



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO DE INGENIERÍA

**REMOCIÓN DE ALGAS PRESENTES EN AGUAS NATURALES
MEDIANTE EL PROCESO DE FLOTACIÓN**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN INGENIERÍA (AMBIENTAL)

P R E S E N T A:

BIÓL. MARICELA ROJO CRUZ

DIRECTORA: DRA. ROSA MARÍA RAMÍREZ ZAMORA



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.

JURADO ASIGNADO:

Presidente: Dr. Pedro Martínez Pereda.

Secretario: M. en C. Marisela Bernal González.

Vocal: Dra. Rosa María Ramírez Zamora.

1^{er.} Suplente: M. en C. María Teresa Leal Ascencio.

2^{do} Suplente: M. en I. Ana Elisa Silva Martínez.

Lugar donde se realizó la tesis:

INSTITUTO DE INGENIERÍA

TUTOR DE TESIS:

Dra. Rosa María Ramírez Zamora

NOMENCLATURA	VIII
RESUMEN	IX
INTRODUCCIÓN	X
OBJETIVO GENERAL	XI
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	XI
1 MARCO TEÓRICO	12
1.1 Generalidades de las algas de agua dulce	12
1.1.1 Morfología y fisiología	12
1.1.2 Distribución	18
1.1.3 Clasificación	18
Chlorophyta	19
Pheophyta	19
Rhodophyta	19
Bacillariophyta	19
Dinoflagellata	19
Crysophyta	19
Euglenophyta	19
1.1.3.1 Chlorophyta (algas verdes)	20
1.1.3.2 Phaeophyta (algas pardas)	21
1.1.3.3 Rhodophyta (algas rojas)	22
1.1.3.4 Bacillariophyta (diatomeas)	24
1.1.3.5 Dinoflagellata (algas dinoflageladas)	26
1.1.3.6 Chrysophyta (algas doradas)	26
1.1.3.7 Euglenophyta (euglenoides)	28
1.2 Problemática asociada a la presencia de algas en los cuerpos de agua	28
1.3 Procesos aplicados para la eliminación de algas	29
1.4 Técnicas analíticas empleadas para determinación y cuantificación de algas	29

1.4.1	Antecedentes del uso de las técnicas analíticas para la identificación y cuantificación de algas	29
1.5	Generalidades del proceso de flotación	31
1.5.1	Antecedentes del proceso de flotación	31
1.5.2	Definición	34
1.5.2	Ventajas y desventajas del proceso de flotación	34
1.5.3	Principio o mecanismos	35
1.5.3.1	Descripción del proceso FAD	36
2	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL	41
2.1	Materiales y reactivos	41
2.1.1	Agua a tratar	41
2.1.2	Reactivos para el proceso de coagulación – floculación	41
2.1.3	Reactivos para el ajuste del pH	41
2.1.4	Reactivos para el proceso de flotación	42
2.1.5	Reactivos y materiales para la extracción y cuantificación de clorofila	42
2.2	Dispositivos experimentales	42
2.2.1	Reactor discontinuo	42
2.2.2	Reactor continuo	42
2.3	Técnicas experimentales	43
2.3.1	Proceso de flotación	43
2.3.2	Coagulación-floculación	44
2.3.3	Proceso de flotación	45
2.4	Técnicas analíticas	46
2.4.1	Montaje de la técnica analítica para la extracción y cuantificación de algas	46
2.4.2	Curva de calibración	47
2.4.3	Método analítico	47
2.4.3.1	Procedimiento	47

2.4.3.2	Conteo de células en la cámara Neubauer	48
3	RESULTADOS	50
3.1	Muestreo y caracterización del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”	50
3.2	Determinación de las condiciones óptimas de operación del proceso de flotación para remover las algas presentes en el influente de la planta potabilizadora “Los Berros” (PPLB), Sistema Cutzamala	53
3.3	Determinación de los tipos de algas removidos de manera eficiente por el proceso de flotación	63
4	CONCLUSIONES	67
	BIBLIOGRAFÍA	68
ANEXO A.	Punto de muestreo en la planta potabilizadora de “Los Berros”	72
ANEXO B.	Dispositivo experimental para el proceso de flotación, así como del proceso de extracción y cuantificación de clorofila	73
ANEXO C.	Caracterización físico-química del agua cruda	76
ANEXO D.	Gráficas de superficie-respuesta	77
ANEXO E.	Tabla general en Excel para el cálculo de las condiciones óptimas	84
ANEXO F.	Microfotografías de las especies identificadas en las muestras de agua tratada por el proceso DAF	85

Figura 1.1	Diversos tipos de algas microscópicas	13
Figura 1.2	Espectros de absorción de los diferentes pigmentos fotosintéticos (modificado de EPA, 1995)	14
Figura 1.3	Estructura química de dos diferentes tipos de clorofila y una feofitina (modificado de EPA, 1995)	15
Figura 1.4	Reproducción sexual y asexual, característica principal de la <i>Euglena sp</i> (Audesirk, 1997)	16
Figura 1.5	Reproducción asexual por esporulación (modificado de Audesirk, 1997)	17
Figura 1.6	Reproducción sexual por conjugación en una especie de <i>Spyrogira sp</i> (modificado de Curtis, 1991)	17
Figura 1.7	Tres especies diferentes de algas del grupo chlorophyta (Pelczar, 1992)	20
Figura 1.8	Diversos géneros de algas pardas (modificado de Cronquist, 1992)	22
Figura 1.9	Algunas algas rojas más comunes (modificado de Cronquist, 1992)	23
Figura 1.10	Algunas formas más comunes de diatomeas (modificado de Cronquist, 1992)	25
Figura 1.11	Forma típica de las algas dinoflageladas (modificado de Cronquist, 1992)	26
Figura 1.12	Formas básicas de las algas doradas (modificado de Cronquist, 1992)	27
Figura 1.13	Algunas especies de euglenoides (modificado de Cronquist, 1992)	28
Figura 1.14	Primera generación de sistemas FAD o DAF (Eades et al., 2001)	32
Figura 1.15	Segunda generación de sistemas FAD o DAF (Eades et al., 2001)	32
Figura 1.16	Segunda generación mejorado de sistemas FAD o DAF (Eades et al., 2001)	33
Figura 1.17	Tercera generación de sistemas FAD o DAF (Eades et al., 2001)	33
Figura 1.18	Unidad piloto de un sistema FAD o DAF. Las dimensiones de las celdas son de 0.46 de alto, 0.88x0.22 m de largo (Féris et al., 2001)	37
Figura 1.19	Saturador de aire Lecho de Percolación con anillos de Rasching (Féris et al., 2001)	38
Figura 1.20	Constrictor de flujo tipo Venturi (Dupre et al., 1998)	39

Figura 1.21	Tanque de flotación de cuarta generación (Eades et al., 2001)	40
Figura 2.1	Diagrama del proceso experimental	42
Figura 2.2	Diagrama del dispositivo para la realización de las pruebas de flotación	43
Figura 3.1	Concentraciones de clorofila medidas durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003)	51
Figura 3.2	Valores de turbiedad medidos durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003)	51
Figura 3.3	Comparación de los valores de color y clorofila medidos durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003)	52
Figura 3.4	Valores de oxígeno disuelto y clorofila medidos durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003)	52
Figura 3.5	Correlación entre la turbiedad y No. De células/mL en el agua cruda y tratada por flotación de la planta potabilizadora “Los Berros”, Sistema Cutzamala	53
Figura 3.6	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de clorofila en función del pH y de la concentración de CTBA por el proceso de flotación	61
Figura 3.7	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de cél/mL en función del pH y de la concentración de CTBA por el proceso de flotación	62
Figura 3.8	Remoción de diferentes tipos de algas por flotación del agua cruda o influente de la planta potabilizadora “Los Berros”	65
Microfotografía 3.9	Algas de la especie <i>Fragilaria sp.</i> y <i>Synedra sp.</i> Identificadas en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x	66
Microfotografía 3.10	Algas de la especie <i>Anabaena sp.</i> y <i>Microspora sp.</i> Identificadas en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x	66
Figura A	Tanque de recolección del influente de la planta potabilizadora de “Los Berros”	72
Figura B. 1	Dispositivo experimental de flotación	73
Figura B. 2	Dispositivo para llevar a cabo la filtración para la extracción de clorofila. ..	74
Figura B. 3	Filtro obtenido para la extracción de clorofila	74

Figura B. 4	Espectrofotómetro HACH DR-4000	75
Figura D. 1	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de cél/mL en función del pH y del flujo de aire por el proceso de flotación	77
Figura D. 2	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de cél/mL en función de la concentración de CTBA y del flujo de aire por el proceso de flotación	78
Figura D. 3	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de clorofila en función del pH y el flujo de aire por el proceso de flotación	79
Figura D. 4	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de clorofila en función de la concentración de CTBA y el flujo de aire por el proceso de flotación	80
Figura D. 5	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para observar el comportamiento de la turbiedad en función del pH y la concentración de CTBA por el proceso de flotación	81
Figura D. 6	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para observar el comportamiento de la turbiedad en función del pH y el flujo de aire por el proceso de flotación	82
Figura D. 7	Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para observar el comportamiento de la turbiedad en función de la concentración de CTBA y el flujo de aire por el proceso de flotación	83
Microfotografía F. 1	Alga de la especie <i>Microspora sp.</i> Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x	85
Microfotografía F. 2	Alga de la especie <i>Palmella sp.</i> Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x	85
Microfotografía F. 3	Alga de la especie <i>Synedra sp.</i> Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x	86
Microfotografía F. 4	Alga de la especie <i>Synedra sp.</i> Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x	86
Microfotografía F. 5	Única alga de la especie <i>Scenedesmus sp.</i> Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x	87

Tabla 1.1 Clasificación de las algas de acuerdo a sus características morfológicas (Ville et al., 1992)	19
Tabla 2.1. Diferentes dosis aplicadas de $Al_2(SO_4)_3$	44
Tabla 2.2. Diseño de experimentos con las condiciones reales	46
Tabla 3.1 Resultados de los factores respuesta (valores residuales) seleccionados en el estudio de remoción de algas por el proceso de flotación	54
Tabla 3.2 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de clorofila por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”	56
Tabla 3.3 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de algas (cél/mL) por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”	56
Tabla 3.4 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de turbiedad por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”	57
Tabla 3.5 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de color por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”	57
Tabla 3.6 Parámetros estadísticos calculados para determinar la validez de los modelos matemáticos obtenidos para estimar la remoción de algas, turbiedad y color por flotación	59
Tabla 3.7 Modelos matemáticos simplificados y obtenidos para estimar la remoción de algas, turbiedad y color por flotación	60
Tabla 3.8 Tipos de algas identificados en el influente de la planta potabilizadora “Los Berros” (PPLB)	63
Tabla C. Caracterización físico-química del agua cruda durante la campaña de muestreo en la planta potabilizadora “Los Berros”	76

INTRODUCCIÓN

Los cuerpos de agua cada día se ven más afectados por las actividades humanas, muchos de ellos presentan contaminación de tipo orgánica (Henry y Heinke, 1999). El principal problema es que en la superficie crecen plantas acuáticas como microalgas y lirio acuático con ayuda de la luz solar y los nutrientes que contiene el agua. El término alga se refiere a un grupo de organismos, de una diversidad morfológica y fisiológica, que contienen clorofila y que llevan a cabo un tipo de fotosíntesis productora de oxígeno. Especialmente, las algas verde azules (cianobacterias) han estado presentes desde hace siglos en aguas superficiales destinadas a la producción de agua potable. Estos microorganismos son miembros comunes de la comunidad fitoplanctónica en aguas superficiales. Son considerados como un problema, usualmente asociado a la producción del mal sabor y olor desagradable en aguas potables, sin embargo, recientemente, las algas se han asociado a problemas relacionados con la obstaculización del sistema de filtración del tren de tratamiento convencional de las plantas potabilizadoras de agua (Fawell, 1993).

Las algas emplean el dióxido de carbono, nutrientes (las diferentes formas de nitrógeno y fósforo) y trazas (magnesio, boro, cobalto y calcio) para su crecimiento. En determinadas épocas del año (como en el verano y parte de invierno) en que las condiciones de temperatura y concentración de nutrientes son favorables se presenta un crecimiento excesivo de algas el cual deteriora la calidad del agua debido a la variación de pH, color, turbidez, olor y sabor, provocando un mal funcionamiento de las plantas de tratamiento de agua potable, sobre todo, interfiriendo en el proceso de filtración (Codony et al., 2003; Jun et al., 2002).

Otros problemas que se han observado con la presencia de algas, específicamente el grupo de las cianobacterias, es el que se refiere a la producción de toxinas ya que estas pueden representar un riesgo potencial a la salud al ser consumida el agua contaminada por estos compuestos (Chen et al., 1998). Las cianobacterias son miembros comunes del fitoplancton de agua dulce en aguas superficiales, el excesivo desarrollo de estos microorganismos en las fuentes de producción de agua potable, también producen la eutrofización de éstas. Las toxinas que producen las algas representan un riesgo inminente para los animales que ingieren agua de cuerpos acuáticos que contienen gran cantidad de estas algas (Chow et al., 1999). Los compuestos producidos por algas, así como las algas mismas, no pueden ser removidos de manera efectiva mediante un tratamiento convencional de agua, para mitigar este problema, frecuentemente el tren de tratamiento para la potabilización de agua, inicia con una coagulación seguida de alguna operación unitaria que remueva partículas sólidas de líquidos, con la finalidad de mitigar los problemas de taponamiento por algas en los sistemas de filtración (Briley et al., 2002; Jun et al., 2001).

Las algas, causan de manera indirecta el agotamiento del oxígeno contenido en las aguas naturales produciendo como efecto primario la eutrofización. El efecto secundario incluye la muerte paulatina de los organismos acuáticos con una colonización total del cuerpo de agua que eventualmente se convertirá en un pantano, para finalmente desaparecer (Hammer, 1996).

En estudios limnológicos realizados en embalses de agua dulce sobre comunidades bentónicas, se ha observado que durante los meses de junio a enero se presenta un abundante florecimiento de fitoplancton, época en las que las condiciones de temperatura

y concentración de nutrientes son favorables para que se presente un crecimiento excesivo de microorganismos, disminuyendo la cantidad de estos durante el resto del año (Suffet et al., 1999). Este fenómeno se ha podido observar en el influente de la planta potabilizadora “Los Berros”, la más grande del país (20 m³/s), debido a que incrementó el contenido de algas en una de las tres presas más importantes que abastece de agua a la planta potabilizadora antes mencionada, esta presa se conoce como presa “Valle de Bravo” (Olvera, 1999).

Para la eliminación de algas, se han utilizado métodos de tratamiento específicos, entre los que destacan los procesos de coagulación, floculación y filtración (Widrig et al., 1996), sin obtener aún resultados satisfactorios con estos experimentos; otros métodos utilizados para remover algas a sido la ozonoflotación, con este método, se pudieron remover hasta un 90% de las algas presentes en agua (Montiel y Welté 1998).

Para remover las células completas de las cianobacterias, se han empleado métodos convencionales como coagulación/floculación-sedimentación-filtración utilizando sulfato de aluminio como floculante (Chow et al., 1999), sin embargo, el método que mejores resultados ha demostrado para la remoción de algas es el proceso de flotación por aire disuelto, con el se ha demostrado que se pueden eliminar las algas hasta en un 95% (Chen et al., 1998); en México esta técnica no se encuentra completamente documentada y se tienen evidencias que existen problemas de este tipo, un ejemplo de ello, es la presencia de algas en el efluente de la planta potabilizadora “Los Berros”, esta es la planta mas grande del país (20 m³/s).

En la presa Valle de Bravo, que es una de las tres presas más importantes que abastecen de agua a la planta potabilizadora “Los Berros” perteneciente al sistema Cutzamala, se ha notado un incremento considerable del contenido de algas, las cuales no han podido ser eliminadas por el tren de tratamiento convencional de la planta.

Con base en lo expuesto en párrafos anteriores y debido a que en México el estudio de esta problemática es escaso, el objetivo de este trabajo es:

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el proceso de flotación para eliminar las algas presentes en el agua de la presa de Valle de Bravo.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar las condiciones óptimas del proceso de flotación con pruebas de laboratorio para eliminar algas, mediante un diseño experimental.
- Determinar con pruebas de laboratorio los tipos de algas eficientemente eliminadas por el proceso de flotación.

1 MARCO TEÓRICO

1.1 Generalidades de las algas de agua dulce

Todos los organismos que se encuentran en el agua son importantes para el control de la calidad de esta, se debe considerar:

- Si tienen su medio natural de vida en el agua o pertenecen a poblaciones transitorias introducidas por el hombre y sus obras.
- Si su crecimiento lo proporcionan los nutrientes presentes en el escurrimiento natural y en aguas residuales municipales, o lo inhiben los venenos ambientales de los drenajes agrícolas y efluentes industriales y
- Si son capaces de infectar o envenenar al hombre y los animales superiores o si poseen la capacidad de destruir residuos orgánicos y restituir al agua su pureza natural (Dart, 1985)

Algunos de estos organismos son conocidos como algas. El término alga se aplica a la mayoría de las plantas con clorofila, con excepción de aquellas en las que normalmente comienzan su crecimiento y desarrollo como un parásito de la planta progenitora. La definición de las algas data de una clasificación propuesta en 1789 por el botánico francés A. L. De Jussien (1748 – 1836).

Las primeras plantas -las algas- evolucionaron en el mar, que satisfacía muchas de sus necesidades. Al crecer en este ambiente hospitalario, las algas modernas permanecieron más sencillas que las plantas terrestres de diferentes maneras, las algas no tienen raíces, tallos ni hojas verdaderas, son de una amplia diversidad morfológica y fisiológica, y con una capacidad de locomoción restringida o nula, cuya distribución está sujeta a los movimientos del agua

Las algas son, en su mayor parte, plantas acuáticas, aunque se les puede encontrar en la tierra, especialmente en lugares húmedos, de tamaño microscópico, pero existen algunas especies de algas marinas de tamaño macroscópico y estructuralmente complejas (Cronquist, 1992).

La característica más importante de estos organismos, es la fotosíntesis autótrofa como vía principal de nutrición y síntesis de nueva materia orgánica para el organismo (Hammer, 1996).

1.1.1 Morfología y fisiología

Las algas presentan muchas formas y tamaños (Fig. 1.1). Muchas especies son unicelulares, de forma esférica, bacilar, de clava o puntiaguda. Otras se agrupan en colonias multicelulares de formas caprichosas y gran tamaño y grado de complejidad; incluso hay colonias membranosas, grupos filamentosos simples o conglomerados con cordones individuales, ramificadas o sin ramificar y tubos divididos o no por paredes celulares (Hawkins y Griffiths, 1993). Algunas colonias son simples conglomerados de células solas e “idénticas” que se quedan juntas después de dividirse, otras están compuestas de diferentes clases de células especializadas en ciertas funciones. Estas colonias llegan a ser muy complejas y superficialmente se asemejan en su estructura a las plantas superiores (Pelczar, 1982).

Las células de las algas son eucarióticas o procarióticas. Muchas de ellas se parecen a las bacterias por sus características morfológicas.



Figura 1.1 Diversos tipos de algas microscópicas.

A continuación se describen algunas de estas características, que son importantes para su identificación y clasificación.

Pigmentos

Un carácter primario que diferencia los grupos de algas es la distribución de los pigmentos fotosintéticos –clorofilas, carotenoides y biliproteínas-. La clorofila *a* es el pigmento fotosintético primario de todos los organismos fotosintetizadores que desprenden oxígeno, y está presente en todas las algas a excepción de las bacterias fotosintéticas. Este pigmento, como se muestra en la fig. 1.2, tiene dos bandas de absorción *in vitro*, una en la zona roja del espectro de la luz, a 660-665 nm, y la otra a una longitud próxima a 430 nm (Wetzel, 1981).

La clorofila *b*, se encuentra solamente en las algas verdes y en las euglenófitas, y algunas ocasiones en plantas superiores. Este pigmento funciona como un acumulador de luz, transfiriendo la energía luminosa absorbida a la clorofila *a* para la quimiofotosíntesis primaria. Las bandas de absorción máxima se encuentran a 645 nm y a 435 nm (figura 1.2).

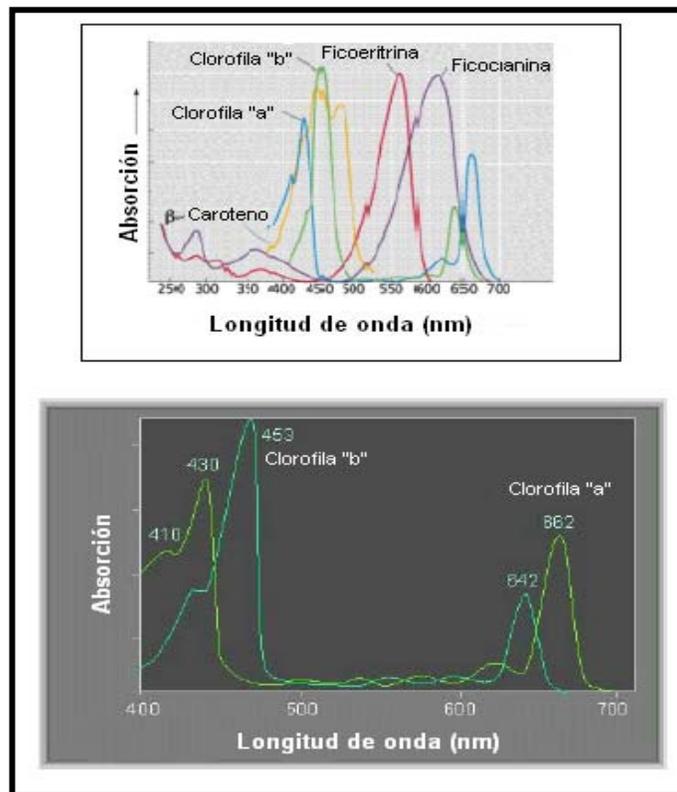


Figura 1.2 Espectros de absorción de los diferentes pigmentos fotosintéticos (modificado de EPA, 1995).

La clorofila *c* consta de dos componentes espectrales distintos. Las bandas de absorción de máxima extracción se encuentran aproximadamente a 630-635 nm y los 444 a 452 nm. La función de la clorofila *d* es desconocida, ya que se trata de un componente pigmentario y solo se encuentran en determinadas especies de algas (Wetzel, 1981).

Todos los pigmentos fotosintéticos y sus productos degradados (conocidos como feofitinas) tienen su espectro de emisión único; pero como se observa en la figura 1.3, al compartir la misma estructura química básica (núcleo tetrapirrólico o porfirina), se superponen significativamente y pueden interferir en la determinación cuantitativa. El grado de error en la cuantificación de los pigmentos depende de la concentración del pigmento que interfiere (Arar, 1997).

En el caso de la clorofila *a*, los pigmentos que interfieren pueden ser la clorofila *b*, *c* y feofitina *a*, aunque los espectros de absorción son semejantes con otros pigmentos fotosintéticos.

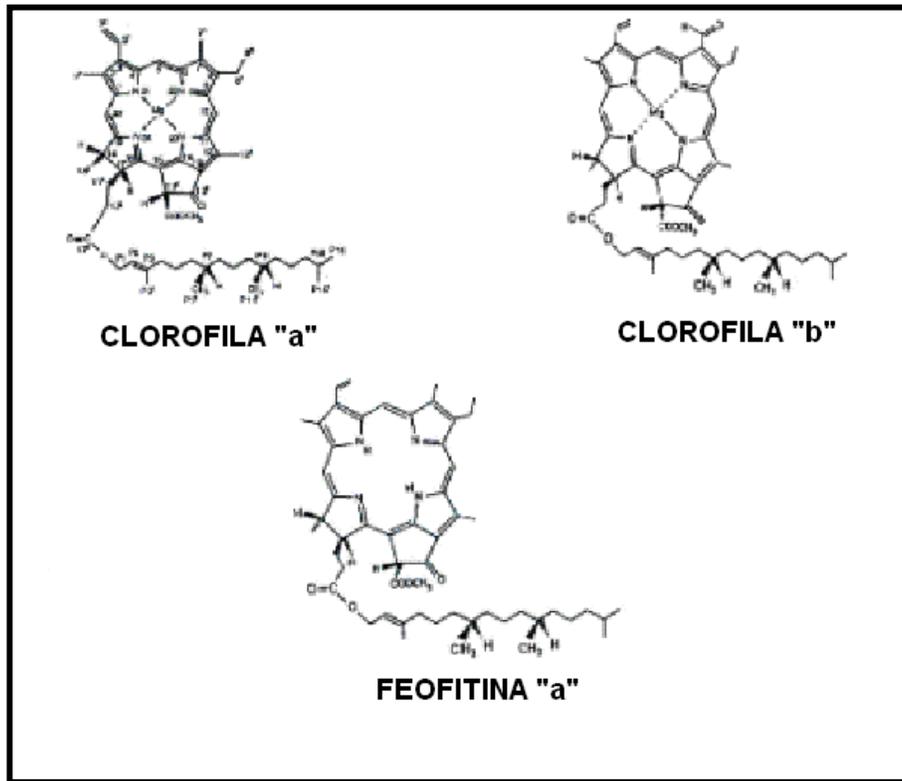


Figura 1.3 Estructura química de dos diferentes tipos de clorofila y una feofitina (modificado de EPA, 1995).

Movilidad

Las algas móviles, también llamadas *algas nadadoras*, tienen un flagelo o varios pares o mechones colocados en la porción anterior o posterior de la célula. Estos flagelos pueden ser de tres tipos: de látigo (cilíndrico y liso), relumbrante (cilíndrico y con apéndices tipo cabello), y en listón o cinta. Algunas algas no tienen medios de locomoción y son arrastrados por corrientes, olas y mareas. Otras se desplazan por medios diferentes a los flagelos. Algunas se fijan al sustrato del agua en donde viven y ocasionalmente se rompen y son arrastradas por las corrientes que las llevan a nuevas localidades.

La mancha ocular es un cuerpo rojo o anaranjado, en la porción anterior de las algas móviles. Otras algas tienen protuberancias o espinas en la parte exterior del tallo gelatinoso, con las cuales se fijan a los objetos (Audesirk, 1997).

Reproducción

Las algas se reproducen tanto sexual como asexualmente. Algunas de las especies, las cuales tienen estructuras internas características en las plantas vasculares se limitan a uno de los procedimientos, pero, como se puede observar en la figura 1.4, muchas tienen varios ciclos en los que emplean los dos tipos de reproducción (Pelczar et al., 1992).

