

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO**  
**FACULTAD DE QUIMICA**

**PAPEL DESARROLLADO POR EL INGENIERO  
QUIMICO EN LA CARACTERIZACION DE AGUAS  
RESIDUALES DOMESTICAS.**

289

**T E S I S**  
**QUE PARA OBTENER EL TITULO DE**  
**INGENIERO QUIMICO**  
**P R E S E N T A**

**JORGE ALEJANDRO RAMIREZ LOPEZ**



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**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.

CLAS. Tesis  
N.º 1975  
FECHA 14 2006 275  
PROC. 2006  
AUT. 2006



QUIMIO.



QUIMIO.

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE QUIMICA

TITULO DEL TEMA : "PAPEL DESARROLLADO POR EL INGENIERO  
QUIMICO EN LA CARACTERIZACION DE AGUAS  
RESIDUALES DOMESTICAS"

NOMBRE DEL SUSTENTANTE : JORGE ALEJANDRO RAMIREZ LOPEZ

CARRERA : INGENIERO QUIMICO

AÑO : 1975

JURADO ASIGNADO

PRESIDENTE : PROF. PABLO HOPE HOPE

ORIGINALMENTE

VOCAL: PROFA. MA. TERESA TORAL PEÑARANDA

SEGUN

SECRETARIO : PROF. ALBERTO OBREGON PEREZ

EL TEMA

1er. SUPLENTE : PROF. JORGE SPAMER GARCIA C

2do. SUPLENTE : PROF. CUTBERTO RAMIREZ C

SITIO DONDE SE DESARROLLO EL TEMA : DISEÑOS HIDRAULICOS Y TECNO-  
LOGIA AMBIENTAL

NOMBRE Y FIRMA DEL SUSTENTANTE : JORGE ALEJANDRO RAMIREZ LOPEZ

\_\_\_\_\_

NOMBRE Y FIRMA DEL ASESOR DEL TEMA : PROF. ALBERTO OBREGON  
PEREZ

\_\_\_\_\_

NOMBRE Y FIRMA DEL SUPERVISOR TECNICO : \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

A MIS PADRES

A MIS HERMANOS

A MIS MAESTROS

# I N D I C E

INDTRODUCCION .

OBJETIVO .

I GENERALIDADES .

II DISCUSION .

III PARAMETROS, PROGRAMA DE MUESTREO, METODOS DE MEDICION DE CAUDALES, TECNICAS DE MUESTREO, PRESERVACION, MANEJO Y TRANSPORTE DE MUESTRAS PARA LA CARACTERIZACION DE LAS AGUAS RESIDUALES DOMESTICAS.

IV SIGNIFICADO E IMPORTANCIA SANITARIA DE CADA PARAMETRO.

V PARTE EXPERIMENTAL.

VI RESULTADOS DE LA MEDICION DE CAUDALES, CARACTERISTICAS FISICOQUIMICAS DE LAS AGUAS RESIDUALES DOMESTICAS, PROCESO DE LA INFORMACION Y CONCLUSIONES.

## I N T R O D U C C I O N

En los últimos años, una de las ramas de la Ingeniería, la Sanitaria, y la de las aguas residuales, ha recibido un gran impulso en nuestro país, en donde comienzan a manifestarse problemas relacionados con la contaminación de las aguas, principalmente en los cuerpos receptores donde descargan esas aguas residuales.

Siendo estas ramas de la Ingeniería dos amplios campos donde el Ingeniero Químico puede desarrollarse, es útil mostrar las diferentes formas de abordar problemas relacionados con estas especialidades, principalmente en lo referente a la caracterización de aguas residuales domésticas en poblaciones de nuestro país.

## O B J E T I V O

En un país de la importancia del nuestro, debido a su gran extensión, a la diversidad de climas, de recursos naturales e hidráulicos, tradicionalmente se habían estado usando valores de diferentes características de aguas residuales domésticas obtenidas de fuentes de información extranjeras principalmente de los E.U.A., en el diseño y construcción de los diferentes equipos para el control de las sustancias contaminantes. Esta falta de información es la que ha motivado el desarrollo del presente trabajo que, aunque no cubre el 1% del total de poblaciones del país, espera que sea un estímulo para los diferentes centros de investigación, con el objeto de que algún día no muy lejano se pueda tener completa esta información.

## C A P I T U L O I

### GENERALIDADES

Siendo México el país menos extenso de los tres en los cuales se divide la América del Norte, es sin embargo el que presenta entre todos, la mayor diversidad geográfica.

Esta diversidad geográfica es resultado desde luego, de la posición que México ocupa como país de transición, en cuyo territorio, por una parte se mezclan y confunden características muy diversas y por la otra se determinan numerosas fronteras naturales, que sirven a su vez para establecer otras diferencias y aún contrastes muy marcados.

La personalidad geográfica de México es la de ser un país que no se parece a ningún otro, y quizá resida en el hecho de estar situado entre fronteras, como también, el de ser un país con numerosas fronteras interiores. Respecto a la primera circunstancia, es que México está situado entre dos regiones geográficas muy distintas del continente: América del Norte y América Central; en-

tre dos grandes océanos mundiales: El Pácifico y el Atlántico; entre dos zonas climatológicas principales; la templada y la tropical; entre dos zonas biogeográficas del mundo: la Neártica y la Neotropical; en tre dos zonas culturales fundamentales.

Los contrastes que en el orden geográfico resultan de esta situación, son a veces tan pronunciados, que así tenemos dentro del territorio mexicano la localidad que menos precipitación recibe en América del Norte; el Desierto del Altar, en Sonora, con menos de 100mm de lluvia anual y también la región más lluviosa del continente al norte de la línea ecuatorial, con más de 5m al año, situada en la Cuenca del Grijalba-Usumacinta.

Fero además de estas fronteras continentales y apoyándose en ellas, se forman también otras fronteras interiores, determinadas por montañas, selvas y desiertos principalmente y que dividen al territorio nacional en numerosas regiones geográficas. Cada una de estas regiones presenta características morfológicas, geológicas, climatológicas y biogeográficas peculiares, proyectándose estas diferencias sobre sus habitantes en forma tal que en cada región se ha producido un tipo humano distinto con un habla, una canción, un vestido, una cocina popular y una mentalidad regional distintas también.

## C A P I T U L O II

### DISCUSION

Debido a la gran diversidad de regiones que se pueden encontrar en la República Mexicana, se hizo necesario zonificar al país con objeto de definir la localización de las poblaciones escogidas para el estudio de la caracterización de las aguas residuales domésticas. Las zonas en las cuales se dividió a la República fueron cuatro: Zona Arida, Zona Semi-Arida, Zona Húmeda y Zona Semi-Húmeda. Esta zonificación es mostrada en la Figura No. 1.

Las poblaciones seleccionadas para el estudio quedaron comprendidas en la zona Semi-Arida, las que corresponden a los estados de Tamaulipas e Hidalgo y son respectivamente Río Bravo y Vallehermoso en Tamaulipas, Tula de Allende y Tepeji de Ocampo en Hidalgo.

Una vez zonificadas las poblaciones, fue necesario llevar a cabo cierta recopilación de datos relacionados con el tamaño de la población, así como de los sistemas de abastecimiento y alcan

DISTRIBUCION DE ZONAS DE LA REPUBLICA  
MEXICANA



11-2

FIG. No.1

tarillado. Esta información fue obtenida del último censo año 1970, encada una de las residencias de usos del agua y prevención de la contaminación. Esta información es mostrada en las Tablas II-1 y II-2. A continuación se dan detalles de la forma como fueron obtenidos cada uno de los datos que aparecen en cada columna. Las Tablas II-1 y II-2, abarcan dos aspectos importantes que son agua potable y alcantarillado. Para agua potable se utilizan las columnas marcadas con los números del 1 al 7 y para alcantarillado del número 8 al 13. A continuación se indica el significado de cada columna de esta información obtenida de la referencia No. 1 del índice final.

Columna No. 1.- Población Total.- Se refiere al número total de habitantes registrados en esa localidad a la fecha del censo del 28 de enero de 1970.

Columna No. 2.- Población Servida.- La cifra de esta columna indica el número de habitantes que en el censo informaron tener servicio de agua entubada dentro del predio en que vivían

Columna No. 3.- Porcentaje Servido.- La cifra de esta columna, representa el cociente que resulta de dividir los datos de la columna 2 (Población Servida), entre los datos de la columna 1 (Población Total). Este indicador nos señala en que grado se ha resuelto en esa localidad en especial, el problema del agua potable.

Columna No. 4.- Número de Tomas.- El dato que se indica en esa columna, representa el número de viviendas cuyos habitantes señalaron en el censo tener servicio de agua entubada dentro del predio en que vivían. Lo anterior implica que se comete un error en el caso particular de edificios de departamentos o vecindades, al considerar una por cada vivienda. Sin embargo, para la mayor parte de las poblaciones incluidas dicho error puede ser despreciable.

Columna No. 5.- Habitantes por Toma.- La cifra que se indica en esa columna representa el cociente que resulta de dividir la población de la localidad, indicada en la columna No. 1, entre el número de tomas señalado en la columna No. 4. El propósito de este indicador es también señalar el grado en que se ha resuelto el problema en esa localidad en particular.

Columna No. 6.- Habitantes Servidos por Toma.- El

ESTADO DE HIDALGO													
COLUMNA	AGUA POTABLE							ALCANTARILLADO					
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
LOCALIDAD	POBL. TOTAL	POBL. SERVIDA	% SERVIDO	No. DE TOMAS	HAB. POR TOMA	HAB. SER. POR TOMA	POB. SIN SERVICIO	POB. SERVIDA	% SERVIDO	No. DE CONEX.	No. DE HAB. POR CON.	No. DE HAB. SERVIDOS POR CON.	POB. SIN SERVICIO
TEPEJI DE OCAMPO	10365	5993	57.8	1084	9.6	5.5	4372	5351	51.6	976	10.6	5.5	5014
TULADE ALLENDE	10720	8247	76.9	1332	8.0	6.2	5014	8351	76.9	1349	7.9	6.2	2369

TABLA II-1

ESTADO DE TAMAULIPAS													
COLUMNA	AGUA POTABLE							ALCANTARILLADO					
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
LOCALIDAD	POBL. TOTAL	POBL. SERVIDA	% SERVIDO	No. DE TOMAS	HAB. POR TOMA	HAB. SER. POR TOMA	POB. SIN SERVICIO	POB. SERVIDA	% SERVIDO	No. DE CONEX.	No. DE HAB. POR CON.	No. DE HAB. SERVIDOS POR CON.	POB. SIN SERVICIO
RIO BRAVO	39018	23906	61.3	4065	9.6	5.9	15112	15589	40	2677	14.6	5.8	23429
VALLE HERMOSO	19287	13686	71	2373	8.1	5.8	5592	5726	29.7	1006	19.2	5.7	13552

TABLA II-2

dato que se señala en esta columna, corresponde al cociente que resulta de dividir la población servida indicada en la columna No. 2, entre el número de tomas señalado en la columna No. 4. Este indicador señala el número de habitantes promedio por vivienda con servicio de agua entubada dentro del predio.

Columna No. 7. - Población sin Servicio. - El dato señalado en esta columna se obtiene restando de la población total de la localidad señalada en la columna No. 1, la población servida con agua potable que se indica en la columna No. 2. Se ha considerado como la población servida a aquella que cuenta con una toma dentro del predio en que vive. En esta columna No. 7, la población sin servicio incluye también aquella que se abastece de hidrantes, unidades de agua, etc.

Columna No. 8. - Población Servida. - De forma análoga a la columna No. 2, en esta columna se indica la población que en el censo reportó tener drenaje en su casa. Es muy posible que aquí estén incluidas las fosas sépticas o sistemas particulares de eliminación de aguas negras.

Columna No. 9. - Porcentaje Servido. - Es el cociente que resulta de dividir el dato de población servida que aparece en la columna No. 8, entre la población total de la localidad, que aparece en la columna No. 1.

Columna No. 10. - Número de Conexiones. - Como en el caso de la columna No. 4, el dato que se consigna indica el número de viviendas en las que reportó el censo que existían sistemas de drenaje. Al considerar tal dato como el número de conexiones, se comete un error en el caso de edificios de departamentos y vecindades, que en el mayor número de las localidades incluidas puede considerarse despreciable.

Columna No. 11. - Población Total por Conexión. - Es el cociente que resulta de dividir la población total de la localidad (Columna No. 1), entre el número de conexiones que aparece en la columna No. 10. Este indicador nos permite conocer en que grado se ha resuelto el servicio de alcantarillado en la localidad.

Columna No. 12. - Población Servida por Conexión. - El número que aparece en esta columna se obtuvo dividiendo la población servida señalada en la columna No. 8, entre el número de

conexiones que aparece en la columna No. 10. Este indicador representa el promedio de habitantes por vivienda con servicio de alcantarillado en la localidad.

Columna No. 13. - Población sin Servicio. - El dato con signado en esta columna se obtuvo de la diferencia entre la población total de la localidad, señalado en la columna No. 1, menos la población servida con alcantarillado, que aparece en la columna No. 8.

Otro aspecto importante fue conocer más datos acerca del alcantarillado de cada una de las poblaciones caracterizadas. Estos fueron obtenidos de los planos de alcantarillado así como de información obtenida en cada una de las gerencias respectivas del uso del agua y prevención de la contaminación.

Los Planos de cada una de las poblaciones son mostrados en las Figuras, II-2, II-3 y II-4, exceptuando el de Tula de Allende, cuyo plano no aparece, ya que se está elaborando actualmente. La información obtenida de estos planos, así como la recopilada en cada gerencia, es mostrada en las Tablas II-3, II-4 y II-5.

Además se recopiló información en las residencias de Usos del Agua y Prevención de la Contaminación y en los municipios respectivos acerca de población, dotación, aportación y alcantarillado, actualizada. Estos datos se muestran en las Tablas II-6, II-7, II-8 y II-9.

Una vez obtenida toda esta información, con ayuda de los residentes de Usos del Agua y Prevención de la Contaminación o con las personas encargadas de agua potable y alcantarillado en los municipios de cada población, se localizaban la descarga o descargas, en cuyo caso se seleccionaban la o las más importantes. Esta importancia radicaba en el número de habitantes tributarios, en el volumen descargado, si la descarga era principal o secundaria y si el agua residual era preferentemente de origen municipal.

Una vez realizada esta labor, se elaboró un programa que abarcaba parámetros para la caracterización y análisis de las aguas residuales, medición de caudales, periodicidad de los muestreos y duración de los mismos.

II-7

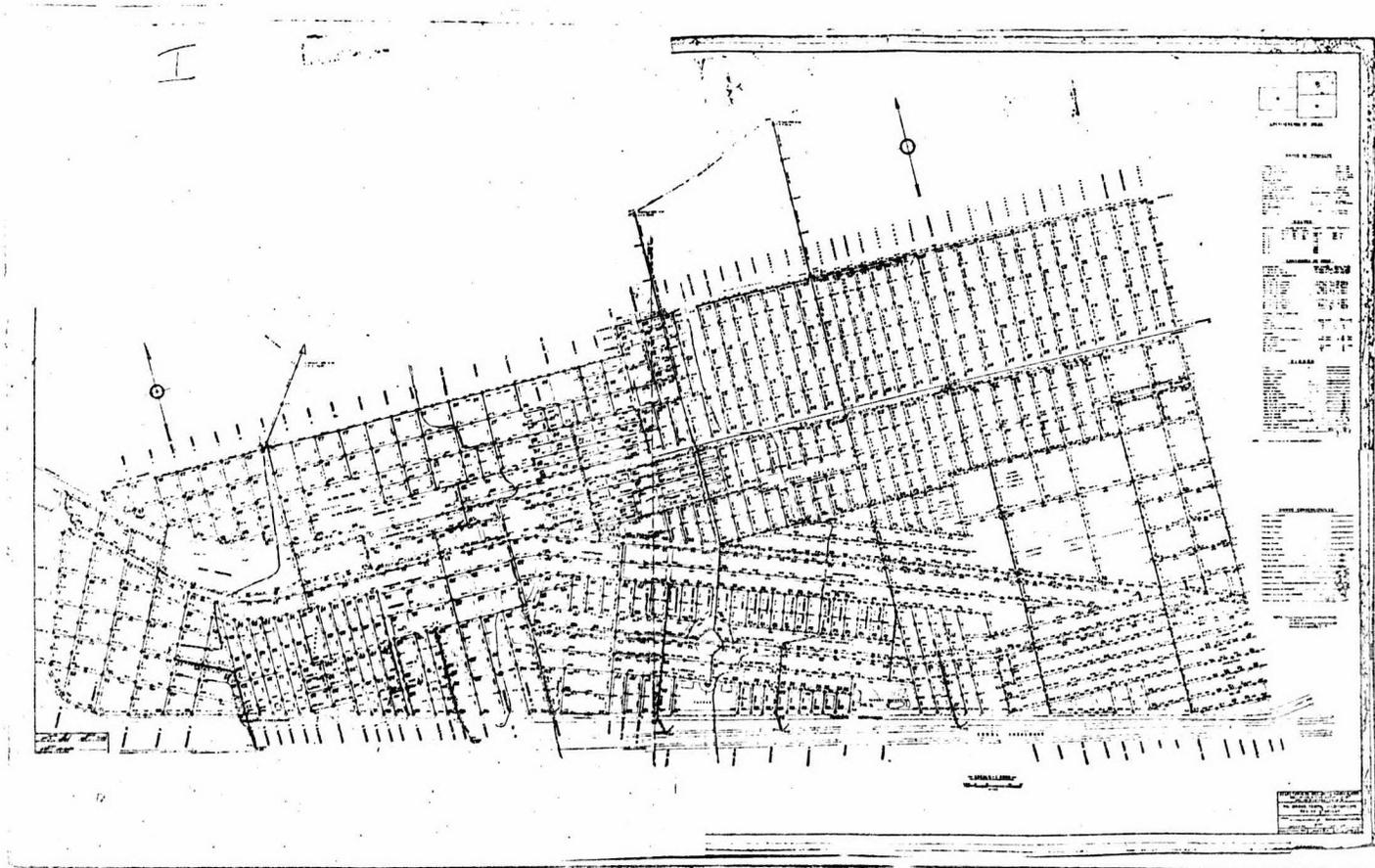


FIG. II-2



**DATOS DEL PROYECTO**

Lugar: ...  
 Fecha: ...  
 Autor: ...  
 Escala: ...  
 Estado: ...  
 Municipio: ...  
 Distrito: ...  
 Barrio: ...  
 Calle: ...

