. Haug, R. et al. "Nitrification with submerged filters." Jour. Water Poll. Control Fed. 44(11): 2028-21102. 1972.
20. Curds, C.R. and H.A. Hawkes. "Ecological Aspects of used water treatment." V3. Academic Press, New York, 1975.
21. Pelczar, M. et al. "Microbiologia," 4 Ed. McGraw-Hill Mexico, 1975.
22. Skulberg, G.C. et al. "toxic blue-green algal a growing." Jour. of Human Environment, 13(4): 244-247, 1984.
23. Steel, E.N. and Gloyne, E.F. "Oxidation Ponds-Radiactivity Uptake and Algal concentration." University of Texas, Technical Report N 1. 1953.
24. Environmental Protection Agency. "Algae and Water Pollution." EPA/600/9-77-036. Cincinnati, Ohio, 1977.
25. El-Sharkawi, F.M. et al. "Stabilization of dairy wastes by algal-bacterial symbiosis in oxidations ponds." Jour. Water Poll. Control Fed., 42(1), 115-125, 1970.
26. Rashke, R.L. "Algal periodicity and waste in reclamation stabilization pond ecosystem." Jour. Water Poll. Control Fed., 42(4): 518-530. 1970.
27. Norouzian, M.Y. et al. "Capacitacion de operadores de plantas de tratamiento de aguas residuales." Proyecto 4347. Instituto de Ingenieria. UNAM. 1985.
28. Schindler, D.W. et al. "atmospheric carbon dioxide. Its role in maintaining phytoplankton standing crops." Science, 177, 1192-1198. 1972
29. Goldman, J. et al. "The kinetics of inorganic carbon limited algal growth." Jour. Water Poll. Control Fed. 46(3): 554-473. 1974.
30. Kuentzel, L.E. et al. "Bacteria, carbon dioxide and algal Blooms." Jour. Water Poll. Control Fed. 42(12): 2035-2048. 1970.

31. King, Darrell. "The role of carbon in Eutrophication." Jour. Water Poll. Control Fed. 42(12): 2035-2048; 1970.
32. Goldman, J.C. "Outdoor mass algal cultures. I. Applications." Water Resources 13: 1-20. 1979.
33. Rainwater, F.H. et al. "Methods of collection and analysis of water samples." U.S. Geol. Surv. Water Supply Papers. 1454-1457. 1965.
34. Norouzián, M.Y. and S. González. "A performance evaluation of a full scale Rotating Biological Contactor (RBC) system." Jour. Environmental Technology Letters. 6(2): 79-83. 1985.
35. Orion Research Incorporated. "Manual de instrucción para el electrodo de amoniaco modelo 9510." Cambridge, Massachussetts, 1977.
36. APHA-AWWA-WPCF. "Standard Methods For the examination of water and wastewater." 15th Ed. American Public Health Association., Washington, D.C. 1981.
37. Hach Company. "Methods Manual Hach Direct Reading Engineer's Laboratory." Model Dr-EL/4 42-44. 1980.
38. Norouzián, M.Y. "An improved solid measurement technique." Pollution Engineering, Vol 14(8): 23-25. 1982.
39. Yellow Springs Instruments. "Manual de instrucciones para el medidor de oxigeno YSI, modelo 54." Yellow Springs, Ohio. 1971.
40. Clark, J. et al., "Water Supply and Pollution Control." 3 Ed. Thomas Crowell Harper and Row, Publishers. New York. 1977.
41. Villarreal Aranda, Augusto., "Diseno de Experimentos. Notas de clase. DEPFI, UNAM, 1986.
42. Montgomery, Douglas. "Design and analysis of experiments." 2 Ed. Jhon Willey, New York, 1984.

43. Norouzián, M.Y. "Characteristics of an aerated lagoon for municipal wastewater treatment." Ph.D. Thesis, Dept of Civil Engineering, University of Kansas, Lawrence, 1980.

APENDICE I

Prueba de Bartlett para igualdad de varianza

De la tabla 12 se toman los valores de varianza para cinco tratamientos

| | | | | |
|----------------|----------------|----------------|----------------|---------------|
| $S_1^2 = 1649$ | $S_2^2 = 1636$ | $S_3^2 = 1737$ | $S_4^2 = 1064$ | $S_5^2 = 934$ |
| 1 | 2 | 3 | 4 | 5 |

Prueba de hipótesis

$$H_0 : \sigma_1^2 = \sigma_2^2 = \sigma_3^2 = \sigma_4^2 = \sigma_5^2$$

$$H_1 : \text{Por lo menos una } \sigma_i^2 \text{ es diferente}$$

Prueba estadística.

Este procedimiento consiste en calcular un estadístico cuya distribución muestral se aproxima a una distribución chi-cuadrada con $a-1$ grados de libertad cuando a muestras aleatorias provienen de poblaciones normales independientes.