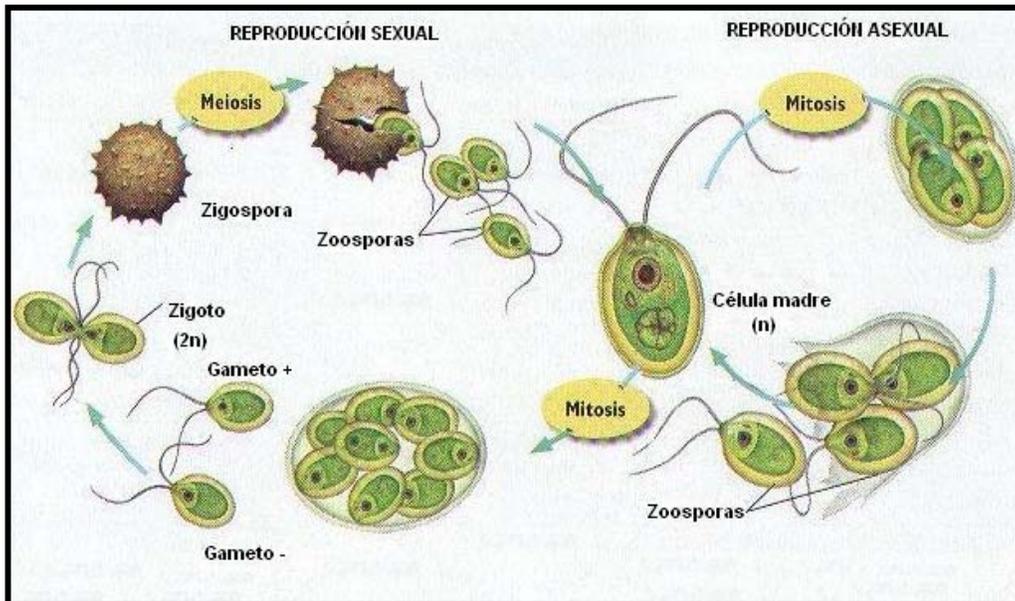


Figura 1.4 Reproducción sexual y asexual, característica principal de la *Euglena sp* (Audesirk, 1997).

Los ciclos de vida de las algas son complejos y varían de manera considerable entre las divisiones, e incluso dentro de ellas. (Audesirk, 1997).

El proceso de reproducción asexual (figura 1.4) en las algas incluye el tipo de división celular puramente vegetativo como lo hacen las bacterias. Una colonia nueva de algas o filamentos empieza incluso de un fragmento de un tipo multicelular viejo del cual se ha desprendido. Sin embargo, casi todas las reproducciones asexuales en las algas son más complejas y suponen la producción de esporas unicelulares, muchas de las cuales, especialmente en las formas acuáticas, tienen flagelo y son móviles; a estas se les denomina zoosporas.

La reproducción asexual por medio de la esporulación es otro tipo de reproducción y es la más común dentro del grupo de las algas. La esporulación se refiere al proceso por el cual las células de algunos organismos producen una o más células reproductivas dentro de su pared celular. La célula original (madre) es llamada esporangio y la nueva o nuevas células son llamadas esporas (figura 1.5). Se pueden producir grandes cantidades de esporas para un incremento rápido en el tamaño de la población (Pelczar, 1982)).

Las esporas inmóviles o aplanosporas, son al parecer, más frecuentes en las terrestres, y algunas aplanosporas evolucionan a zoosporas.

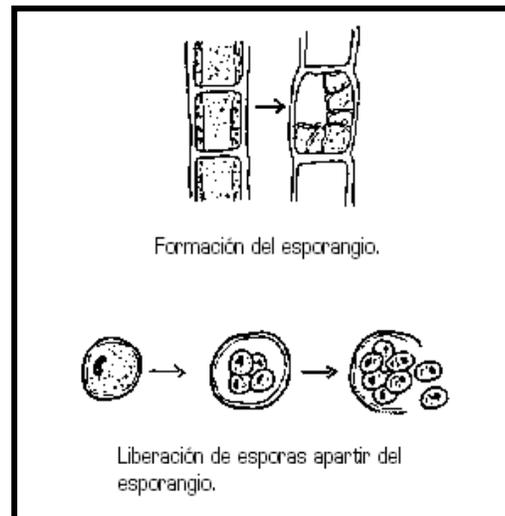


Figura 1.5 Reproducción asexual por esporulación (modificado de Audesirk, 1997).

En las algas existen todos los tipos de reproducción sexual: la más común es la de fusión (conjugación) de las células sexuales llamadas gametos, como se puede observar en la figura 1.6, en la unión de dos gametos, hay combinación del material nuclear antes de que surjan nuevas generaciones. La unión de los gametos forma el cigoto y si los gametos son idénticos, sin diferenciación sexual, el procesos se llama isogamia. En cambio, cuando los gametos que difieren en tamaño (macho y hembra) se funden, y se denomina heterogamia (Curtis, 1991)

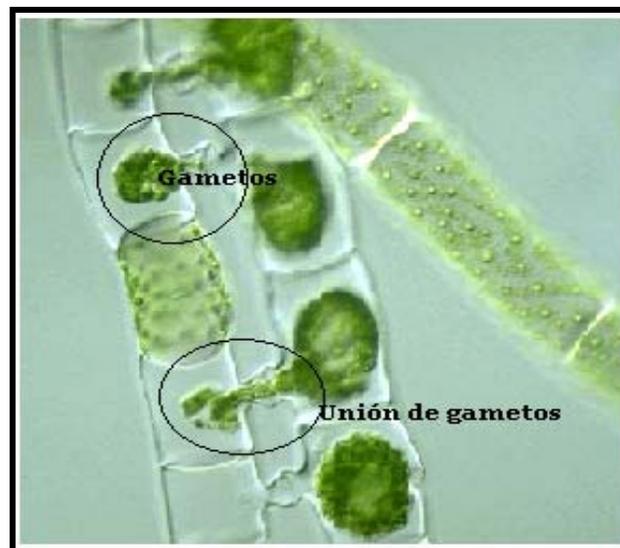


Figura 1.6 Reproducción sexual por conjugación en una especie de *Spyrogira* sp (modificado de Curtis, 1991).

En las algas superiores, no necesariamente de gran tamaño, las células sexuales se diferencian característicamente en machos y hembras. El huevo (célula ovular femenina) es grande e inmóvil y el gameto masculino (célula espermática) es pequeño y móvil. Este tipo de reproducción sexual se denomina oogamia. También hay talos exclusivamente machos y hembras y aunque ambos son muy parecidos, son sexualmente opuestos ya

que unos producen gametos masculinos y otros óvulos. Estas algas son llamadas unisexuales o dioicas, y las que los gametos del mismo individuo se unen se llaman bisexuales o monoicas (Pelczar et al., 1992).

Las algas también crecen de estructuras reproductoras complejas, como las flores y los conos. Por lo general, los gametos de las algas se dejan caer directamente al agua, donde se unen y se desarrollan (Martín, 1991).

1.1.2 Distribución

En la naturaleza se encuentran miles de algas. Son muy pocos los lugares de la tierra en donde no haya alguna especie. Abundan en los océanos, mares, lagos salados o de agua dulce, lagunas y arroyos, entre otros. Muchas viven en los suelos húmedos, rocas, piedras, cortezas de árboles, plantas y animales (Ville et al., 1992).

Las pequeñas formas acuáticas forman gran parte de la vida microscópica flotante llamada plancton, que son el principal alimento de los animales que viven en ese medio, incluso los muy grandes como las ballenas. Las algas se encuentran en donde hay suficiente luz, humedad y alimentos simples (Wetzel, 1989).

Unas especies se desarrollan en las regiones polares sobre la nieve y el hielo; otras, en los picos de las montañas. Algunas veces abundan tanto un terreno, que éste se ve coloreado por sus pigmentos celulares. En contraste, otras especies se desarrollan en aguas termales cuya temperatura es hasta de 90° C, pero las temperaturas óptimas de crecimiento de estas algas oscilan entre 50 y 54° C. Algunas algas de agua dulce han adaptado su metabolismo a altas concentraciones de sales que imperan en algunos lagos salados. Las algas marinas están adaptadas a las variaciones de concentración de sal en las distintas partes del océano. Otras se ajustan al aire y a la desecación cuando se las expone a corrientes poco profundas, se les han llegado a encontrar incluso a profundidades mayores de 150 m (Wetzel, 1989).

Algunas algas están adaptadas a los suelos húmedos, a las cortezas de los árboles y a la superficie de las rocas, a los que degradan o descomponen químicamente hasta convertirlos en productos útiles para la fertilidad del suelo.

Frecuentemente las algas causan problemas en los suministros de agua debido a que producen olores y sabores indeseables, entre sus características indeseables están producir turbidez, coloración, olor y sabor al agua (Carmichael, 1997), casi siempre tapan los filtros de las plantas de tratamiento, especialmente las diatomeas aunque las algas verde-azules también suelen hacerlo, sobre todo si se encuentran en grandes cantidades. Además de estas características, algunas algas producen sustancias tóxicas para hombres y animales. (Kim et al., 1997).

1.1.3 Clasificación

En 1836, las algas fueron divididas por el botánico irlandés W. H. Harvey, en tres grupos que corresponden más o menos a las algas rojas, algas pardas y algas verdes, más las algas verde – azules que se consideraban como organismos diferentes a las algas. Las algas verde – azules se reconocieron como un grupo distinto de las algas verdes por el botánico suizo Karl Wilhem von Naegeli en 1853, pero no propuso ningún nombre formal, fue hasta que George Klebs en, 1883 propuso, que varios grupos de flagelados estaban

relacionados a diferentes grupos de algas, de ahí que las algas verde-azules se consideraran entre el grupo de estos organismos. La directriz dada por Klebs fue aprovechada por otro botánico alemán, Adolf Pascher en una serie de trabajos publicados principalmente entre 1910 y 1931 para llevar a cabo una clasificación de estos organismos. Por lo que la actual clasificación se basa en los conceptos propuestos por este último botánico.

Las algas se clasifican en siete grandes grupos, de acuerdo a las siguientes características (Gordon, 1996):

- Naturaleza y composición química de los pigmentos.
- Composición química de los productos alimenticios de reserva o productos asimilables resultantes de la fotosíntesis.
- Tipo, número, implantación y morfología de los flagelos.
- Composición química y características físicas de la pared celular.
- Características morfológicas de las células y del talo.
- Ciclo de vida y reproducción, estructuras y métodos de reproducción.

En la tabla 1.1 se resumen las características más importantes para todos y cada uno de los siete grupos.

Tabla 1.1 Clasificación de las algas de acuerdo a sus características morfológicas (Ville, *et al.* 1992)

GRUPO	FORMA DEL TALO	PIGMENTOS FOTOSINTÉTICOS	FORMA DE ALMACENAR SU ALIMENTO	COMPOSICIÓN DE LA PARED CELULAR
<i>Chlorophyta</i> (algas verdes)	Unicelular, multicelular y filamentosas	Clorofilas <i>a</i> y <i>b</i> , carotenoides	Almidón	Polisacáridos y celulosa
<i>Pheophyta</i> (algas pardas)	Multicelular	Clorofilas <i>a</i> y <i>c</i> , carotenoides y fucoxantina	Laminarina (aceites y carbohidratos)	Celulosa principalmente
<i>Rhodophyta</i> (algas rojas)	Multicelular	Clorofila <i>a</i> , <i>d</i> ficobilinas y carotenoides	Almidón	Celulosa o pectina con carbonato de calcio
<i>Bacillariophyta</i> (diatomeas)	En su mayoría unicelular	Clorofilas <i>a</i> y <i>c</i> , carotenoides y xanthophylla	Leucosina (aceites de carbohidratos)	Pectina, y en algunos casos dióxido de silicón
<i>Dinoflagellata</i> (dinoflageladas)	Unicelular	Clorofilas <i>a</i> y <i>c</i> , carotenoides	Almidón	Celulosa
<i>Crysoophyta</i> (algas doradas)	En su mayoría unicelular	Clorofilas <i>a</i> y <i>c</i> , carotenoides y xanthophylla	Laminarina (aceites y carbohidratos)	Celulosa
<i>Euglenophyta</i> (euglenoides)	Unicelular	Clorofilas <i>a</i> y <i>b</i> , carotenoides y xanthophylla	Almidón	No presentan pared celular, solo una película rica en proteínas

1.1.3.1 Chlorophyta (algas verdes)

Las algas de la clase chlorophyta pueden definirse como clorofitas que no tienen los gametangios rodeados por una envoltura estéril de células. Esta clase fue reconocida por primera vez en 1863 por el botánico alemán Gottlob Ludwig Rabenhorst . Las algas de esta clase forman la mayor parte de las dos clases de la división chlorophyta y es a este tipo de algas al que se aplica el término de “algas verdes”. Estas algas como su nombre lo indica, generalmente tienen un color azul – verde (figura 1.7). Sin embargo, algunos géneros son más bien rojos o cafés.



Figura 1.7 Tres especies diferentes de algas del grupo chlorophyta (Pelczar, 1992).

Distribución

Las algas verdes se encuentran en aguas dulces y saladas y en muchos hábitats principalmente húmedos, incluyendo bancos de nieve. Muchas especies son epífitas y unas pocas epizoicas, y viven adheridas a animales, tales como tortugas y perezosos. Una pequeña proporción son incoloras y de éstas algunas son saprofitas y otras viven como parásitas internas de plantas y animales. Alrededor del 10% de las especies son marinas; estas se encuentran principalmente en aguas poco profundas a lo largo de las costas, a menudo adheridas a rocas donde quedan expuestas durante la marea baja. Unas pocas especies crecen a profundidades hasta de 100 metros en mares tropicales.

Especies de aguas dulces incluyen formas tanto flotantes como adheridas y a menudo son filamentosas.

Clasificación

Existen alrededor de unas 6,500 especies que se agrupan en 12 órdenes basándose en la estructura del talo, el método de reproducción, así como la composición química de la pared celular y de los pigmentos carotenoides. Los géneros más representativos de este grupo son los siguientes:

- *Chlamydomonas*. Son organismos flagelados unicelulares que se encuentran en aguas dulces tranquilas, en suelo húmedo y en bancos de nieve.

- *Volvox*. Es un flagelado colonial que vive en estanques temporales y permanentes de agua dulce. Las colonias pueden ser esféricas, ovoides y/o huecas. Las células individuales son muy similares a las de *Chlamydomonas*.
- *Chlorococcum*. Es una alga unicelular, no móvil que ocurre en aguas dulces y en suelos húmedos. Como característica principal, tiene un cloroplasto hueco, casi esférico, con una abertura, carece de división celular vegetativa. Es totalmente inmóvil en la mayor parte de su ciclo de vida, volviendo a la movilidad sólo durante la reproducción.
- *Ulothrix*. Vive en aguas dulces y a menudo en arroyos. Las células son cilíndricas y más largas o más cortas que gruesas y se unen extremo con extremo en filamentos seriados, no ramificados, de longitud indefinida.
- *Pleurococcus*. Es uno de los géneros de algas verdes más comunes. Forma una delgada capa verde en los troncos de los árboles, paredes de piedra, macetas de jardinería, etc., por lo general en sitios sombreados o protegidos, y también se encuentra en agua dulce. Esta especie es inmóvil y unicelular.
- *Spirogyra*. Es una alga común en estanques y arroyos. Las células son cilíndricas, de una o varias veces más largas que gruesas, y unidas extremo con extremo en filamentos seriados, no ramificados. Por lo general todas las células son iguales, pero a veces algunas de ellas desarrollan delgadas proyecciones que ayudan a fijar el filamento al substrato en agua corriente.

Importancia económica

Como las algas verde-azules, las algas verdes son importantes como fuente de alimentos para animales acuáticos (especialmente en aguas dulces), en la formación del depósito de caliza y como contaminantes que dan mal sabor al agua en los depósitos. Algunas están relacionadas con la formación de arrecifes coralinos.

Las algas verdes son también habitantes importantes en los estanques de oxidación en las plantas de tratamiento de aguas negras, proporcionando a través de la fotosíntesis el oxígeno necesario para que las bacterias efectúen la descomposición rápida de la materia orgánica de las aguas negras (Ville, et al. 1992)

1.1.3.2 Phaeophyta (algas pardas)

Las algas pardas fueron reconocidas por primera vez como un grupo distinto por W. H. Harvey, quien, en 1836, las separó como la subclase Melanospermae de la clase Algae. Posteriormente (1881) a las algas pardas se les dio categoría de clase con el nombre de Phaeophyceae y los algólogos modernos consideran que constituyen una división; Phaeophyta (Wettstein, 1901). En 1933, el algólogo sueco Herald Kylin definió tres clases de algas pardas basándose en sus ciclos biológicos, las que hasta la fecha son ampliamente reconocidas. En la figura 1.8 se pueden observar la estructura de seis géneros diferentes de estas algas.

Distribución

Existen aproximadamente 1500 especies de algas pardas, casi todas ellas marinas. Son especialmente comunes a lo largo y cerca de las costas en las partes más frías del

mundo, tanto en la zona costera que queda entre las mareas como sumergidas por completo.

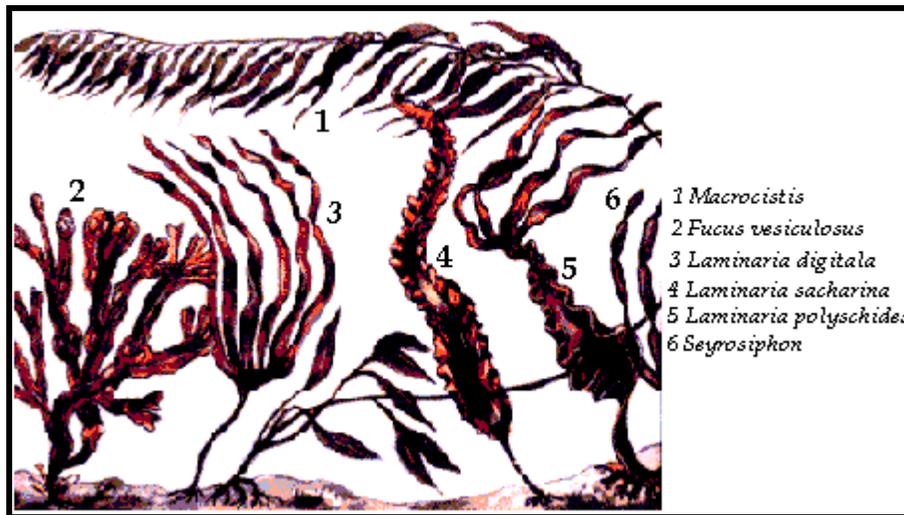


Figura 1.8 Diversos géneros de algas pardas (modificado de Cronquist, 1992).

Clasificación

Basándose en su ciclo biológico, las algas pardas se han clasificado en tres clases: Isogeneratae, Heterogeneratae y Cyclosporae, ninguno de estos nombres cumple con las reglas estándar de nomenclatura, las cuales establecen que los nombres de las clases de algas deben terminar en *phyceae*, sin embargo se han mantenido sus nombres, sin que hasta la fecha haya modificación alguna.

Importancia económica

En épocas pasadas estas algas se utilizaron como fertilizantes y se incineraban en busca de potasio y yodo que podrían ser recuperados de las cenizas. Estos usos han sido discontinuados debido a que los descubrimientos de otras fuentes los han hecho incoasteables.

Las especies de mayor tamaño son cosechadas como una gran fuente de alimentos para los japoneses como productoras de gel colonial llamado algina, la algina es usada como un estabilizador o como un retenedor de humedad en una amplia variedad de productos comerciales, incluyendo helados, pasteles congelados, pinturas y varios productos farmacéuticos; también se usa en el procesado del látex del hule sintético y natural.

1.1.3.3 Rhodophyta (algas rojas)

Las algas rojas (figura 1.8) fueron reconocidas como un grupo distinto por W. H. Hervey, en 1836, cuando las segregó como la subclase Rhodospermeae de la clase Algae. Posteriormente (en 1855), las algas rojas fueron elevadas a la categoría de clase bajo el nombre de Rhodophyceae y los algólogos modernos generalmente consideran que estas algas constituyen una división, Rhodophyta (Wettstein en 1901). Las primeras contribuciones importantes al conocimiento de la estructura y clasificación de las algas rojas fueron hechas por C. J. Friedrich Schmitz en dos trabajos publicados en 1833 y 1889, y fue desde entonces que se reconocieron dos grupos importantes de algas: Bangiophyceae y Florideophyceae, y posteriormente la disposición actual de los órdenes

de Florideophyceae fue desarrollada por Herald Kylin y publicados entre los años 1923 y 1932.

Distribución

Hay alrededor de 3500 especies de algas rojas, en su gran mayoría marinas; en aguas dulces se encuentran solamente unas 200 especies. Las algas rojas se encuentran en todos los océanos, pero son más comunes en regiones tropicales, especialmente en el Hemisferio Sur. Las especies marinas son casi siempre fijas y no libres; básicamente se hallan fijas a rocas u otro sustrato inorgánico pero con frecuencia son epífitas en otras algas o parásitas de otras algas rojas. Algunas especies se localizan en la zona litoral; muchas otras están completamente sumergidas a profundidades hasta de 200 metros.

Las algas rojas se encuentran a mayor profundidad que cualquier otro organismo fotosintético.

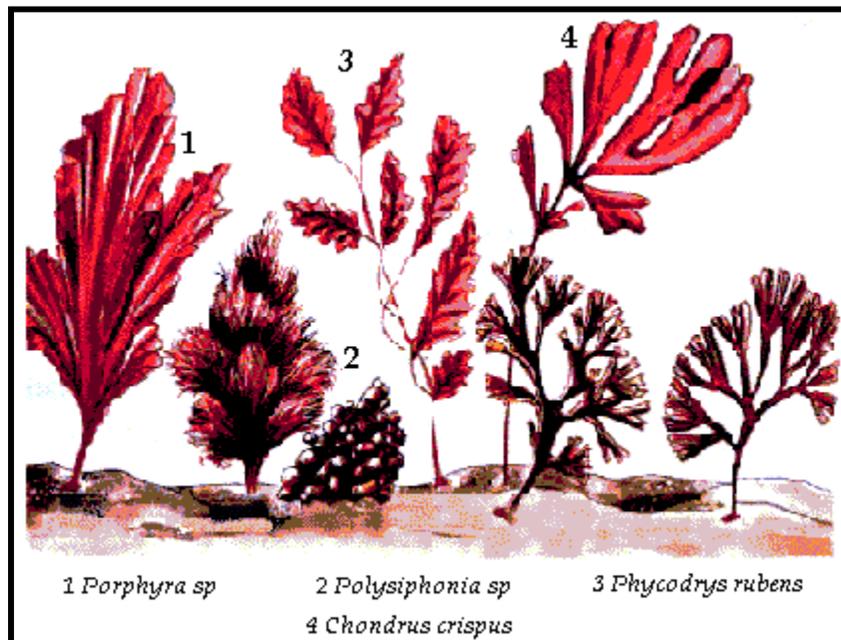


Figura 1.9 Algunas algas rojas más comunes (modificado de Cronquist, (1992).

Clasificación

Las algas rojas pueden dividirse en dos clases; Bangiophyceae y Florideophyceae. En la clase de las Bangiophyceae solo se ha reconocido un orden, Bangiales, mientras que en las Florideophyceae se han dividido en seis órdenes, basados en los detalles del ciclo biológico. Los géneros más representativos son los que a continuación se describen:

- *Asterocytis*. Es un género de aguas dulces, ampliamente distribuido, pertenece al grupo Bangiophyceae.
- *Porphyra*. Es un género marino de la clase Bangiophyceae, que se encuentra en rocas de la zona de mareas en las costas de Norteamérica, así como en Europa.
- *Nemalion*. Se encuentra adherida a rocas en la mitad de la zona de mareas. El talo maduro, paro-rojizo, tiene varios centímetros de largo es irregular y ramificado.

- *Polysiphonia*. Es un género común en la zona de mareas en las costas de casi todo el mundo. El talo rojizo o rosado comúnmente tiene varios centímetros de largo y está ramificado, formando artísticas y atractivas figuras.

Importancia económica

Las algas rojas son económicamente importantes ya que constituyen la fuente de coloides como el agar y la carragenina. Antes de la segunda guerra mundial, el agar se producía casi en su totalidad en Japón, a partir del género *Gelidium*. Durante la guerra y después de ella, se han usado también como fuente de agar otros géneros que se encuentran en las costas de Norteamérica así como en las de Australia y Sudáfrica. El agar es muy utilizado como medio de cultivo para bacterias, para dar cuerpo a los laxantes y como estabilizador para varios alimentos comerciales.

La fuente tradicional de la carragenina es *Chondrus crispus*, esta sustancia es usada ampliamente como agente emulsionante y estabilizador, además posee propiedades diferentes a las que tiene el agar y la algina.

En el Oriente es utilizada como alimento el género *Porphyra*, es el ingrediente principal de algunas sopas y como un condimento para otros alimentos. La planta se cultiva en las costas de Japón y se cosecha anualmente.

1.1.3.4 Bacillariophyta (diatomeas)

El grupo de las diatomeas fue reconocido desde el principio de su descubrimiento, aunque los primeros estudios del grupo generalmente las confundían con las desmicias que son un grupo de algas verdes con las células constreñidas mediante en dos mitades similares. Las diatomeas fueron claramente diferenciadas de las desmicias, en 1833 por el algólogo alemán Friedrich Kützing, quien en 1844, publicó un estudio monográfico del grupo. (Figura 1.9)

Distribución

Las diatomeas son comunes tanto en aguas dulces como saladas, particularmente en regiones templadas o frías. En estanques y lagos de aguas dulces tienden a ser más numerosas en la primavera y otoño que durante los cálidos meses del verano. Constituyen una gran proporción del plancton vegetal de los océanos. Muchas de ellas también se encuentran adheridas a rocas o plantas acuáticas y algunas se localizan en hábitats subaéreos. Un amplio suministro de silicatos disueltos tiende a favorecer el crecimiento de las diatomeas, pero hay algunas especies que pueden cultivarse en un medio libre de sílice, donde producen paredes celulares carentes de sílice (Cronquist, 1992).

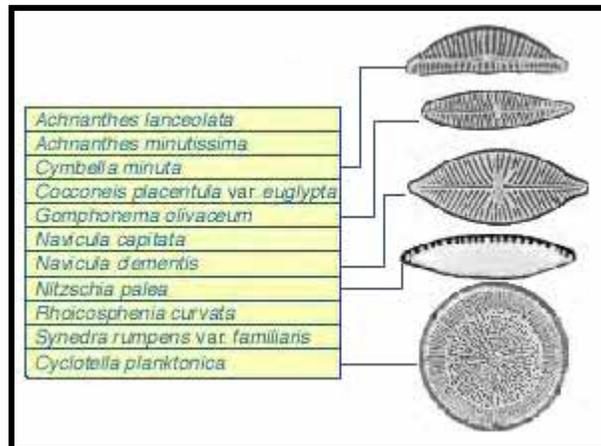


Figura 1.10 Algunas formas más comunes de diatomeas (modificado de Cronquist, 1992).

Clasificación

Las diatomeas, con más de 10 000 especies, quizá forman la clase de algas más numerosa. Se les puede dividir en dos órdenes: como pennadas y diatomeas céntricas. Estos órdenes pueden distinguirse en la siguiente forma:

- Pennales. Valvas con patrón de simetría bilateral, bipartidas longitudinalmente; por lo general con sólo uno o dos cloroplastos; isogámicas o anisogámicas; los gametos no son flagelados; las células vegetativas son móviles, abundan más en aguas dulces, menos frecuentes en aguas marinas.
- Centrales. Valvas con un patrón concéntrico, con simetría radial; cloroplastos por lo regular numerosos; los gametos masculinos flagelados; las células vegetativas inmóviles, son principalmente marinas.