**RESUMEN**

Área total: ...  
 Área construida: ...  
 Área libre: ...  
 Área de estacionamiento: ...  
 Área de zonas verdes: ...  
 Área de zonas industriales: ...  
 Área de zonas comerciales: ...  
 Área de zonas residenciales: ...

**CONTENIDO DE LOS PLANOS**

Planos de zonificación: ...  
 Planos de lotes: ...  
 Planos de calles: ...  
 Planos de servicios públicos: ...  
 Planos de detalles: ...

**LEYENDA**

Línea de calle: ...  
 Línea de lote: ...  
 Línea de zona: ...  
 Línea de servicio público: ...  
 Línea de detalle: ...

**OTROS DATOS**

Escala: ...  
 Fecha: ...  
 Autor: ...  
 Estado: ...  
 Municipio: ...  
 Distrito: ...  
 Barrio: ...  
 Calle: ...

FIG. 11-3

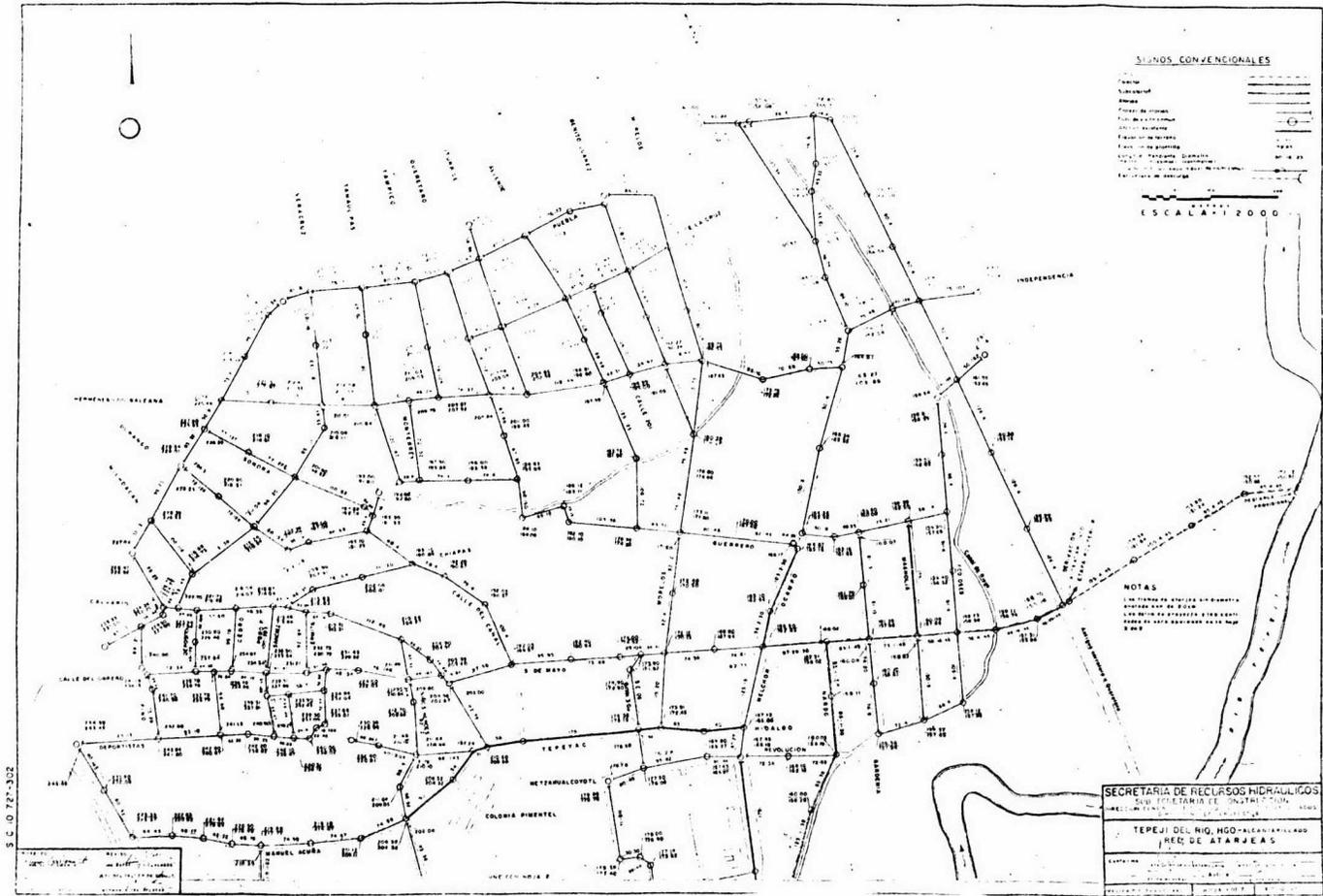


FIG.II-4



TABLA II-3

RIO BRAVO, TAMAULIPASDATOS DE PROYECTO

Población en 1960:	18 000 habitantes
Población flotante:	15 000 habitantes
Población de proyecto:	50 000 habitantes
Dotación:	300 l/Ha/día
Aportación:	270 l/Ha/día
Longitud de la red:	141 670 m

Sistemas:

Al Norte de la carretera

Combinado

Al Sur de la carretera

Separado

Fórmulas:

Harmon Manning y Burkiv-Ziegler

Intensidad:

25 mm/hora

Coeficientes de escorrentía:

0.25

Eliminación por:

Gravedad

Velocidades:

Mínima:

0.60 m/seg

Máxima:

3.00 m/seg

## G A S T O S

Sistema	Aguas Negras		pluvial l/seg	Máx. Maximarun l/seg
	l/seg Min.	l/seg Medio		
1	26	52	137	263
2	17	34	122	256
3	38	76	180	410

TABLA II-4

VALLE HERMOSO, TAMPS.

DATOS DE PROYECTO

Población actual:	8 000 habitantes
Población proyectada :	16 528 habitantes
Dotación:	260 l/Ha/día
Area drenada:	2 376 Has.
Intensidad de la lluvia:	51 mm/hora
Coefficiente de impermeabilidad:	0.30
Pendiente media en milésimas:	0.42
Fórmulas:	Harmon Manning y Burkiv-Ziegler

G A S T O S

Sistema	Aguas Negras		pluvial <sup>*</sup> l/seg	Máx. Maximarun l/seg
	l/seg Min.	l/seg Medio Máx.		
1	2391	4782	13884	85900
				98084

\* Pluvial almacenado temporalmente en los arroyos de las calles durante un aguacero de 15 minutos 1220.55 l/seg.

TABLA II-5

TEPEJI DE OCAMPO, HGO.

DATOS DE PROYECTO

Población en 1970:	10 365 habitantes
Capacidad del sistema:	25 000 habitantes
Dotación:	200 l/Ha/día
Aportación:	200 l/Ha/día
Longitud de la red:	25 135 m
Sistema:	Separado aguas negras
Eliminación:	Gravedad
Fórmulas:	Harmon-Manning
Vertido:	Al Río Tepeji
<u>Velocidades:</u>	
Mínima:	0.45 m/seg
Máxima:	3.00 m/seg

G A S T O S

Sistema	Aguas Negras		
	Mínimo l/seg	Medio l/seg	Máximo l/seg
1	21.6	43.2	102.0

TABLA II-6

RIO BRAVO, TAMPS.INFORMACION RECOPIADA

( Agosto de 1974 )

Población total:	53 772 habitantes
Dotación agua potable	130 l/ha/día
Porcentaje población con agua potable:	52.4%
Porcentaje población con sistema de alcantarillado:	40%
Tratamiento para aguas residuales:	No existe
Número de descargas:	3
Característica de la descarga:	Descarga libre con protección

TABLA II-7

VALLE HERMOSO, TAMPS.INFORMACION RECOPIADA

( Agosto de 1974 )

Población actual:	20 891 habitantes
Dotación de agua potable:	195 l/ha/día
Porcentaje población con agua potable:	67.6%
Porcentaje población con sistema de alcantarillado:	35%
Tratamiento para aguas residuales:	No existe
Vertido de aguas:	Dren Valle Hermoso
Característica de la descarga:	Descarga libre sin protección a canal

TABLA II-8 TULA DE ALLENDE, HGO.

INFORMACION RECOPI LADA

(Septiembre de 1974)

Población actual:	23 000 habitantes
Dotación agua potable:	263 l/ha /día
Aportación:	150 l/ha/día
Sistema de alcantarillado:	Combinado
Número de descargas importantes:	3
Beneficiados con sistema de alcantarillado:	50%
Características de las descargas:	Libres sin protección
Disposición final de las aguas:	Río Rosas y Río Tula

TEPEJI DE OCAMPO, HGO.

TABLA II-9 INFORMACION RECOPI LADA

(Septiembre, 1974)

Población actual:	15 000 habitantes
Dotación de agua potable	322 l/ha/día
Aportación:	262 l/ha/día
Porcentaje población con sistema de alcantarillado:	40%
Tipo de sistema:	Combinado
Característica de la descarga:	Libre sin protección a canal
Número de descargas:	Una importante y varias secundarias
Disposición final de las aguas:	Río Tepeji
Tratamiento aguas residuales:	No existe

### C A P I T U L O   I I I

#### PARAMETROS, PROGRAMA DE MUESTREO, METODOS DE MEDICION DE CAUDALES, TECNICAS DE MUESTREO, PRESERVACION, MANEJO Y TRANSPORTE DE MUESTRAS PARA LA CARACTERIZACION DE LAS AGUAS RESIDUALES DOMESTICAS

A. - Los parámetros seleccionados para llevar a cabo el análisis y caracterización de las aguas residuales fueron:

1. - Potencial Hidrógeno
2. - Demanda Bioquímica de Oxígeno
3. - Demanda Química de Oxígeno
4. - Temperatura
5. - Nitrógeno Amoniacal
6. - Nitrógeno Orgánico
7. - Fosfatos Totales
8. - Sólidos Sedimentables
9. - Grasas y Aceites
10. - Sustancias Activas al Azul de Metileno

- 11.- Coliformes Totales
- 12.- Sólidos Totales
- 13.- Sólidos Volátiles Totales
- 14.- Sólidos Suspendidos Totales
- 15.- Sólidos Suspendidos Volátiles
- 16.- Sólidos Volátiles Disueltos
- 17.- Sólidos Fijos Totales
- 18.- Sólidos Fijos Suspendidos
- 19.- Sólidos Fijos Disueltos
- 20.- Sólidos Disueltos Totales
- 21.- Nitrógeno Total

B.- Programa de muestreo y medición de caudales:

Para las poblaciones de Río Bravo y Vallehermoso, el muestreo se hizo durante 7 días y para las poblaciones de Tula de Allende y Tepeji de Ocampo solamente durante los cinco días hábiles de la semana.

Se acordó hacer la medición al mismo tiempo de realizar la toma de la muestra. Las horas escogidas para hacerlo fueron a las 8:00, 13:00 y 18:00 horas, donde se supone que hay mayor actividad en poblaciones comprendidas dentro de la zona Semi-Arida; la periodicidad de este muestreo se hizo cada 12 horas con el objeto de observar la variación de los parámetros escogidos y obtener un promedio, de estos días para hacer el muestreo y el aforo se seleccionó uno, durante el cual se hicieron mediciones de caudales durante las 24 horas con el objeto de ver también la variación de cada descarga para hacer una estimación de la aportación. Para cada muestreo y aforo fue necesario hacer un informe de campo, el cual comprendía observaciones del estado del tiempo, como de las características físicas del líquido muestreado, así como lecturas de aforos e identificación de los recipientes para cada muestra. La forma de este informe de campo se muestra en la Figura III-1.

El tamaño de muestra requerido para los análisis físico químicos fue el siguiente:

Tres litros de muestra para sólidos sedimentables, sólidos totales, sólidos totales volátiles, sólidos suspendidos totales, sólidos suspendidos volátiles, sustancias activas al azul de

INFORME DE CAMPO

ESTUDIO:		CUERPO RECEPTOR:			MUESTREADORES:			FECHA:							
MUESTREO DESCARGA POBLACION:		HORA	GASTO	TEMP. °		pH	No. DE BOTELLA ANALISIS FISICOQUIMICOS.	No. DE BOTELLA ANALISIS GRASAS Y ACEITES.	No. DE BOTELLA ANALISIS BACTERIOLOGICOS.	CIELO	OLOR		BURBUJAS		COLOR
No.	DESCRIPCION:			AMB	AGUA						SI	NO	SI	NO	

C-III

FIG. III-1

metileno. Un litro de muestra para grasas y aceites. Un litro para demanda bioquímica de oxígeno y demanda química de oxígeno, N-orgánico y N-amoniacoal y fosfatos totales. 250ml para análisis bacteriológicos.

Las condiciones de preservación se hicieron de acuerdo a lo especificado en los métodos estándar cuya referencia aparece en el índice final.

### C. - Métodos para la medición de caudales.

Los métodos seleccionados para la medición de caudales para las poblaciones caracterizadas fueron:

- 1.- Sección-Velocidad
- 2.- Tiempo de llenado de volúmenes conocidos
- 3.- Vertedores triangulares o abertura en V a 90°

1.- El método sección-velocidad se aplica cuando la descarga es un canal abierto. Para esto se selecciona un tramo que sea recto y de una sección uniforme. El método consiste en localizar las dos secciones, calcular las áreas y sacar un promedio de ellas. Ejemplo: FIGURAS III-2 y III-3



FIGURA III-2

$$\text{Area (A)} = \frac{1}{2} (A A') + \frac{(A'+B')}{2} B + \frac{(B'+C')}{2} C + \frac{(C'+D')}{2} D + \frac{1}{2} (D'E)$$

$$\text{Area (B)} = \frac{1}{2} (a a') + \frac{(a'+b')}{2} b + \frac{(b'+c')}{2} c + \frac{(c'+d')}{2} d + \frac{1}{2} (e d')$$

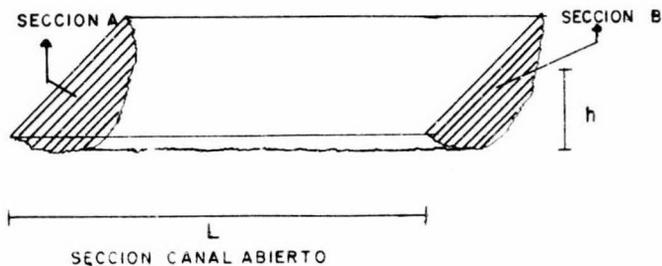


FIGURA III-3

$$\text{Area promedio} = \frac{\text{Area (A)} + \text{Area (B)}}{2}$$

Se determinó también la velocidad superficial. Para esto usaron flotadores los cuales se lanzaron en la Sección A, y se les tomó el tiempo invertido en llegar a la Sección B. Esta de terminación se hizo en tres puntos: centro y en las dos orillas, sacando un promedio total para la velocidad que se calculó de la forma siguiente:

$$\text{Velocidad} = \frac{L}{t}$$

La velocidad promedio se calcula, afectando a la velocidad superficial por un coeficiente que varía de 0.8 a 0.9 (promedio 0.85).

$$V \text{ promedio} = 0.85 V \text{ superficial}$$

Obtenida esta velocidad promedio, el gasto se calculó con la fórmula siguiente:

$$Q = A_p \times V_p$$

donde;

$$\begin{aligned} Q &= \text{gasto de la corriente, m}^3/\text{seg} \\ A_p &= \text{área promedio transversal, m}^2 \\ V_p &= \text{velocidad promedio, m/seg} \end{aligned}$$

## 2. - Tiempo de llenado de volúmenes conocidos.

Este método se emplea cuando son descargas con gases pequeños de tuberías o canales y para ello se procede de la siguiente manera:

- a). - Se mide el volumen de un cubo o recipiente mediante una probeta.
- b). - Se coloca el cubo o recipiente bajo el tubo o canal que se quiere medir.
- c). - Se mide el tiempo que tarda en llenarse el cubo, el cual se determina con un cronómetro.
- d). - Con los datos de tiempo (t) y volumen (V) se determina el gasto aplicando la siguiente fórmula:

$$Q = V/t$$

donde;

$$\begin{aligned} Q &= \text{gasto l/seg} \\ V &= \text{volumen, en litros} \\ t &= \text{tiempo en segundos} \end{aligned}$$

- e). - Se repite el proceso tres veces y se saca un promedio y este será el valor que se usará.

## 3. - Vertedores triangulares o de abertura en V a 90°

Los vertedores triangulares o de abertura en V a 90° son los más usados ya que dan una mayor altura de agua para una descarga dada, que un vertedor rectangular del mismo ancho a la

superficie del agua. La mayor sensibilidad de los vertedores de abertura en V es a velocidades relativamente pequeñas de descargas. Para descargas arriba de 3 406 l/min, cargas excesivamente altas, se requieren y deben ser usados vertedores rectangulares. Consideraciones de cargas máximas esperadas, controlan el uso de estos vertedores. Los datos de la Tabla III-1 dan descargas en gal/min para varias alturas en vertedores con abertura en V a 90°.

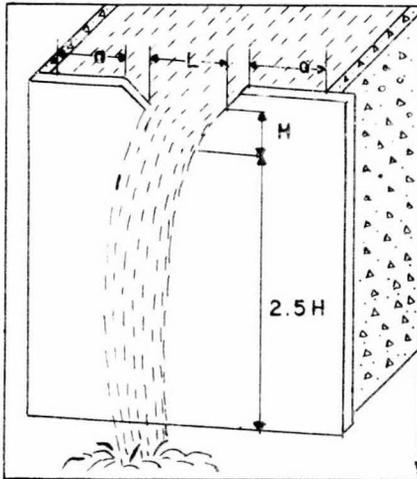


FIG. III- 4

donde;

- L = ancho de la abertura a la superficie del agua  
a = ancho de la contracción final y no debe ser menor de 3/4 de L.