El estadístico es: $\chi_0^2 = 2.3026 \cdot q/c$

Cálculo de q

$$q = (N-a) \log \frac{S^2}{10 p} - \sum_{i=1}^a (n_i - 1) \log \frac{S_i^2}{10 i}$$

$$S^2 = \frac{\sum_{i=1}^a (n_i - 1) S_i^2}{N - a}$$

$$S^2 = \frac{29(1649) + 29(1636) + 29(1737) + 29(1064) + 29(934)}{150 - 5}$$

$$S^2 = 1404$$

$$q = (145) \log (1404) - 29(\log (1649) + \log (1636) + \log (1737) + \log (1064) + \log (934))$$

$$q = 2.53$$

Cálculo de c

$$c = 1 + \frac{1}{3(a-1)} \left(\sum_{i=1}^a (n_i - 1) - (N - a) \right)$$

$$c = 1 + 1/3 \times 4(5/29 - 1/145)$$

$$c = 1.01$$

$$\chi_0^2 = 2.3026 (2.53) / (1.01) = 5.34$$

De la tabla estadística

$$\chi_{0.05, 4}^2 = 9.488$$

como $\chi_{0.05, 4}^2 > 5.34$ las varianzas de los cinco tratamientos pueden considerarse iguales a un nivel de significancia del 5%

APENDICE 2

Análisis de varianza. Aplicación del análisis de efectos fijos a los datos experimentales.

Se desea comprobar si la nitrificación se realiza siguiendo la relación estequiométrica "7.2 mg de O_2 se destruyen por cada mg N-NH₃ nitrificado"

El biodisco utilizado durante el experimento se divide en cinco tratamientos los cuales, si la relación anterior se cumple deben ser equivalentes después de aplicarse la relación básica: es decir:

$$\mu_1 = \mu_2 = \mu_3 = \dots = \mu_k$$

k = número de tratamientos o poblaciones

Modelo Estadístico

El modelo estadístico que se utiliza es denominado de efectos fijos, se cumple solamente cuando la diferencia entre las

poblaciones se debe únicamente al azar es decir no se admiten efectos experimentales o fuentes externas de variación que puedan interferir en los datos.

Por lo tanto el modelo se satisface cuando: La ausencia absoluta de efectos es equivalente a la igualdad absoluta de poblaciones y en cualquier diferencia entre ellas se debe únicamente al azar.

Procedimiento matemático aplicado a los datos de la tabla 10,

que corresponde a dos tratamientos

a. Parámetros o estimadores

- Y_i = Suma total de observaciones para cada tratamiento
- \bar{Y}_i = Promedio de las observaciones anteriores
- $Y_{..}$ = Suma total de valores de todas las observaciones
- $\bar{Y}_{..}$ = Promedio global correspondiente

De la tabla 10, se obtiene:

$$\begin{aligned}
 Y_1 &= 7699 & Y_2 &= 7681 \\
 \bar{Y}_1 &= 256.6 & \bar{Y}_2 &= 256 \\
 Y_{..} &= 15380 & \bar{Y}_{..} &= 256.3
 \end{aligned}$$

b. Partición de la suma de cuadrados

Este cálculo es muy importante porque permite estimar la contribución que hacen los tratamientos y el azar a la diferencia entre los resultados.

$$\sum_i \sum_j (Y_{ij} - \bar{Y}_{..})^2 = \sum_i \sum_j (Y_{ij} - \bar{Y}_i)^2 + \sum_i n_i (\bar{Y}_i - \bar{Y}_{..})^2$$

$$SST = SSW + SSB$$

SST = Suma total de cuadrados

SSW = Suma de cuadrados dentro

SSB = Suma de cuadrados entre

SSW. Estima la contribución que hace únicamente el azar a la diferencia entre los resultados

SSB. Estima la contribución que hacen los tratamientos y el azar a la diferencia entre los resultados

Calculando para dos tratamientos:

Suma total de cuadrados:

$$SST = \sum_{i=1}^2 \sum_{j=1}^n Y_{ij}^2 - NY_{..}^2$$

$$\sum_{i=1}^2 \sum_{j=1}^n Y_{ij}^2 = 4.0177.322$$

$$NY_{..}^2 = 60(256,3) = 3.941.381$$

$$SST = 4.017.322 - 3.941.381 = 75.941$$

Suma de cuadrados entre

$$SSB = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^2 Y_i^2 - NY_{..}^2$$

$$\sum_{i=1}^2 \frac{Y_i^2}{n} = \frac{(7699)^2 + (7681)^2}{30}$$

$$SSB = 3.942.412 - 3.941.381 = 1031$$

Suma de cuadrados dentro

$$SSW = SST - SSB$$

$$SSW = 75\ 941 - 1031 = 74\ 910$$

c. Valores medios cuadráticos

MSB = Valor medio cuadrático entre las muestras

$$MSB = SSB / k - 1$$

2

Estima el valor de σ^2 en forma insesgada solo cuando no existen efectos entre tratamientos. Es decir las medias de los tratamientos son iguales.