Importancia económica

La parte silicosa de la pared celular de las diatomeas es escasamente afectada por la muerte y degeneración del resto de la célula, y las paredes de las diatomeas, por lo tanto tienden a acumularse en el fondo de cualquier lago o mar en el cual vivan. Se pueden formar depósitos consistentes casi completamente de paredes de diatomeas cuando otros sedimentos son escasos, estos depósitos son llamados tierra de diatomeas, los más importantes son de origen marino.

El uso comercial más importante de la tierra de diatomeas es la filtración de líquidos, particularmente en refinerías de azúcar. Si a alguna solución de azúcar se le añaden pequeñas cantidades de tierra de diatomeas pulverizadas, retendrá las impurezas suspendidas en la solución cuando la mezcla es forzada a pasar a través del filtro. Algunos otros usos de la tierra de diatomeas son como abrasivo fino, como un aditivo a las pinturas para aumentar la visibilidad nocturna de las señales y rótulos, y como un material aislante, especialmente en hornos de fundición y otras instalaciones de altas temperaturas. A temperaturas arriba de 550° C, la tierra de diatomeas es un aislante más efectivo que el asbesto (Cronquist, 1992).

1.1.3.5 Dinoflagellata (algas dinoflageladas)

El grupo Dinophyceae o Dinoflagellata, fue reconocido por Ehrenberg en 1838. Reconociendo alrededor de 1000 especies, hecho que las hace ser de las clases más numerosas, la figura 1.10, muestra la forma típica de las algas dinoflageladas.

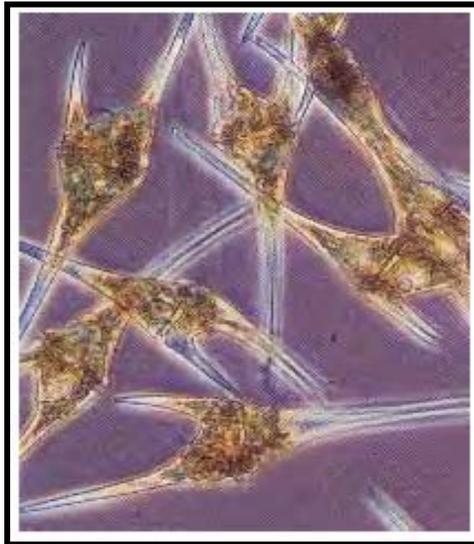


Figura 1.11 Forma típica de las algas dinoflageladas (modificado de Cronquist, 1992).

Distribución

Muchas algas dinoflageladas se encuentran en los océanos, especialmente en las regiones tropicales. A menudo son tan numerosas, que colorean el agua de mar de color amarillo brillante a rojo. Algunas especies son luminosas en la oscuridad, y cuando los organismos son muy numerosos, el mar brilla en la noche.

Importancia económica

Los dinoflagelados son una de las últimas fuentes de alimento más importantes para peces y otros animales en las partes tropicales de los océanos. Las mareas rojas son causadas por este grupo de algas, originando la muerte de un gran número de peces y otros animales marinos; ya que las algas dinoflageladas liberan al agua algún veneno ya sea como subproducto del metabolismo o como un producto de la descomposición de las células muertas.

1.1.3.6 Chrysophyta (algas doradas)

La clase Chrysophyceae, o algas doradas (figura 1.11) se reconocieron claramente como un grupo por Klebs, en 1892; sin embargo, Pascher en 1914 hizo similitudes básicas entre Xanthophyceae, Chrysophyceae y Bacillariophyceae y fue quién finalmente propuso la división Chrysophyceae abarcando a las otras dos clases, ya que están muy relacionadas entre sí por que las tres clases son derivadas de flagelados de naturaleza clorofícea.



Figura 1.12 Formas básicas de las algas doradas (modificado de Cronquist, 1992).

Distribución

De aproximadamente 300 especies que son conocidas, una gran parte de ellas se encuentran en aguas dulces, y otras en aguas marinas.

Clasificación

Se conocen alrededor de 300 especies, la mayoría de ellas son unicelulares o coloniales, pero también existen algunos tipos filamentosos. Más de la mitad de las especies son flageladas y algunas otras amiboides. Es común que los tipos amiboides sean a la vez autotróficos y holozoicos, es decir, elaboran e ingieren su propio alimento.

La taxonomía de este grupo todavía aun no está bien comprendida, sin embargo, los géneros más representativos son los siguientes:

- *Chromulina*. Es un género del plancton de aguas dulces con células solitarias, uniflageladas, de diversas formas. Cerca de la base del flagelo tiene una o más vacuolas y algunas veces también una mancha ocular. Carecen de pared celular y de la vacuola central. La reproducción es por división celular.
- *Chrysamoeba*. Es un género amiboideo planctónico, de aguas dulces que algunas veces tienen un estado flagelado temporal. En ningún caso tienen pared celular. Las células son uninucleadas y solitarias y temporalmente unidas en colonias. La reproducción es por división celular.
- *Dinobryon*. También es un género planctónico de agua dulce, en el cuál las células están parcialmente envueltas por una pared. Esta tiene una forma semejante a la de un cono hueco, cerrado en el extremo más angosto, contienen celulosa y una menor proporción de sílice. Tienen dos flagelos desiguales y, por lo general, una mancha ocular evidente, su reproducción es por división celular, presentan uno o dos cloroplastos delgados y anchos, elaboran su alimento a partir de la fotosíntesis.

- *Hydrurus*. Es un género colonial de corrientes rápidas de agua. Las células son ovoides o angulares, están rodeadas de una vaina gelatinosa y de color pardo-verdosa, esta especie se encuentra generalmente ramificada en el fondo rocoso de las corrientes de agua. Las colonias grandes pueden tener hasta un metro de largo y estar formadas por cientos de miles de células. La reproducción de la colonia es por zoosporas y estatosporas.

Importancia económica

Las algas doradas, como otras algas, son un eslabón inicial en la cadena alimenticia de los organismos acuáticos, sin embargo, carecen de importancia económica para el humano.

1.1.3.7 Euglenophyta (euglenoides)

Los euglenoides fueron reconocidos por primera vez como un grupo por Ehrenberg en 1838 (Paerl y Tucker, 1995) y desde entonces fueron reconocidas alrededor de 500 especies (figura 1.12).



Figura 1.13 Algunas especies de euglenoides (modificado de Cronquist, 1992).

Clasificación

Se han reconocido aproximadamente 500 especies, el género más representativo es la clase *Euglena*, que vive tanto en agua dulce como salada, pero es más común en aguas dulces ricas en materia orgánica, tales como los charcos de agua de los establos, el género más representativo de este grupo es el llamado *Colacium*.

- *Colacium*. Este género tiene dos especies, las células de este grupo son inmóviles y están envueltas por una pared gelatinosa. Las células tienen un cloroplasto y no parasitan al hospedero. Las células vegetativas carecen de flagelo.

1.2 Problemática asociada a la presencia de algas en los cuerpos de agua

Las algas siempre han estado presentes en los cuerpos de agua utilizados para beber. Recientemente, se han considerado como un problema usual, la presencia y proliferación de algas y sus endotoxinas pueden causar problemas en equipos y ductos de distribución

de una planta potabilizadora de agua, como el taponamiento u olores indeseables, lo que se traduce a una baja calidad del agua. (Codony, et al., 2003).

Las algas y sus endotoxinas pueden, de manera indirecta, causar agotamiento del oxígeno contenido en las aguas naturales, produciendo como efecto primario la eutroficación (alto contenido de nutrientes orgánicos e inorgánicos que contienen Fósforo y Nitrógeno en varias de sus formas). El efecto secundario incluye la muerte paulatina de los organismos acuáticos con una colonización total del cuerpo de agua que eventualmente se convertirá en un pantano, para finalmente desaparecer (Dart, 1985).

1.3 Procesos aplicados para la eliminación de algas

Para la eliminación de algas se utilizan métodos de tratamiento específicos tales como:

La preozonación combinada con flotación con 5 a 10 ppm de FeCl_3 , en donde se demostró que las algas fueron removidas hasta en un 90% (Montiel y Welté, 1998)., esta combinación ofrece varias ventajas, tales como:

- Se requiere de una baja dosis de agentes floculantes.
- La operación de los sistemas son muy flexibles.
- Se obtiene una excelente clarificación del agua, ya que nunca excede de 1.5 UNT.
- Elimina totalmente los minerales.
- Los microcontaminantes orgánicos son removidos por absorción y biodegradación.
- El carbón orgánico es removido totalmente.

También se ha utilizado la preozonación con coagulación en donde se ha observado que la remoción de algas ha sido aproximadamente del 15% (Widrig et al., 1996). La desventaja de este método, es que solo fue aplicado para un solo tipo de algas y se observó, que al final del tratamiento, se formaron trialometanos.

Uno de los métodos más efectivos es la adsorción, mediante carbón activado, ya que este elimina los olores y sabores que son muy difíciles de combatir (moho/tierra y los producidos por algas). Sin embargo Chen et al (1998) demostraron que por medio del método de flotación se pueden eliminar hasta en un 95% las algas, utilizando como agente floculante al CTBA

1.4. Técnicas analíticas empleadas para determinación y cuantificación de algas.

1.4.1 Antecedentes del uso de las técnicas analíticas para la identificación y cuantificación de algas

Los pigmentos del fitoplancton se han analizado desde hace cerca de 50 años por métodos espectrofotométricos (Richards y Thompson, 1952). En estos estudios se identificaron tres tipos de clorofila (a, b y c), en muestras de agua marina y, demostraron la selectividad de la clorofila "a" como biomarcador de fitoplancton en presencia de detritos, bacterias y zooplancton. Posteriormente, la cristalización de las clorofilas c1 y c2 y el análisis más detallado de las clorofilas a y b, permitieron desarrollar ecuaciones espectrofotométricas más precisas (Jeffrey y Humphrey, 1975).

Durante la década de 1960 se introdujeron métodos fluorométricos para medir clorofila "a" y "feopigmentos" in vitro y clorofila "a" in vivo (Lorenzen, 1966). El éxito de esta técnica fincó las bases para elaborar perfiles de concentración in situ y, para determinar la productividad oceánica por imágenes de satélite. Ambas técnicas permitieron realizar avances significativos en la identificación de algas por su sensibilidad y facilidad de medición.

A pesar de que la cromatografía de capa fina de los pigmentos del fitoplancton demostró, durante las décadas de los 70's y 80's, que los pigmentos marcados podían ser separados fácilmente, estas técnicas no se aplicaron inmediatamente a las ciencias ambientales. Sin embargo, fueron utilizadas para otros fines (de identificación y clasificación). Durante la década de los 80s se desarrollaron métodos automatizados de cromatografía de líquidos de alta presión, que permitieron la expansión de los marcadores y de la velocidad de análisis; también facilitó la tarea de elaborar guías para la identificación de pigmentos y el descubrimiento de nuevos pigmentos (Jeffrey et al., 1999).

Mantoura et al., (1997) efectuaron una comparación de los métodos para analizar clorofila observando lo siguiente:

- El método espectrofotométrico de Jeffrey y Humphrey (1975) mide satisfactoriamente las clorofilas "a", "b" y "c" ($\sum c1 + c2 + c3$) siempre que sean componentes mayores (>20%) y, que estén ausentes los productos de degradación (Jeffrey y Humphrey, 1997). Este procedimiento es útil tanto para detectar los florecimientos de fitoplancton antes del inicio como para estudios fisiológicos con cultivos algales.
- El término feopigmentos debe ser considerado como aproximado, puesto que incluye derivados piro-, meso-, epimeros y alomeros de feofitina "a" y absorbido en una sola categoría (Jeffrey et al., 1999).
- El método de corrección de feopigmentos de Lorenzen (1967), es una mejora significativa de los métodos de detección de clorofila "a" en presencia de los productos de degradación. Sin embargo, la clorofila "b" interfiere en esta determinación (Jeffrey et al., 1999).
- Las ecuaciones de Porra et al., (1989) para clorofilas "a" y "b" en metanol, tienen una correlación aceptable con el método HPLC, si éstas son las únicas clorofilas presentes. Hay una correlación muy baja con muestras ricas en clorofila c (que no tienen factor de corrección) o "feopigmentos".
- Goericke y Repeta (1993) refieren que si hay cantidades iguales de clorofila "a" y divinil-clorofila "a", pueden resultar errores pequeños (<9%) aplicando el método de Jeffrey y Humphrey (1975). Los coeficientes de extinción de ambos pigmentos son similares en la franja del rojo, pero difieren significativamente a 440 nm (Shedbalkar y Revéis, 1992).

Los mejores métodos para evaluar de manera precisa las clorofilas en presencia de productos de degradación son las técnicas de separación, es decir la cromatografía. Mientras que el procedimiento de espectrofotometría visible permite la medición de la concentración de pigmentos en partes por millón (ppm).

A partir de la cuantificación de clorofila “a”, se puede calcular la biomasa algal empleando un factor para la concentración por célula, aproximadamente entre 1 y 2% del peso seco en las algas planctónicas (APHA, 1998)

1.5 Generalidades del proceso de flotación

Las operaciones unitarias más comúnmente utilizadas en el tratamiento de agua son: a) Floculación, b) Sedimentación, c) Flotación y d) Filtración, de las que destaca la flotación para la eliminación de algas (Metcalf y Eddy, 1991).

1.5.1 Antecedentes del proceso de flotación

Hace aproximadamente 2000 años, los antiguos griegos usaron el proceso de flotación para separar los minerales deseados del material no aprovechable de un yacimiento (AWWA, 1990).

En 1860, Haynes fue el primer investigador que patentó un proceso en el cual el aceite era usado para ocasionar la separación de mineral que provenía de los desechos del yacimiento. El mineral se hacía flotar con el aceite cuando la mezcla era agitada junto con el agua.

Salman, Picard y Ballot (1905), desarrollaron la “flotación mediante espuma densa” (froth flotation), proceso que lograba una agitación con la ayuda de aire suministrado, para formar espuma que podía dividir finamente el material contenido en el agua. Se agregaba una cantidad pequeña de aceite para favorecer el proceso y, así suspender en este caso, pequeños granos de sulfuro; mediante este proceso se obtenía una buena y mejor flotabilidad. El mecanismo de este proceso es unir las burbujas de aire con los minerales deseado, recolectados en la superficie como una pulpa espumosa, mientras que el resto del material no deseado se sedimentaba para posteriormente ser evacuado y desechado. El primer aparato de flotación con este sistema (froth flotation), fue desarrollado por T. Hoover en 1910, que en comparación con los usados actualmente no existe gran diferencia en cuanto al tamaño.

Posteriormente, Callow (1914) introduce burbujas de aire, difundíendolas a través de estratos de material poroso o esponjoso sumergidos en el recipiente de flotación. Este proceso se denomina como “flotación con espuma ligera o espumante” (foam flotation). Los dos procesos; flotación espumante y flotación con espuma densa, son conocidos comúnmente como flotación con aire disperso y en la actualidad su principal aplicación es en la industria minera.

En 1904 Elmore sugiere emplear la electrólisis para producir las burbujas de aire. Este proceso no es muy comercial pero en la actualidad se ha desarrollado con buenos resultados en el empleo de la flotación (denominada como flotación electrolítica). También fue el primero en desarrollar la flotación mediante aire disuelto (aire al vacío), y lo conseguía aplicando previamente aire en un medio líquido, en el que se disuelve el aire y produce posteriormente la liberación de aire en forma de diminutas burbujas.

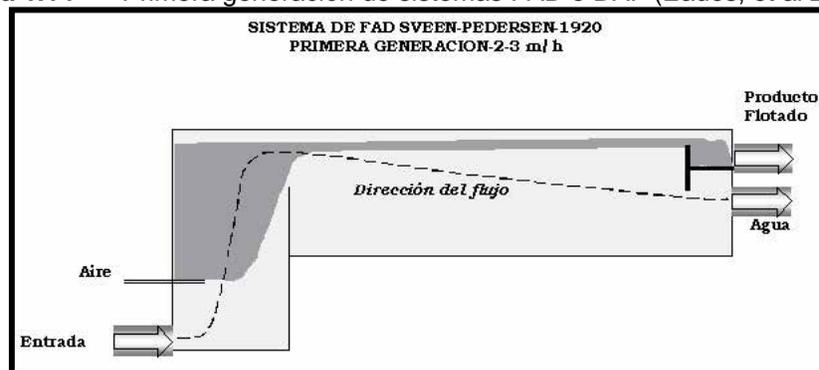
La patente original del proceso de flotación por aire disuelto a presión, fue emitida en 1924 en los países escandinavos por Peterson y Sveen, y lo aplicaron inicialmente en la recuperación de fibras en la industria del papel así como para la clarificación del agua usada en este proceso. En el proceso de flotación por aire disuelto a presión, las burbujas

de aire son producidas por la liberación de agua saturada de aire a presión superior a la atmosférica (Kiuru, 2001)

En un principio la flotación se aplicaba principalmente para remover grasas y aceites, fibras o materias que tuvieran una densidad poco menor a la del agua, sin embargo, mas tarde; en la década de los 60's, este proceso se aplicó también para el tratamiento de agua potable y agua residual (AWWA, 1990).

La primera generación de sistemas DAF o FAD en 1924, fueron celdas con capacidad de proceso de 2-3 m/h (Eades, *et al* 2001)

Figura 1.14 Primera generación de sistemas FAD o DAF (Eades, *et al* 2001).



La segunda generación de este tipo de sistemas ("convencionales") fue desarrollado en 1960, eran celdas mas profundas y con mayores flujos superficiales de 5 a 7 m/h.

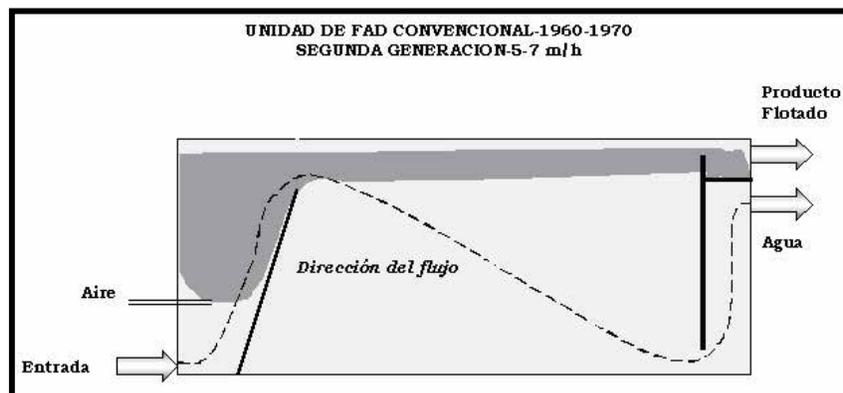


Figura 1.15 Segunda generación de sistemas FAD o DAF (Eades, *et al* 2001).

En 1970, este tipo de sistemas similar al anterior, fue mejorado, colocándole filtros en la parte inferior. En estas condiciones el flujo superficial aumenta y el flujo del líquido es direccionado hacia el sistema de filtración y la capacidad aumentó a 10-15 m/h.

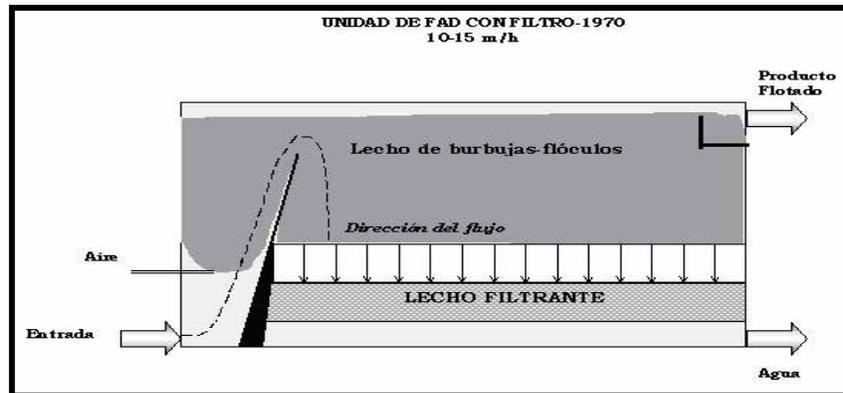


Figura 1.16 Segunda generación mejorado de sistemas FAD o DAF (Eades, et al 2001).

En 1990 se desarrolló la tercera generación de sistemas DAF, fueron unidades turbulentas con capacidades de procesamiento hasta de 40 m/h. En estos equipos las celdas de captura de sólidos por burbujas es horizontal y profunda. El estanque de separación es profundo y el filtro se substituye por cilindros perforados que direccionan el flujo del líquido.

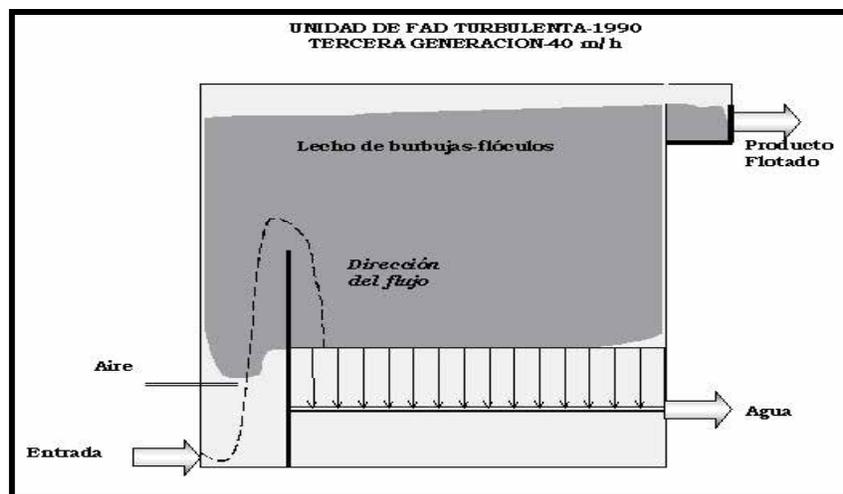


Figura 1.17 Tercera generación de sistemas FAD o DAF (Eades, et al 2001).

La cuarta generación de estas unidades, fue desarrollada en 1995, son unidades en donde desaparece la zona de captura y el sistema de difusión (inyección) de las microburbujas se sitúa en medio del estanque de separación (Eades, et al 2001)

En la actualidad la flotación es empleada principalmente para el tratamiento de aguas que tienen dificultad para clarificarse por sedimentación, ya que el flóculo producido por la coagulación química, tiene muy baja velocidad de sedimentación, ejemplo de este tipo de aguas son aquellas cuyas fuentes son depósitos que contienen considerables suspensiones de algas, turbiedad relativa, baja alcalinidad y color (AWWA, 1990).

Hoy en día se reconoce al sistema FAD como uno de los tratamientos más económicos y efectivos métodos de recuperación – remoción de sólidos y iones, en el tratamiento de aguas de proceso.(Kiuru, 2001).

1.5.2 Definición

La flotación es una operación unitaria que se emplea para la separación de partículas sólidas o líquidas de una fase líquida. Frecuentemente es usada en el tratamiento de aguas residuales, se emplea principalmente para la eliminación de la materia suspendida que por métodos convencionales son difíciles de eliminar o su deposición es muy lenta, este método es comúnmente utilizado para las aguas de origen industrial y no tanto para las de consumo humano (Casey, 1997).

La flotación puede ser utilizada en plantas de tratamiento de aguas por diversas vías:

1. Como un pretratamiento unitario antes de la sedimentación primaria, para la remoción de arenas, lodos de aguas residuales, algas y en general materiales suspendidos.
2. Como un tratamiento primario unitario antes de un tratamiento secundario unitario.
3. Para pretratamiento de aguas residuales industriales, domésticas o combinadas, domésticas – industriales.

1.5.2 Ventajas y desventajas del proceso de flotación

La principal causa de la utilización de la flotación en todos los campos, se debe a las diversas ventajas con relación al proceso de coagulación-sedimentación. Algunas ventajas son las que se citan a continuación (Schofield, 2001):

- Alta eficiencia en la remoción de grasas, sólidos en grandes cantidades, arena y sólidos pesados son removidos de manera efectiva.
- Menor área requerida para la instalación. El equipo de flotación ocupa apenas una fracción del área ocupada por unidades de sedimentación (para capacidades similares) lo que puede traducirse a un ahorro en los costos de construcción.
- Mayor eficiencia en la remoción de DBO que otros procesos de separación.
- Alta tasa de separación (o flujo superficial). Existen unidades de FAD modernas con capacidad hasta de 40 m/h ($m^3/m^2/h$). Esto permite su aplicación en efluentes voluminosos.
- Remoción de microorganismos y precipitados difíciles de sedimentar y filtrar.
- Las grasas, sólidos en grandes cantidades, arena y sólidos pesados son removidos de manera efectiva.

Las principales desventajas observadas en este tipo de proceso son las siguientes (Schofield, 2001):

- Comparada con la sedimentación, la flotación es más sensible a variaciones de temperatura, concentración de sólidos en suspensión (>3-4 %), recargas hidráulicas y principalmente a variaciones en las características químicas y fisicoquímicas de los sólidos en suspensión.
- Costos operacionales elevados principalmente cuando existe necesidad de un riguroso control automático, de parámetros y dosis de reactivos.

1.5.3 Principio o mecanismos

La aplicación práctica de la flotación en las instalaciones de tratamiento de aguas, en la actualidad se limita al uso del aire como agente responsable del fenómeno (Metcalf y Eddy, 1996)

La flotación, como operación unitaria, se aplica en procesos de separación sólido-líquido, líquido 1-líquido 2, sólido / líquido 1-líquido y sólido 1-sólido 2-líquido. Este último, ampliamente utilizado en la industria minera, por ser altamente selectivo cuando la captura de partículas sólidas por burbujas se da por interacción "hidrofóbica".

La flotación como proceso de descontaminación se realiza con microburbujas, de diámetros del orden de 15-100 micrómetros (μm) y con burbujas medianas (100-600 μm). En el primer caso, la capacidad de remoción de carga de estas burbujas es muy pequeña, sin embargo, hoy en día existen técnicas y equipos que generan burbujas de tamaño intermedio (Reali y Marchetto, 2001)

Las burbujas se añaden, o se induce su formación, mediante uno de los siguientes métodos:

Aireación a presión atmosférica (flotación por aireación)

En los sistemas de flotación por aireación, las burbujas de aire se introducen directamente en la fase líquida por medio de difusores o turbinas sumergidas. La aireación directa durante cortos periodos de tiempo no es especialmente efectiva a la hora de conseguir que los sólidos floten. La instalación de tanques de aireación no suele estar recomendada para conseguir la flotación de las grasas, aceites y sólidos presentes en las aguas residuales normales, pero ha resultado exitosa en el caso de algunas aguas residuales con tendencia a generar espumas (Féris, et al. 2000).

Saturación con aire a la presión atmosférica, seguido de la aplicación del vacío al líquido (flotación por vacío).