La descarga está basada en las fórmulas:

$$2.52 H^{2.47} = \text{pies}^3/\text{seg}$$

ó

$$1\ 131 H^{2.47} = \text{galones}/\text{min}$$

donde;

- H = altura del agua en la abertura (en pies)

Tabla III-1

Altura (H) en pulgadas	Descarga gal/min
1	2
1/4	4
1/2	6
3/4	9
2	12
1/4	17
1/2	24
3/4	30
3	37
1/4	45
1/2	53
3/4	65
4	76
1/4	88
1/2	100
3/4	114
5	129
1/4	149
1/2	166
3/4	183
6	204
1/4	225
1/2	247
3/4	276
7	300
1/4	332
1/2	354
3/4	383
8	413
1/4	451
1/2	486
3/4	520

D. - Métodos de muestreo. -

Generalidades. -

Muestreo, es el proceso de separar una pequeña porción

de líquido total, de tal manera que la muestra represente el carácter y calidad de la masa del líquido del cual se tomó.

El muestreo de un agua residual es necesario para conocer sus características físicas, químicas y biológicas.

#### Clasificación del muestreo.

Los muestreos realizados en las poblaciones, los podemos clasificar de dos formas:

1. - Para las poblaciones de Río Bravo, Vallehermoso y Tepeji de Ocampo, muestra promedio que se obtuvo a partir del promedio aritmético de los resultados de varias muestras simples a intervalos de horas y días, proporciona una estadística de las variaciones de la calidad del agua.

2. - Para la población de Tula de Allende; muestra promedio según su masa contaminante, la cual se aplica para aguas negras y consistente en hacer una mezcla a partir de varias muestras tomadas en proporción al gasto de agua.

#### Accesorios utilizados en el muestreo:

- a) Caja de preservativos
- b) Botellas de plástico de 1 a 2 litros
- c) Embudo de plástico
- d) Termómetro
- e) Cubetas de plástico
- f) Hielera
- g) Frasco de vidrio esterilizado de 100ml con tapón esmerilado, para muestras de análisis bacteriológicos
- h) Frasco de vidrio boca ancha de 1 litro de capacidad para muestras de grasas y aceites
- i) Papel indicador de pH
- j) Guantes y botas de hule

#### Técnicas específicas empleadas en el muestreo.

1. - Para análisis físico químicos. Se tomó la muestra con una cubeta en el sitio donde se hizo la medición del caudal, la cual se vertió a la botella de plástico previamente identificada.

2. - Para análisis bacteriológicos, se dispuso de un frasco con tapón esmerilado de 125ml de capacidad, transparente y de boca ancha, en el cual se le colocó previamente a la esterilización 0.1ml de tiosulfato de sodio 10% con el fin de inactivar la acción del cloro que pudiera contener el agua, al muestrear se evitó que el cuello o tapón del frasco se pusiera en contacto con los dedos o cualquier otro material. Se llenó el frasco a 2/3 partes de su capacidad con el objeto de poder homogenizar la muestra.

El procedimiento del muestreo fue el siguiente:

- a). - Se introdujo el frasco aproximadamente 30cm bajo la superficie de la corriente.
  - b). - Se destapó el frasco dentro del agua; la boca del envase se dispuso en sentido contrario al flujo de la corriente.
  - c). - Una vez ocupado el volumen requerido del frasco (2/3 partes), se tapó sin sacarlo del agua.
3. - Para grasas y aceites, las muestras se tomaron en frascos de vidrio de boca ancha completamente limpios, con tapón esmerilado previamente lavados con un solvente y secados al aire.
  4. - Para fosfatos, las muestras se tomaron en frascos de vidrio, previamente enjuagados con ácido clorhídrico diluido y caliente y con agua destilada. Se evitó el uso de detergentes los cuales contienen fosfatos y también el uso de frascos de plásticos ya que estos adsorben fosfatos en sus paredes.
  5. - Para detergentes, se muestrearon en frascos de plástico. Ya que los detergentes tienden a concentrarse en la superficie se evitaron condiciones espumosas, despejando el área antes de muestrear.

Preservación de las muestras.

Debido a que las muestras se descomponen fácilmente

por la acción de las bacterias y otros factores, fue importante hacer el análisis lo más pronto posible por lo que en el campo se determinó el pH y la temperatura pero para transportar las muestras del sitio de muestreo al laboratorio fue necesario preservarlas. En la siguiente lista se indican las sustancias preservativas usadas y las condiciones para cada parámetro.

Parámetros	Condición estabilizadora
Bacterias	4°C
D.B.O.	4°C
D.Q.O.	4°C
A.B.S.	4°C
Sólidos volátiles	4°C
Sólidos fijos	4°C
Grasas y aceites	Mantenerla a 24°C, acidificar a pH de 1.0
Nitrógeno total (Kjeldahl)	0.8ml de H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> conc/1
Fosfatos (orto)	filtrar en caso necesario y agregar 5ml de cloroformo
Fosfatos (poli)	Determinar lo antes posible
Nitrógeno (amoniacal)	0.8ml de H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> conc/1
Nitrógeno (nitritos)	0.8ml de H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> conc/1
Nitrógeno (nitratos)	0.8ml de H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> conc/1
Sólidos sedimentables	recipiente en movimiento
Sólidos suspendidos	recipiente en movimiento

Manejo, transporte y conservación de las muestras:

a).- Muestras para análisis físico químicos.

Se cuidó de que las muestras estuvieran perfectamente cerradas para evitar pérdidas de muestra y refrigeradas adecuadamente el tiempo que duró su transporte al laboratorio.

b).- Muestras para grasas y aceites.

Igual que el anterior y en especial en el cuidado del manejo por ser las botellas de vidrio.

c). - Muestras para análisis bacteriológicos.

La muestra se mantuvo en la obscuridad envuelta en papel de aluminio y en refrigeración con el objeto de evitar los cambios producidos por la proliferación de los organismos.

El tiempo de transporte de las muestras al laboratorio no fue mayor de 12 horas.

## C A P I T U L O   I V

### SIGNIFICADO E IMPORTANCIA SANITARIA DE CADA PARAMETRO

#### 1. - Temperatura (t).

El concepto temperatura se refiere a la propiedad termodinámica que determina la existencia o inexistencia de equilibrio térmico entre dos o más sistemas. Esta propiedad influye notablemente en las características físicas y bioquímicas de los cuerpos de agua. Es por esto que es importante su determinación en cualquier intento de evaluar la calidad de las aguas.

Su importancia puede resumirse bajo los siguientes aspectos:

- a) Es un elemento fundamental en el ciclo hidrológico, influyendo principalmente en la evaporación y transpiración.
- b) La temperatura de los cuerpos de agua influye directamente en los procesos de autopurificación de los

desechos vertidos.

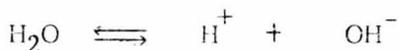
- c) La temperatura tanto del agua como del aire y otros factores climáticos, gobiernan la disipación de calor de los cuerpos de agua, lo cual es especialmente importante cuando estos se encuentran sujetos a descargas térmicas.
- d) La temperatura del agua es importante para la conservación de la vida acuática.
- e) Parámetros físico-químicos que tienen importancia sanitaria, tales como densidad, conductividad, pH, etc., son influenciados por la temperatura. Desde el punto de vista sanitario merecen especial consideración los efectos de temperatura en los procesos de autpurificación de los desechos orgánicos; afectando simultáneamente la rapidez de estabilización de la materia orgánica, el nivel de saturación del oxígeno disuelto y la rapidez de aereación.

## 2. - Potencial de Hidrógeno (pH).

Los ácidos y las bases se distinguieron originalmente por su diferencia en sabor y posteriormente por la manera en que afectaron ciertos materiales que conocemos como indicadores. Con el descubrimiento del gas hidrógeno por Cavendish, en 1766, fue aparente que todos los ácidos lo contenían. Los químicos encontraron pronto que la reacción de neutralización entre ácido y bases producían siempre agua. De esto y de otra información relacionada, se concluyó que las bases contenían grupos hidroxilo.

En 1887 Arrhenius anunció su teoría de ionización. Desde aquel tiempo los ácidos y las bases, han sido consideradas sustancias que se disocian para producir iones hidrógeno e hidroxilos respectivamente. De acuerdo con los conceptos de Arrhenius, los ácidos y las bases fuertes son altamente ionizables, y los ácidos y bases débiles son pobremente ionizables en solución acuosa.

En la ionización del agua:



La constante de equilibrio se expresa en la forma siguiente:

$$K = \frac{[H^+][OH^-]}{[H_2O]}$$

Trátandose de soluciones cuosas diluídas, la concentración de las moléculas de agua no disociadas pueden considerarse como constante, por lo que la igualdad anterior toma la forma:

$$[H^+][OH^-] = [H_2O] K = K_w$$

Esta expresión  $K_w$ , referida a temperatura constante, se denomina producto de ionización del agua, y es de importancia en las neutralizaciones volumétricas. El objeto de ionización del agua  $K_w$ , varía según la temperatura, pero generalmente se toma como base su valor a  $25^\circ\text{C}$  y corresponde a  $1 \times 10^{-14}$ . (A  $0^\circ\text{C}$ ,  $K_w = 0.12 \times 10^{-14}$  y a  $100^\circ\text{C}$ ,  $K_w = 5.2 \times 10^{-14}$ ).

$$\text{como } [H^+][OH^-] = K_w = 1 \times 10^{-14}$$

$$\text{Y en el agua pura } [H^+] = [OH^-]$$

$$\text{Tendremos que } [H^+] + [OH^-] = 10^{-14}$$

$$\text{Es decir } [H^+] = 10^{-7} \text{ y } [OH^-] = 10^{-7}$$

La concentración de iones hidrógeno, por razones de comodidad y según fue propuesto por Sorensen en 1909, se expresa por el logaritmo común del recíproco de la actividad de dichos iones, expresión que a su vez recibe la forma simplificada de pH.

$$\text{pH} = -\log [H^+] = \log \frac{1}{[H^+]}$$

El símbolo representa el "Potencial de iones hidrógeno" o "Exponente de hidrógeno" y ha sido adaptado universalmente por la comodidad que presta para expresar la concentración de iones hidrógeno, o más precisamente, de la actividad del ión hidrógeno, en moles por litro, sin necesidad de recurrir a anotaciones largas y complicadas; así por ejemplo, la concentración en dichos iones correspondiente a  $1 \times 10^{-8}$ , simplemente se indica por  $\text{pH} = 8$ . La escala práctica del pH comprende del 0 muy ácido al 14 muy alcalino con un valor medio de 7 que corresponde al de neutralidad exacta a  $25^{\circ}\text{C}$ .

El uso de la expresión de pH se puede prestar a confusiones, no debe olvidarse que a medida que su valor aumenta, hay una disminución de la acidez, y viceversa. Además, se debe tener presente que el pH es función logarítmica, por lo que cada número entero que representa un valor de pH, corresponde a una concentración en iones hidrógeno diez veces mayor que el entero inmediato siguiente es decir, que una solución de  $\text{pH} = 4$  contiene diez veces más iones hidrógeno que una de  $\text{pH} = 5$  y esta a su vez diez veces más que una de  $\text{pH} = 6$ , así una solución de  $\text{pH} = 3$ , tiene una concentración en iones hidrógeno 10 000 veces mayor que una solución de  $\text{pH} = 7$ .

El pH es importante en todas las fases de la práctica de Ingeniería Sanitaria. En el campo del abastecimiento de agua, es un factor que debe ser considerado en la coagulación química, desinfección, ablandamiento de agua y control de la corrosión. En el tratamiento de aguas residuales y desechos industriales en el que se emplean procesos biológicos, el pH debe ser controlado dentro de un rango favorable a la vida de los microorganismos, tanto un pH elevado como bajo pueden ser perjudiciales, ya que pueden inactivar a los microorganismos esenciales en los procesos de tratamiento de aguas residuales. Los residuos de bajo pH son corrosivos para las estructuras de acero o concreto en los sistemas de alcantarillado.

### 3. - Sólidos.

La definición de sólidos se refiere a la materia que permanece como residuo después de evaporar y secar a  $103-105^{\circ}\text{C}$  la muestra de agua. Todos los materiales que ejercen una presión de vapor significativa a tales temperaturas, se pierden durante los

procesos de evaporación y secado. El residuo remanente representa sólo aquellos materiales de la muestra que tienen una presión de vapor insignificante a 105°C.

La temperatura a la cual se seca el residuo tiene una relación importante en los resultados, puesto que la pérdida de peso debida a la volatilización de la materia orgánica, el agua mecánicamente absorbida, el agua de cristalización y los gases de descomposición química producida por el calor, tanto como el peso ganado debido a la oxidación, dependen de la temperatura y el período de calentamiento.

### 3.1. - Sólidos Totales.

Este término se aplica al material que queda en un recipiente previamente tarado, después de la evaporación de una muestra determinada de agua y del secado subsecuente a una temperatura definida.

Las determinaciones de sólidos totales son ordinariamente de escaso valor en los análisis de aguas contaminadas y aguas residuales domésticas, debido a que son difíciles de interpretar con exactitud.

Algunos procesos de tratamiento de aguas residuales particularmente, son aquellos que comprenden la sedimentación son afectados por cambios radicales en la densidad del agua residual.

### 3.2. - Sólidos Disueltos y Suspendidos.

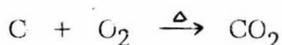
La cantidad y naturaleza de la materia disuelta e insoluble que se presenta en los líquidos varía enormemente la determinación de sólidos suspendidos es extremadamente valiosa en los análisis de aguas contaminadas y de aguas residuales. Es uno de los mejores parámetros usados para valorar la concentración de aguas residuales domésticas y para determinar la eficiencia de las unidades de tratamiento.

### 3.3. - Sólidos Volátiles y Fijos.

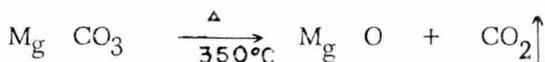
Uno de los principales objetivos para efectuar estas determinaciones en aguas residuales domésticas, es obtener una medida de la cantidad de materia orgánica presente.

Esta prueba consiste en un procedimiento de combustión en el cual la materia orgánica se convierte en  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$ , la temperatura se controla para prevenir la descomposición y volatilización de las sustancias inorgánicas. La pérdida de peso se interpreta en términos de materia orgánica.

El procedimiento estándar es llevar la calcinación a  $550^\circ\text{C}$ . Aproximadamente a temperaturas inferiores a esa la materia orgánica, particularmente residuos de carbón resultante de la pirólisis de carbohidratos, puede ser oxidada a una velocidad razonable.



Por consiguiente, a  $550^\circ\text{C}$  la descomposición de las sales inorgánicas es reducida. Cualquier compuesto de amonio, no liberado durante el secado, es volatilizado, pero la mayoría de otras sales inorgánicas son relativamente estables, con excepción del carbonato de magnesio, como se muestra en la ecuación:



En la determinación del contenido volátil de sólidos suspendidos las sales inorgánicas disueltas no se consideran, debido a que se eliminan durante el procedimiento de filtración.

#### 3.4. - Sólidos Sedimentables.

Este término se aplica a los sólidos en suspensión que se sedimentan por influencia de la gravedad, sólo se sedimentan los sólidos suspendidos más gruesos con una gravedad específica mayor que la del agua.

La determinación de sólidos sedimentables tiene una aplicación muy importante, en la operación de plantas de tratamiento de aguas residuales para determinar la eficiencia de las unidades de sedimentación.

#### 4. - Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO).

La prueba analítica de la demanda bioquímica de oxígeno, DBO, es una estimación de la cantidad de oxígeno que se requiere para oxidar la materia orgánica de una muestra de aguas residuales, por medio de una población microbiana heterogénea. Esta prueba es un procedimiento de bioensayos que comprende la medida del oxígeno consumido por los organismos vivos, principalmente bacterias, para utilizar como alimento la materia orgánica presente en un desecho en condiciones muy similares a las naturales. La degradación de la materia orgánica efectuada por los organismos antes mencionados en condiciones aerobias, es llevada hasta una oxidación completa, es decir, hasta bióxido de carbono, agua y amoníaco.

La cantidad de oxígeno requerida para dicha oxidación se determina por la diferencia entre el oxígeno disuelto inicial y el oxígeno disuelto al cabo de 5 días de incubación a 25°C.

Teóricamente se requiere un tiempo infinito para la oxidación biológica completa de la materia orgánica, pero para los fines prácticos, la reacción se puede considerar completa a los 20 días. Sin embargo, un período de 20 días todavía es grande para esperar resultados en la mayoría de los casos. Se ha encontrado por experiencia, que un porcentaje razonablemente grande de la DBO total se logra en 5 días, aproximadamente el 70-80% en aguas residuales domésticas, por consiguiente, el período de 5 días de incubación se ha aceptado como estándar.

La demanda de oxígeno de las aguas residuales y de los efluentes de plantas de tratamiento de aguas residuales domésticas o industriales es ejercida por 3 clases de materiales: (a) material orgánico carbonoso utilizable como fuente de alimento por los orgánicos aerobios, (b) nitrógeno oxidable derivado de nitritos, amoníaco y compuestos de nitrógeno orgánico que sirven como alimento para bacterias específicas (nitrosomas y nitrobacter) y (c) ciertos compuestos químicos reductores (hierro ferroso, sulfitos, sulfuros y aldehidos) que reaccionan con el oxígeno disuelto molecular. En aguas residuales domésticas crudas y sedimentadas, gran parte de la demanda de oxígeno se debe a la primera base de materiales y se determina por la prueba de la demanda bioquímica de oxígeno antes mencionada.