MSW = Valor medio cuadrático dentro de las muestras

$$MSW = SSW / N - k$$

Siempre estima a σ^2 en forma insesgada, por lo tanto

$MSB/MSW = \text{efectos} + \text{errores aleatorios} / \text{errores aleatorios}$

Si los efectos son despreciables el cociente de esta relación debe ser cercano a la unidad y la diferencia de los resultados se debe únicamente al azar.

d. Prueba de hipótesis de igualdad de medias.

De acuerdo a lo anterior se concluye: cuando no existen efectos, las medias de los tratamientos son iguales.

Si se establecen las hipótesis

$$H_0: \mu_1 = \mu_2$$

$$H_1: \mu_1 \neq \mu_2$$

se podrá probar la primera en contra de la segunda a través del estadístico de prueba

$$F_0 = \frac{MSB}{MSW} = \frac{SSB / k-1}{SSW / N-k}$$

que corresponde a una variable F con k-1 y N-k grados de libertad en el numerador y denominador respectivamente

Aplicando a dos tratamientos

$$MSB = 1031 / 2-1 = 1031$$

$$MSW = 74\ 910 / 60-2 = 74910 / 58 = 1291$$

$$F_0 = 1031 / 1291 = 0.8$$

TABLA DE CONCENTRACION DE RESULTADOS PARA DOS TRATAMIENTOS

| Fuente de variabilidad | Suma de cuadrados | Grados de libertad | MS | F ₀ |
|----------------------------|-------------------|--------------------|----------|----------------|
| Entre muestras (trat) | SSB=1031 | 1 | MSB=1030 | 0.8 |
| Dentro de muestras (error) | SSW= 74910 | 58 | MSW=1291 | |
| Total | SST= 75941 | 59 | | |

Al nivel de significancia del 5%, la F teórica con 1 grado de libertad en el numerador y 58 en el denominador corresponde al valor de 4.0 por lo que:

$$F_0 = 0.8 < F_{1,58} = 4.0$$

y se acepta que $\mu_1 = \mu_2$ lo que indica que la nitrificación cumple con la relación estequiométrica.

Análisis de varianza para tres tratamientos.

- 1 Tratamiento. Efluente de la primera etapa del biodisco.
- 2 tratamiento. Efluente de la segunda etapa del biodisco.
- 3 tratamiento. Efluente de la tercera etapa del biodisco.

Los datos utilizados en este análisis aparecen en la tabla 11.

Prueba de Hipótesis

$$H_0: \mu_1 = \mu_2 = \mu_3$$

$$H_1: \mu_1 \neq \mu_2 \neq \mu_3$$

$$Y_1 = 5490 \quad Y_2 = 5455 \quad Y_3 = 5478$$

$$\bar{Y}_1 = 183 \quad \bar{Y}_2 = 181.8 \quad \bar{Y}_3 = 182.6$$

$$Y.. = 16423 \quad \bar{Y}.. = 182.4$$

Concentración de resultados

| Fuente de variabilidad | Suma de cuadrados | Grados de libertad | MS | F0 |
|----------------------------|-------------------|--------------------|-----------|------|
| Entre muestras (traz) | SSB= 2576 | 2 | MSB= 1288 | 0.98 |
| Dentro de muestras (error) | SSW=114079 | 87 | MSW= 1311 | |
| Total | SST=116655 | 89 | | |

Nivel de significancia 5%

La F teórica con dos grados de libertad en el numerador y 87 en el denominador corresponde a un valor de 3.07 por lo que

$$F_0 = 0.98 < F_{2,87} = 3.07$$

y se acepta que las medias son iguales.

Por lo tanto la nitrificación se realiza de acuerdo a la relación estequiométrica.

Análisis de varianza para cinco tratamientos.

- 1 tratamiento. Afluente o entrada del agua residual al biodisco
- 2 tratamiento. Efluente de la primera etapa del biodisco
- 3 tratamiento. Efluente de la segunda etapa del biodisco
- 4 tratamiento. Efluente de la tercera etapa del biodisco
- 5 tratamiento. Efluente de la cuarta etapa del biodisco

Los datos utilizados para el análisis de varianza aparecen en la tabla 12.

| | | | | |
|--------------------|--------------------|------------------|--------------------|------------------|
| Y1.=7699 | Y2.=6683 | Y3.=7649 | Y4.=7670 | Y5.=7681 |
| $\bar{Y}_1.=256.5$ | $\bar{Y}_2.=256.1$ | $\bar{Y}_3.=255$ | $\bar{Y}_4.=255.7$ | $\bar{Y}_5.=256$ |
| Y...=38382 | Y...=255.8 | | | |