La flotación por vacío consiste en saturar de aire el agua residual directamente en el tanque de aireación, o permitiendo que el aire penetre en el conducto de aspiración de una bomba. Al aplicar un vacío parcial, el aire disuelto abandona la solución en forma de burbujas diminutas. Las burbujas y las partículas sólidas a las que se adhieren ascienden entonces a la superficie para formar una capa de espuma que se elimina mediante un mecanismo de rascado superficial. La arena y demás sólidos pesados que se depositan en el fondo, se transportan hacia un cuenco central de fangos para su extracción por bombeo. En el caso de que la instalación esté prevista para la eliminación de las arenas y si el fango ha de ser digerido, es necesario separar la arena del fango en un clasificador de arena antes del bombeo a los digestores.

La instalación está compuesta por una cuba cilíndrica cubierta, en la que se mantiene un vacío parcial, que incluye mecanismos para la extracción de fangos y espumas. La materia flotante se barre continuamente hacia la periferia de la cuba, donde se descarga automáticamente a una arqueta de espumas de donde se extrae de la instalación por bombeo, asimismo, en condiciones de vacío parcial. El equipo auxiliar incluye un calderín para saturar de aire el agua residual, un tanque que proporciona un tiempo de retención corto para la eliminación de las burbujas grandes y las bombas de fangos y de espumas (Heinanen, et al. 1995).

Inyección de aire en el líquido, sometido a presión y posterior liberación de la presión a que está sometido el líquido (flotación por aire disuelto FAD o DAF).

En los sistemas FAD (Flotación por Aire Disuelto), el aire se disuelve en el agua residual a una presión de varias atmósferas, y a continuación se libera la presión hasta alcanzar la atmosférica. En las instalaciones de pequeño tamaño, se puede presurizar a 275-230 kPa mediante una bomba la totalidad del caudal a tratar, añadiéndose el aire comprimido en la tubería de aspiración de la bomba. El caudal se mantiene bajo presión en un calderín durante algunos minutos, para dar tiempo para que el aire se disuelva. A continuación, el líquido presurizado se alimenta al tanque de flotación a través de una válvula reductora de presión, lo cual provoca que el aire deje de estar en disolución y que se formen diminutas burbujas distribuidas por todo el volumen de líquido (Offringa, 1995).

En las instalaciones de mayor tamaño, se recircula parte del efluente del proceso de FAD (entre el 15 y el 20 por ciento), el cual se presuriza, y se semisatura con aire. El caudal recirculado se mezcla con la corriente principal si presurizar antes de la entrada al tanque de flotación, lo que provoca que el aire deje de estar en disolución y entre en contacto con las partículas sólidas a la entrada del tanque. Las principales aplicaciones de la flotación por aire disuelto se centran en el tratamiento de vertidos industriales y en el espesado de fangos.

Normalmente, se suelen añadir determinados compuestos químicos para facilitar el proceso de flotación. En su mayor parte, estos reactivos químicos funcionan de manera que crean una superficie o una estructura que permite absorber o atrapar fácilmente las burbujas de aire. Los reactivos químicos inorgánicos, tales como las sales de hierro o de aluminio y la sílice activada, se emplean para agregar las partículas sólidas, de manera que se cree una estructura que facilite la absorción de las burbujas de aire. También se pueden emplear diversos polímeros orgánicos para modificar la naturaleza de las interfases aire-líquido, sólido líquido, o de ambas a la vez. Por lo general, estos compuestos actúan situándose en la interfase para producir los cambios deseados (Amato, et al., 2001)

1. 5. 3. 1 Descripción del proceso FAD

La siguiente figura muestra un diagrama de un sistema de FAD continuo, convencional con reciclo de agua tratada al saturador:

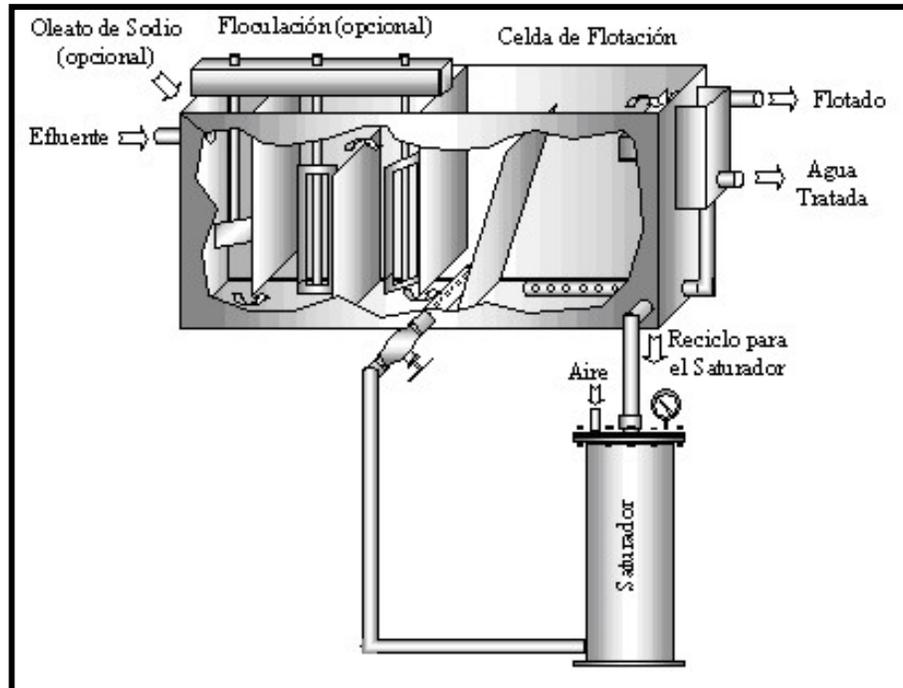


Figura 1.18 Unidad piloto de un sistema FAD o DAF. Las dimensiones de las celdas son de 0.46 de alto, 0.88x0.22 m de largo (Féris, et al 2001).

El proceso se compone de los siguientes subprocesos:

Saturación de agua con aire a presión (>3 atmósferas)

Este proceso tiene como objetivo disolver aire en agua a presión elevada para proveer, una vez reducida la presión, del gradiente de concentración de aire y energía necesario para la formación de microburbujas. La disolución de aire en agua depende de la temperatura y presión y está determinada por la ley de Henry. La cinética de disolución depende de las características del sistema de saturación. Esta se lleva a cabo en saturadores o estanques herméticos resistentes a la presión, operando en continuo con alimentación de agua y aire.

Existen varias formas para contactar el aire con el agua y entre los más utilizados están un difusor (burbujeador) tipo placa porosa sumergido en el líquido y un sistema que emplea un empaque (anillos Rashing) por el cual se distribuye el agua bajo presión y se contacta íntimamente con el aire. Este último método es el más utilizado en el ámbito industrial y su eficiencia (90%) es superior a la del burbujeo. La figura 1.17 muestra algunos detalles de un saturador con empaque (Féris, et al 2001)

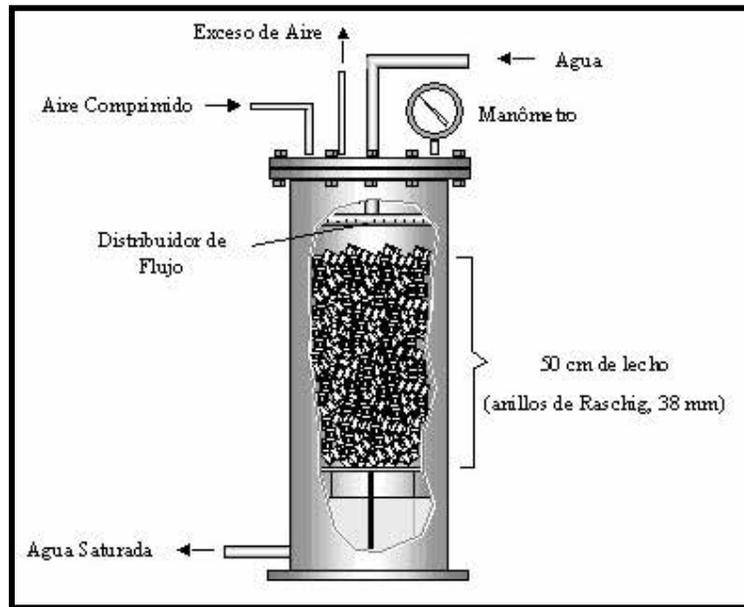


Figura 1.19 Saturador de aire Lecho de Percolación con anillos de Rasching (Féris, et al 2001).

Generación de microburbujas

Estas se producen en los constrictores de flujo, situados entre el saturador y la celda de flotación. La selección de este sistema de restricción del flujo es importante porque de su eficiencia depende la distribución de tamaño de burbujas y la cantidad de aire liberado, estos son dos de los factores de mayor importancia en la flotación por aire disuelto (Puffelen, et al. 1995).

La energía transferida en el proceso de expansión y generación de burbujas depende de la tensión superficial líquido/aire y de la diferencia de presión entre el saturador y la restricción. La energía requerida en la generación de burbujas en la restricción de flujo será menor cuanto menor sea la tensión superficial y mayor la diferencia de presión entre la salida del saturador y el constrictor (Féris y Rubio, 1999). La siguiente ecuación define estas relaciones.

$$\Delta F = \frac{16}{3} \frac{\pi \gamma^3}{(P_0 - P)^3} \quad \text{Ec. (1.1)}$$

En donde:

γ Aire / tensión superficial del agua (Nm^{-3})

P_a = Presión atmosférica (atm o unidades Pascal)

P_0 = Presión de saturación (atm o unidades Pascal)

Después de la expansión, las cavidades llevan un tiempo para alcanzar el tamaño de las burbujas. La precipitación del aire en la forma de burbujas son nucleadas y formadas en superficies sólidas (Dupre, *et al* 1998).

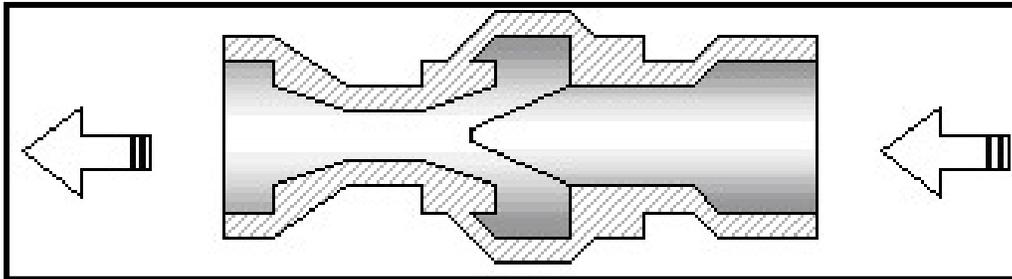


Figura 1.20 Constrictor de flujo tipo Venturi (Dupre, *et al* 1998).

Coagulación y/o floculación de las partículas a separar

Esta etapa involucra la desestabilización de suspensiones coloidales o emulsiones, condición necesaria para que estas se puedan unir en agregados de mayor tamaño, susceptibles de ser capturadas por las microburbujas. La agregación puede ser realizada vía coagulantes, floculantes o ambos (Schofield, 2001).

El tiempo de residencia en esta etapa dependerá del grado de dispersión de los sólidos (o emulsiones) a remover, del tipo y concentración de reactivos y de la hidrodinámica requerida.

Otros factores que influyen en el diseño de coaguladores o floculadores son las características del efluente, la cinética de adsorción de contaminantes, en el caso de usar precipitados coloidales adsorbentes y del punto de adición de los reactivos (con buena mezcla).

Esta etapa tiene como objetivo lograr la captura de partículas por burbujas y la formación de agregados "aireados". Corresponde a la zona donde se libera el agua saturada (reciclo). Normalmente el diseño de esta zona es de tipo inclinado con una expansión en la dirección del flujo al tanque de separación. Las unidades modernas tienen un diseño horizontal y una profundidad mayor que las convencionales. En los diseños inclinados, puede ocurrir, dependiendo del nivel de turbulencia, rompimiento de los agregados procedentes de los estanques coaguladores o floculadores (Amato, *et al* 2001).

Flotación de partículas

La flotación propiamente dicho ocurre en un tanque que recibe la suspensión proveniente de la zona de contacto y tiene por objetivo separar las fases flotada y efluente tratado (agua). Los sistemas de descarga del agua tratada, normalmente por el fondo, emplean mecanismos especiales, como canaletas provistas de ranuras que las atraviesan longitudinalmente por su parte inferior, o dispositivos que minimizan la formación de corrientes de agua. El parámetro más importante que debe ser considerado en el diseño de esta etapa, es el "flujo superficial" que es una medida del tiempo de residencia medio del fluido dentro del estanque (Amato, *et al* 2001).

En relación con el producto flotado, su extracción es normalmente realizada con un raspador (colector) mecánico que atraviesa lentamente la superficie de la unidad de flotación o situado en el extremo final del estanque separador. Existe un balance ideal entre el tiempo de drenaje del agua presente en los sólidos flotados y sus propiedades mecánicas. Generalmente, cuando se flotan coloides o precipitados, se obtienen productos flotados con 1-8% de sólidos, con buena fluidez en la descarga y adecuado drenaje (Crossley, et al 2001)



Figura 1.21 Tanque de flotación de cuarta generación (Eades, et al 2001).

2 METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

La parte experimental se realizó en cuatro etapas, las cuales consistieron en lo siguiente:

- Montaje y validación de la técnica para la extracción y cuantificación de clorofila “a”.
- Muestreo y caracterización del agua cruda con algas. Los parámetros cuantificados fueron: turbiedad, O₂, pH, conductividad y temperatura.
- Realización de pruebas de jarras para la determinación del punto de aplicación del agente de flotación bromuro de N-trimetil amonio N-cetil-N (CTBA) y obtención de la mejor dosis de sulfato de aluminio, que se utilizó como coagulante.
- Desarrollo de un prototipo de flotación para determinar si este proceso es más eficiente que la sedimentación para remover algas.

Los materiales, dispositivos, técnicas y las condiciones experimentales que se utilizaron en las pruebas se describen a continuación.

2.1 Materiales y reactivos

2.1.1 Agua a tratar

Las muestras de agua cruda fueron colectadas en el tanque, el cual colecta el influente de la planta potabilizadora “Los Berros”, del sistema Cutzamala (Anexo A). Estas muestras se transportaron al laboratorio del Instituto de Ingeniería de la UNAM en frascos ámbar (para el muestreo y caracterización del agua) y en bidones de plástico con capacidad de 50 L (muestras de agua cruda para la experimentación) protegidos de la luz para impedir el crecimiento de algas, y se conservaron a una temperatura de 4°C para evitar la descomposición gradual del agua.

2.1.2 Reactivos para el proceso de coagulación – floculación

En este estudio experimental se utilizó como coagulante al sulfato de aluminio Al₂(SO₄)₃ de grado industrial. Se partió de una solución madre a una concentración de 439.2 g/L (40% en peso). En el estudio se preparó una dilución a partir de la solución madre de 1:5 de v/v, es decir una concentración de 80 g/L para la prueba de jarras y de 30 g/L para las pruebas en reactor continuo.

2.1.3 Reactivos para el ajuste del pH

Para los procesos de coagulación-floculación así como el proceso de flotación, fue necesario ajustar el pH del agua del influente.

Antes de llevar a cabo las pruebas de coagulación-floculación, se ajustó el pH de la muestra a 6, para ello se utilizó ácido clorhídrico (HCl) grado analítico marca J.T. Baker al 37.8% de pureza.

Para llevar a cabo el experimento de flotación, fue necesario que el pH del efluente del proceso de floculación se elevara a 11, para ello se utilizó hidróxido de sodio (NaOH) grado analítico marca J.T. Baker al 98.2 % de pureza.

2.1.4 Reactivos para el proceso de flotación

Para este proceso, se utilizó como agente de flotación al CTBA (bromuro de N-trimetilamonio N-cetil-N) grado analítico marca Merck.

2.1.5 Reactivos y materiales para la extracción y cuantificación de clorofila

Para la extracción y cuantificación de clorofila se utilizó acetona ($\text{CH}_3\text{COOCH}_3$) grado analítico marca J. T. Baker al 99.5% de pureza.

Filtros de fibra de vidrio de 47 mm, poro nominal de $0.7 \mu\text{m}$ (Whatman GF/F).

Estándar de clorofila "a" libre de clorofila "b" marca SIGMA, número de catálogo 6144.

Macerador de tejidos marca Pyrex y un manifold para el filtrado de las muestras.

2.2 Dispositivos experimentales

2.2.1 Reactor discontinuo

Para la prueba de jarras se utilizó el equipo Phipps & Bird modelo 7790-400 el cual consta de 6 paletas individuales, sistema de iluminación y un variador de velocidad con display que muestra las velocidades de agitación.

El sistema experimental utilizado en este estudio se constituyó de los procesos de coagulación – floculación y flotación, acoplados para operar en continuo (Figura 2. 1).

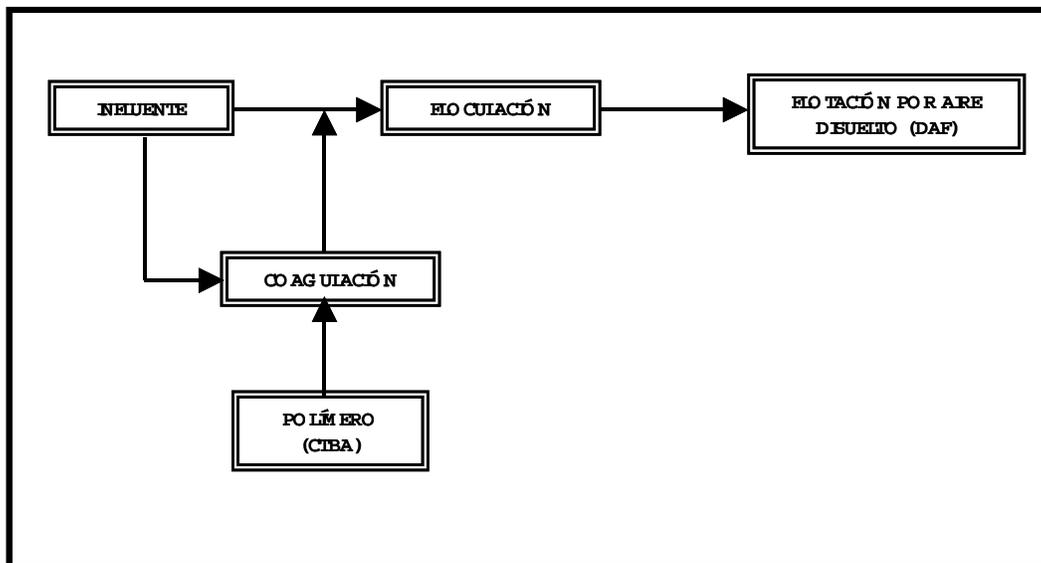


Figura 2.1 Diagrama del proceso experimental.

2.2.2 Reactor continuo

Para el proceso de coagulación se utilizó un reactor de mezclado rápido, el material de este reactor es de vidrio pyrex con un volumen aproximado de 100 mL. Este dispositivo cuenta con cuatro entradas y una salida, todas con tapas roscadas con anillos de goma de teflón para asegurar un sello apropiado en sus extremos y con orificios para la

inserción de la tubería de entrada y salida del agua. En una de las entradas laterales, se ajustó un dispositivo de vidrio que permitió la entrada simultánea del agua cruda proveniente de un tanque de alimentación y de los reactivos de coagulación-floculación.

Los reactivos fueron dosificados a través de una bomba peristáltica marca (6-600 rpm).

El reactor cuenta con un dispositivo de agitación magnético para realizar la mezcla rápida a una velocidad aproximada de 80 RPM (+/- 10%).

El proceso de floculación se realizó en un reactor de vidrio pyrex con un volumen de 2 L. El reactor consta de una entrada en la parte inferior y una salida en la parte superior. Se utilizó un agitador de paleta con motor eléctrico y un variador de voltaje para regular la velocidad de agitación a 30 RPM (+/- 10%). El efluente de este tren de tratamiento fue transportado por la tubería de salida superior hacia la columna de flotación.

2.3 Técnicas experimentales

2.3.1 Proceso de flotación

El sistema de flotación se realizó en una columna de vidrio pyrex de una altura de 120 cm, un diámetro de 4 cm y un volumen de 1.5 litros.. En la parte superior cuenta con una tapa con tres orificios donde en uno de estos orificios fue insertado un difusor poroso de borosilicato con diámetro de poro de 15-40 μm que se depositó en el fondo de la columna y, en otro de los orificios, se colocó un dispositivo para extraer los lodos producidos en este proceso, este dispositivo estuvo compuesto por una bomba peristáltica y un tubo de vidrio pyrex (figura 2. 2).

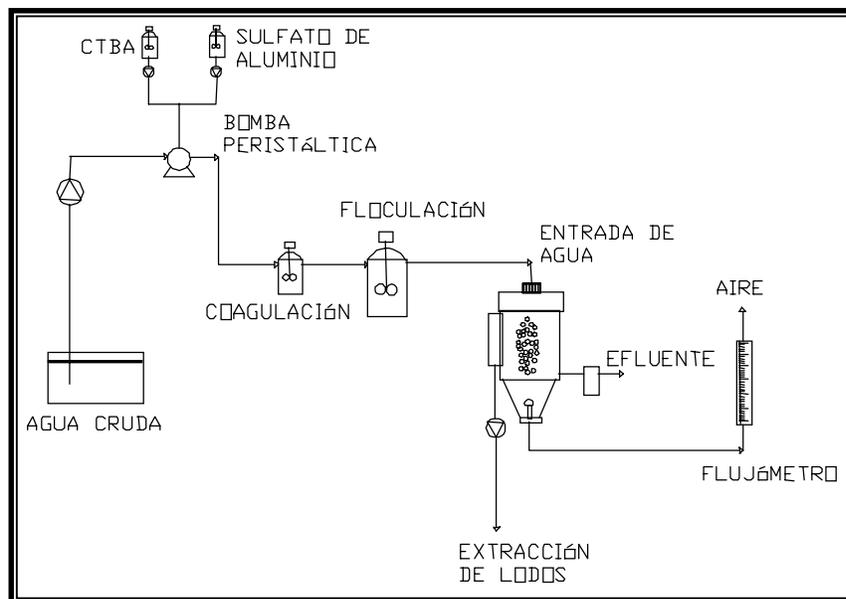


Figura 2. 2 Diagrama del dispositivo para la realización de las pruebas de flotación.

La columna fue alimentada con el agua a tratar por la parte superior del reactor y la salida fue por la parte inferior (por debajo del difusor de aire) el aire se alimentó a contracorriente y el flujo estuvo controlado por un flujómetro con capacidad de hasta 150 mL/min.

2.3.2 Coagulación-floculación

Reactor discontinuo

Para la determinación de los parámetros óptimos en este tren de tratamiento experimental, se llevaron a cabo diversas pruebas para conocer las cantidades óptimas de cada uno de los reactivos necesarios para las etapas de ajuste de pH, coagulación-floculación y flotación.

Una de las pruebas necesarias fue la de jarras, donde se determinó la mejor dosis de coagulante utilizando $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ (sulfato de aluminio). El efluente resultante para cada una de las diferentes dosis se realizó una caracterización fisicoquímica con pruebas como pH, color, turbiedad, DQO y SDT los cuales son indicadores de la eficiencia del proceso. La mejor dosis de reactivo se seleccionó considerando las mejores eficiencias de remoción de esos parámetros. Cabe mencionar, que la mejor dosis puede variar en cada muestra nueva, por lo que la prueba de jarras se debe realizar al cambiar de muestra.

Al utilizar $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ como coagulante en el proceso de coagulación es necesario realizar el ajuste de pH a un valor de 6, este se realizó de la siguiente manera: la mezcla de agua cruda se retiró del cuarto frío para que alcanzara la temperatura ambiente antes de iniciar con el ajuste de pH. Se colocó la mezcla en un recipiente de 50 L y, se introdujo el electrodo de un potenciómetro (en este se caso el utilizado fue un potenciómetro marca Orión modelo 210 A) para verificar el valor actual de pH. En base a este valor, se añadieron aproximadamente 10 mL de ácido clorhídrico 1N seguido de una agitación constante del agua. Una vez que el valor de pH se estabilizó, se verificó nuevamente el valor y en algunos casos se agregó una cantidad de HCl adicional para alcanzar el valor de pH = 6 final.

Tabla 2.1. Diferentes dosis aplicadas de $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$

DOSIS	mL de $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$
10	0.36
15	0.54
20	0.72
25	0.9
30	1.08

Al finalizar este tiempo se disminuyó la velocidad a 33 RPM, esta velocidad se mantuvo constante por espacio de 30 minutos. Al término de este período, se detuvo la agitación y se dejó que los flóculos sedimentaran por 30 minutos adicionales.

Para la acumulación de las aguas clarificadas por el proceso de coagulación-floculación, es necesario evaluar el tiempo de sedimentación óptimo necesario para que la mayor parte de los flóculos formados sedimenten adecuadamente.

Durante el estudio en las pruebas de jarras se determinó un tiempo aproximado para la sedimentación total de los flóculos de entre 30 - 45 minutos, este tiempo se determinó de manera cualitativa cuando visualmente la mayoría de los flóculos sedimentaron. Se debe

tener cuidado de no perturbar la solución para evitar que los floculos sedimentados vuelvan a esparcirse en la solución.

El sobrenadante se separó entonces de los sedimentos y se prosiguió a analizarlo para determinar los valores residuales de DQO, color real y aparente, turbiedad y conductividad. La eficiencia de remoción de estos parámetros fisicoquímicos permitió seleccionar la mejor dosis de sulfato de aluminio.

Estas mismas pruebas también fueron realizadas para determinar la etapa para agregar el agente de flotación (CTBA), si lo era en el proceso de coagulación o en el de floculación.

2.3.3 Proceso de flotación

Reactor continuo

Con las condiciones seleccionadas en la etapa anterior, se realizaron las pruebas de flotación.

El tren de tratamiento consistió de tres etapas: coagulación, floculación y flotación, se seleccionó como agente de coagulación al sulfato de aluminio con una dosis de 20 mg/L, el flujo de agua cruda con el que fue alimentado el sistema fue de 4 L/h, el flujo de los reactivos fue de 60 mL/h y las concentraciones fueron las siguientes:

De acuerdo a la literatura seleccionada para este experimento se utilizaron dos dosis diferentes de CTBA 40 y 1 mg/L, por lo tanto las concentraciones se aplicaron de la siguiente manera:

Para una dosis de 40 mg/L de CTBA se aplicaron 2.75 g/L de $Al_2(SO_4)_3$ y para una dosis de 1 mg/L de CTBA se aplicó 0.068 g/L de coagulante con un flujo de 60 mL/h como anteriormente se mencionó.

Como la literatura sugiere que se manejen dos diferentes valores de pH (6 y 10) la sosa (NaOH) que se aplicó para las dos diferentes dosis de CTBA fueron las siguientes:

Para 40 mg/L de CTBA se aplicaron 0.462 g de NaOH /L y para 1 mg/L de CTBA se aplicó 0.488 g de NaOH/L. Para fijar el gasto deseado (60 mL/h), en la bomba peristáltica, se realizó previo a la experimentación la calibración de la bomba.