#### 4.1. - Naturaleza de la reacción de la DBO.

Se ha establecido que la cinética de la reacción de la DBO es de "Primer orden" porque la velocidad de la reacción es proporcional a la cantidad de materia orgánica oxidable remanente y es modificada por la población de organismos activos. Una vez que la población de organismos ha alcanzado un nivel en el cual sólo se presenten pequeñas variaciones, la velocidad de la reacción se controla por la cantidad de alimento utilizable por los organismos y se puede expresar en la siguiente forma:

$$- \frac{dc}{dt} \propto c \quad \text{o} \quad - \frac{dc}{dt} = k^1 c \quad (1)$$

en donde C representa a la concentración de la materia orgánica oxidable (contaminante) al principio de un tiempo t y  $k^1$  es la constante de proporcionalidad para la reacción. Esto significa que la velocidad de la reacción disminuye gradualmente conforme disminuye la concentración C de la materia orgánica.

En consideraciones de DBO es costumbre usar L en lugar de C, donde L representa la demanda última, y la expresión:

$-\frac{dL}{dt} = k^1 L$  (2) representa la velocidad a la cual se destruye la materia orgánica. Integrando ésta última ecuación se obtiene la expresión:  $\frac{L_t}{L} = e^{-kt} = 10^{-kt}$  (3) cuando  $k = k^1/2.303$ . Esta fórmula dice que la cantidad remanente de contaminantes en cualquier tiempo t que haya pasado, es una fracción de L que corresponde a  $10^{-kt}$  o que la DBO que no se ha ejercido es un porcentaje de L que corresponde a  $10^{-kt}$ .

Muchas veces se desea trasladar los resultados de la DBO en 5 días a la DBO total (L) o a algún otro tiempo. Esto se hace por una modificación de la ecuación (3).

$$Y = L (1 - 10^{-kt}) \quad (4)$$

en esta expresión Y es la DBO en cualquier tiempo t y L es la DBO

total o última. El valor de  $k$ , la velocidad exponencial de la oxidación carbonosa tiene que ser determinada experimentalmente. Con un valor determinado de DBO a los 5 días, el valor de  $L$ , o sea la demanda total, varía con el valor de  $k$ . Esta variación depende de 2 factores de mayor importancia: (1) la naturaleza de la materia orgánica y (2) la habilidad de los organismos presentes para utilizar la materia orgánica. Es bien conocido que los substratos simples, como la glucosa, son removidos de la solución a velocidades muy rápidas y los valores de  $k$  son altos. Materiales más complejos son removidos más lentamente y los valores de  $k$  son más bajos.

Para obtener el valor de la  $k$  se hace una gráfica de DBO en mg/l como abscisa contra tiempo ( $t$ ) en días usado como ordenada, substituyendo estos valores en la ecuación número (4) se obtiene el valor de  $k$ .

#### 5. - Demanda Química de Oxígeno (DQO).

La determinación de la demanda química de oxígeno DQO proporciona la medida de oxígeno que es equivalente a la porción de materia orgánica presente en una muestra de agua capaz de oxidarse por procedimientos químicos (oxidante fuerte).

Una de las principales limitaciones es su incapacidad para diferenciar la materia orgánica biológicamente oxidable de la inerte. Además no proporciona una evidencia de la velocidad a la cual el material biológicamente activo se estabilizaría en las condiciones que existen en la naturaleza. Su mayor ventaja es la rapidez con que se efectúa, ya que se necesitan 3 horas como máximo para su valoración, en lugar de los 5 días que se requieren para medir la demanda bioquímica de oxígeno (DBO).

##### 5.1. - Relación entre DQO y DBO.

No es posible establecer relaciones fijas entre la DBO y la DQO antes de que una muestra dada haya sido determinada por ambos parámetros.

Sólo se podrá establecer si la muestra está compuesta principalmente por sustancias oxidables por ambos procedimientos.

Cuando los desechos se caracterizan por el predominio de materia que puede ser química y no bioquímicamente oxidada, la

DQO será mayor que la DBO. Aguas residuales domésticas tendrán una DQO mayor que la DBO.

## 5.2. - Significado Sanitario.

La demanda química de oxígeno es un parámetro importante y rápido para determinar el grado de contaminación de corriente y aguas residuales, y para el control de las plantas de tratamiento de aguas de desecho. Tanto con la prueba de DBO, como la de DQO es útil para indicar la presencia de sustancias tóxicas y de sustancias orgánicas resistentes biológicamente.

## 6. - Grasas y Aceites.

Aceites, grasas, ceras y ácidos grasos son las principales sustancias clasificadas como grasa en las aguas residuales domésticas.

El término aceite representa una amplia variedad de hidrocarburos de bajo a elevado peso molecular, de origen mineral, que abarca desde la gasolina hasta combustibles y aceites lubricantes. En adición, incluye todos los gliceridos de origen animal y vegetal que son líquidos a la temperatura ordinaria.

Aceites y grasas pueden estar presentes en el agua, como una emulsión de residuos industriales o fuentes similares, o en solución como una fracción ligera del petróleo.

### 6.1. - Significado Sanitario.

Diversos problemas son ocasionados por la grasa en el tratamiento de aguas residuales y el conocimiento de la cantidad presente en un desecho es útil para vencer las dificultades en la operación de la planta, para determinar su eficiencia y para controlar la descarga subsecuente de grasa en las corrientes receptoras. Además los aceites y grasas, imparten al agua sabor y olor desagradables.

## 7. - Fosfatos Totales.

El fósforo se encuentra en las aguas naturales casi únicamente en forma de diversos tipos de fosfatos.

Estas formas son comúnmente ortofosfatos, fosfatos condensados, (piro, meta y polifosfatos) y fosfatos orgánicos. Pueden presentarse en forma soluble en partículas de detritus o en los cuerpos de los organismos acuáticos.

Las diversas formas de fosfatos provienen de una gran variedad de fuentes. Cantidades pequeñas de ciertos fosfatos condensados son agregados a algunos abastecimientos de agua durante el tratamiento.

Cantidades mayores de los mismos compuestos pueden ser agregados cuando el agua se usa para lavado u otro tipo de limpieza puesto que estos materiales son constituyentes principales de muchas preparaciones comerciales de limpieza. Los ortofosfatos aplicados a la agricultura como fertilizantes, son llevados a las aguas superficiales con las corrientes de desagüe y en menor grado con el deshielo. Los fosfatos orgánicos se forman principalmente en los procesos biológicos, por consiguiente llegan a las aguas de desecho como residuos de alimentos o pueden formarse de los ortofosfatos en los procesos de tratamiento biológico o por la vida presente en el agua receptora.

El fósforo es un elemento que es esencial para el crecimiento de los organismos y puede ser, a menudo, el nutriente que limita el crecimiento de ellos y que un cuerpo de agua puede soportar. En casos en los que el fósforo es un nutriente limitante del crecimiento, la descarga de aguas negras crudas o tratadas, del drenaje agrícola o de ciertos residuos industriales a un agua receptora puede estimular el crecimiento, en cantidades de micro y de macroorganismos acuáticos fotosintéticos. Los fosfatos se presentan en los sedimentos bentales y en los lodos biológicos, como formas inorgánicas precipitadas e incorporadas en los compuestos orgánicos.

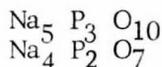
Los ortofosfatos más importantes son:

Fosfato trisódico	$\text{Na}_3 \text{PO}_4$
Fosfato disódico	$\text{Na}_2 \text{HPO}_4$
Fosfato monosódico	$\text{Na} \text{H}_2 \text{PO}_4$
Fosfato diamónico	$(\text{NH}_4)_2 \text{HPO}_4$

Los polifosfatos más importantes son:

Hexametafosfato de sodio	$\text{Na}_3 (\text{PO}_3)_6$
--------------------------	-------------------------------

Tripolifosfato de sodio  
Pirofosfato tetrasódico



El contenido total de fosfatos en la muestra incluye todos los ortofosfatos y polifosfatos solubles y los fosfatos insolubles precipitados durante el almacenamiento. Si están presentes fosfatos insolubles, para fines prácticos se toman como ortofosfatos insolubles.

Los fosfatos condensados como piro-tripolifosfato y las especies de peso molecular elevado (fosfatos comerciales como hexametáfosfatos) no están presentes en aguas naturales, sino que son frecuentemente agregados durante el tratamiento del agua. La concentración empleada de la aplicación. Todos los polifosfatos (fosfatos molecularmente deshidratados) se hidrolizan gradualmente en solución acuosa y se convierten a ortofosfatos de los cuales se derivan. La velocidad de reversión está en función de la temperatura y aumenta rápidamente a medida que la temperatura alcanza el punto de ebullición. La velocidad se aumenta bajando el pH. La hidrólisis de fosfatos complejos es también influenciada por enzimas producidas por bacterias. La velocidad de reversión es muy lenta en aguas puras pero es más rápida en aguas residuales. Experimentos han mostrado que los pirofosfatos se hidrolizan más rápidamente que los tripolifosfatos en algunas aguas, mientras que en otros es a la inversa. Un período de varias horas y posiblemente días se requiere para la reversión completa de polifosfatos a ortofosfatos, particularmente a temperaturas bajas o a valores de pH elevados.

Los análisis de fosfatos comprenden dos pasos generales: conversión de fosfatos en sus diversas formas a ortofosfatos solubles y determinación colorimétrica del ortofosfato soluble.

Los fosfatos que responden a las pruebas colorimétricas sin hidrólisis preliminar o digestión oxidativa de la muestra se consideran, "ortofosfatos". Estrictamente hablando, una fracción pequeña de cualquier fosfato condensado presente es usual e inevitablemente hidrolizada en el procedimiento y por lo tanto, se reporta como parte de los ortofosfatos.

La hidrólisis ácida a la temperatura de ebullición del agua convierte fosfatos de los condensados a ortofosfatos. La hidrólisis inevitablemente libera algo de fosfatos de los compuestos orgánicos, pero ese factor se ha recudido al mínimo por selección ati-

nada de la concentración del ácido, tiempo de hidrólisis y temperatura.

Las cantidades de fosfato que se convierten en ortofosfatos sólo por destrucción oxidativa de la materia orgánica presente son considerados como fosfatos orgánicos presentes en desperdicios industriales y lodos. La severidad de la oxidación requerida para esa conversión depende de la forma y en algún grado de la cantidad de fosfato orgánico presente. Como los ortofosfatos y los fosfatos se hidrolizan por ácidos, los fosfatos orgánicos se presentan en las fracciones filtrables (disueltas) y en las partículas.

### 7.1 Significado Sanitario.

El fósforo es cada vez más importante por ser un factor vital en el proceso de la vida.

Los fosfatos se usan en abastecimientos de aguas públicas como un medio para controlar la corrosión. También para estabilizar el  $\text{Ca CO}_3$  en aguas de ablandamiento y evitar la recarbonatación.

Las aguas residuales domésticas tienen un alto valor nutritivo por el nitrógeno y fósforo que contienen; pero si se encuentran en exceso, el crecimiento de las algas produce condiciones desfavorables; se ha concluido que en cualquier lago estratificado en que se tenga más de 0.3 ppm de nitrógeno orgánico y 0.1 ppm de fósforo inorgánico en el tiempo de inversión primaveral, se provoca un crecimiento desmesurado de algas con el consiguiente abatimiento del oxígeno que da lugar a una pronta acumulación de lodos producto de las mismas algas al morir, esto se conoce como eutroficación o envejecimiento prematuro de los lagos.

Todos los lodos provenientes de los procesos de tratamiento aeróbicos y anaeróbicos contienen cantidades significantes de fósforo y estos se emplean como fertilizantes. Así los detergentes contienen de 12 a 13% de fósforo que equivale desde un 25% a 45% de polifosfatos medidos como fosfatos, el empleo de estas sustancias se ha incrementado notablemente en el uso doméstico, agravan el problema de su eliminación en los tratamientos de agua.

### 8. - Nitrógeno.

Los diferentes tipos de nitrógeno son de gran interés,

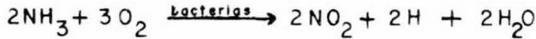
debido a la importancia que tienen en los procesos de la vida de plantas y animales. El nitrógeno tiene varios cambios de valencia inducidos por organismos vivos. Las bacterias efectúan cambios de valencia, positivas o negativas dependiendo de las condiciones previas aerobias o anaerobias que existan.

Compuestos de nitrógeno	Nitrógeno amoniacal	Derivados orgánicos	Anhidrido del ácido nítrico	Anhidrido del ácido nitroso
	$\text{NH}_3$	N	$\text{N}_2\text{O}_3$	$\text{N}_2\text{O}_5$
Valencia de Nitrógeno	$3^-$	0	$3^+$	$5^+$

La relación que existe entre las diversas formas de nitrógeno y los cambios que pueden existir en la naturaleza, se ilustran en el diagrama del ciclo del nitrógeno.



Los desechos humanos y animales transportados por las aguas residuales contienen nitrógeno en forma orgánica. En condiciones aerobias, las bacterias autótrofas nitrificantes (el grupo de las nitrosomas) convierte al amoníaco a nitritos aprovechando la energía generada en tal oxidación.



Los nitritos a su vez, son oxidados a nitratos por el grupo nitrobacter:



En condiciones anaeróbicas, los nitratos y nitritos son reducidos mediante el proceso llamado desnitrificación. Posiblemente los nitratos son reducidos a nitritos y a continuación se efectúa la reducción de los nitritos.

Contadas bacterias reducen los nitritos a amoníaco, la mayoría de ellas lo reducen a nitrógeno gaseoso el cual escapa a la atmósfera. La ventaja de la desnitrificación, es la eliminación de nitrógeno de los desechos, cuando esto es requerido para la prevención del crecimiento indeseable de algas y otras plantas acuáticas en los cuerpos de aguas receptoras.

### 8.1. - Significado Sanitario.

El análisis del nitrógeno ha sido practicado desde que el hombre se convenció que el agua puede transmitir enfermedades. Durante mucho tiempo el análisis de éste ha sido una base de juicio para determinar la calidad sanitaria del agua. Hoy en día los análisis del nitrógeno se efectúan por diferentes razones. Se sabe que las aguas contaminadas tienen el poder de la autopurificación en un período determinado. La posibilidad de contraer enfermedades por la ingestión del agua contaminada decrece con la temperatura.

Previo al desarrollo de las pruebas bacteriológicas para determinar la calidad del agua (1893), las personas encargadas de conservar la salud pública dependieron de pruebas químicas para identificar la presencia de contaminación. Trabajos químicos con desechos de agua recientemente contaminada muestran que mucho del nitrógeno se encuentra en forma orgánica (proteínas) y amoníaco. A medida que

pasa el tiempo el nitrógeno orgánico se convierte gradualmente a nitrógeno amoniacal y posteriormente si se encuentra en condiciones aerobias se oxida a nitritos y nitratos.

#### 9. - Detergentes.

Desde 1945 una gran variedad de detergentes sintéticos fueron aceptados como sustitutos del jabón y hasta ahora son los productos limpiadores más populares, tanto en usos domésticos como industriales.

Los componentes básicos de los detergentes son compuestos orgánicos con propiedades tensoactivas en solución acuosa, por lo que se conocen como tensoactivos o surfactantes. En general, cualquier molécula de un compuesto surfactante presenta una cadena polar alifática que es hidrofílica, y una parte aromática que se caracteriza por ser hidrofóbica. A esta dualidad en la naturaleza de la molécula se deben las propiedades humectantes, dispersantes y emulsificantes de los detergentes.

Grupos hidrofóbicos	Grupos hidrofílicos
Acidos gruesos	Carboxilatos
Parafinas	Sulfatos
Olefinas	Sulfonatos
Alquilbencenos	Hidroxilos
Alcoholes	Amonio cuartenario
Alquilfenoles	
Polioxipropilenos	

Las formulaciones de los detergentes contienen de un 20 a un 30% de surfactante o producto activo y un 70% a 80% de aditivos que aumentan sus propiedades. Los aditivos más comunes son: sulfato de sodio, pirofosfato de sodio, tripolifosfato de sodio y silicato de sodio.

Los surfactantes se clasifican de acuerdo a su disociación electrolítica, la cual depende de la naturaleza del grupo polar, y pueden ser de tres tipos: aniónicos, cationicos y no-iónicos.

##### a). - Surfuctantes Anionicos.

Los surfactantes anionicos son sales de sodio que ionizados

producen el ion  $\text{Na}^+$  más una carga negativa, el ión surfactante activo. Los más comunes son el sulfonato de alquilo lineal (LAS), y el sulfonato de alquilbenceno. (ABS). La principal diferencia entre ellos es que la configuración molecular del LAS es lineal, y muy ramificada la ABS.

b). - Los surfactantes cationicos típicos son compuestos cuaternarios de hidróxido de amonio, que presentan actividad antimicrobial. Se usan como agentes de sanidad por sus propiedades desinfectantes.

c). - Surfactantes no-iónicos.

Los surfactantes no-ionicos son aquellos que como su nombre lo indica no son ionizados y actúan sobre las moléculas volviéndolas solubles. Todos dependen de polímeros de óxido de etileno para darles esta propiedad. Una característica de estos compuestos es que presentan poca tendencia para formar espuma abundante cuando se mezclan con otros materiales.

Recientemente aparecieron en el mercado los llamados detergentes biológicos que son una mezcla de detergente común con perfume, colorantes y un agente biológico que es una enzima proteolítica producida por una bacteria cuyo nombre científico es *Bacillus Subtilis*, la cual al encontrarse en condiciones favorables de temperatura y humedad, ocasiona la desintegración de las moléculas de grasa, destruyendo también las proteínas.

#### 9.1. - Importancia Sanitaria.

Si bien, todos los detergentes se degradan por un ataque biológico, el grado de descomposición se relaciona con la estructura química de éstos. Así tenemos que las ramificaciones en el grupo alquil del tipo ABS, causan un retardo definitivo en su degradación; esta resistencia persiste aún después de un tratamiento biológico normal.

En los efluentes de las plantas de tratamiento de lodos activados se observa un 50% de degradación de ABS y un 90% del LAS, con relación al influente, lo que da lugar a problemas cuando éstas se mezclan con cualquier cuerpo receptor dado que no han sido completamente degradadas dichas sustancias.

Son muchas las dificultades causadas por un alto contenido de detergentes en aguas de desecho. En primer lugar es indeseable la formación de espuma en los ríos desde un punto de vista estético, a su vez la toxicidad de los surfactantes que contienen, representan un serio peligro a la flora y fauna acuática sin dejar de pensar que estas aguas al ser utilizadas para irrigación, contaminen los suelos y por consiguiente los cultivos.