Concentración de resultados

| Fuente de variabilidad | Suma de cuadrados | Grados de libertad | MS | F0 |
|----------------------------|-------------------|--------------------|-----------|----|
| Entre muestras (trat) | SSB= 6186 | 4 | MSB= 1546 | 1 |
| Dentro de muestras (error) | SSW=203600 | 145 | MSW= 1404 | |
| Total | SST=209786 | 149 | | |

Nivel de significancia 5%

La F teórica con 4 grados de libertad en el numerador y 145 en el denominador corresponde a un valor de 2.37 por lo que

$$F_0 = 1.1 < F_{4, 145} = 2.37$$

y se acepta la igualdad de medias, cumpliéndose la nitrificación de acuerdo a la relación estequiométrica.

APENDICE 3

Cálculo del cambio de pH esperado durante la nitrificación

Se supone que toda la alcalinidad presente en el agua residual se debe al sistema ácido carbónico.

El agua residual en estudio tiene 256.6 mg/l de alcalinidad y un pH promedio de 7.6

$$(Alc) = 256.6 \text{ mg/l CaCO}_3 = 256.6 \times 10^{-3} / 50 = 5.1 \times 10^{-3} \text{ equiv/l}$$

$$pH = \Delta C / \beta$$

donde:

$$\beta = 2.303 \frac{((Alc) - (OH^-) + (H^+)) \left((H^+) + \frac{k_1 k_2 + 4k_2}{(H^+)} \right)}{k_1 \left(1 + \frac{2k_2}{(H^+)} \right)}$$

reemplazando se obtiene

$$\beta = 8.65 \times 10^{-4} \text{ equivalentes/litro}$$

considerando que se tienen

$27.2 \times 10^{-3} / 14 = 1.94 \times 10^{-3}$ moles de $N-NH_3$. Si estos se

convierten a ácido nítrico el pH debe cambiar en

$pH = -1.94 \times 10^{-3} / 8.65 \times 10^{-4} = -2.24$ unidades

APENDICE 4

Comparación estadística entre el efluente del sedimentador del biodisco Estructuralmente Modificado y el efluente del biodisco de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria.

Se debe probar si los efluentes son estadísticamente iguales en su concentración de sólidos suspendidos volátiles.

Prueba t de Student

De las tablas 16 y 17 se toma la varianza correspondiente a SSV.

$$S_1^2 = 21.25 \quad S_2^2 = 15.63$$

Primero, hay que probar que los dos grupos de datos tienen varianzas iguales, procediendo como sigue:

$$F_s = \frac{S_1^2}{S_2^2} = \frac{21.25}{15.63} = 1.35$$

De la tabla estadística

$$F = 1.84 \\ 0.05(29,29)$$

Como $F = 1.35$, las varianzas paramétricas de los $0.05(29,29)$

dos grupos pueden asumirse iguales, a un nivel de significancia del 5%, ahora la prueba t de Student puede realizarse así:

$$df = 2(n-1) = 2(29-1) = 56$$

$$t_s = \frac{X_1 - X_2 - (\mu_1 - \mu_2)}{1/n(S_1^2 + S_2^2)}$$

como $\mu_1 = \mu_2$ es la hipótesis nula aquí, por lo tanto $\mu_1 - \mu_2 = 0$

$$t_s = \frac{16.44 - 15.7}{1/29(21.25 + 15.63)}$$

$$t_s = 0.581$$

de la tabla estadística:

$$t = 1.67$$

$$0.05(56)$$

como $t_s < t$, entonces se puede concluir que los $0.05(56)$

efluentes de los dos sedimentadores pueden considerarse iguales en sólidos suspendidos volátiles.

APENDICE 5

Comparación estadística entre la laguna del biodisco Estructuralmente Modificado y la laguna del biodisco de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria.

Prueba t de Student.

De las tablas 18 y 19 se toma la varianza correspondiente a cada uno de estos parámetros para probar igualdad de varianzas.

$$S_1^2 = 8.6 \quad S_2^2 = 3.6$$

Prueba de igualdad de varianza, siguiendo el método empleado en el apéndice 4.

$$F_s = 8.6/3.6 = 2.38$$

De la tabla estadística

$$F_{0.05(29,29)} = 1.84$$

como $F_{0.05(29,29)} < 2.38$, las varianzas no se pueden considerar iguales a un nivel de significancia del 5%

Prueba t de Student

Tomando los datos necesarios de las tablas 18 y 19 se obtiene:

$$ts = 5.6 - 3.7 / (8.6 + 3.5)/29$$

$$ts = 4.5$$

De las tablas estadísticas

$$t_{0.05(56)} = 1.67$$

como $ts > t_{0.05(56)}$, entonces se puede concluir que existen diferencias estadísticas significativas en los efluentes de las dos lagunas.