Una vez que fueron calibradas las bombas, y que las condiciones deseadas fueron obtenidas en las pruebas preliminares, y el sistema experimental fue montado, se procedió a alimentarlo con agua cruda previamente acondicionada (Anexo B). Se tuvo cuidado de que el sistema estuviera en perfecto equilibrio en cuanto a la altura se refiere, ya que de lo contrario se presentarían caídas de presión importantes debido a la descompensación de alturas entre un dispositivo y otro.

Las pruebas se realizaron con base a un diseño de experimentos superficie-respuesta previamente realizado, el cual nos arrojó un total de 8 experimentos con su reproductibilidad, el diseño de experimentos se detalla a continuación.

Tabla 2.2. Diseño de experimentos con las condiciones reales

No. EXPERIMENTO	VARIABLES (valores codificados)			VARIABLES (valores reales)		
	X ₁	X ₂	X ₃	pH	[] del agente de flotación (mg/L)	Flujo de aire (cm ³ /min)
1	1	1	1	10	40	100
2	1	1	-1	10	40	25
3	1	-1	1	10	1	100
4	1	-1	-1	10	1	25
5	-1	1	1	6	40	100
6	-1	1	-1	6	40	25
7	-1	-1	1	6	1	100
8	-1	-1	-1	6	1	25

Se realizaron muestreos en el tanque del influente cada 6 horas, para verificar las variaciones de la calidad del agua con que era alimentado el sistema experimental. Periódicamente, se estuvo revisando que el difusor del aire no se tapara con la materia orgánica que había en el agua y esto provocaría que la difusión de las burbujas no fueran constantes ni tampoco parejas por toda la columna, y esto se traduciría a una cantidad de aire no deseada.

Las muestras (25 mL) fueron tomadas aproximadamente cada hora, ya que era el tiempo en que tardaba el sistema en recuperar el agua que se le sustruía, las muestras colectadas inmediatamente fueron filtradas y caracterizadas fisicoquímicamente para evitar que variaran sus condiciones.

El sistema fue alimentado de manera continua, hasta la finalización del experimento, para evitar la desestabilización del sistema causada por el paro de operación.

2.4 Técnicas analíticas

2.4.1 Montaje de la técnica analítica para la extracción y cuantificación de algas

La técnica analítica para la extracción y cuantificación de algas se constituye de dos etapas: una es la extracción y la otra es la cuantificación de algas por espectrofotometría, para llevar a cabo esta técnica, se siguieron los criterios recomendados por la EPA (1997) "Método 446, Determinación in vitro de clorofilas "a, b, c1 + c2 y feopigmentos en agua marina y agua dulce por espectrofotometría".

En primer lugar se procedió a determinar el límite de detección y la precisión de este método cuantitativo; mediante la realización de una curva de calibración. Asimismo, se determinó la reproducibilidad y repetibilidad del método.

Posteriormente, se realizaron pruebas de extracción y cuantificación de algas en dos diferentes tipos de agua (agua del influente del sistema Cutzamala y agua estancada en tanques lavados y fuera de servicio de la planta de aguas residuales de Ciudad Universitaria), para estimar el porcentaje de extracción y el límite de extracción, así como la reproducibilidad del procedimiento completo de análisis de este compuesto en agua.

La técnica aplicada para la extracción y cuantificación se describe a continuación:

2.4.2 Curva de calibración

Los estándares en polvo se conservaron en congelación. Al abrirse se golpeó el ámpula hasta que todo el pigmento estuviera en el fondo; se rompió la ampolleta en semioscuridad y se transfirió totalmente el contenido a un matraz volumétrico de 50 mL, se prepararon diluciones con concentraciones de 4, 10, 30 y 50 mg/L. La absorbancia para cada solución se mide en un espectrofotómetro a 750, 664, 647 y 630 nm, con los resultados obtenidos se pudo probar la ecuación propuesta por la EPA mediante una regresión lineal en función de la concentración de clorofila "a" lo que permitió obtener una curva que ayudó a cuantificar la concentración de clorofila contenida en las muestras analizadas.

2.4.3 Método analítico

Dado que las algas son susceptibles a la luz, traduciéndose esto a un desarrollo algal; se tuvo cuidado que la técnica fuera desarrollada en condiciones mínimas de luz, para ello se implementó un dispositivo en el que no se tuviera penetración de la luz, y las muestras fueron colocadas dentro de este dispositivo para su extracción.

2.4.3.1 Procedimiento

Filtración

Las muestras de agua cruda y las que se obtuvieron del proceso de flotación fueron filtradas en condiciones de semioscuridad en filtros de fibra de vidrio de 47 mm, poro nominal de 0.7 μm (Whatman GF/F), teniendo cuidado de que no sobrepasara los 10 minutos, ya que después de ese tiempo se pueden dañar las células y puede dar como resultado la degradación de clorofila y por ende pérdidas en las mediciones.

El sistema de filtración consistió en un manifold este dispositivo se puede observar en el anexo B. 2, con un recipiente para almacenar el líquido extraído y, otro empleado como trampa de agua para no inutilizar la bomba o la fuente de vacío. También se tuvo cuidado de no sobresaturar los filtros. Antes de iniciar la filtración se mezcló la muestra para obtener una muestra homogénea.

Posteriormente, se midió el volumen de la muestra en una probeta y se colocó en la torre de filtración del manifold y se le aplicó el vacío. El vacío se disminuyó paulatinamente conforme se acababa el agua de la torre. Cuidadosamente se retiró el filtro con pinzas y se dobló con el filtrado hacia adentro, se removió el exceso de humedad con un papel absorbente y se envolvieron en aluminio para proteger el fitoplancton de la luz. Este procedimiento fue para todas y cada una de las muestras obtenidas en el tren de tratamiento.

Extracción

La precisión y recuperación de los pigmentos está relacionada con la maceración (extracción) de la muestra filtrada y con el periodo que pasa el filtro macerado en el solvente (acetona 90%). La precisión mejora si se aplican tiempos largos de extracción, pero también se extraen pigmentos que interfieren.

El proceso de extracción se llevó a cabo en semioscuridad y manteniendo en hielo el macerador (Anexo B. 3) que contenía el filtro para evitar el calentamiento de la muestra, por lo que, este procedimiento se efectuó lo más rápido posible. Debido a la generación

de vapores del solvente por el homogeneizador, se efectuó en una campana de extracción.

Para efectuar la extracción, primero se recortó el filtro, eliminando el sector que no contenía material filtrado. Posteriormente, se colocó el filtro recortado en un macerador (Anexo B. 4) con un volumen conocido de solución de acetona al 90% y, se introdujo el homogeneizador durante 1 minuto, procurando que todo el material macerado quedara en contacto con el solvente.

Posteriormente, el producto macerado se colocó en tubos de 50 mL para centrífuga, protegiéndolos en todo momento de la luz. Para ello los tubos fueron forrados con papel aluminio, y se mantuvieron en refrigeración durante 18 h.

Centrifugación y lectura

Una vez transcurrido el tiempo de extracción (18 horas), se centrifugaron los filtros a 5000 rpm durante 20 minutos en una centrífuga marca BEKMAN que va de 100 a 10000 rpm, con la finalidad de clarificar la solución. Posteriormente, se tomó una alícuota del sobrenadante y se transfirió a una celda del espectrofotómetro.

La densidad óptica se midió en un espectrofotómetro modelo DR-4000 marca HACH (Anexo B. 5), este equipo fue calibrado con la curva de calibración y se programó para que los resultados fueran interpretados de acuerdo a las ecuaciones de Jeffrey y Humphrey (1975), de acuerdo a lo siguiente:

Ecuaciones de Jeffrey y Humphrey (1975) Restar el valor de la absorbancia a 750 nm de los valores de la absorbancia a 664, 647 y 630 nm.

Calcular las concentraciones (mg/L) de clorofila "a", b, y c1 + c2 en la solución del extracto insertando los valores con la absorbancia corregida (restada a la absorbancia a 750 nm) en las ecuaciones siguientes:

$$CE,a = 11.85 (\text{Abs } 664) - 1.54 (\text{Abs } 647) - .08 (\text{Abs } 630) \quad \text{Ec. (2.1)}$$

donde:

CE,a = concentración (mg/L) de clorofila "a" en la solución extraída,

2.4.3.2 Conteo de células en la cámara Neubauer

Con el objetivo de observar que tipo de algas se encontraban en las muestras, así como el total por mL de muestra, se hicieron observaciones al microscopio marca Nikon de la siguiente forma:

1. Para aplicar la muestra en la cámara de Neubauer, se mantuvo la cámara en una superficie plana, se colocó el cubreobjetos de la cámara sobre el área en la que están grabados los cuadrantes y por un extremo del cubreobjetos se aplicaron 10 μ L de muestra con una micropipeta. La cámara se llenó por capilaridad.
2. Se enfocó en el microscopio con el objetivo 10X y, posteriormente se observó con el objetivo 40X. Se ubicaron los cuadrantes en los que se contó. Los cuadrantes para cuenta de células están divididos a su vez en 16 cuadros, se pueden contar

en los cuatro cuadrantes o bien, en dos cuadrantes que se encuentren en esquinas contrarias. Se inició por el extremo superior izquierdo y se contó hacia la derecha cada cuadro en forma de L, es decir, si había células en los límites sólo se contaron las que estaban en los bordes izquierdo e inferior. Al cambiar a la línea inferior, se contó cada cuadro en L invertida, es decir, se comenzó de derecha a izquierda y las células que quedaron en los límites sólo se contaron en los bordes derecho e inferior de cada cuadro.

3. Las dimensiones de un cuadrante de la cámara de Neubauer son: 1mm x 1mm x 0.1mm de profundidad, por lo tanto, el volumen de cada cuadrante es de 0.1 mm^3 o bien 0.0001 mL.
4. De este modo, para calcular el número de células por mililitro de muestra se consideró la siguiente fórmula:

$$\text{No. De células/ mL} = (\text{No. De células} * \text{dilución}) / (\text{No. De cuadrantes} * 0.0001 \text{ mL})$$

Ec. (2.2)

Pero como las muestras no fueron diluidas entonces:

$$\text{No. De células/ mL} = (\text{No. De células} * 10000 \text{ mL})$$

Ec. (2.3)

3 RESULTADOS

3. 1. Muestreo y caracterización del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”

Wetzel (1975), hace referencia que la mayor concentración de algas en los cuerpos de agua tanto dulce como salada, se presenta durante dos épocas al año, la primera de diciembre a enero, y la segunda de julio a septiembre, razón por la cual las dos campañas de muestreo se llevaron a cabo durante estos meses. Con el fin de disminuir errores, en cada muestreo los siguientes aspectos:

- Que los muestreos se realizaran en las épocas de mayor florecimiento algal (la primera en julio y septiembre y la segunda campaña durante los meses de diciembre y enero).
- También se consideró que los muestreos se llevaran a cabo una vez por semana, el mismo día y a la misma hora.
- Que el punto de muestreo siempre fuera el mismo.
- Los parámetros que se midieron durante las dos campañas de muestreo fueron: pH, conductividad, turbiedad, oxígeno disuelto (O_2) y temperatura.

Durante las dos campañas de muestreo se realizó la caracterización fisico-química del agua cruda. Los resultados completos se muestran en el anexo C. La figura 3.1 permite observar que la mayor concentración de clorofila se presentó el 27 de diciembre del 2002, y la mínima al inicio de la campaña de muestreo, es decir, el día 17 de julio del mismo año. Cabe señalar que durante los meses de julio y agosto, se presentaron fuertes lluvias, lo que desfavorece el crecimiento algal.

El segundo valor más elevado de clorofila se obtuvo el día 7 de enero de 2003, lo que coincide con lo reportado con la literatura (C. N. A. 1999). Este último valor es casi la mitad con respecto a la concentración más alta registrada ($1.1 \mu\text{g/L}$). Sin embargo, más del 80% de los datos registran una concentración que oscila en $0.2 \mu\text{g/L}$, por lo que los experimentos de flotación se realizaron con base en este valor inicial del agua a tratar. Este último valor no sobrepasa el valor guía recomendado por la OMS (2004) para agua potable ($1 \mu\text{g/L}$) (Anexo C).

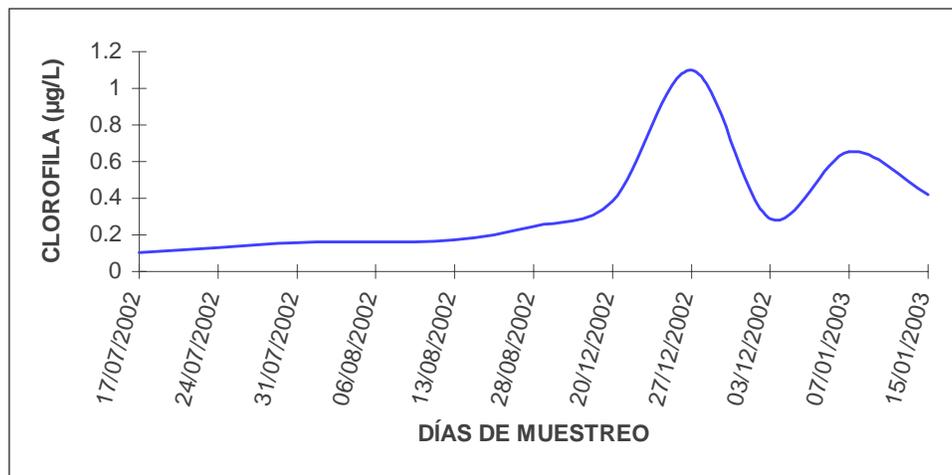


Figura 3.1 Concentraciones de clorofila medidas durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003).

La turbiedad (figura 3.2) presentó valores muy bajos durante casi todo el período de muestreo, salvo por un máximo que se presentó el 13/08/02 y, el cual está asociado a las fuertes lluvias registradas en ese período.

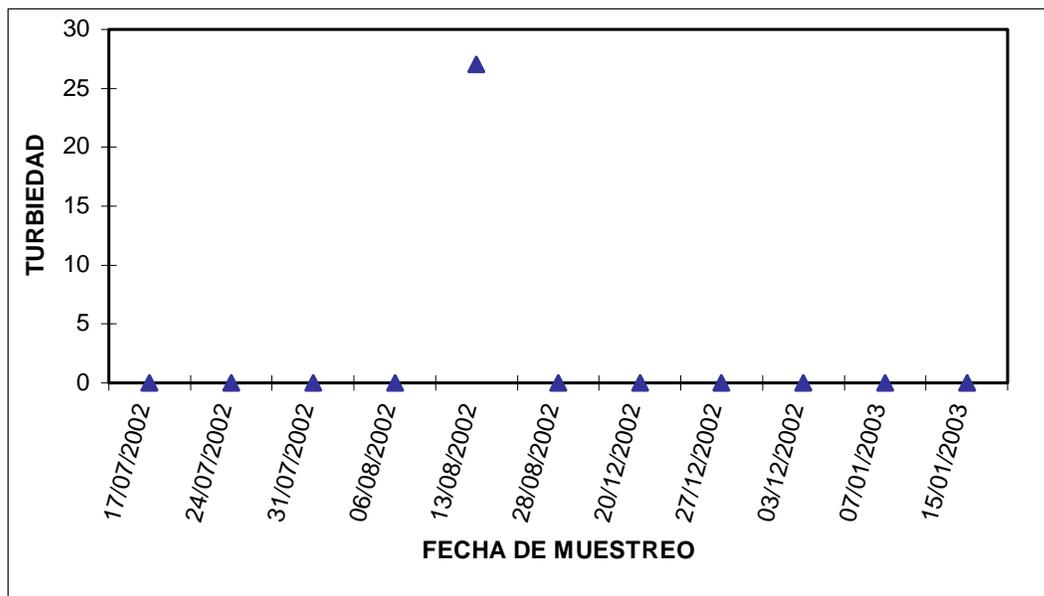


Figura 3.2 Valores de turbiedad medidos durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003).

La evolución del color en el período del muestreo presentó una ligera correlación con el contenido de clorofila medido en influente de la planta potabilizadora “Los Berros”, durante el período del muestreo y caracterización (figuras 3.3).

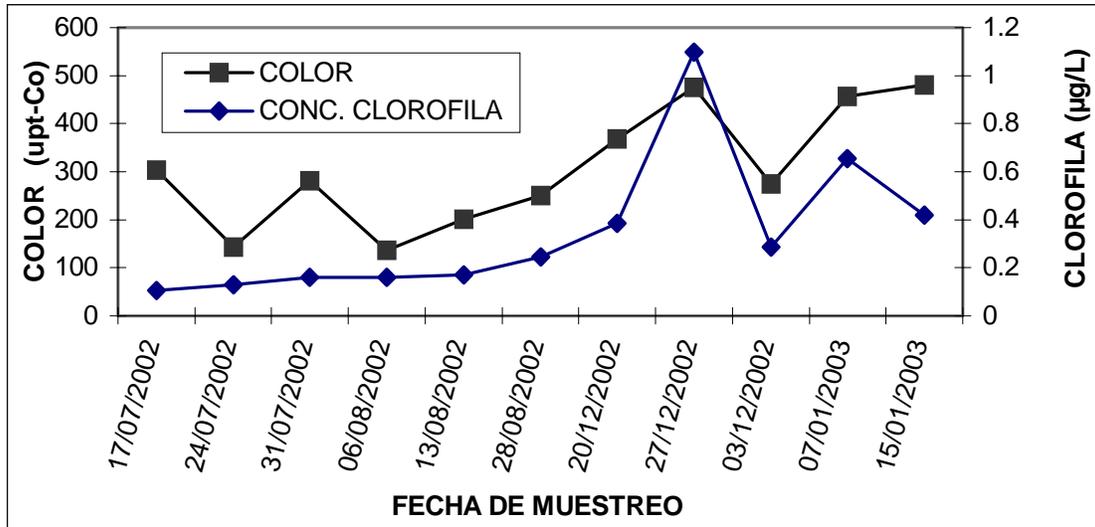


Figura 3.3 Comparación de los valores de color y clorofila medidos durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003).

En efecto, la curva de color sigue una tendencia similar a la de concentración de clorofila. La curva de oxígeno (figura 3.4) se mantuvo constante del 17/07/2002 al 13/08/2002. Posteriormente, se registró un descenso, aunque éste fue poco significativo.

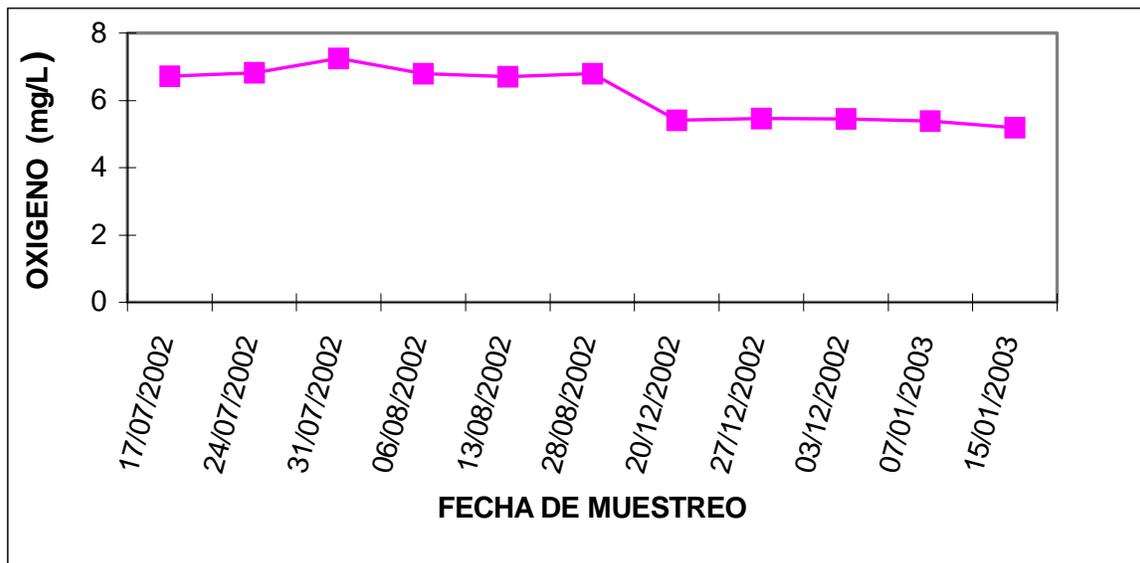


Figura 3.4 Valores de oxígeno disuelto y clorofila medidos durante la campaña de muestreo y caracterización (17 de julio de 2002 al 15 de enero de 2003)

3.2 Determinación de las condiciones óptimas de operación del proceso de flotación para remover las algas presentes en el influente de la planta potabilizadora “Los Berros” (PPLB), Sistema Cutzamala

La determinación de las condiciones óptimas de operación del proceso de flotación para remover las algas del influente de la PPLB se realizó con base en un modelo matemático que se calculó a partir de los resultados obtenidos en las pruebas de laboratorio en un piloto. El diseño experimental fue del tipo superficie-respuesta (Biles y Swain, 1980), con dos niveles (-1 y +1) con tres factores (pH, dosis de agente de flotación y flujo de gas inyectado).

Las variables de respuesta que se seleccionaron fueron: dos parámetros directos de la concentración de algas (remoción de clorofila, remoción de células de algas/mL) y dos parámetros globales que son indicadores de la calidad del agua tratada (remoción de turbiedad y remoción del color). La turbiedad se consideró un parámetro indirecto de la concentración de algas, como se muestra en la figura 3.5, debido a que se observó que existe una correlación más o menos aproximada entre este parámetro fisicoquímico y el número de células/mL.

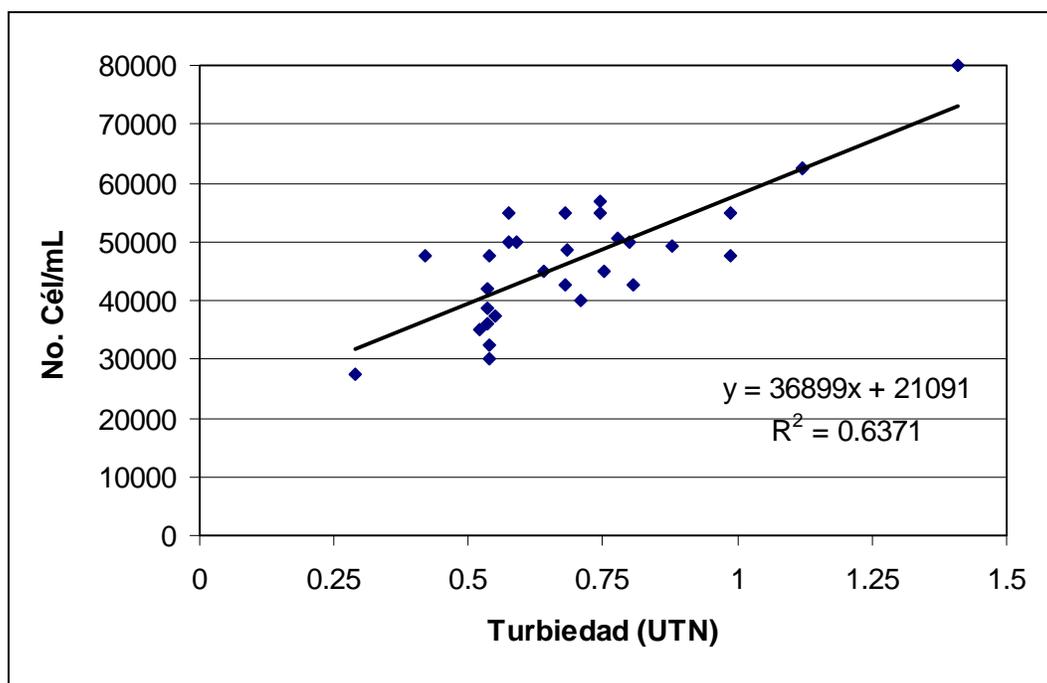


Figura 3.5 Correlación entre la turbiedad y No. De células/mL en el agua cruda y tratada por flotación de la planta potabilizadora “Los Berros”, Sistema Cutzamala.

La tabla 3.1 presenta los valores residuales obtenidos para esos cuatro factores en las ocho diferentes pruebas de flotación que se realizaron en este estudio. Estos resultados fueron utilizados para calcular los modelos que permiten estimar la remoción de los cuatro factores seleccionados. La remoción de cada factor se determinó en cada experimento como la cantidad removida (ΔY_i), es decir:

$$\Delta Y_i = (Y_f - Y_o)_i \quad \dots \text{Ec. 3.1}$$

Donde,

Y_f = valor residual o final del factor i en cada experimento

Y_o = valor inicial o del agua cruda

Tabla 3.1 Resultados de los factores respuesta (valores residuales) seleccionados en el estudio de remoción de algas por el proceso de flotación.

	VALORES CODIFICADOS			VALORES REALES			FACTORES DE RESPUESTA			
	X1 pH	X2 [mg/L] de CTBA	X3 Flujo aire (mL/min)	X1 pH	X2 [mg/L] de CTBA	X3 Flujo gas (mL/min)	Y1 [mg/L] de clorofila	Y2 # cel/mL	Y3 Turbiedad (NTU)	Y4 Color (Pt-Co)
1	1	1	1	10	40	100	0.09	50,625	0.78	38
2	1	1	-1	10	40	25	0.07	50,000	0.59	32
3	1	-1	1	10	1	100	0.07	35,938	0.54	19
4	1	-1	-1	10	1	25	0.07	48,500	0.68	21
5	-1	1	1	6	40	100	0.10	49,375	0.88	29
6	-1	1	-1	6	40	25	0.10	41,250	0.63	26
7	-1	-1	1	6	1	100	0.09	42,000	0.85	25
8	-1	-1	-1	6	1	25	0.13	35,000	0.94	31

La forma general de los modelos a desarrollar, para dos niveles y tres factores, es la siguiente:

$$\Delta Y_i = b_0 + b_1x_1 + b_2x_2 + b_3x_3 + b_{12}x_1x_2 + b_{13}x_1x_3 + b_{23}x_2x_3 + b_{123}x_1x_2x_3 \quad \text{Ec. 3.2}$$

En donde las “b” son las constantes del modelo lineal que hay que calcular. El cálculo de cada constante del modelo general se realizó con base en las dos siguientes ecuaciones ((Billes y Swain, 1980).

$$b_0 = \frac{\sum_{i=1}^N y_i}{N} \quad \text{Ec. 3.3}$$

$$b_1 = \frac{\sum_{i=1}^N y_i x_{1i}}{\sum_{i=1}^N x_{1i}^2} = \frac{\sum_{i=1}^N y_i x_{1i}}{N} \quad \text{Ec. 3.4}$$

Las tablas 3.2 a 3.5 presentan los resultados realizados para determinar dichas constantes. Los modelos determinados para cada parámetro son los siguientes:

$$\Delta Y_{\text{clorofila}} = -0.085 - 0.014x_1 - 0.004x_3 + 0.005x_1x_2 + 0.006x_3 + 0.01x_2x_3 - 0.002x_1x_2x_3$$

$$\Delta Y_{\text{células/mL}} = -35,914 + 2,179x_1 + 3,726x_2 + 398x_3 + 320x_1x_2 - 3,382x_1x_3 + 1,789x_2x_3 - 1,507x_1x_2x_3$$

$$\Delta Y_{\text{turb}} = -0.674 - 0.089x_1 - 0.016x_2 + 0.0253x_3 + 0.0528x_1x_2 - 0.0153x_1x_3 + 0.0838x_2x_3$$

$$\Delta Y_{\text{color}} = -17.391 - 0.047x_1 + 3.484x_2 + 0.016x_3 + 3.828x_1x_2 - 0.859x_1x_3 + 2.016x_2x_3 - 0.016x_1x_2x_3$$

Antes de calcular, mediante estos modelos matemáticos, las condiciones óptimas de operación del proceso de flotación para remover algas se realizaron dos tipos de pruebas: validación del modelo y determinación de la significancia de los coeficientes de los modelos.