Otro problema que resulta de la formación de espuma en las corrientes es que ésta dificulta la transferencia del oxígeno atmosférico con el agua, lo que también ocurre en las unidades de aireación de plantas de tratamiento.

Además el contenido de fosfatos de los detergentes junto con otros nutrientes contribuyen a una sobrepoblación de la flora acuática, especialmente algas, las que al morir, por acción degradativa de los microorganismos, ocasionan una mayor demanda de oxígeno, perjudicial para los peces y para el propio cuerpo de agua; este fenómeno se conoce como eutroficación.

#### 10. - Coliformes Totales.

La calidad sanitaria del agua y su adaptabilidad o usos generales, con respecto a la presencia de bacterias, se determina por los análisis bacteriológicos rutinarios.

Los estudios bacteriológicos del agua sirven para determinar focos de organismos de importancia para la salud pública, así como, establecer procedimientos que permitan descubrirlos, identificarlos y destruirlos. En general, la microbiología del agua estudia además de estos aspectos, los concernientes a la flora microbiana natural de: lagos, ríos, pantanos y mares; de gran importancia en las diferentes funciones, que tienen lugar en la naturaleza pues la actividad de los organismos microbianos interviene en diversas transformaciones químicas que permiten un equilibrio normal de la vida acuática y cooperan además en varios procesos geoquímicos.

Una gran variedad de microorganismos se presentan en todas las fases del ciclo hidrológico: el agua atmosférica contiene la flora microbiana presente en pequeñas partículas que arrastra el aire, el agua superficial (arroyos, ríos, pantanos, lagos y mares), albergan infinidad de microorganismos naturales, extraños,

presentes por causa de la contaminación, y los aportados por precipitación pluvial, mientras que la calidad bacteriológica del agua edáfica comúnmente, es buena.

Los gérmenes patógenos que con más frecuencia se propagan en el agua son generalmente causantes de infecciones intestinales (fiebre tifoidea, paratifoidea, disentería y cólera).

Comúnmente el agua superficial es contaminada por las descargas residuales domésticas. Las aguas residuales pueden contener millones de bacterias por mililitro entre las que se incluyen coliformes estreptococos, bacilos anaerobios esporulados, bacterias proteus y otros más que proceden del tracto intestinal humano y animal, además de protozoarios y virus, agentes causantes de enfermedades.

Los agentes etiológicos más comunes y presentes en las aguas residuales son:

*Escherichia coli.* - Algunos tipos producen diarreas e infecciones en los aparatos gastrointestinales y urogenital (bacteria coliforme).

*Aerobacter aerógenes.* - Accidentalmente se le ha encontrado en infecciones del tracto urogenital, regularmente son patógenos de las plantas (bacteria coliforme).

*Klebsiella pneumoniae.* - Produce neumonía con un alto índice mortal, sinusitis, faringitis, abscesos de hígado, peritonitis, endocarditis y otras enfermedades.

*Proteus.* - Infecciones de los aparatos gastrointestinal y urogenital, (proteus, no fermenta la lactosa).

*Salmonella typhosa.* - Produce fiebre e infección aguda fiebre tifoidea.

<i>Salmonella shottmuelleri</i> <i>Salmonella paratyphi</i> <i>Salmonella hirshfeldii</i>	} Producen fiebre paratifoidea, de carácter menos agudo que la tifoidea.
---	--

<i>Salmonella enteritidis</i> <i>Salmonella typhimurium</i>	} Producen salmonelosis y diarrea aguda.
--	--

*Shigella* Produce disentería bacilar

Entamoeba histolitica. (protozoo) Produce disentería bacilar

Vibrio comma y cólera  
asiática } Produce graves enfermedades en los  
humanos

Brucella abortus (bobina)  
Brucella melitensis (caprina) } Producen fiebre de malta y aborto  
contagioso  
Brucella suis (porcina)

Durante el recorrido de las aguas residuales, se efectúa el proceso de digestión de las mismas, esto significa un cambio físico-químico lo que implica también un cambio en el predominio de diversos tipos fisiológicos bacterianos.

En primer lugar, durante la etapa anaeróbica predominan las bacterias facultativas (aerobacter, alcaligeneas, escherichia, pseudomonas, etc), después en una siguiente etapa de anaerobiosis, predominan los anaerobio-estrictos, (productores de metano, metano bacterium, mathanosarcina y methanococcus).

Las aguas residuales evacuadas sin tratamiento adecuado pueden ocasionar los siguientes daños y posibles peligros:

1. - Diseminación de microorganismos patógenos
2. - Mayor peligro al usar las reservas hidrográficas naturales.
3. - Contaminación de las diversas formas de vida acuática, que los hace peligrosas para el consumo humano.
4. - Grandes pérdidas en la población de aves acuáticas
5. - Devaluación de los lugares destinados a deportes acuáticos.
6. - Exterminio de la vida acuática por agotamiento del oxígeno disuelto en el agua por acción de la materia orgánica inestable de las aguas residuales.
7. - Devaluación de la propiedad por causa de malos olores y acumulación de residuos.

Los análisis bacteriológicos que se practican habitual-

mente, están encaminados a la obtención y determinación de microorganismos reveladores de polución fecal de procedencia humana o animal; esto se logra dirigiendo la atención hacia especies bacterianas de origen fecal conocido, en especial del grupo coliforme, debido a varias ventajas:

- 1a. - Las bacterias coliformes existen en gran cantidad en el intestino humano.
- 2a. - Las bacterias coliformes viven en el agua durante más tiempo que los gérmenes intestinales patógenos.
- 3a. - La presencia de bacterias coliformes en el agua es índice de eyecciones, lo que significa un inicio de precauciones y prevenciones contra posibles daños por ejemplo: una persona enferma de tifoidea arrojará en sus eyecciones el microbio específico, esto pudiera ser causa de una epidemia.

Los análisis bacteriológicos no permiten el aislamiento de organismos patógenos, debido principalmente a las siguientes razones:

- 1a. - Los gérmenes patógenos no sobreviven en el agua durante mucho tiempo.
- 2a. - Si existen en pequeño número, es fácil que escapen a las técnicas de investigación.

Los coliformes más comunes son: *Escherichia coli*, *Klebsiella paracolobactrum* y *Aerobacter aerógenus*.

En general, se dice que las bacterias coliformes son bacilos aerobios y anaerobios-facultativos, gram-negativos no esporulados, que producen ácido y gas en la fermentación de la lactosa.

## CAPITULO V

### PARTE EXPERIMENTAL

Equipo, reactivos, técnicas y cálculos empleados en la determinación de los análisis físico-químicos de las aguas residuales domésticas de las cuatro poblaciones seleccionadas.

De los parámetros seleccionados para llevar a cabo la caracterización de las aguas residuales domésticas, las determinaciones de temperatura y pH se realizaron en el campo y las restantes en el laboratorio.

#### 1. - Temperatura.

Equipo y procedimientos.

- 1.1. - El equipo. El equipo normal consta de un termómetro de mercurio con un ámbito aproximadamente de 0 - 100°C. La escala debe estar subdividida en 0.5°C o en 1°C para

facilitar la lectura.

Los termómetros deben estar previstos de un estuche metalico para evitar roturas.

- 1.2. - Procedimiento. Los termómetros se calibran, ya sea para "inmersión total" o para "inmersión parcial". Los termómetros de inmersión total deben sumergirse completamente en el agua para registrar la temperatura correcta. Los termómetros de inmersión parcial, por otro lado, deben sumergirse en el agua hasta la profundidad del círculo graduado que aparece alrededor de la varilla abajo del nivel de la escala.

Las lecturas deben hacerse con el termómetro sumergido en el agua, después de haberla agitado uniformemente, con el objeto de que el sistema esté a una temperatura constante. Este dato debe ser representativo de la temperatura de la corriente en el tiempo que se colecta la muestra. Por consiguiente, la temperatura debe tomarse en el punto de muestreo.

## 2. - Potencial de Hidrógeno.

Equipo y procedimiento.

- 2.1. - Equipo. Papel indicador con un rango de pH de 5 a 10 marca "spezialindikator".
- 2.2. - Procedimiento. En el recipiente en el cual se toma la muestra se agita con el objeto de homogenizarla, se introduce la tira de papel indicador y se espera a que dé la coloración, después de lo cual se lee, comparando el color de la tira del papel indicador con la escala de valores impresa en la caja del papel indicador. Este método no es muy exacto debido a la gran variedad de interferencias.

Por esta razón no se acepta como estándar pero debido a la falta de equipo adecuado, es útil para obtener una estimación burda.

### 3. - Sólidos.

Equipo, procedimiento y cálculos.

#### 3.1. -Equipo.

- 3.1.a. Cápsulas de porcelana de 100ml para evaporar.
- 3.1.b. Probetas graduadas de 100ml.
- 3.1.c. Estufa para secar.
- 3.1.d. Desecadores.
- 3.1.e. Mechero de gas con tripode y triángulos.
- 3.1.f. Mufla eléctrica para calcinar.
- 3.1.g. Balanza analítica.
- 3.1.h. Crisoles Gooch.
- 3.1.i. Matraces Kitasato (para filtrar al vacío) con accesorios
- 3.1.j. Bomba de vacío.
- 3.1.k. Discos de fibra de vidrio para filtrar de 2.1 a 2.4µm Whatman GF/C, o equivalente
- 3.1.l. Baño maría.
- 3.1.m. Conos de Imhoff

#### 3.2. -Procedimiento y cálculo.

- 3.2.a. Determinación de sólidos totales, fijos y volátiles.  
En muestras que tengan un pH inferior a 4.3 se agrega Na OH y se mantiene ese pH de 4.3 durante la evaporación, el peso de Na OH que se adicione, se resta del peso del residuo.  
Al enfriar, es conveniente hacerlo primero en aire y finalmente en desecador para completar el enfriamiento en una atmósfera seca.
- 3.2.b. Calcinar la cápsula de porcelana a 550°C.
- 3.2.c. Enfriar y pesar (A).
- 3.2.d. Medir 100ml de la muestra en la probeta graduada y pasarlos a la cápsula de porcelana.
- 3.2.e. Evaporar la muestra a sequedad en la estufa a 103°C hasta peso constante o en baño maría primero y después en la estufa a 103°C.

El secado por una hora es usualmente suficiente.

3.2.f. Enfriar y pesar (B).

3.2.g. Si se determinan sólidos volátiles, clacinar el residuo de la evaporación a 550°C, en una mufla hasta peso constante, para el caso de aguas residuales, usualmente alcanzan su peso constante después de 15 a 20 minutos de calcinación.

3.2.h. Enfriar y pesar (C).

3.2.i. Cálculo.

El peso de la cápsula después de evaporar la muestra (B), menos el peso de la cápsula (A) es igual al peso en gramos de sólidos totales.

$$\text{ppm de sólidos totales} = \frac{(B - A \times 1\,000)}{\text{ml de muestra}} = W$$

El peso de la cápsula después de la evaporación de la muestra (B) menos el peso de la cápsula después de calcinada (C) es igual al peso de la pérdida por calcinación, e igual a los sólidos totales volátiles.

$$\text{ppm de sólidos volátiles totales} = \frac{(B - C \times 1\,000)}{\text{ml de muestra}} = X$$

Los ppm de sólidos totales, menos las ppm de los sólidos volátiles totales dan las ppm de sólidos fijos totales.

$$\text{ppm de sólidos fijos totales} = W - X$$

### 3.3. - Determinación de sólidos suspendidos, fijos y volátiles.

#### 3.3.a. Preparación del disco para filtros.

Colocar un disco de fibra de vidrio para filtrar en un crisol Gooch, con la superficie arrugada hacia arriba, teniendo cuidado de que el disco se coloque en el fondo del crisol y cubra completamente las perforaciones. Colocar el crisol en un aparato de filtración y aplicar el vacío.

Con el vacío aplicado, lavar el disco con agua destilada. Después de que el agua se ha filtrado, desconectar el vacío y pasar el crisol con el filtro a una estufa a  $103^{\circ}\text{C}$  por una hora. Si se determinan los sólidos volátiles, pasar el crisol a una mufla y calcinar a  $550^{\circ}\text{C}$  por 15 minutos. Sacar el crisol del horno, colocarlo en un desecador hasta que se enfríe a la temperatura ambiente y luego pesar (A).

#### 3.3.b. Tratamiento de la muestra.

Excepto para muestras que contienen una concentración muy elevada de sólidos suspendidos o para filtros muy lentos, seleccionar un volumen de muestra que sea igual a  $14\text{ml}$  o más por  $\text{cm}^2$  del área del filtro.

Colocar el crisol con el disco en el aparato de filtración con el vacío aplicado, humedecer el disco con agua destilada para sujetarlo al fondo del crisol Gooch. Medir el volumen seleccionado de muestra bien mezclada con una pipeta volumétrica, matraz volumétrico o probeta. Filtrar la muestra a través del disco usando succión. Dejando la succión lavar el aparato 3 veces con porciones de  $10\text{ml}$  de agua destilada permitiendo un drenado completo entre lavados. Interrumpir la succión, remover el crisol Gooch y secarlo en una estufa a  $103^{\circ}\text{C}$  por una hora después del secado, enfriar el crisol en un desecador a la temperatura ambiente, después pesarlo en una balanza analítica (B), si se determinan sólidos volátiles, calcinar el crisol Gooch con el disco y los sólidos suspendidos por 15 minutos a  $550^{\circ}\text{C}$ .

Después de este tiempo, pasar el crisol a un desecador, dejarlo enfriar a la temperatura ambiente y pesarlo (C).

### 3.3.c. Cálculo.

La diferencia entre el peso del crisol antes de filtrar (A) y el peso del crisol después de filtrar (B), da el peso en gramos de los sólidos suspendidos totales.

$$\text{ppm de sólidos suspendidos totales} = \frac{(B - A \times 1\,000)}{\text{ml de muestra}} = Y$$

La diferencia entre el peso del crisol después de filtrar la muestra (B) y el peso del crisol después de calcinarse (C) da el peso en gramos de la pérdida por calcinación o sólidos suspendidos volátiles.

$$\text{ppm de sólidos suspendidos volátiles} = \frac{(B - C \times 1\,000)}{\text{ml de muestra}} = Z$$

Las ppm de los sólidos suspendidos totales menos las ppm de los sólidos suspendidos volátiles, dan las ppm de los sólidos suspendidos fijos.

$$\text{ppm de sólidos suspendidos fijos} = Y - Z$$

### 3.4. - Determinación de sólidos sedimentables.

3.4.a. Vertir un litro de aguas residuales crudas en un cono de Imhoff y dejar que los sólidos se sedimenten por 45 minutos.  
Agitar suavemente los lodos del cono usando un agitador o por rotación del cono para que se sedimenten los sólidos adheridos a la pared del cono.

3.4.b. Después de esta agitación dejar que los lodos se

sedimenten por 15 minutos más.

3.4.c. Leer los sólidos directamente en ml/l.

3.5. - Determinación de sólidos disueltos.

Los sólidos disueltos pueden ser obtenidos por diferencia entre los sólidos totales y los sólidos suspendidos totales o por evaporación de una muestra filtrada, siguiendo la técnica de la determinación de sólidos totales.

4. - Demanda bioquímica de oxígeno.

Equipo, reactivos, procedimiento y cálculos.

4.1. Equipo.

- 4.1.a. Incubadora (General Electric - precisión Scientific. Modelo 805. Ambito de 5-50°C No. de Catálogo 31213 de Curtin).
- 4.1.b. Refrigerador.
- 4.1.c. Estufa a 120°C.
- 4.1.d. Balanza analítica.
- 4.1.e. Potenciómetro.
- 4.1.f. Compresora de aire.
- 4.1.g. Mechero bunsen.
- 4.1.h. Desecadores.
- 4.1.i. Frascos de 20 litros.
- 4.1.j. Frascos claros y de color ámbar de 2 000 ml (para reactivos).
- 4.1.k. Botellas de plástico de 1 000ml con boca angosta (para recolección de muestras.)
- 4.1.l. Frascos de 300 ml especiales para DBO.
- 4.1.ll. Bureta graduada de 50ml.
- 4.1.m Soportes metálicos.
- 4.1.n. Pinzas para bureta.
- 4.1.ñ. Pipetas volumétricas de 100ml de punta alargada.  
Pipetas volumétricas de 50ml de punta alargada.  
Pipetas volumétricas de 25ml de punta alargada.  
Pipetas volumétricas de 3ml de punta alargada.  
Pipetas volumétricas de 2ml de punta alargada.

- 4.1.o. Pipetas serológicas de 10ml de punta alargada.  
Pipetas serológicas de 5ml de punta alargada.
- 4.1.p. Probetas graduadas de 2 000 ml  
Probetas graduadas de 1 000ml  
Probetas graduadas de 100 ml
- 4.1.q. Matraces Erlenmeyer de 2 000ml  
Matraces Erlenmeyer de 500 ml  
Matraces Erlenmeyer de 250 ml  
Matraces Erlenmeyer de 125 ml
- 4.1.r. Vasos de precipitado Pyrex de 1 000 ml  
Vasos de precipitado Pyrex de 600 ml  
Vasos de precipitado Pyrex de 400 ml  
Vasos de precipitado Pyrex de 250 ml  
Vasos de precipitado Pyrex de 100 ml  
Vasos de precipitado Pyrex de 50 ml
- 4.1.s. Matraces aforados de 1 000 ml  
Matraces aforados de 500 ml  
Matraces aforados de 250 ml  
Matraces aforados de 100 ml  
Matraces aforados de 50 ml
- 4.1.t. Varilla de vidrio de 0.6cm de diámetro
- 4.1.u. Tubo de vidrio de 0.6cm de diámetro
- 4.1.w. Tubo de hule de 0.6cm de diámetro
- 4.1.x. Pinzas Mohr
- 4.1.y. Frascos goteros de 30ml
- 4.1.z. Agitador tipo émbolo y pera de succión

#### 4.2. - Reactivos.

##### 4.2.a. Agua destilada

El agua que se use para la preparación de las soluciones y para el agua de dilución debe ser de la más alta calidad, destilada en alambiques de cristal o con refrigerantes de estaño; debe contener menos de 0.01 mg/l de cobre y debe estar exenta de cloro, cloraminas, alcalinidad cáustica, sustancias orgánicas o ácidos.

##### 4.2.b. Solución amortiguadora de fosfato.

Disolver 8.5g de  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 21.75g de  $\text{K}_2\text{HPO}_4$ ,

33.4g de  $\text{Na}_2 \text{HPO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$  y 1.7g de  $\text{NH}_4 \text{Cl}$  en unos 500 ml de agua desfilada y diluír a un litro. El pH de esta solución amortiguadora debe ser 7.2, sin ajuste alguno. Si el agua de dilución se conserva en el incubador, la solución amortiguadora se agrega justamente antes de usar el agua de dilución.

4.2.c. Solución de sulfato de magnesio.

Disolver 22.5g de  $\text{Mg SO}_4 \cdot 7 \text{H}_2 \text{O}$  en agua destilada y diluír a un litro.

4.2.d. Solución de cloruro de calcio.

Disolver 27.5g de cloruro de calcio anhidro en agua destilada y diluír a un litro.

4.2.e. Solución de cloruro férrico.

Disolver 0.25g de  $\text{Fe Cl}_3 \cdot 6 \text{H}_2 \text{O}$  en agua destilada y diluír a un litro.

4.2.f. Soluciones de ácidos o álcalis, 1 N.

Para la neutralización de las muestras de desechos que sean cáusticos o ácidos.

4.2.g. Solución de sulfito de sodio, 0.025 N.

Disolver 1.575g de  $\text{Na}_2 \text{SO}_3$  en 1 000ml de agua destilada.

Esta solución no es estable y debe prepararse diariamente.

4.2.h. Material inoculante.

El fin del inóculo es introducir en la muestra una población biológica capaz de oxidar la materia orgánica que contenga. Cuando tales microorganismos ya están presentes, como en las aguas residuales domésticas o efluentes no clorados y en

aguas superficiales, no es necesario inocular las muestras.

Cuando hay razón para creer que la muestra contiene muy pocos microorganismos, como resultado por ejemplo de la cloración temperatura elevada o pH extremo, el agua de dilución debe ser inoculada.

#### 4.3. - Procedimiento.

##### 4.3.a. Preparación del agua de dilución.

Se ha usado amplia variedad de aguas en la determinación de la DBO. Las aguas superficiales naturales parecen ser ideales pero tienen un número de desventajas: DBO variable, población variable de microorganismos (a menudo incluyen algas y poblaciones significativas de bacterias nitrificantes), de contenido mineral variable. Se ha usado el agua corriente, pero sufre de la mayoría de las limitaciones encontradas en las aguas superficiales más la posibilidad de toxicidad por cloro residual. A través de la experiencia se ha visto que un agua de dilución sintética preparada con agua destilada es mejor para la prueba de la DBO ya que se pueden controlar las variables antes citadas.

Como se mencionó anteriormente, el agua destilada usada para la preparación del agua de dilución es de principal importancia y debe estar libre de sustancias tóxicas. El cloro, las cloraminas y el cobre son las sustancias tóxicas más comunes. En muchos casos es necesario declorar el agua que alimenta el alambique para obtener un destilado libre de cloro. La contaminación por cobre se debe normalmente al cobre del condensador. El agua destilada preparada de abastecimientos potables tiene una DBO muy baja por lo que se puede usar para la preparación del agua de dilución, cuidando solamente que tenga una temperatura cercana a 20°C y esto se consigue por un almacenamiento adecuado.

El agua destilada que se use para este propósito se debe conservar en garrafrones con tapones de algodón por un tiempo suficiente para que se sature con oxígeno. También se puede aerear el agua, ya sea agitando un garrafón parcialmente lleno o por medio de una corriente de aire comprimido. Se pueden encontrar situaciones en que convenga usar agua fluvial estabilizada, para comprobar el comportamiento de la corriente con el procedimiento del laboratorio. Viértase el volumen deseado de agua destilada en un frasco adecuado y agrégese 1ml de cada una de las soluciones: amortiguadora de fosfatos, sulfato de magnesio, cloruro de calcio y cloruro férrico por cada litro de agua.

La solución amortiguadora es esencial para mantener un pH favorable en cualquier tiempo.

Las condiciones osmóticas adecuadas se mantienen por los fosfatos de potasio y de sodio agregados para proporcionar la capacidad amortiguante.

Las sales de calcio y magnesio se agregan para contribuir al contenido total de sales.

El cloruro férrico, el sulfato de magnesio y el cloruro de amonio, suministran los requerimientos de hierro, azufre y nitrógeno. La solución amortiguadora de fosfatos proporciona el fósforo que se necesite.

Todas estas sales son necesarias para el crecimiento y metabolismo de los microorganismos.

El límite máximo de DBO que se permite en el agua de dilución es de 0.2 mg/l.

#### 4.3.b. Inóculo.

Si es necesario inocular el agua de dilución con el inóculo más satisfactorio para el desecho particular en estudio.

El agua de dilución inoculada debe usarse el mismo día que se haga.

#### 4.3.c. Pretratamiento.

4.3.c.1. Para muestras que tienen alcalinidad cáus

tica o acidez.

Neutralizar a un pH aproximadamente a 7.0 con  $H_2SO_4$  ó  $NaOH$  ambos IN usando un potenciómetro o azul de bromotimol como indicador. El pH del agua de dilución no debe variar al preparar la dilución más baja de la muestra.

#### 4.3.c.2. Para muestras que tienen cloro residual.

El cloro residual casi siempre se elimina dejando reposar las muestras durante 1-2 horas. Las diluciones de la muestra para determinar DBO se deberán preparar con el agua de dilución y el inóculo apropiado. Contenidos elevados de cloro residual en las muestras neutralizadas, se deben eliminar por la adición de sulfito de sodio.

La cantidad adecuada de solución de sulfito de sodio se determina en una porción de 100-1000ml de la muestra adicionado 10ml de ácido acético 1 + 1 ó  $H_2SO_4$  1 + 50, más 10ml de solución de  $KI$  (10g en 100ml) y valorando con una solución 0.025 N de sulfito de sodio hasta el punto final del viraje, usando solución de almidón como indicador. Agregar a un volumen de muestra, la cantidad de solución de sulfito de sodio determinada por la prueba anterior, mezclar y después de 10-20 minutos examinar las alícuotas de la muestra para cloro residual. Asegurarse que todo el cloro fue eliminado para seguir con la determinación de DBO. Por último preparar las diluciones de la muestra con el agua de dilución inoculada.

#### 4.3.d. Muestras sobresaturadas con O.D.

Las muestras que contienen más de 9.17 mg/l

de O.D. a 20°C pueden encontrarse durante los meses de invierno o en localidades donde las algas estén en activo crecimiento. Para evitar la pérdida de oxígeno durante la incubación de estas muestras, el O.D. debe reducirse hasta saturación, llevando la muestra a 20°C aproximadamente en un frasco parcialmente lleno y agitando vigorosamente o aeréandolo con aire comprimido.

#### 4.3.e. Método directo.

Este método se emplea en muestras cuya DBO en 5 días no excede de 7 mg/l y que por lo tanto no es necesario diluirlas.

El procedimiento usual es llevar la muestra a 20°C aprox. aerearla con aire comprimido para aumentar o disminuir el contenido de O.D. hasta casi el punto de saturación. Se llenan 2 ó más frascos para DBO con la muestra, dejando que se derrame, por lo menos un frasco se analiza inmediatamente para determinar el "Oxígeno Disuelto Inmediato", (ODI) y los otros frascos se incuban por 5 días a 20°C. Después de 5 días se determina la cantidad de OD remanente en las muestras incubadas. La DBO en 5 días se determina restando los resultados obtenidos al 5º día de los obtenidos en día inicial o cero.

#### 4.3.t. Método de dilución.

Este método se basa en el concepto fundamental de que la velocidad de la degradación bioquímica orgánica es directamente proporcional a la cantidad de material, no oxidado.

#### 4.3.f. Sin inóculo.

Aerear el agua destilada hasta que se saturen con oxígeno disuelto.  
Agregar los nutrientes al agua aereada y continuar la aereación.

Estimar la dilución necesaria para producir un consumo de oxígeno entre 2 y 6 mg/l después de 5 días de incubación. Las diluciones recomendables son las siguientes.

Tipo de desecho:	DBO <sub>5</sub> en mg/l (estimada)	% de dilución
Aguas residuales domésticas:	100-500	1.0 - 5.0

Utilizando como guía el valor estimado de la DBO, se calculan las diluciones apropiadas para obtener el abatimiento deseado del contenido de oxígeno.

La disminución en un ámbito de 40-60% del OD inicial, dará los resultados más confiables. Las diluciones que muestran un OD residual cuando menos de 1 mg/l y un consumo cuando menos de 2 mg/l se pueden considerar las más seguras.

Sifonear cuidadosamente el agua de dilución a una probeta graduada de 1000 a 2000ml de capacidad llenar la probeta hasta la mitad procurando no hacer burbujas para evitar la entrada de aire.

Agregar cuidadosamente la cantidad de muestra para hacer la dilución deseada y aforar hasta el nivel apropiado con el agua de dilución. Mezclar bien, con un agitador de tipo de émbolo, evitando también la entrada de aire. Sifonear la dilución mezclada por lo menos en 2 frascos de DBO, procurando que el líquido se derrame, tapar herméticamente evitando burbujas de aire, incubar por lo menos un frasco y en los otros, determinar el OD inicial de la mezcla. Preparar diluciones sucesivas de concentración más baja de la misma manera.

Si el agua residual representa el 1% del volumen total, y se sabe que el OD de la muestra es prácticamente cero, el cálculo se debe basar en el OD del agua de dilución.

4.3.f.2. La técnica de dilución se puede simplificar bastante cuando se miden directamente en los frascos de capacidad conocida, cantidades apropiadas de la muestra, usando una pipeta volumétrica de punta alargada y el frasco se llena con el agua de dilución justamente para que el tapón pueda colocarse sin dejar burbujas de aire. El extremo del conducto del agua de dilución debe permanecer sumergido mientras se llena el frasco para evitar que entre oxígeno atmosférico.

4.3.f.3. Incubación.

Incubar el testigo del agua de dilución y las muestras diluidas por cinco días a 20°C en obscuridad absoluta. Sellar hidráulicamente los frascos de DBO in viertiéndolos en una charola con agua en la incubadora o usar un sello hidráulico en la parte superior del cuello del frasco especial del DBO.

4.3.g. Estudio a largo plazo.

4.3.g.1. Preparar diluciones del agua residual y del cuerpo de agua de acuerdo con los procedimientos citados anteriormente. Contar con un mínimo de 3 diluciones.

4.3.g.2. Estimar la concentración de OD a intervalos de 24 horas durante 10 días y a intervalos de 48 horas por 10 días más.

4.3.g.3. Calcular el valor de K y L usando los datos con lo siguiente:

Tablas de Theriault

Método de momentos  
Métodos de diferencia diaria  
Métodos de relación rápida

#### 4.3.h. Cálculos para la cuantificación de DEO

##### 4.3.1. Método directo

$$\text{DBO}_5 \text{ mg/l} - (\text{DIOD mg/l} - \text{OD mg/l})$$

DIOD = demanda inmediata de oxígeno

OD = determinación de oxígeno disuelto después de 5 días de incubación

##### 4.3.h.2. Método de dilución.

$$\text{DEO}_5 \text{ mg/l} = \frac{(\text{DIOD mg/l} - \text{OD el 5}^\circ \text{ día})}{\% \text{ de dilución expresado en decimales}}$$

##### 4.3.h.3. Corrección por demanda de inóculo.

El valor de la corrección por la demanda del inóculo se obtiene determinando la DBO del inóculo mismo. Determinar el abatimiento de oxígeno del inóculo estableciendo una serie separada de diluciones del inóculo y seleccionar aquellas que consumen el 40-70% del oxígeno en 5 días. Uno de estos abatimientos se usa para calcular la corrección debida a la pequeña cantidad del inóculo en el agua de dilución.

$$\text{Corrección por el inóculo} = (B_1 - B_2) f$$

$B_1$  = OD del agua inoculada antes de la incubación

$B_2$  = OD del agua inoculada después de la incubación

f = factor

$$f = \frac{\% \text{ de inóculo en la muestra diluída}}{\% \text{ de inóculo en la dilución del inóculo en control}}$$

DBO = ml de tiosulfato x 2 (corrección por inóculo)

## 5. - Demanda Química de Oxígeno.

Equipo, reactivos, procedimientos y cálculo.

### 5.1. Equipo.

- 5.1.a. Matraces Erlenmeyer de 500ml con cuello esmerilado de 24/40.
- 5.1.b. Refrigerantes Friedrich, Leibig, West u otro equivalente de 300mm con uniones esmeriladas de 24/40.
- 5.1.c. Tubo de hule de 0.6cm de diámetro.
- 5.1.d. Parrillas con soporte o mecheros Bunsen, Soportes metálicos tripies, tela de alambre con asbesto.
- 5.1.e. Pinzas para soporte con abrazaderas.
- 5.1.f. Pinzas para bureta.
- 5.1.g. Matraces aforados de 1000, 500 y 100ml.
- 5.1.h. Bureta graduada de 50ml.
- 5.1.i. Matraces Erlenmeyer de 500ml.
- 5.1.j. Probeta graduada de 100ml
- 5.1.k. Pipetas volumétricas de 20, 10 y 5ml.
- 5.1.l. Pipetas serológicas de 10, 5 y 1 ml.
- 5.1.m. Codos de vidrio de 90° con 0.6 de diámetro.
- 5.1.n. Tees de vidrio.
- 5.1.o. Frasco gotero.

### 5.2. Reactivos.

- 5.2.a. Solución 0.25N de dicromato de potasio. Disolver 12.295g de  $K_2 Cr_2 O_7$ , de calidad patrón primaria, previamente secado a  $103^\circ C$  por 2 horas, en agua destilada y diluir a 1000 ml. Para elimi-

nar la interferencia de nitritos se puede agregar ácido sulfámico en cantidad de 10mg por cada mg de nitrógeno de nitritos en el matraz de reflujo, a la solución de dicromato. Así, 0.12g de ácido sulfámico por litro de solución de dicromato eliminarán la interferencia de nitritos arriba de 6 mg/l, si se usa una muestra de 20ml.

5.2.b. Acido sulfúrico concentrado: conteniendo 22g de  $\text{Ag}_2\text{SO}_4$  por frasco de 4082.3g (se requieren 1 ó 2 días para su disolución).

5.2.c. Solución patrón de sulfato ferroso amoniacal. 0.10N. Disolver 39 g de  $\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$  en agua destilada. Agregar 20ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado, enfriar y diluir a 100ml. Esta solución se debe valorar con la solución de  $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$  el día que se vaya a usar.

Valoración.

Diluir 10ml de la solución a 0.25N de  $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$  a unos 100ml. Agregar 30ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado, dejar enfriar. Valorar con sulfato ferroso amoniacal, usando 203 gotas del indicador ferroín.

$$\text{Normalidad} = \frac{\text{ml de } \text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7 \times 0.25}{\text{ml de } \text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2}$$

5.2.d. Indicador de ferroín; disolver 1.485g de 1.10 fenantrolina monohidratada, junto con 0.695g de  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  en agua destilada y diluir a 100ml. Esta solución se puede adquirir ya preparada.

5.2.e. Sulfato de plata en polvo.

5.2.f. Sulfato mercúrico en cristales, grado analítico.

### 5.2.g. Acido sulfámico

### 5.3. Procedimiento.

Colocar 0.4g de  $\text{Hg SO}_4$ , el cual puede medirse convenientemente con una cuchara número 638 de Hach Company o igual, en un matraz de reflujo. Agregar 20ml de muestra, o una alícuota diluida a 20ml con agua destilada y mezclar. Agregar 10ml de dicromato de potasio y varios trocitos de piedra pómez o perlas de vidrio, los cuales han sido calentados previamente a  $600^\circ\text{C}$  por una hora. Conectar el matraz al condensador. Agregar lentamente 30ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado que contiene  $\text{Ag}_2\text{SO}_4$ , a través del condensador, mezclando cuidadosamente mientras se agrega el ácido. Mezclar perfectamente antes de aplicar el calor; si no hace esto, hay calentamientos locales en el fondo del matraz y la muestra puede ser expulsada del condensador.

El uso de 0.4g es suficiente para formar un complejo con 40mg de ión cloruro ó 2 g/l cuando se usan 20ml de muestra. Si hay más cloruros se debe agregar mas  $\text{Hg SO}_4$  para mantener una proporción  $\text{Hg SO}_4 : \text{Cl}^-$  de 10: 1 si se desarrolla un ligero precipitado no afecta a la determinación.

Llevar a reflujo por 2 horas (el aparato debe tenerse ya listo con las conexiones de agua corriente). Un período más corto de reflujo puede ser usado para desechos particulares si se encuentra que da la máxima DQO. Enfriar y lavar el condensador con agua destilada.

Diluir la mezcla a 150ml aproximadamente con agua destilada, enfriar a la temperatura ambiente y valorar el exceso de dicromato con la solución 0.1N de sulfato ferroso amoniacal, usando ferroína como indicador. Usar 2-3 gotas (. 15ml) del indicador.

Aunque la cantidad de ferroína no es crítica, no debe variar en las muestras siguientes. El cambio de color es claro, el cual va de azul verdoso al café rojizo y debe tomarse como punto final aunque el color azul

verdoso vuelva a aparecer.

Llevar a reflujo un testigo con 20ml de agua destilada en lugar de la muestra, junto con la misma cantidad de los reactivos cuidando que la ebullición empiece al mismo tiempo que en la muestra.