Tabla 3.2 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de clorofila por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”.

CLOROFILA																		
Experimentos	Xo	X1	X2	X3	X1*X2	X1*X3	X2*X3	X1*X2*X3	Y1 [mg/L] de clorofila	Yf-Yi	Xo*(yf-yi)	X1*(yf-yi)	X2*(yf-yi)	X3*(yf-yi)	X1*X2*(yf-yi)	X1*X3*(yf-yi)	X2*X3*(yf-yi)	X1*X2*X3(yf-yi)
1	1	1	1	1	1	1	1	1	0.09	-0.09	-0.09	-0.09	-0.09	-0.09	-0.09	-0.09	-0.09	-0.09
2	1	1	1	-1	1	-1	-1	-1	0.07	-0.10	-0.10	-0.10	-0.10	0.10	-0.10	0.10	0.10	0.10
3	1	1	-1	1	-1	1	-1	-1	0.07	-0.11	-0.11	-0.11	0.11	-0.11	0.11	-0.11	0.11	0.11
4	1	1	-1	-1	-1	-1	1	1	0.07	-0.10	-0.10	-0.10	0.10	0.10	0.10	0.10	-0.10	-0.10
5	1	-1	1	1	-1	-1	1	-1	0.10	-0.08	-0.08	0.08	-0.08	-0.08	0.08	0.08	-0.08	0.08
6	1	-1	1	-1	-1	1	-1	1	0.10	-0.07	-0.07	0.07	-0.07	0.07	-0.07	0.07	-0.07	-0.07
7	1	-1	-1	1	1	-1	-1	1	0.09	-0.08	-0.08	0.08	0.08	-0.08	0.08	0.08	0.08	-0.08
8	1	-1	-1	-1	1	1	1	-1	0.13	-0.05	-0.05	0.05	0.05	0.05	-0.05	-0.05	-0.05	0.05
Media										-0.09								
ai=SUMA(Xi*(Yf-Yi))											b₀	b₁	b₂	b₃	b₁₂	b₁₃	b₂₃	b₁₂₃
Y1=										-0.085	-0.014	0.000	-0.004	0.005	0.006	0.006	-0.002	

Tabla 3.3 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de algas (cél/mL) por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”.

# cel/mL																		
Experimentos	Xo	X1	X2	X3	X1*X2	X1*X3	X2*X3	X1*X2*X3	Y2 # cel/mL	Yf-Yi	Xo*(yf-yi)	X1*(yf-yi)	X2*(yf-yi)	X3*(yf-yi)	X1*X2*(yf-yi)	X1*X3*(yf-yi)	X2*X3*(yf-yi)	X1*X2*X3(yf-yi)
1	1	1	1	1	1	1	1	1	50,625	-29,375	-29,375	-29,375	-29,375	-29,375	-29,375	-29,375	-29,375	-29,375
2	1	1	1	-1	1	-1	-1	-1	50,000	-30,000	-30,000	-30,000	-30,000	30,000	-30,000	30,000	30,000	30,000
3	1	1	-1	1	-1	1	-1	-1	35,938	-44,063	-44,063	-44,063	44,063	-44,063	44,063	-44,063	44,063	44,063
4	1	1	-1	-1	-1	-1	1	1	48,500	-31,500	-31,500	-31,500	31,500	31,500	31,500	31,500	-31,500	-31,500
5	1	-1	1	1	-1	-1	1	-1	49,375	-30,625	-30,625	30,625	-30,625	-30,625	30,625	30,625	-30,625	30,625
6	1	-1	1	-1	-1	1	-1	1	41,250	-38,750	-38,750	38,750	-38,750	38,750	-38,750	38,750	-38,750	-38,750
7	1	-1	-1	1	1	-1	-1	1	42,000	-38,000	-38,000	38,000	38,000	-38,000	-38,000	38,000	38,000	-38,000
8	1	-1	-1	-1	1	1	1	-1	35,000	-45,000	-45,000	45,000	45,000	45,000	-45,000	-45,000	-45,000	45,000
Media										-35914.06								
ai=SUMA(Xi*(Yf-Yi))											b₀	b₁	b₂	b₃	b₁₂	b₁₃	b₂₃	b₁₂₃
Y2=										-35,914.06	2,179.69	3,726.56	398.44	320.31	-3,382.81	1,789.06	1,507.81	

Tabla 3.4 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de turbiedad por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”.

TURBIEDAD																						
Experimentos	Xo	X1	X2	X3	X1*X2	X1*X3	X2*X3	X1*X2*X3	Y3 Turbiedad	Yf-Yi	Xo*(yf-yi)	X1*(yf-yi)	X2*(yf-yi)	X3*(yf-yi)	X1*X2*(yf-yi)	X1*X3*(yf-yi)	X2*X3*(yf-yi)	X1*X2*X3*(yf-yi)				
1	1	1	1	1	1	1	1	1	0.78	-0.63	-0.63	-0.63	-0.63	-0.63	-0.63	-0.63	-0.63	-0.63				
2	1	1	1	-1	1	-1	-1	-1	0.59	-0.82	-0.82	-0.82	-0.82	0.82	-0.82	0.82	0.82	0.82				
3	1	1	-1	1	-1	1	-1	-1	0.54	-0.87	-0.87	-0.87	0.87	-0.87	0.87	-0.87	0.87	0.87				
4	1	1	-1	-1	-1	-1	1	1	0.68	-0.73	-0.73	-0.73	0.73	0.73	0.73	-0.73	-0.73	-0.73				
5	1	-1	1	1	-1	-1	1	-1	0.88	-0.53	-0.53	0.53	-0.53	-0.53	0.53	0.53	-0.53	0.53				
6	1	-1	1	-1	-1	1	-1	1	0.63	-0.78	-0.78	0.78	-0.78	0.78	0.78	-0.78	0.78	-0.78				
7	1	-1	-1	1	1	-1	-1	1	0.85	-0.56	-0.56	0.56	-0.56	-0.56	0.56	0.56	-0.56	-0.56				
8	1	-1	-1	-1	1	1	1	-1	0.94	-0.47	-0.47	0.47	0.47	0.47	-0.47	-0.47	-0.47	0.47				
Media									-0.67													
					$s^2_{ads} =$	0.038		$a_i = \text{SUMA}(X_i * (Y_f - Y_i))$					b_0	b_1	b_2	b_3	b_{12}	b_{13}	b_{23}	b_{123}		
					$s^2_y =$	0.022		$F_{calc} =$					1.75	$Y_3 =$	-0.6744	-0.0894	-0.0166	0.0253	0.0528	-0.0153	0.0838	0.0000

Tabla 3.5 Matriz para la determinación de las constantes del modelo matemático para estimar la remoción de color por flotación del influente de la planta potabilizadora “Los Berros”.

COLOR																							
Experimentos	Xo	X1	X2	X3	X1*X2	X1*X3	X2*X3	X1*X2*X3	Y4 Color	Yf-Yi	Xo*(yf-yi)	X1*(yf-yi)	X2*(yf-yi)	X3*(yf-yi)	X1*X2*(yf-yi)	X1*X3*(yf-yi)	X2*X3*(yf-yi)	X1*X2*X3*(yf-yi)					
1	1	1	1	1	1	1	1	1	38	-7	-7	-7	-7	-7	-7	-7	-7	-7					
2	1	1	1	-1	1	-1	-1	-1	32	-13	-13	-13	-13	13	-13	13	13	13					
3	1	1	-1	1	-1	1	-1	-1	19	-26	-26	-26	26	-26	26	-26	26	26					
4	1	1	-1	-1	-1	-1	1	1	21	-24	-24	-24	24	24	24	-24	-24	-24					
5	1	-1	1	1	-1	-1	1	-1	29	-17	-17	17	-17	-17	17	17	-17	17					
6	1	-1	1	-1	-1	1	-1	1	26	-19	-19	19	-19	19	-19	19	-19	-19					
7	1	-1	-1	1	1	-1	-1	1	25	-20	-20	20	-20	-20	20	20	-20	-20					
8	1	-1	-1	-1	1	1	1	-1	31	-14	-14	14	14	14	-14	-14	-14	14					
Media									-17.39														
					$s^2_{ads} =$		0.038		$a_i = \text{SUMA}(X_i * (Y_f - Y_i))$					b_0	b_1	b_2	b_3	b_{12}	b_{13}	b_{23}	b_{123}		
					$s^2_y =$		0.022		$F_{calc} =$					1.75	$Y_4 =$	-17.391	-0.047	3.484	0.016	3.828	0.859	2.016	-0.016

La validez de los modelos (**adequacy of a model**) o su inverso la falta de ajuste (**lack of fit**) se realizó con base en la relación de variancias o relación de Fischer:

$$F = \frac{s_{ad}^2}{s_y^2} \quad \text{Ec. 3.5}$$

Donde:

s_{ad}^2 = variancia de la suma de los residuales,

s_y^2 = variancia de los resultados.

La variancia de la suma de los residuales (s_{ad}^2) se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$s_{ad}^2 = \frac{\sum_{i=1}^N (\bar{y}_i - \hat{y}_i)^2}{f} \quad \text{Ec. 3.6}$$

Para un diseño experimental de factorial 2^3 , el número de grados de libertad f se estima con base en la siguiente expresión:

$$f = N - (k + 1) = 8 - (3 + 1) = 4 \quad \text{Ec. 3.7}$$

La variancia de los resultados se calcula de acuerdo a la ecuación siguiente:

$$s_y^2 = \frac{2 \sum_{i=1}^N (y_{iq} - \bar{y}_i)^2}{N} \quad \text{Ec. 3.8}$$

La conveniencia de utilizar esta prueba consiste en que se está probando una hipótesis (el modelo es válido) respecto a valores tabulados. Dichas tablas están construidas de la siguiente manera: las columnas están relacionadas a un número definido de grados de libertad para el numerador ($f_1 = N - (k + 1) = 4$) y para las filas ($f_2 = N = 8$). El valor de la $F_{0.05}$ de Fisher (95% de confianza) se determina en la intersección de ambos grados de libertad. La tabla 3.6 resume los valores de cada variancia, de la F_{exp} o F_{calc} y de la F_{tab} .

Tabla 3.6 Parámetros estadísticos calculados para determinar la validez de los modelos matemáticos obtenidos para estimar la remoción de algas, turbiedad y color por flotación.

Modelo	s_{ad}^2	s_y^2	F_{exp}	F_{tab} ($f_1=4, f_2=8$)
Clorofila (Y_1)	0.0007	0.0004	1.75	3.84
Cél/mL (Y_2)	7.1×10^7	4.1×10^7	1.75	3.84
Turbiedad (Y_3)	0.038	0.022	1.75	3.84
Color (Y_4)	63.20	36.11	1.75	3.84

Debido a que $F_{exp} < F_{tab}$ se concluye que los modelos son aceptables.

La significancia de cada coeficiente de los modelos debe ser determinada de manera determinada. Esto se puede realizar a través de la prueba t de "student". En primer lugar es necesario calcular la variancia del coeficiente de regresión:

$$s_{bj}^2 = \frac{s_y^2}{N} \quad \text{Ec. 3.9}$$

La significancia de los coeficientes puede ser entonces calculada a través de la siguiente ecuación:

$$\Delta b_j = \pm \frac{t s_y}{\sqrt{nN}} \quad \text{Ec. 3.10}$$

Donde $n=$ es el número de réplicas de cada experimento. En este caso solamente se realizó una réplica.

Para 95% de confianza y 8 grados de libertad ($f_1= N= 8$) la t es igual a 1.397. Los coeficientes que presentan valores inferiores al Δb_j calculado para cada modelo son considerados como no significativos, es decir, su influencia es poca significativa sobre el factor de respuesta. La tabla 3.7 presenta los valores de Δb_j y los modelos simplificados, los cuales solamente contienen los coeficientes significativos.

Tabla 3.7 Modelos matemáticos simplificados y obtenidos para estimar la remoción de algas, turbiedad y color por flotación.

Parámetro	s_y	Δb_j	Modelo simplificado
Clorofila (Y_1)	0.020	0.010	$\Delta Y_{\text{clorofila}} = -0.085 - 0.014x_1 + 0.01x_2x_3$
Cél/mL (Y_2)	6,397.97	3,200.77	$\Delta Y_{\text{células/mL}} = -35,914 + 3,726x_2 - 3,382x_1x_3$
Turbiedad (Y_3)	0.147	0.074	$\Delta Y_{\text{turb}} = -0.674 - 0.089x_1 + 0.0838x_2x_3$
Color (Y_4)	6.01	3.006	$\Delta Y_{\text{color}} = -17.391 + 3.484x_2 + 3.828x_1x_2$

El pH aparece en los dos modelos obtenidos para describir la remoción de algas, lo que significa que es una de las variables más importantes que afectan el proceso de flotación de estos microorganismos. Lo anterior, concuerda con lo reportado por Chen et al. (1998) en un estudio realizado sobre la remoción del alga *Scenedesmus quadricauda*. La concentración del CTBA también presenta una influencia significativa sobre la remoción de algas. Chen et al (1998) proponen que este producto químico mejora la eficiencia del coagulante de sulfato de aluminio debido a que los iones de este compuesto, adsorbidos en la interface aire/líquido, mejoran la resistencia a la ruptura de la burbuja, pueden migrar a la superficie sólida, incrementando la hidrofobicidad de las partículas sólidas y, pueden proporcionar interacciones electrostáticas entre las burbujas de aire y las partículas sólidas.

Los modelos fueron utilizados para estimar la superficie respuesta correspondiente. Las figuras 3.6 y 3.7 ilustran las superficies-respuesta calculadas para determinar el comportamiento de la remoción de clorofila y cél/mL en función del pH y de la dosis del CTBA.

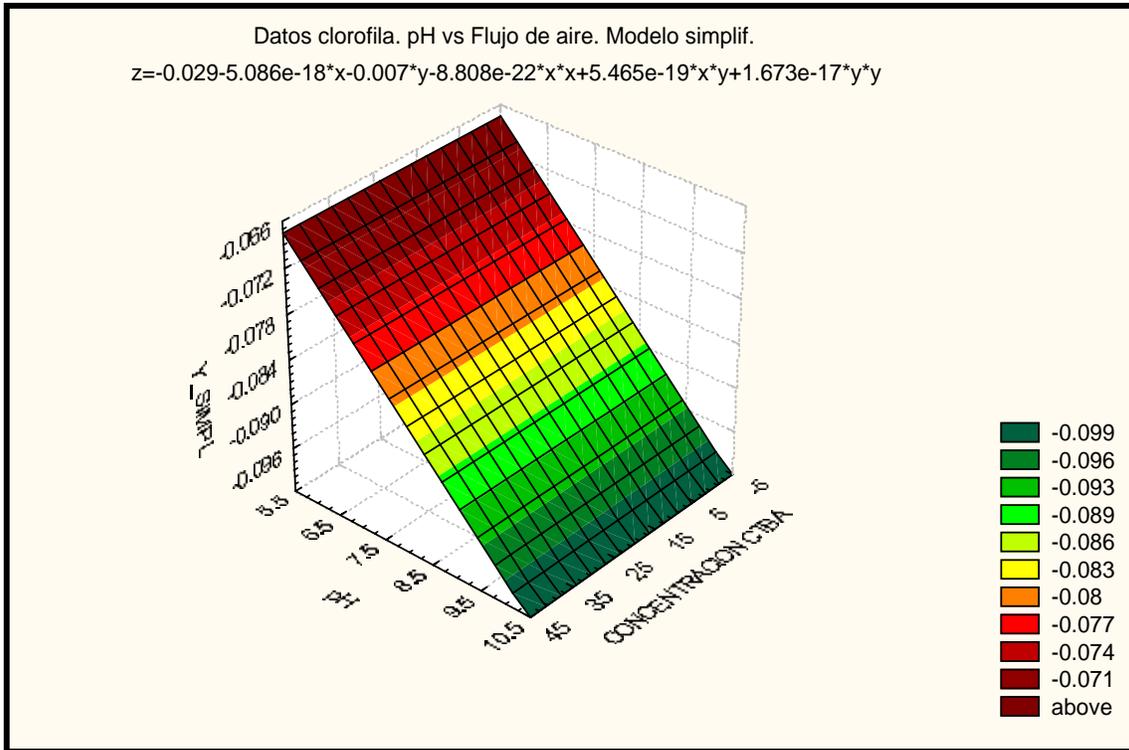


Figura 3.6 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de clorofila en función del pH y de la concentración de CTBA por el proceso de flotación.

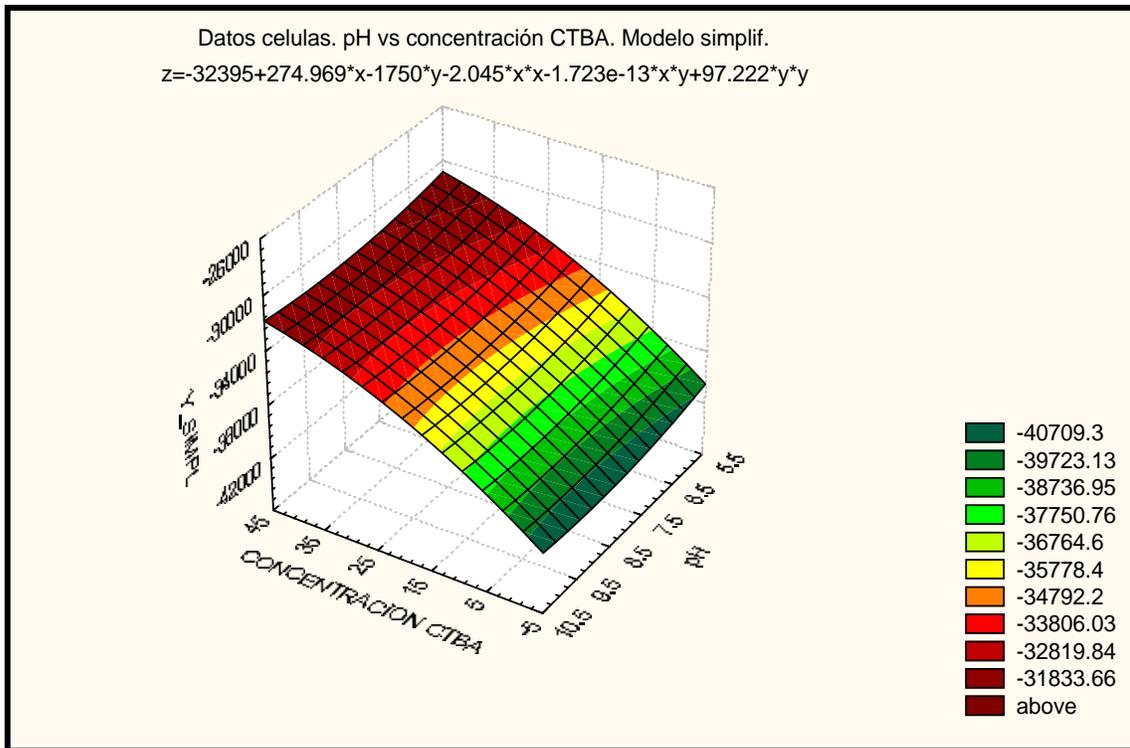


Figura 3.7 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de cél/mL en función del pH y de la concentración de CTBA por el proceso de flotación.

En ambas figuras se puede observar que las máximas remociones (mínimos de la función) se localizan en los intervalos básicos de pH y en las dosificaciones bajas de CTBA. Este resultado concuerda nuevamente con lo reportado por Chen et al., (1998). Estos investigadores observaron una mejor eficiencia de remoción de algas en el intervalo de pH básico, cuando CTBA y un floculante como el chitosan fueron adicionados simultáneamente. El anexo D. presenta otras superficie-respuesta calculadas para observar el comportamiento de estos dos factores de respuesta, así como del color y turbiedad.

La aplicación de la herramienta solver y de los modelos matemáticos permitió, mediante interacción, calcular las condiciones óptimas de operación del proceso de flotación para remover algas. El anexo E. presenta la hoja de cálculo en EXCEL empleada para el cálculo de las condiciones óptimas. Dichas condiciones fueron las siguientes:

pH = 10

Dosis de CTBA = 1 mg/L

Flujo de aire = 100 mL/min

Estas condiciones fueron similares a las reportadas en otros estudios. Bajo las condiciones óptimas de operación del proceso de flotación, las remociones de clorofila, cél/mL, turbiedad y color fueron respectivamente de: 42.85%, 46.25%, 39.86% y 44.44%. Estas remociones son aproximadamente la mitad del mejor valor reportado por Chen et al

(1998) pero hay que considerar que estos autores trabajaron con una suspensión algal preparada en agua destilada y con reactor más pequeño (200mL vs 1.5 L), lo que les permitió obtener mejores resultados.

3.3 Determinación de los tipos de algas removidos de manera eficiente por el proceso de flotación

En el agua cruda o influente de la planta potabilizadora “Los Berros” (PPLB) se pudieron identificar cinco grupos de algas (tabla 3.8):

Tabla 3.8 Tipos de algas identificados en el influente de la planta potabilizadora “Los Berros” (PPLB).

Tipo de alga	Concentración (cél/mL)
<i>Anabaena sp.</i>	15,000
<i>Euglena sp.</i>	5,000
<i>Fragilaria sp.</i>	10,000
<i>Microspora sp.</i>	15,000
<i>Palmella sp.</i>	30,000
<i>Synedra sp.</i>	5,000

El crecimiento de algas o “blooms” generalmente se lleva a cabo durante la temporada de primavera y otoño, sin embargo, el ciclo de vida de cada especie de alga se ve modificado por la disponibilidad de nutrientes, el grado de estratificación térmica, movimiento del agua y época de lluvias, entre otros, razón por la que no existe la misma concentración ni tampoco el mismo tipo de microorganismos en cada “bloom”.

La presencia de algunos tipos de algas es indicadora de cuerpos de agua contaminados o eutroficados, tal es el caso de la *Anabaena sp.* Es una especie que usualmente se desarrolla mejor en aguas cálidas, soportando la etapa invernal por medio de esporas u otra estructura de resistencia (Cronquist, 1997). Esta especie de alga fue identificada en estudios previamente realizados en la presa de Valle de Bravo por la CNA en 1999, la concentración de microorganismos de esta especie reportada en ese estudio limnológico en el mes de agosto, es similar a la encontrada en ese mismo mes en el muestreo que se llevó a cabo para este trabajo.

Otra especie identificada fue la *Euglena sp.*, este tipo de microorganismos se encuentran ampliamente identificados como parte de la comunidad fitoplanctónica del embalse de Valle de Bravo. El máximo bloom de este tipo de algas que se reporta en este embalse, es durante los meses de febrero y marzo, la concentración reportada en este trabajo coincide con lo publicado por la CNA en 1999.

La *Fragilaria sp.* es un microorganismo que forma parte de la comunidad fitoplanctónica de la presa de Valle de Bravo. Esta especie es común en lagos productivos debido a que crecen más rápido que otras algas, siempre y cuando las condiciones ambientales les favorezcan (Wetzel, 1975). La CNA (1999) reportó el máximo “bloom” en el mes de septiembre, y en el muestreo que se llevó a cabo para cumplir con los objetivos de este trabajo, se encontraron cantidades importantes de este tipo de algas. Es importante señalar que esta especie también es considerada como un indicador de cuerpos de agua contaminados o eutroficados (Fawell et al., 1993).

Otra especie reportada como parte de la comunidad fitoplanctónica en la presa Valle de Bravo es la *Microspora sp.* Esta especie también pudo ser identificada en este estudio, así como en los estudios de la C. N. A. (1999). En el caso de *Palmella sp.*, el bloom que se ha presentado en la presa de Valle de Bravo con respecto a esta especie ha sido durante los meses de invierno (CNA, 1999), sin embargo, las concentraciones de microorganismos que se reportan en este trabajo, coinciden con las reportadas en otros estudios sobre la concentración de *Palmella sp.* en esta misma época (Edzwald et al. 2001).

En cuanto al alga *Synedra sp.* su máximo crecimiento se presenta sólo durante la temporada de invierno, y la población disminuye en las otras estaciones del año (Dart, 1985). Los resultados de la remoción de los diferentes tipos de algas identificados en el influente de la PPLB y en las aguas tratadas (Figura 3.8) ponen en evidencia que *Synedra sp.*, *Euglena sp.* y *Fragilaria sp.* son removidas casi en su totalidad en la mayoría de los experimentos realizados.

Existen dos razones que pueden explicar estos resultados: la baja concentración relativa (5,000 cél/mL) de estos tipos de algas, respecto a las concentraciones de los otros tipos (entre 10,000 a 30,000) y la presencia de una mayor área superficial disponible para flotación de estos dos tipos de algas, como se puede observar en la microfotografía 3.1. Otras fotos de algas identificadas se presentan en el anexo F.