#### 5.4. Cálculo.

$$\text{ml/l de DQO} = N \frac{(a-b) \times \text{meq} \times 10^6}{\text{ml de muestra}} = \frac{(a-b) N \times 8000}{\text{ml de muestra}}$$

donde;

DQO = demanda química de oxígeno

a = ml de  $\text{Fe} (\text{NH}_4)_2 (\text{SO}_4)_2$  usados para el testigo

n = ml de  $\text{Fe} (\text{NH}_4)_2 (\text{SO}_4)_2$  usados para la muestra

meq = miliequivalente del oxígeno

N = normalidad de  $\text{Fe} (\text{NH}_4)_2 (\text{SO}_4)_2$

### 6. - Grasas y Aceites.

Equipo, reactivos, procedimiento y cálculo

#### 6.1. Equipo

- 6.1.a. Estufa de aire caliente
- 6.1.b. Balanza analítica
- 6.1.c. Bomba de vacío
- 6.1.d. Parrilla eléctrica, con cubierta
- 6.1.e. Desecadores
- 6.1.f. Aparato de extracción Soxhlet
- 6.1.g. Aparato de destilación
- 6.1.h. Embudos Buchner de 12cm de diámetro
- 6.1.i. Matraces de filtración al vacío
- 6.1.j. Pipetas serológicas de 10ml
- 6.1.k. Vidrios de reloj
- 6.1.l. Pinzas

### 6.1.m. Cartuchos de extracción

### 6.2. Reactivos.

- 6.2.a. Acido clorhídrico concentrado
- 6.2.b. Solvente orgánico. Puede usarse hexano, con punto de ebullición de 69°C, o triclorotrifluoretano con punto de ebullición de 47.5°C. Este último, que no es inflamable, se prefiere desde el punto de vista de la seguridad del laboratorio. El solvente usado no debe dejar residuo medible en la evaporación.
- 6.2.c. Papel filtro, whatman No. 40, de 11cm de diámetro.
- 6.2.d. Suspensión de diatomeas-sílice (Hyflo supercel o equivalente, 10g por litro de agua destilada.

### 6.3. Procedimiento.

- 6.3.a. Colectar un litro de aguas residuales en un frasco de boca ancha graduada.
- 6.3.b. Acidular a un pH de 1, generalmente 10ml de ácido clorhidrico concentrado son suficientes.
- 6.3.c. Preparar un filtro que consiste en un disco de muselina cubierto con papel filtro: humedecer el papel y la muselina, y presionar las orillas del papel. Con aplicación de vacío, pasar 100ml de la suspensión de diatomeas a través del filtro preparado y lavar con un litro de agua destilada.
- 6.3.d. Filtrar la muestra acidulada a través del filtro aplicando vacío.
- 6.3.e. Pasar el papel filtro a un vidrio de reloj por medio de una pinza. Agregar el material que se adhirió a las orillas del disco de muselina. Limpiar

frotando los lados y el fondo del recipiente colector, el agitador y el embudo buchner con trozos del papel filtro empapados en hexano, teniendo cuidado de remover todas las películas de grasa y de colectar todo el material sólido. Agregar los trozos al papel filtro que se colocó sobre el vidrio de reloj.

- 6.3.f. Enrollar el papel filtro con los trozos usados en la limpieza, acomodarlos en un cartucho de papel para extracción.
- 6.3.g. Secar el cartucho con el papel filtro en una estufa de aire caliente a 103°C por 30 minutos. Llenar el cartucho con perlas pequeñas de vidrio. Pesarse el matraz de extracción y extraer la grasa en un aparato Soxhlet usando hexano o triclorotrifluoretano a una velocidad de 20 ciclos por hora durante 4 horas. El tiempo se toma desde el primer ciclo.
- 6.3.h. Destilar el solvente del matraz de extracción, calentando en baño maría a 85°C o usando una parrilla eléctrica ajustada para una destilación baja. Secar colocando el matraz en un baño de vapor y pasar aire a través del matraz por medio de vacío aplicado por 15 minutos.
- 6.3.i. Enfriar en un desecador durante 30 minutos y pesarse.

#### 6.4. Cálculo.

$$\text{mg/l de grasa total} = \frac{\text{mg de aumento de peso del matraz} \times 10^3}{\text{ml de muestra}}$$

### 7. - Fosfatos Totales.

Equipo, reactivos, procedimiento y cálculo.

#### 7.1. Equipo.

7.1.a. Autoclave u olla de presión (1.0 - 1.35 Kg/cm<sup>2</sup>)

7.2. Reactivos.

7.2.a. Indicador fenolftaleina. Disolver 5g de fenolftaleina en 500ml de alcohol etílico al 95% isopropílico aforar a 1000ml con agua destilada, agregar Na OH 0.02N hasta que aparezca un color rosa tenue.

7.2.b. Solución de ácido sulfúrico.

Agregar cuidadosamente 300ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado a 600ml aproximadamente de agua destilada y diluir a un litro.

7.2.c. Solución de persulfato de potasio. Disolver 5g de K<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>8</sub> en 100ml de agua destilada. Esta solución debe prepararse diariamente.

7.2.d. Solución de hidróxido de sodio 1N.

7.3. Procedimiento.

Tomar 100ml de la muestra bien mezclada o una alícuota diluída a 100ml con agua destilada, agregar una gota de indicador de fenolftaleina. Si se desarrolla un color rojo agregar solución de ácido sulfúrico, gota a gota hasta que desaparezca el color. Agregar luego 1 ml de la solución ácida y 15ml de persulfato de potasio.

Llevar a ebullición por lo menos 90 minutos, agregando agua destilada para guardar el volumen entre 25 y 50ml. (consecutivamente, calentar por 30 minutos en una autoclave u olla de presión a 1.0 - 1.35 Kg/cm<sup>2</sup>). Enfriar agregar una gota de fenolftaleina y neutralizar a un color rosa pálido con la solución de hidroxido de sodio. Llevar el volumen a 100ml con agua destilada y determinar los fosfatos por el método colorimétrico.

7.4. Método colorimétrico.

7.4.a. Reactivos.

7.4.a.1. Indicador solución de fenolftaleina, preparada como se indicó anteriormente.

7.4.a.2. Solución ácido-concentrado.

Lentamente agregar 300ml de  $H_2SO_4$  conc. a 600ml de agua destilada. Enfriar y agregar 4.0 ml de  $HNO_3$  conc. y diluir a 1 litro.

7.4.a.3. Solución de molibdato de amonio.

Disolver 25g de  $(NH_4)_6Mo_7 \cdot 4H_2O$  en 175ml de agua destilada. Por otro lado a 400ml de agua destilada agregar 280ml de  $H_2SO_4$  conc. Enfriar, agregar la solución de molibdato y diluir a un litro.

7.4.a.4. Solución de cloruro estano.

Disolver 2.5g de  $SnCl_2 \cdot 2H_2O$  en 100ml de glicerol. Calentar en baño maría agitando con el objeto de acelerar la disolución. Esta solución es estable y no requiere de preservativo o almacenamiento especial.

7.4.a.5. Solución estándar de fosfato.

Disolver en agua destilada 219.5mg de fosfato monopotásico anhidro,  $KH_2PO_4$  y diluir a un litro,  $1.000 = 0.05$  mg de fósforo.

7.5. Procedimiento.

7.5.a.) Tratamiento preliminar de la muestra.

A 100ml de la muestra no conteniendo más de 0.2 mg de fósforo, libre de color y turbiedad agregar una gota del indicador fenolftaleina. Si la muestra se torna rosa agregar gota a gota solución de ácido concentrado hasta que el color desaparezca. Si

más de 5 gotas son requeridas tomar una muestra menor y diluirla a 100ml con agua destilada.

7.5.b. Desarrollo del color.

Agregar con cuidado y agitar después de cada adición 4.0ml de la solución de molibdato y 0.5ml de la solución de cloruro estanoso.

7.5.c. Medida del color.

Después de 10 min pero antes de 12 min empleando el mismo intervalo de tiempo para todas las determinaciones, medir el color fotométricamente a 690  $m\mu$ , usando agua destilada como blanco. Leer la concentración de fosfatos en la curva de calibración preparada llevando estándares conocidos por los mismos pasos.

7.6. Preparación de la curva de calibración.

Preparar una serie de estándares en tubos Nessler de 100ml agregando los volúmenes siguientes de la solución patrón de  $KH_2PO_4$ , 0, 0.25, 0.50, 1.00, 2.00, 3.00, 4.00, 5.00, 7.50 y 10ml. Usar una microbureta de 10ml graduada en 0.05ml para medir las cantidades antes mencionadas. Agregar los mismos reactivos y las mismas cantidades que para las muestras. Leer el porcentaje de transmitancia a 690  $m\mu$  de longitud de onda. Con los valores obtenidos construir una gráfica de concentración vs transmitancia.

7.7. Cálculo.

$$\text{mg/l P} = \frac{\text{mg P} \times 1\,000}{\text{ml de muestra}}$$

Si el resultado es deseado como fosfatos, multiplicar el resultado de fósforo por 3.06.

8. - Nitrógeno Amoniacal y Nitrógeno Orgánico.

Equipo, reactivos, procedimiento y cálculo.

## 8.1 Equipo.

8.1.a. Aparato de destilación.

8.1.b. Potenciómetro.

## 8.2. Reactivos.

8.2.a. Agua libre de amonio. Prepararla por los métodos de intercambio iónico o destilación. Ya que es imposible almacenar agua libre de amonio en el laboratorio sin contaminación debida a los vapores de amonio.

8.1.a.1. Intercambio ionico. Usar agua destilada desionizada o remover el amonio con un intercambiador catiónico. Tomar 10 litros de agua destilada, agregar 10g de intercambiador cationico (Decalso, folin, folin permutit o ionac) agitarlos en un bote llón o pasar el agua destilada a través de una columna de intercambio iónico, el agua así obtenida es satisfactoria para el uso deseado.

8.2.a.2. Destilación preliminar.

Eliminar las trazas de amonio en el agua destilada agregando 0.1ml de ácido sulfúrico concentrado a 1 litro de agua destilada. Redestilar esta agua obteniéndose así el agua deseada.

8.2.b. Solución Buffer de fosfato, pH 7.4.

Disolver 14.3g de fosfato monopotásico  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  y 68.8g de fosfato dipotásico  $\text{K}_2\text{HPO}_4$  en agua libre de amonio y diluir a un litro.<sup>4</sup>

8.2.c. Agente decolorante N/70.

Usar 1ml de cualquiera de los siguientes reactivos para remover 1 mg/l de cloro residual en 500 ml

de muestra. Preparar las soluciones de tiosulfato y sulfito recientes.

8.2.c.1. Oxido de fenilarsina.

Disolver 1.2g de  $C_6H_5AsO$  en 200ml de hidróxido de sodio 0.3N, filtrar si es necesario y diluír a un litro con agua destilada libre de amonio.

8.2.c.2. Arsenito de sodio.

Disolver 1.0g de  $NaAsO_2$  en agua destilada libre de amonio y diluír a un litro.

8.2.c.3. Sulfito de sodio.

Disolver 3.5g de  $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$  en agua destilada libre de amonio y diluír a un litro.

8.2.c.4. Tiosulfato de sodio.

Disolver 3.5g de  $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$  en agua destilada libre de amonio y diluír a un litro.

8.2.c.5. Agentes neutralizantes.

Prepararlos con agua libre de amonio.

8.2.c.5.a. Hidróxido de sodio IN.

8.2.c.5.b. Acido sulfúrico IN.

8.2.d. Solución absorbente.

Usar ácido bórico o sulfúrico 0.02N.

8.2.d.1. Solución de ácido bórico.

Disolver 20g de  $H_3BO_3$  en agua libre de amonio y diluír a un litro.

#### 8.2.d.2. Solución de ácido sulfúrico 0.02N.

Diluir 20ml aproximadamente de  $H_2SO_4$  1N a un litro con agua libre de amonio.

### 8.3. Procedimiento.

#### 8.3.a. Preparación de la muestra.

Usar unos 500ml de muestra o una alícuota diluida a 500ml con agua libre de amonio. Cuando el contenido de nitrógeno amoniacal es menor de 0.1 mg/l, o cuando la determinación de nitrógeno albuminoideo va a hacerse después de la de nitrógeno amoniacal. Se deberá usar un volumen de 1000ml de muestra. Remover el cloro residual en la muestra agregando el agente decolorante equivalente al cloro residual. Si es necesario neutralizar la muestra a un pH aproximadamente de 7 con el ácido o la base diluida, usando un potenciómetro. Agregar 10ml de la solución buffer de fosfatos para la mayoría de las muestras este volumen es suficiente para mantener un pH de  $7.4 \pm 0.2$  durante la destilación. Para muestras conteniendo más de 250mg de Ca. Agregar 10ml adicionales de solución buffer por cada 250mg de Ca. en la muestra y ajustando el pH a 7.4 con ácido o base.

Llevar a cabo los siguientes pasos fuera de cualquier demora intermedia:

#### 8.3.b. Preparación del equipo.

Agregar 500ml de agua destilada, 10ml de la solución buffer de fosfatos y unas cuantas bolitas de vidrio a un matraz de destilación de capacidad apropiada; parar la destilación cuando el destilado no muestre trazas de amonio.

#### 8.3.c. Destilación.

Con objeto de minimizar la contaminación, dejar

conectado el aparato de destilación después de haber realizado el paso, (8.3.b.), hasta justamente antes de que la muestra real vaya a ser destilada. Vaciar el matraz de destilación, tomando con cuidado las bolitas de vidrio.

Vaciar con cuidado la muestra, agregar el agente decolorante, neutralizar y agregar la solución buffer. Destilar a la velocidad de 6-10 ml/min con la punta del tubo de descarga sumergido. La colección de la muestra deberá hacerse en un matraz Erlenmeyer de 500ml conteniendo 50ml de ácido sulfúrico 0.02N. o ácido bórico como absorbente. En el caso del ácido bórico, usar 50ml adicionales del ácido bórico por cada mg de nitrógeno amoniacal destilado. Colectar por lo menos 300ml del destilado. Quitar el destilado colectado, librarlo del contacto con el tubo de descarga y continuar la destilación durante un minuto o dos con el objeto de limpiar el condensador y el tubo de descarga. Diluir el destilado a 500ml con agua libre de amonio.

#### 8.3.d. Determinación.

Determinar el contenido de nitrógeno amoniacal de la muestra destilada por el método de Nesslerización.

#### 8.3.e. Método de Nesslerización.

Equipo, reactivos, procedimiento y cálculo.

##### 8.3.e.1. Equipo.

8.3.e.1.a Espectrofotómetro para usarse en el rango de 400 a 500  $m\mu$  y proporcionando un paso de luz de 1cm o más.

8.3.e.1.b Potenciómetro.

#### 8.4. Reactivos.

Se usaron todos los reactivos enlistados en la destilación preliminar, excepto la solución buffer de fosfatos y la solución absorbente, más los siguientes:

##### 8.4.a. Solución de sulfato de zinc.

Disolver 100g  $\text{Zn SO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  y diluír a un litro.

##### 8.4.b. Hidróxido de sodio, IN.

##### 8.4.c. Reactivo estabilizador.

Se puede usar ya sea EDTA o sal de Rochella para prevenir la precipitación del calcio o magnesio en muestras no destiladas a la adición del reactivo alcalino de Nessler.

##### 8.4.c.1. Reactivo EDTA.

Disolver 50g de la sal de sodio del etilendiamiento tetracetático dihidratado, en 60ml de agua conteniendo 10g de hidróxido de sodio. Si es necesario aplicar un poco de calor hasta disolución completa. Enfriar a la temperatura ambiente y diluír a 100ml.

##### 8.4.c.2. Solución de la sal Rochella.

Disolver 50g de tartrato de sodio y potasio tetrahidratado,  $\text{KNa C}_4\text{H}_4\text{O}_6 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ , en 100ml de agua. Remover el amonio usualmente presente en la sal mediante ebullición de 30ml de la solución. Después de enfriar diluír a 100ml.

##### 8.4.d. Reactivo de Nessler.

Disolver 100g de ioduro mercurico  $\text{Hg I}_2$  y 70g de ioduro potasico KI, en una pequeña cantidad de agua

y agregar a esta mezcla lentamente con agitación a una solución de 160g de Na OH en 500 ml de agua. Diluir a 1 litro. Almacenarla en un recipiente Pyrex de tapón de hule y en la obscuridad, con lo cual el reactivo mantendrá su estabilidad por un año en condiciones normales del laboratorio.

8.4.e. Solución Stock de amonio.

Disolver 3.819g de cloruro de amonio anhidro  $\text{NH}_4 \text{Cl}$  (secado a  $100^\circ\text{C}$  en la estufa) en agua y diluir a un litro.  $1.00\text{ml} = 1.00\text{mg N} = 1.22\text{mg NH}_3$ .

8.4.f. Solución estándar de amonio.

Disolver 10.00ml de la solución stock de amonio en 1000ml de agua.  $1.00\text{ml} = .010\text{mg N} = .0122\text{mg NH}_3$ .

8.5 Procedimiento.

8.5.a. Tratamiento de muestras sin destilar.

Si es necesario remover el cloro residual de la muestra con una cantidad equivalente del agente decolorante N/70. Adicionar 1 ml de la solución de sulfato de zinc a 100ml de muestra y mezclar perfectamente. Agregar 0.4-0.5ml de hidroxido de sodio con objeto de obtener un pH = 10.5 determinar con un potenciómetro y un electrodo de vidrio de pH alto, mezclar de nuevo perfectamente. Dejar que la muestra tratada repose unos minutos, después de lo cual un precipitado pesado sedimentará, dejando una capa flotante clara y descolorida. Clarificar centrifugando o filtrando, cualquier papel filtro puede usarse siempre que se tenga seguridad de que el amonio no esté presente como contaminante. Hacer esto pasando agua libre de amonio a través del papel filtro y checando el filtrado por Nesslerización. Filtrar por último la muestra desechando los primeros 25 ml de filtrado.

### 8.5.b. Desarrollo del color.

#### 8.5.b.1. Muestras sin destilar.

Tomar 50ml de muestra o una porción alícuota y diluirla a 50ml con agua exenta de amonio. Si la muestra contiene calcio, magnesio u otros iones producirá una turbidez o precipitará con el reactivo de Nessler, si se presenta este caso agregar 1 gota de EDTA o de 1 a 2 gotas de la solución de sal de Rochella, mezclar bien. A continuación agregar 2ml ó 1ml del reactivo de Nessler en el caso de que EDTA o la sal de Rochella hayan sido usados.