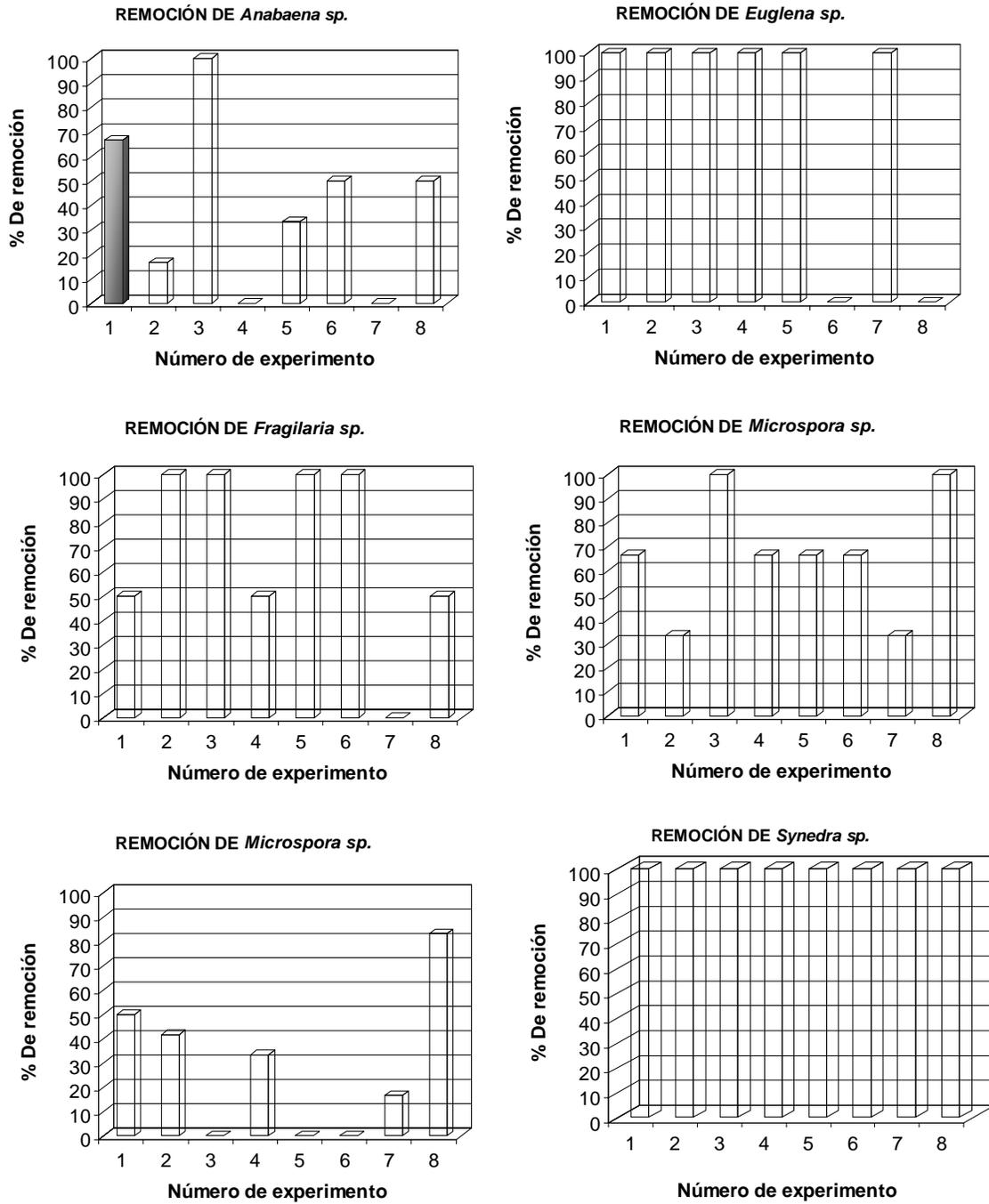
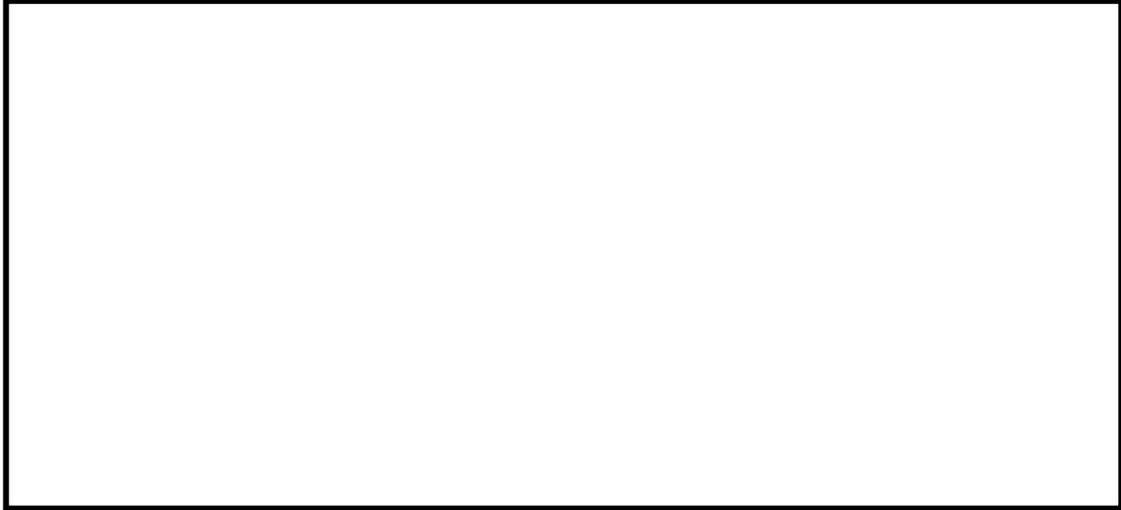
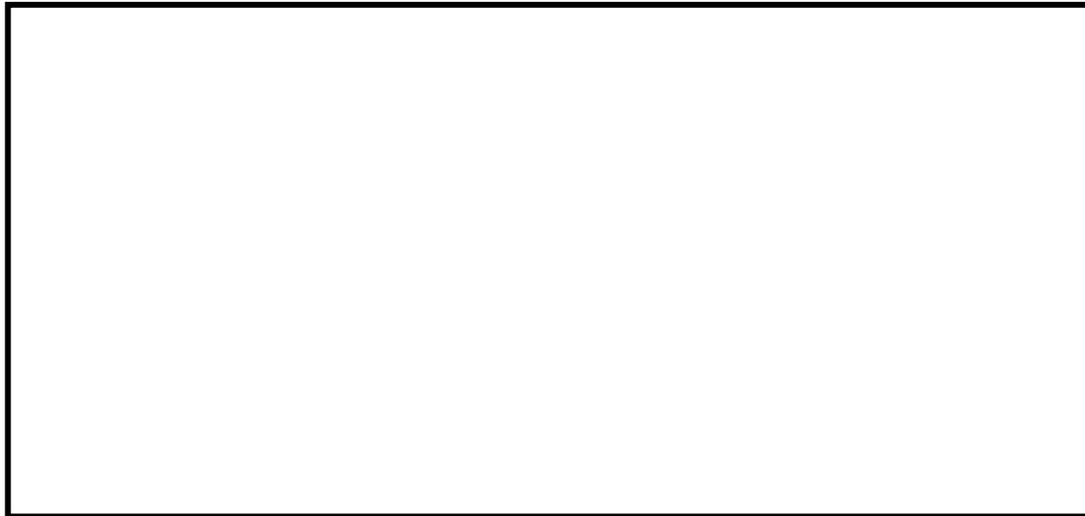


Figura 3.8 Remoción de diferentes tipos de algas por flotación del agua cruda o influente de la planta potabilizadora “Los Berros”.



Microfotografía 3.9 Algas de la especie *Fragilaria sp.* y *Synedra sp.* Identificadas en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x.

En efecto, en esta foto se puede observar que *Synedra sp.* se encuentra presente en forma de “colonias”. En contraste, los tipos de algas *Anabaena sp.* y *Microspora sp.* no se removieron de manera eficiente. Las concentraciones de estos tipos de algas fueron de las más elevadas en el influente (15,000 cél/mL) y las células de estos microorganismos se observaron presentes de manera aislada (Microfotografía 3.2).



Microfotografía 3.10 Algas de la especie *Anabaena sp.* y *Microspora sp.* Identificadas en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x.

4 CONCLUSIONES

Este estudio permitió determinar que el proceso de flotación con aire disuelto (DAF) es viable, desde el punto de vista técnico, para remover algas presentes en el influente de la planta potabilizadora “Los Berros”, Sistema Cutzamala (PPLB).

Los resultados obtenidos a lo largo de este trabajo permiten poner en evidencia lo siguiente:

- El mayor crecimiento algal se registró a finales del mes de diciembre de 2002, presentando un pico de concentración de clorofila de 1.1 $\mu\text{g/L}$. Sin embargo, la concentración promedio de ese parámetro osciló en 0.2 $\mu\text{g/L}$, valor que se consideró para realizar las pruebas de flotación con aire disuelto. Este último valor no sobrepasa el valor guía recomendado por la OMS (2004) para agua potable (1 $\mu\text{g/L}$). Las condiciones óptimas de operación calculadas para el proceso de flotación, mediante modelos matemáticos (determinados en función de las principales variables del proceso), fueron: pH= 10, concentración de agente de flotación (CTBA) de 1 mg/L y flujo de aire de 100 mL/min. Bajo estas condiciones de operación, Bajo estas condiciones óptimas de operación del proceso de flotación, las remociones de clorofila, cél/mL, turbiedad y color fueron respectivamente de:57%, 54%, 60% y 56%. Estas remociones son menores al valor reportado por Chen et al (1998) pero hay que considerar que estos autores trabajaron con una suspensión algal preparada en agua destilada y con reactor más pequeño (200 mL vs 1.5 L), lo que les permitió obtener mejores resultados.
- Finalmente, los tipos de algas que fueron más eficientemente removidos por el proceso de flotación fueron: *Synedra sp*, *Euglena* y *Fragilaria*. Este resultado se puede deber a la menor concentración de estas algas, respecto a las otras presentes en el influente, y al hecho que se observó que se encontraban presentes en forma de “colonias”, lo que facilitó su remoción. Las concentraciones de estas algas, en particular de las cianobacterias, sobrepasaron los valores guía recomendados para el nivel I de alerta por la OMS (2004) para agua potable (>2,000 cél/mL). Lo anterior, podría representar un riesgo a la salud, por lo que sería necesario controlar este parámetro. Los tipos y concentraciones de algas detectados en el agua cruda han sido también reportados en dos estudios limnológicos realizados en las presas que alimentan la PPLB (CNA; 1999 y CNA, 1998).

Con base a estos resultados, se hacen también las siguientes recomendaciones:

- evaluar otros coagulantes o agentes de flotación para encontrar el óptimo.
- Utilizar otros sistemas de flotación que permitan un escalamiento del sistema a las condiciones de la PPLB.
- Realizar una estimación económica del proceso (utilizando diferentes coagulantes y sistemas de flotación) para determinar el más viable, desde este punto de vista.

BIBLIOGRAFÍA

Amato, T., Edzwald, J. K., Tobiasson, J. E., Dahquist, J., y Hedberg, T. (2001). An integrated approach to dissolved air flotation. *Water Science and Technology*. 43.(8):19-26.

APHA (1998). Standard methods for the examination of water and wastewater. Ed. American Public Association, 17th ed., Baltimore, E. U. A. (Método 1002G).

Arar, E. J. (1997). Metod 446.0, In vitro determination of *chlorophylls* a, b, c₁ + c₂ and pheopigments in marine and freshwater algae by visible spectrophotometry. Ed. National Exposure Research Laboratory. Office of research and development U. S. Environmental Protection Agency. Revisión 1. 2.Cincinnati. Ohio., pp 2-20.

Audesirk, T., y Audesirk, G. (1997). *Biología*. Ed. Prentice Hall, 2ª. ed. México., pp 441 – 442.

AWWA (1990). Water quality and treatment a handbooks community water supplies. Ed. McGrawHill, 4ª ed. Washington D. C. E. U. A., pp 426-450.

Biles, W. E., y Swain, J. J. (1980). Optimization and Industrial Experimentation. Ed. Wiley. 1ª. ed. New York, E. U. A.

Briley, D. S., y Knappe, D. R. U.(2002). Optimizing ferric sulfate coagulation of algae with streaming current measurements. *Journal AWWA*, 94(2):80-90.

Casey, T. J. (1997). Unit treatment processes in water and wastewater engineering. Ed Wiley. 2nd ed. New York, E. U. A., pp 73-80.

Carmichael, W. (1997). The cyanotoxins. *Adv. Botan. Res.* 27:211-256.

Chen, M. Y., Liu, J. C., y Ju, Yih-Hsu. (1998). Flotation removal of algae from water. *Physicochemical and Engineering Aspects*. 12:49-55.

Christopher, W. K. Chow, M D., Jenny, H., Michael D. B., y Renate, M. A. (1998). The impact of conventional water treatment processes on cells of the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa*. *Wat. Res.* 33(15):3253-3262.

Codony, F., Miranda, A. M., y Mas, J. (2003). Persistence and proliferation of some unicellular algae in drinking water systems as result of their heterotrophic metabolism. *Water SA*. 29(1):113-116.

Cronquist, A. (1992). Introducción a la botánica. Ed. CECSA, 2ª ed. México., pp. 129-299.

Crossley, I. A., Valade, M. T., y Shawcross, J. (2001). Using lessons learned and advanced methods to desing a 1, 500 MI/day DAF water treatment plant. *Water Science and Technology*. 43(8):35-41.

Curtis, H. (1991). *Biología*. Ed. Panamericana. 4ª ed. New York, E. U. A., pp. 497-522.

- Dart, R. K. (1985).** Microbiological aspects of pollution control. Ed. Elsevier, 4^a ed., Michigan E. U. A., pp 169-181,
- Dupre, V., Ponasse, M., Aurelle, Y., y Secq, A. (1998).** Bubble formation by water release in nozzles-II. Influence on various parameters on bubble size. Water Science and Technology. 32(8):2498-2506.
- Eades, A., Bates, B. J., y MacPhee, M. J. (2001).** Treatment of spent filter backwash water using dissolved air flotation. Water Science and Technology. 43(8):59-66.
- Edzwald, J. K., Tobiason, J. E., Dunn, H., Kaminski, G., y Galant, P. (2001).** Removal and fate of *Cryptosporidium* in dissolved air drinking water treatment plants. Water Science and Technology. 43(8):51-57.
- EPA (1995)** Process design manual for land, applications of municipal sludge., Ed. US., Technology Transfer. E. U. A.
- Fawell, J. K., Hart, J., y Parr, J. (1993).** Blue-green algae and their toxins-analysis, toxicity, treatment and environmental control. Water Supply. 11(3/4):109-121.
- Féris, L. A., Gallina, S. C. W., Rodrigues, R. T., y Rubio, J. (2000).** Optimizing dissolved air flotation design system. Braz. J. Chem. Eng. 17(7):1-11.
- Goericke, R., y Repeta, D. J. (1993).** Chlorophylls *a* and *b* and divinyl chlorophylls *a* and *b* in the open subtropical North Atlantic Ocean. Marine Ecology Progress Series. 101:384-394.
- Gray, N. F. (1994).** Calidad del agua potable. Ed. Acribisa, 3^a ed., Madrid, España.
- Hammer, M. J., (1996).** Water and Wastesater Technology. Ed. Prentice Hall, 4^a ed., New York, E. U. A., pp 52–54.
- Hawkins, P. R., y Griffiths, D. J. (1993).** Artificial destratification of small tropical reservoir: effects upon the phytoplankton. Hidrobiología, 254:169-181.
- Heinänen, J., Jokela, P., y Ala-Peijari, T. (1995).** Use dissolved air flotation in potable water treatment in Finland. Water Science and Technology. 31(3-4):225-238.
- Henry, J., Glynn, y Heinke-Gary, W. (1999).** Ingeniería ambiental. Ed. Prentice Hall 2^a ed., México.
- Jeffrey, S. W., y Humphrey, G. F. (1975).** New spectrophotometric equations for determining *chlorophylls a*, *b*, $c_1 + c_2$ in higher plants, algae and natural phytoplankton. Biochem. Physiol. Pflanzen. 167:191-194.
- Jeffrey, S. W., y Humphrey, G. F. (1997).** Tests of accuracy of spectrophotometric equations for the simultaneous determination of chlorophylls *a*, *b*, c_1 and c_2 . In Phytoplankton Pigments in Oceanography: Guidelines to Modern Methods. (Eds. S. W. Jeffrey, R. F. C. Mantoura y S. W. Wright), (UNESCO: París), pp 616-621.

Jeffrey, S. W., Wright, S. W., y Zapata, M. (1999). Recent advances in HPLC pigment analysis of phytoplankton. *Mar. Freshwater Res.* 50:879-896.

Jun, H. B., Lee, J., Lee, B. D., y Knappe, D. R. U. (2001). Effectiveness of coagulants and coagulant aids for removal of filter-clogging *Synedra*. *Aqua.* 50(3):135-148.

Kim, Y., Lee, Y., Gee, Ch., y Choi, E. (1997). Treatment of taste and odor causing substances in drinking water. *Wat. Sci. Tech.* 35(8):29-36.

Kiuru, H. J. (2001). Development of dissolved air flotation technology from the first generation to the newest (third) one (DAF in turbulent flow conditions). *Water Science and Technology.* 43(8):1-7.

Lorenzen, C. J. (1966). A method for the continuous measurement of *in vivo* chlorophyll concentrations. *Deep Sea Research.* 12:343-346.

Machiel, C., Steynberg, K., Adam, A., y Pieterse, J. H. (1998). An algal monitoring protocol: the strategic link between reservoir and treatment process. *Water Science and Technology.* 37(2):153-157.

Mantoura, R. F. C., Jeffrey, S. W., Llewellyn, C. A., Claustre, H., y Morales, C. E. (1997). Comparison between spectrophotometric, fluorometric and HPLC methods for chlorophyll analysis. In *phytoplankton pigments in oceanography: Guidelines to Modern Methods.* (Eds. S. W. Jeffrey, R. F. C. Mantoura y S. W. Wright.), UNESCO: París, pp 361-380.

Martin, L. (1991). A planktonic oscillatoria species from mississippi catfish ponds that produces the off-flavor compounds 2-methylisoborneol. *Wat. Res.* 25:1447-1451.

Metcalf y Eddy. (1996). Wastewater engineering: treatment, disposal and reuse. McGraw Hill, New York.

Montiel, A., y Welté, B. (1998). Preozonation coupled with flotation filtration: successful removal of algae. *Wat. Sci. Tech.* 2:65 –73.

Offringa, G. (1995). Dissolved air flotation in Southern Africa. *Water Science and Technology.* 31(3-4):159-172.

Olvera, V., Sotelo, V., y Gonzalez, J. (1999 y 2000). Estudio limnológico de la presa Valle de Bravo. México. Informe final para CNA.

Paelr, H., y Tucker, C. (1995). Ecology of blue-green algae in aquaculture ponds. *J. World Aquaculture Soc.*, 20:109-131.

Pelczar, M., Reid, R., y Chan, E. C. S (1982). Microbiología. Ed. Mc Graw Hill, 2ª ed. México, pp. 288-308.

Porra, R. J., Thompson, W. A., y Kriedermann, P. E. (1989). Determination of accurate extinction coefficients and simultaneous equations for assaying chlorophyll *a* and *b* extracted with four different solvents: verification of the concentration of chlorophyll

standards by atomic absorption spectroscopy. *Biochimica et Biophysica Acta*. 975:384-394.

Puffelen, J. V., Paul, J., Buijs, Peter N. A., Jun, M., Wim, A., y Hijnen, M. (1995). Dissolved air flotation in potable water treatment: the dutch experience. *Water Science and Technology*. 31(3-4):149-157.

Reali, M. A. P., y Marchetto, M. (2001). High-rate dissolved air flotation for water treatment. *Water Science and Technology*. 43(8):43-49.

Richards, F. A., y Thompson, T. G. (1952). The estimation and characterization of plankton populations by pigment analyses. II. A spectrophotometric method for the estimation of plankton pigments. *Journal of Marine Research*. 11:156-172.

Schofield, T. (2001). Dissolved air flotation in drinking water production. *Water Science and Technology*. 43(8):9-18.

Shedbalkar, V. P., y Revéis, C. A. (1992). Chloroplast biogenesis; determination of molar extinction coefficients of divinyl chlorophyll *a* and *b* and their pheophytins. *Analytical Biochemistry*. 207:261-266.

Suffet, I. H., Khiari, D., y Bruchet, A. (1999). The drinking water taste and odor wheel for the millennium beyond geosmin and 2-methylisoborneol. *Wat. Sci. Tech.* 40(6):1-13.

Ville, E. P., Solomon, E. P., Martín, C. E., Martín, D. E., Martín, D. W., Berg, L. R., y Davis, P. W. (1992). *Biología*. Ed. Interamericana – McGraw Hill. 2ª ed. México, pp. 523-543.

Wetzel, R. G., (1975). *Limnology*. Ed. W. B. Saunders Co., 2a ed. Philadelphia., pp. 500-679.

Widrig, D. L., Gray, K. A., y Mcauliffe. (1996). Removal of algal-derived organic material by preozonation and coagulation: monitoring changes in organic quality by pyrolysis-gcms. *Wat. Res.* 30(11):2631-2632.

ANEXO A. Punto de muestreo en la planta potabilizadora de “Los Berros”

Los muestreos de agua cruda fueron realizados en la planta potabilizadora de “Los Berros”, el punto de muestreo fue en el tanque de recolección del influente, este se puede observar en la figura A.



Figura A Tanque de recolección del influente de la planta potabilizadora de “Los Berros”.

ANEXO B. Dispositivo experimental para el proceso de flotación, así como del proceso de extracción y cuantificación de clorofila.

Dispositivo experimental de flotación

La figura B. 1. muestra el dispositivo experimental que se utilizó para las pruebas de flotación el cual consta de un pequeño reactor donde se lleva a cabo el proceso de floculación, este cuenta con tres válvulas, una se utilizó para alimentar de agua cruda al sistema, la segunda se utilizó para agregarle al agua cruda el CTBA y por último la otra se utilizó para agregar los reactivos de coagulación-floculación. También cuenta el dispositivo con un segundo reactor en donde se lleva a cabo la floculación y de ahí se alimenta directamente a la columna de flotación.

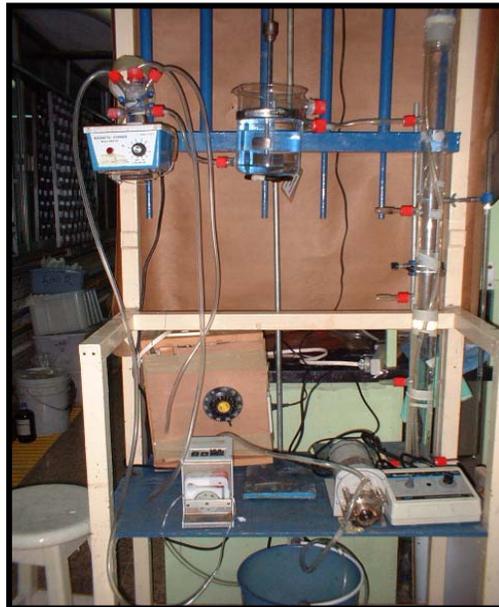


Figura B. 1 Dispositivo experimental de flotación.

Proceso de extracción y cuantificación de clorofila

El proceso de extracción de clorofila se lleva a cabo en condiciones de semiobscuridad, y se inicia con la filtración del agua, el dispositivo para este procedimiento se muestra en la figura B. 2.

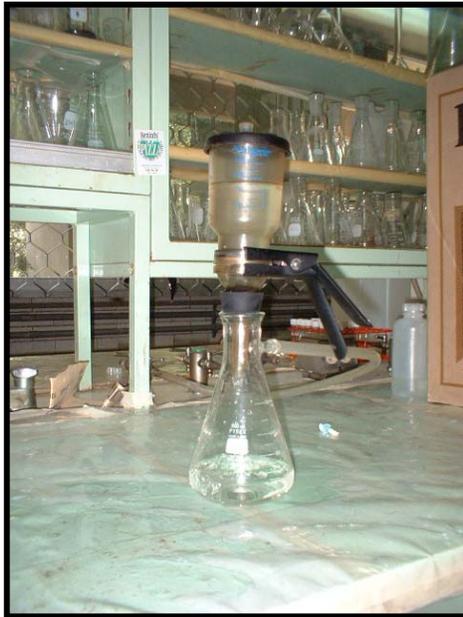


Figura B. 2 Dispositivo para llevar a cabo la filtración para la extracción de clorofila.



Figura B. 3 Filtro obtenido para la extracción de clorofila.

Una vez que se ha filtrado el agua, el filtro obtenido (figura B. 3) se coloca en un macerador con acetona (Figura B. 4) y se tritura, para posteriormente, el concentrado obtenido, se coloca en tubos de cristal y se colocan en una centrífuga, el residual obtenido, se lee en un espectrofotómetro (Figura B. 5)

para
posteriorment
e tomar las
lecturas y
llevar a cabo
la
interpretación
de los
resultados.

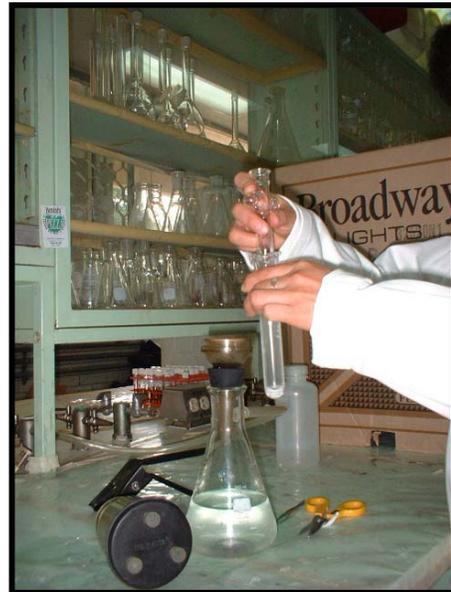


Figura B. 3 Filtro obtenido para la extracción de clorofila.



Figura B. 4 Espectrofotómetro HACH DR-4000.

ANEXO C. Caracterización físico-química del agua cruda

En la tabla C se presentan los resultados de la caracterización físico-química del agua durante la campaña de muestreo, esta se llevó a cabo del 17 de julio del 2002 al 15 de enero del 2003.

Tabla C. Caracterización físico-química del agua cruda durante la campaña de muestreo en la planta potabilizadora "Los Berros".

FECHA	Ph	CONDUCTIVIDAD	TURBIEDAD (UTN)	COLOR (UPT-Co)	OXIG (mg/L)	CONC. CLOROFILA µg/L
17/07/2002	7.43	161	43.92	303	6.72	0.104
24/07/2002	7.35	162	52.11	143	6.82	0.131
31/07/2002	7.44	159	72.12	282	7.25	0.159
06/08/2002	7.33	156	22.81	136	6.8	0.16
13/08/2002	7.5	150	27	201	6.7	0.172
28/08/2002	8.0	105	36.4	250	6.8	0.247
20/12/2002	7.25	193	9.38	368	5.41	0.386
27/12/2002	7.4	227	9.64	476	5.46	1,099
03/12/2002	7.06	184	9.75	275	5.45	0.287
07/01/2003	7.1	187	9.09	457	5.38	0.653
15/01/2003	7.04	175	9.44	481	5.19	0.42

ANEXO D. Gráficas de superficie-respuesta

En este anexo se presentan las gráficas de superficie-respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de cél/mL, , clorofila, turbiedad.

Cél/mL

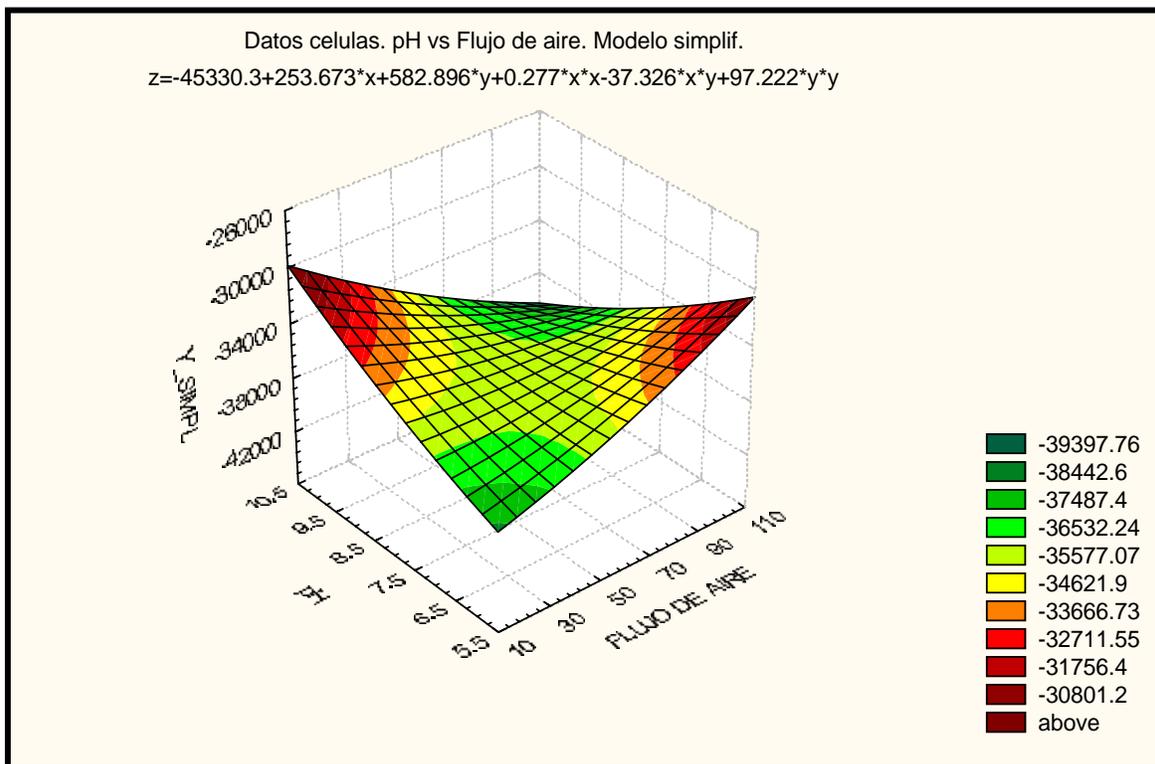


Figura D. 1 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de cél/mL en función del pH y del flujo de aire por el proceso de flotación.

Cél/mL

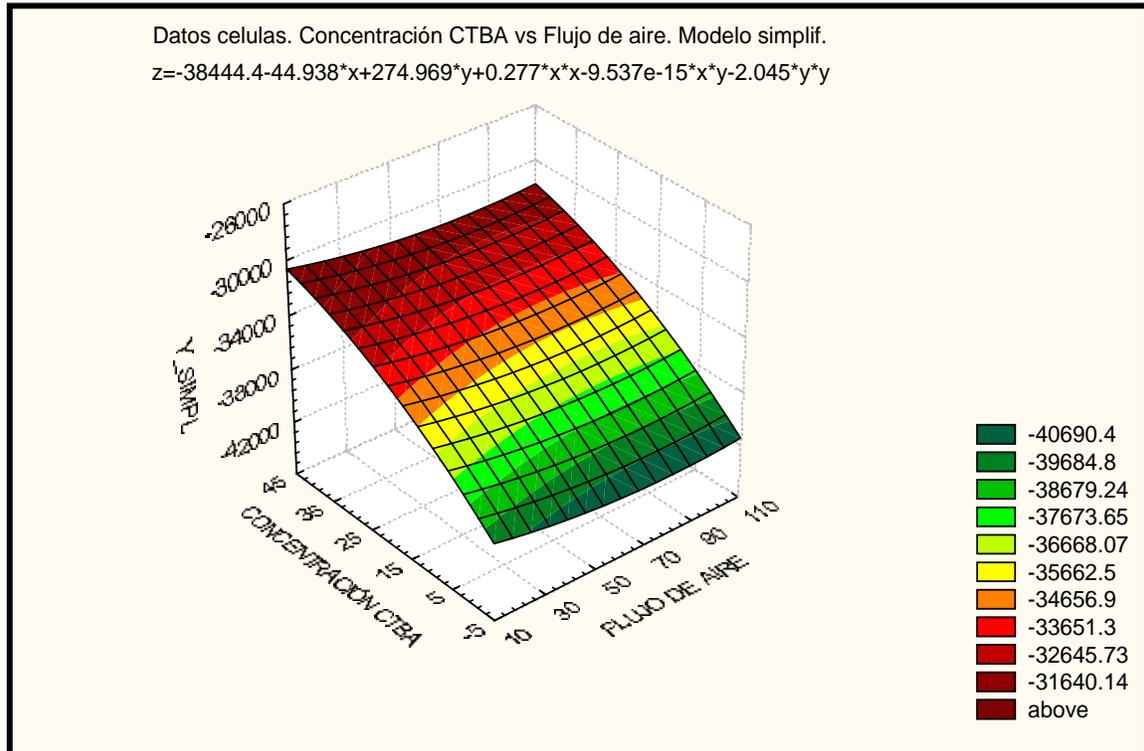


Figura D. 2 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de células/mL en función de la concentración de CTBA y del flujo de aire por el proceso de flotación.

Clorofila..

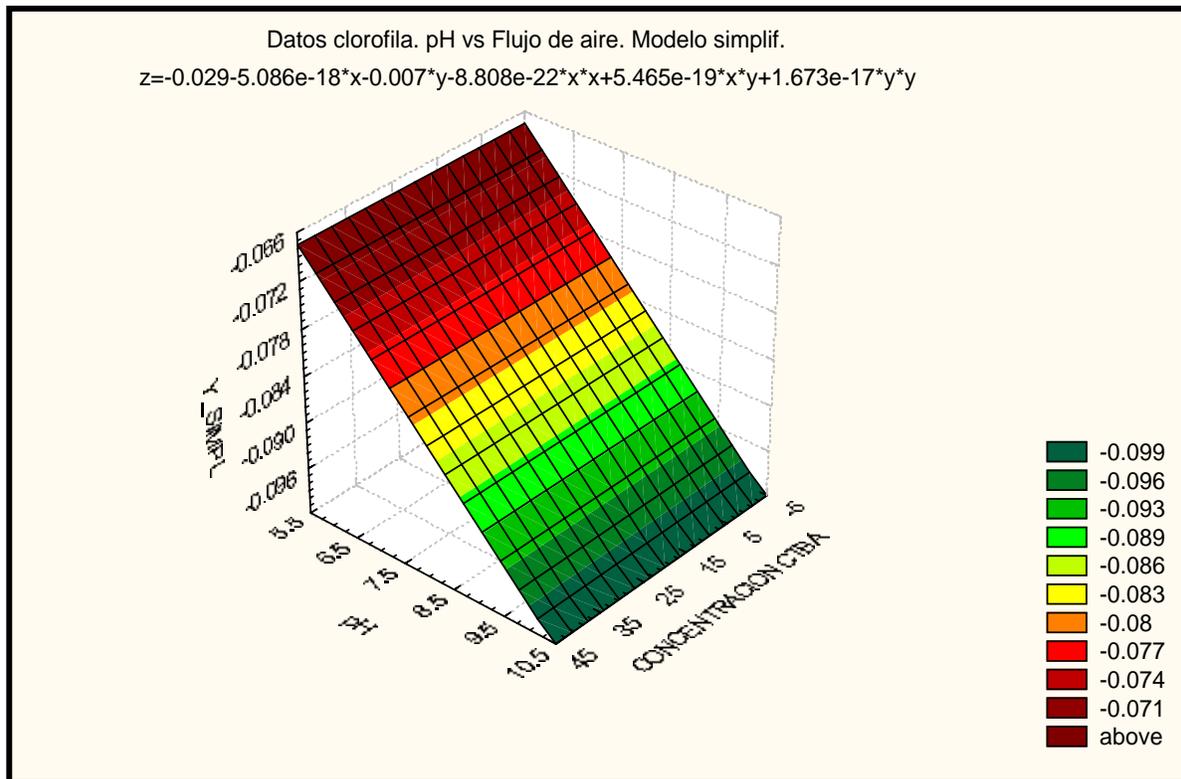


Figura D. 3 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de clorofila en función del pH y el flujo de aire por el proceso de flotación.

Clorofila..

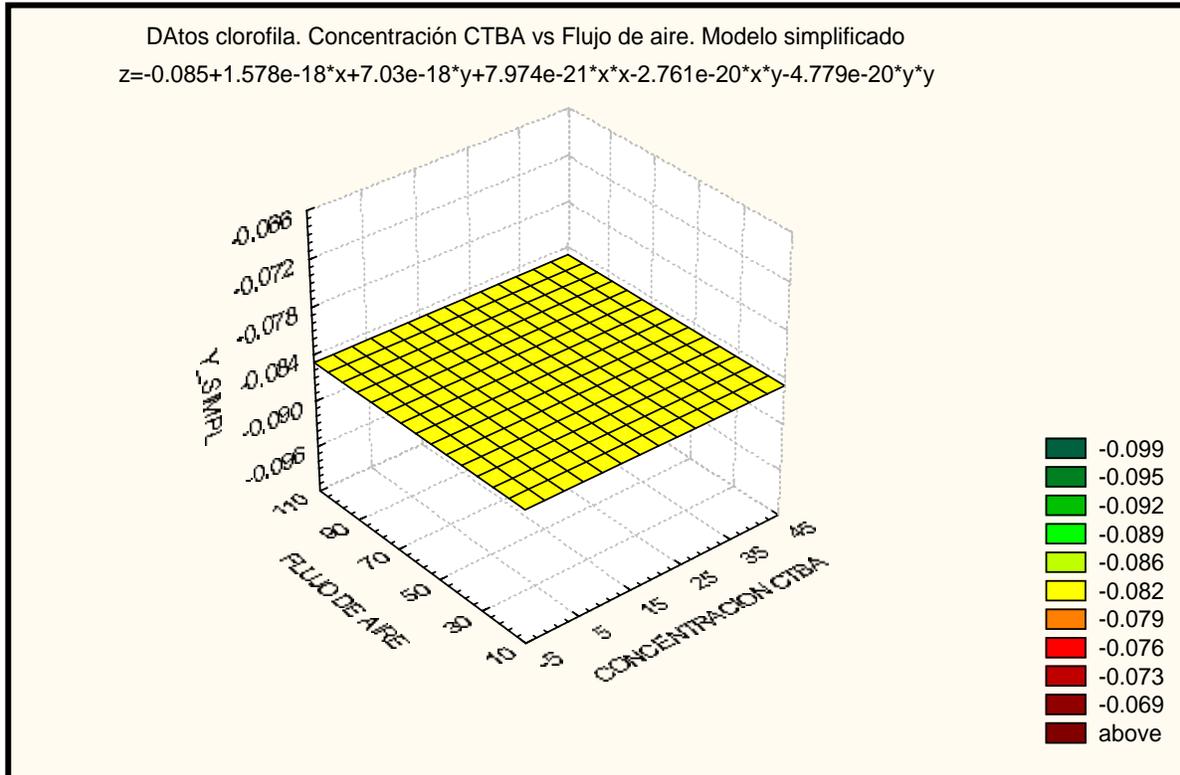


Figura D. 4 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para calcular la remoción de clorofila en función de la concentración de CTBA y el flujo de aire por el proceso de flotación.

Turbiedad

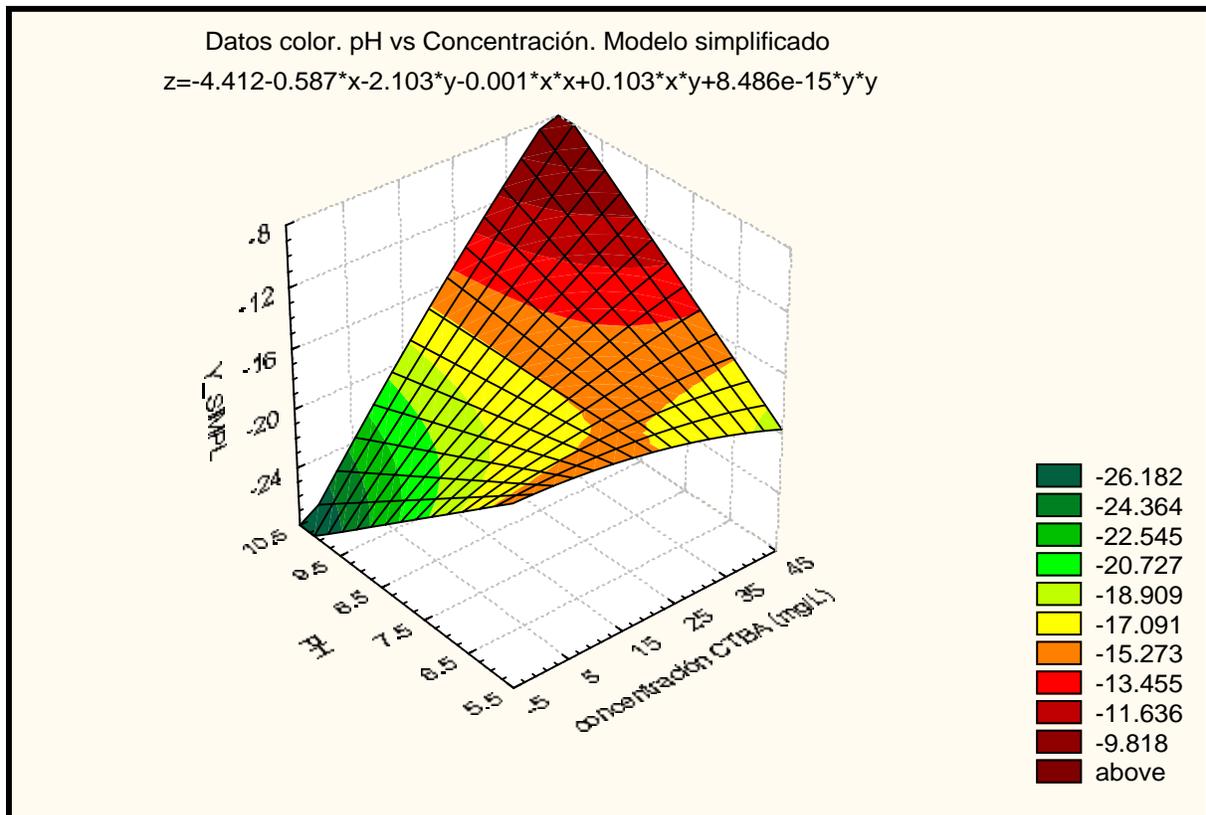


Figura D. 5 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para observar el comportamiento de la turbiedad en función del pH y la concentración de CTBA por el proceso de flotación.

Turbiedad

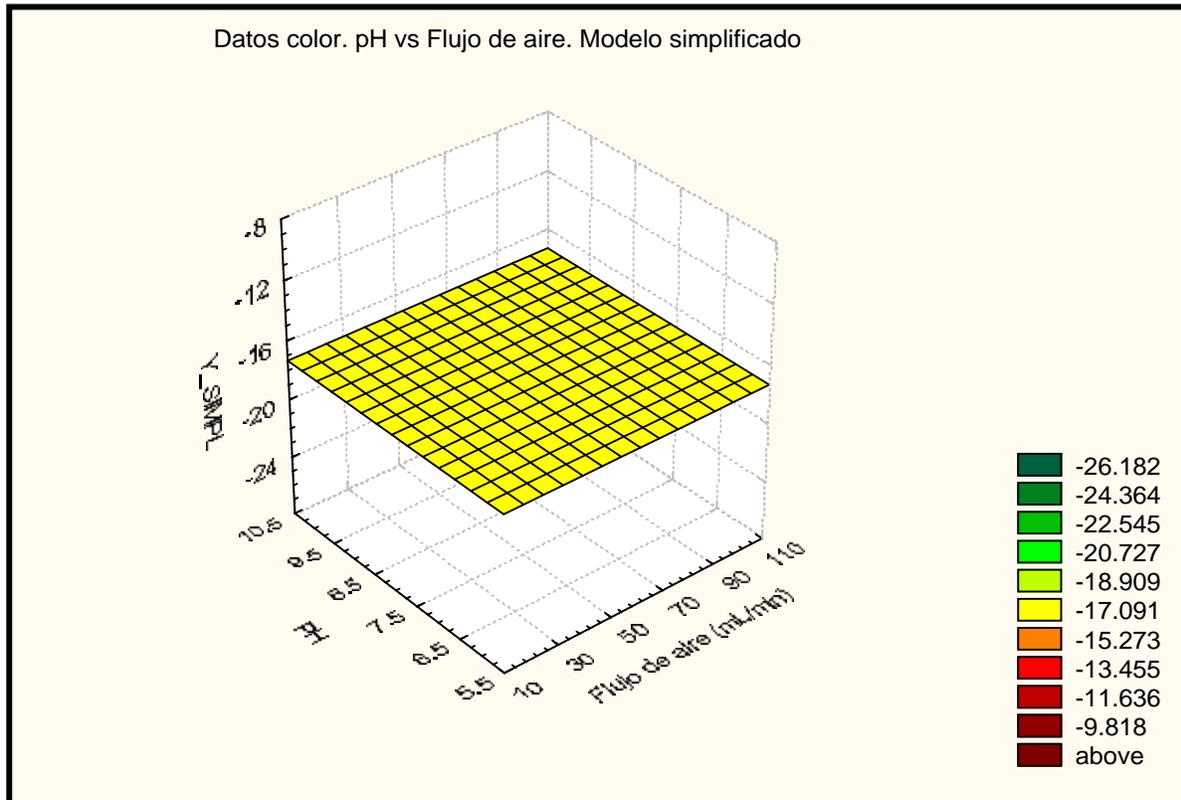


Figura D. 6 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para observar el comportamiento de la turbiedad en función del pH y el flujo de aire por el proceso de flotación.

Turbiedad

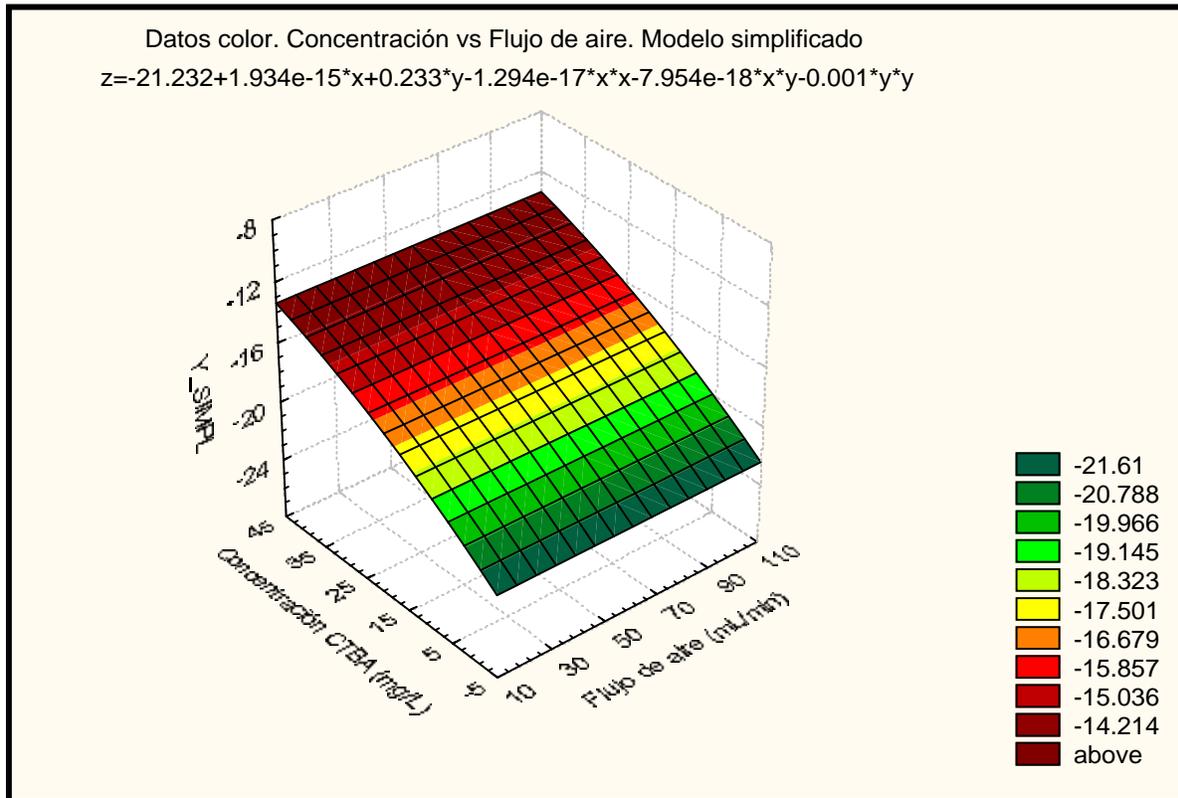


Figura D. 7 Superficie respuesta calculada mediante la aplicación del modelo matemático simplificado para observar el comportamiento de la turbiedad en función de la concentración de CTBA y el flujo de aire por el proceso de flotación.

ANEXO E. Tabla general en EXCEL para el cálculo de las condiciones óptimas

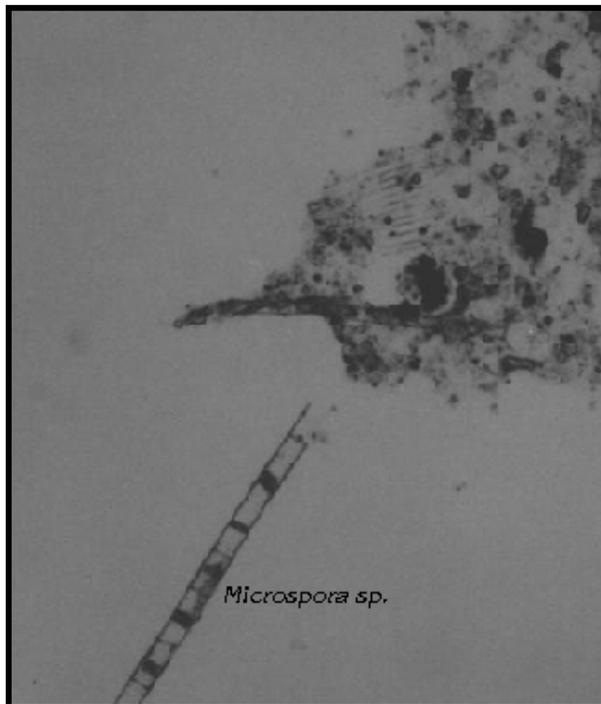
En este anexo se presenta la hoja de cálculo en EXCEL que fue empleada para llevar a cabo el cálculo de las condiciones óptimas. Dichas condiciones fueron las siguientes:

pH = 10

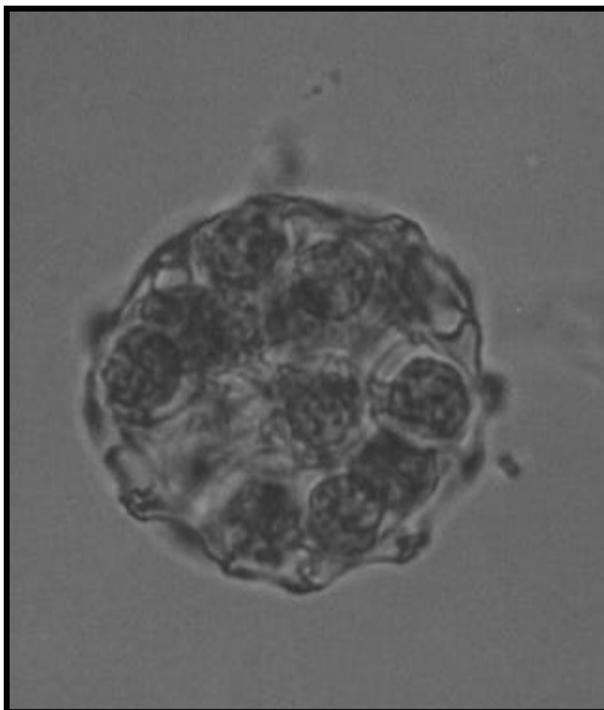
Dosis de CTBA = 1 mg/L

Flujo de aire = 100 mL/min

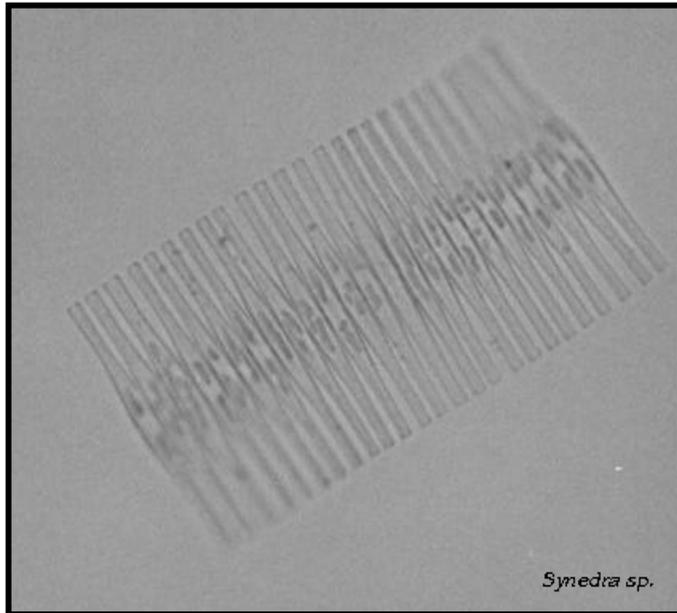
ANEXO F. Microfotografías de las especies identificadas en las muestras de agua tratada por el proceso DAF.



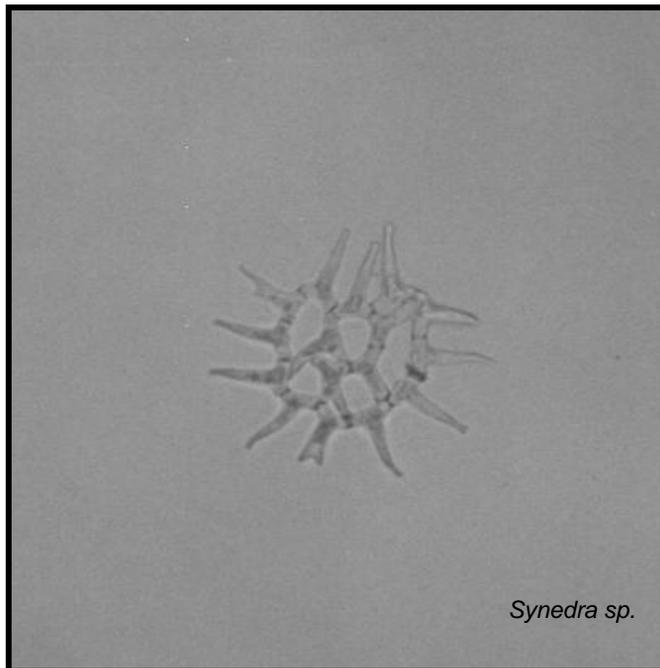
Microfotografía F. 1 Alga de la especie *Microspora sp.* Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x.



Microfotografía F. 2 Alga de la especie *Palmella sp.* Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x.



Microfotografía F. 3 Alga de la especie *Synedra* sp. Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x.



Microfotografía F. 4 Alga de la especie *Synedra* sp. Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x.



Microfotografía F. 5 Única alga de la especie *Scenedesmus* sp. Identificada en las muestras de agua previamente tratada por el proceso DAF, con un objetivo 40x y un ocular 10x.