#### 8.5.b.2. Muestras destiladas.

Neutralizar el ácido bórico usado para absorber el amonio destilado en cualquiera de las dos formas: agregar 2ml del reactivo de Nessler y un ligero exceso con lo cual se alcanzaría la alcalinidad al nivel deseado o neutralizar el ácido bórico con hidroxido de sodio antes de la adición de 1ml del reactivo de Nessler.

### 8.5.c. Medida fotométrica.

Medir la absorbancia o trasmittancia en un espectrofotómetro. Preparar una curva de calibración con las mismas condiciones de temperatura y tiempo para el desarrollo del color en las muestras. Hacer las lecturas de trasmittancia contra un blanco y checar la corrida frecuentemente contra estándares de cantidades conocidas de amonio preferentemente dentro del rango de nitrógeno en las muestras.

Redeterminar la curva de calibración completa después de la preparación de cada reactivo de Nessler nuevo.

8.5.d. Preparación de la curva de calibración.

Preparar una serie de estándares visuales en tubos Nessler agregando los siguientes volúmenes de la solución de cloruro de amonio. 0.0, 0.2, 0.4, 0.7, 1.0, 1.4, 1.7, 2.0, 2.5, 3.5, 4.0, 4.5, 5.0 y 6.0ml. Aforar a 50ml con agua exenta de amoniaco. Nesslerizar los estándares y las porciones del destilado con la adición de 1.0ml del reactivo de Nessler a cada tubo y mezclar. Ajustar el espectrofotometro a la longitud de onda adecuada  $420m\mu$  y leer los estándares. Hacer una gráfica anotando las concentraciones en la abscisas y el % de transmitancia o absorbencia en la ordenada, en papel semilogarítmico. La curva estándar para muestras destiladas debe hacerse en la misma forma y con los mismos volúmenes que en las muestras.

8.5.e. Cálculo.

$$\text{mg/l - N-NH}_3 = \frac{A}{\text{ml de muestra}} \times \frac{B}{C}^*$$

donde;

A =  $\mu\text{g}$  de N encontrado colorimétricamente

B = destilado total colectado, incluyendo el absorbente

C = ml del destilado tomado para la Nesslerización

Nota: La relación  $\frac{B}{C}$  se aplica sólo a la muestra destilada. (\*)

## 9. - Nitrógeno Orgánico.

Equipos, reactivos, procedimientos y cálculo.

### 9.1. Equipos.

#### 9.1.a. Aparato de digestión.

Deberá estar provisto de un succionador para remover el vapor de agua y humos de trióxido de azufre o en su defecto una campana. Los matraces Kjeldahl de 800ml producen los mejores resultados. La digestión se deberá efectuar con un instrumento de calentamiento adaptado de tal forma que en 5 minutos haga hervir agitado 250ml de agua destilada, partiendo de una temperatura inicial de 25°C. Un aparato con estas condiciones alcanzará un ámbito de temperatura de 344-370C que es la deseada para una digestión efectiva.

#### 9.1.b. Aparato de destilación.

Constará de un matraz Kjeldahl una trampa eficiente y un condensador vertical. Las conexiones entre estas unidades pueden hacerse con tubos de hule. Se podrá utilizar aparatos de destilación calentados con gas, aunque los aparatos de destilación calentados electricamente a menudo ofrecen una operación más suave y de menos sacudidas. Todo el aparato deberá limpiarse con vapor de agua antes de usarse, esto se logra destilando 500ml de agua exenta de amoniaco.

9.1.c. Espectrofotometro, para usarse a 400-425  $m\mu$  provisto de una trayectoria de luz de 1cm o mayor.

9.1.d. Tubos Nessler de 50ml de forma larga.

### 9.2. Reactivos.

Además de varios de los usados en la determinación

del nitrógeno amoniacal son necesarios los siguientes.

9.2.a. Reactivo de digestión.

Disolver 134g de sulfato de potasio en 650ml de agua destilada exenta de amoniac y 200ml de ácido sulfurico concentrado.

Agregar con agitación una solución preparada disolviendo 2g de óxido mercúrico en 25ml de ácido sulfúrico 6 N. Diluir la solución combinada a un litro. Guardar esta solución a una temperatura de 14°C para evitar cristalización.

Cristalización.

9.2.b. Indicador de Fenolftaleina.

Se podrá usar tanto la solución acuosa como la alcohólica.

9.2.b.1. Solución acuosa de fenolftaleina.

Disolver 5g de fenolftaleina disódica en agua destilada exenta de amoniac y diluir a un litro. Agregar hidróxido de sodio 0.02N gota a gota hasta que aparezca un color rosa tenue.

9.2.b.2. Disolver 5g de fenolftaleina en 500ml de alcohol etílico al 95% o alcohol isopropílico y agregar 500ml de agua destilada exenta de amoniac. Agregar luego hidróxido de sodio Na OH 0.02N gota a gota hasta que aparezca un color rosa tenue.

9.2.c. Hidróxido de sodio. Tiosulfato de sodio.

Disolver 500g de Na OH y 25g de  $\text{Na}_2 \text{S}_2 \text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2 \text{O}$  en agua destilada exenta de amoniac y diluir a un litro.

9.2.d. Indicador mezclado.

Disolver 200mg de rojo de metilo en 100ml de

alcohol etílico al 95% o isopropílico. Disolver 100mg de azul de metileno en 50ml de alcohol etílico al 95% ó isopropílico. Combinar las dos soluciones. Prepararlas mensualmente.

9.2.e. Solución indicador ácido bórico.

Disolver 20g de  $H_3BO_3$  en agua destilada exenta de amoniaco agregar 10ml del indicador y diluir a un litro. Prepararla mensualmente.

9.2.f. Acido sulfúrico 0.02N.

Preparar soluciones patrón aproximadamente 0.1N, diluyendo 2.8ml de ácido sulfúrico concentrado a un litro. Diluir 200ml de la solución patrón 0.1N a un litro con agua destilada exenta de  $CO_2$ . Valorizar el ácido con una solución de carbonato de sodio 0.02N, la cual debe ser preparada disolviendo 1.06g de  $Na_2CO_3$  anhidro previamente secado a  $140^\circ C$  diluyendo a un litro con agua exenta de  $CO_2$ . Para mayor exactitud incorporar el carbonato de sodio en la solución indicadora de ácido bórico para reproducir las condiciones de titulación de la muestra. Una solución 0.02N exacta de ácido sulfúrico es equivalente a .280mg de N mililitro.

9.3. Procedimiento.

9.3.a. Selección del volumen de muestra.

Colocar una determinada cantidad de muestra en un matraz Kjeldahl de 800ml. El volumen de la muestra se puede estimar de la Tabla siguiente:

Nitrógeno orgánico en la muestra. mg/l	Cantidad de la muestra en ml
0 - 1	500
1 - 10	250

Nitrógeno orgánico en la muestra mg/l	Cantidad de la muestra en ml.
10 - 20	100
20 - 50	50
50 - 100	25

Si es necesario, diluir la muestra a 300ml y neutralizarla a un pH = 7.

### 9.3.b. Eliminación del amoniaco.

Agregar 25ml de la solución amortiguadora de fosfatos y unas cuantas perlas de vidrio, llevar a ebullición 300ml. Si se desea, destilar esta fracción y determinar nitrógeno amoniacal o en caso contrario si el amoniaco ha sido determinado por el método de destilación usar el residuo del matraz de destilación para la determinación de nitrógeno orgánico.

### 9.3.c. Digestión.

Enfriar y agregar cuidadosamente 50ml del reactivo de digestión o sustituir por 10ml de  $H_2SO_4$  concentrado, con 6.7g de  $K_2SO_4$  y 1.5ml de solución de sulfato mercúrico. Si existe gran cantidad de materia exenta de nitrógeno, agregar 50ml adicionales del reactivo de digestión por cada gramo de material sólido en la muestra. Después de mezclar, usando una campana o equipo de extracción, calentar hasta que los humos de  $SO_3$  desaparezcan. Continuar la ebullición hasta que la solución clarifique. Digerir 30 minutos más. Dejar que el matraz y el contenido se enfrien, diluir a 300ml con agua exenta de amoniaco agregar 0.5ml del indicador fenolftaleina y mezclar. Inclinar el matraz y agregar aproximadamente 50ml (por cada 50ml del reactivo de digestión usado), del reactivo hidróxido-tiosulfato para formar una capa alcalina en el fondo del matraz.

Conectar el matraz al aparato de destilación y agitar para asegurar un mezclado completo. Agregar más hidróxido-tiosulfato de la manera antes dicha, si el color rojo de la fenoltaleína dé jo de aparecer en esta etapa.

#### 9.3.d. Destilación.

Destilar y coleccionar 200ml de destilado que se encuentra bajo la superficie de 50ml de ácido bórico. Usar solución natural de ácido bórico cuando el amoníaco se determine por Nesslerización o solución indicadora de ácido bórico para una determinación volumétrica. Sumergir la punta del condensador abajo del nivel, de la solución de ácido bórico y no permitir que la temperatura del condensador se eleve de 29°C. Remover el destilado y continuar la destilación 1 ó 2 minutos más para limpiar el condensador.

#### 9.3.e. Determinar el amoníaco por Nesslerización o por titulación.

##### 9.3.c.1. Nesslerización.

Mezclar el destilado cuidadosamente y medir una porción de 50ml o menor. Completar la determinación como se describió para el nitrógeno amoniacal.

##### 9.3.c.2. Titulación.

Titular el amoníaco en el destilado con ácido sulfúrico 0.02N hasta que el indicador vire a un color lavanda-pálido.

##### 9.3.c.3. Testigo.

Llevar un testigo a través de todos los pasos del procedimiento y aplicar la corrección necesaria a los resultados.

#### 9.4. Cálculos.

##### 9.4.a. Nesslerización final.

$$\text{mg/l de N orgánico} = \frac{A \times 1\,000}{\text{ml de muestra}} \times \frac{B}{C}$$

donde;

A = mg de N encontrado colorimétricamente

B = destilado total colectado incluyendo el  $\text{H}_3\text{BO}_3$

C = ml tomados para la Nesslerización

##### 9.4.b. Titulación final

$$\text{mg/l de N orgánico} = \frac{(D - E) \times 280}{\text{ml de muestra}}$$

donde;

D = ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  gastados por la muestra

E = ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  gastados por el testigo

#### 10. Nitrógeno Total.

El nitrógeno total se obtiene sumando los valores de nitrógeno amoniacal y nitrógeno orgánico.

#### 11. - Sustancias Activas al Azul de Metileno (detergentes).

Equipos, reactivos, procedimiento y cálculo .

##### 11.1. Equipo.

##### 11.1.a. Espectrofotómetro.

Usarse a una longitud de onda de 625  $m\mu$  provisto de un paso de luz de 1cm o más.

11.1.b. Embudos de separación de preferencia con juntas, llaves y tapones de teflón.

## 11.2 Reactivos.

11.2.a. Solución madre de sulfonato de alquil-bencilo (ABS); pesar 1.000g de ABS en base al 100% de activo. Disolver en agua destilada y disolver a 1000ml; 1.00ml = 1.00mg de ABS. Conservar en refrigeración para evitar su biodegradación. Es necesario prepararla cada semana.

11.2.b. Solución patrón de ABS.

Diluir 10ml de solución madre de ABS a 1000ml con agua destilada; 1,00ml = 0.010mg de ABS. Se debe preparar diariamente.

11.2.c. Indicador de fenolftaleína.

Disolver 5g de fenolftaleína en 500ml de alcohol etílico o isopropílico al 95%, agregar 500ml de agua destilada. Agregar Na OH 0.02N a gotas, hasta que aparezca un débil color rosa

11.2.d. Hidróxido de sodio IN.

Disolver 40g de Na OH en agua destilada y diluir a un litro.

11.2.e. Acido sulfúrico IN.

Diluir cuidadosamente 28ml de  $H_2 SO_4$  concentrado en un litro de agua destilada.

11.2.f. Cloroformo, calidad ACS.

11.2.g. Reactivo de azul de metileno.

Disolver 100mg de azul de metileno (Eastman No. P573 o equivalente), en 100ml de agua destilada.

6.8 de ácido sulfúrico concentrado y 50ml de fósforo monosódico monohidratado. Agitar hasta disolución completa y diluir a un litro.

#### 11.2.h. Solución de lavado.

En un matraz volumétrico de 1000ml agregar 6.8ml de  $H_2SO_4$  concentrado a 500ml de agua destilada. Agregar a continuación 50g de fosfato monosódico monohidratado  $NaH_2PO_4 \cdot H_2O$  y agitar hasta disolución completa y diluir hasta la marca de un litro.

### 11.3 Procedimiento.

11.3.a. Preparar una serie de 10 embudos de separación con 0, 1, 3, 5, 7, 9, 11, 13, 15 y 20ml de la solución patrón de ABS.

Agregar agua destilada hasta un volumen de 100ml en cada embudo de separación. Seguir los pasos que se describen en las Secciones 11.3.b y 11.3.c. Trazar una curva de calibración de mg de ABS contra absorbancia.

11.3.b. Selección del volumen requerido de muestra.

El volumen de la muestra de agua para analizarse, se tomará de acuerdo con la concentración probable de ABS.

Concentración esperada de ABS mg/l		Cantidad de muestra a tomar
0.025	- 0.080	400
0.080	- 0.400	250
0.400	- 2.0	100
2.0	- 10.0	20
10.0	- 100.0	2

Si el volumen de la muestra es menor de 100ml se deberá diluir con agua destilada a 100ml o más.

11.3.c. Extracción y desarrollo del color.

- 11.3.c.1. Tomar la cantidad de muestra requerida en un embudo de separación y aforar a 100ml. Alcalinizar la solución con Na OH IN usando fenolftaleína como indicador. Neutralizar a continuación con  $H_2SO_4$  IN hasta desaparición del color rosá.
- 11.3.c.2. Agregar 10ml de cloroformo y 25ml de reactivo azul de metileno. Agitar vigorosamente por 30 segundos, dejando reposar el tiempo suficiente para que las fases se separen.
- 11.3.c.3. Extraer la capa de cloroformo en un segundo embudo de separación. Limpiar el tallo del primer embudo de separación con una pequeña cantidad de cloroformo. Repetir la extracción tres veces usando 10ml de cloroformo en cada extracción.
- 11.3.c.4. Combinar los extractos en el segundo embudo de separación agregar 50ml de la solución de lavado y agitar vigorosamente por 30 segundos. Dejar reposar para que las fases se separen, luego extraer el cloroformo a través de lana de vidrio a un matraz aforado, de 100ml. Repetir el lavado dos veces usando 10ml de cloroformo en cada ocasión. Lavar la lana de vidrio y el embudo con pequeñas cantidades de cloroformo, recogiendo todos estos lavados en el matraz aforado, diluir el contenido del matraz hasta el aforo con cloroformo y mezclar bien.
- 11.3.c.5. Medición.

Determinar la absorbancia de la muestra a  $652 m\mu$  usando un blanco de cloroformo.

### 11.3.c.6. Cálculos.

$$\text{mg/l ABS total aparente} = \frac{\mu\text{g ABS leído en la curva de calibración}}{\text{ml de muestra}}$$

Reportar como sustancias activas al azul de metileno.

## 12. - Coliformes Totales.

Equipo, reactivos, procedimientos y cálculo.

### 12.1 Equipo.

- 12.1.a. Frascos muestreadores.
- 12.1.b. Frascos para dilución.
- 12.1.c. Pipetas y probetas graduadas.
- 12.1.d. Pipeteros.
- 12.1.e. Recipientes de cristal Pyrex para preparación de medios.
- 12.1.f. Cajas de Petri.
- 12.1.g. Unidades de filtración (aparato con extractor de vacío).
- 12.1.h. Membrana de filtración reticulada.
- 12.1.i. Cojines absorbentes (discos de papel filtro).
- 12.1.j. Pinzas de extremos redondeados.
- 12.1.k. Incubadoras (con atmósfera saturada de humedad).
- 12.1.l. Microscopio.
- 12.1.m. Tubos de ensaye.
- 12.1.n. Tubos Durham.

### 12.2. Reactivos.

- 12.2.a. Reactivos prueba presuntiva.

Se puede utilizar caldo lactosado o caldo con laurilriptosa, que se preparan y distribuyen de la manera siguiente.

### 12.1.a.1. Caldo lactosado.

Agregar a un litro de agua destilada lo siguiente.

Extracto de carne	3 g
Peptosa	5 g
Lactosa	0.5 g

Ajustar el pH entre 6.8 a 7, de preferencia 6.9, preparar a baño maría distribuir en tubos de fermentación y esterilizar a  $121^{\circ}$ , 15 libras de presión por 15 minutos.

### 12.2.a.2. Caldo con Lauril - Triptosa.

Agregar a un litro de agua destilada, lo siguiente.

Triptosa	20 g
Lactosa	5 g
Fosfato dibásico de potasio ( $K_2 HPO_4$ )	2.75 g
Fosfato monobásico de potasio ( $KH_2 PO_4$ )	2.75 g
Cloruro	5 g
Lauril - sulfato de sodio	0.1 g

Todos los ingredientes se disuelven, se distribuyen en los tubos de fermentación y se esterilizan a  $121^{\circ}C$ , 15 libras por 15 minutos .

### 12.2.a.3. Agua amortiguadora para diluciones.

#### 12.2.a.3.1. Preparación de la solución madre amortiguadora.

En 500ml de agua destilada disolver 34g de  $KH_2 PO_4$ , ajustar el pH a 7.2 usando

Na OH IN. y por último diluir a un litro con agua destilada.

- 12.2.a.3.2. Dilución de agua amortiguadora de fosfato. Agregar 125ml de la solución madre a un litro de agua destilada.

La dilución de agua amortiguadora de fosfato, se conserva en frascos exentos de sustancias tóxicas o inhibidoras, de preferencia que tengan tapón de cristal esmerilado, el extremo superior del envase, se cubre con papel estaño, en seguida se esteriliza a 121°C. 15 libras de presión por 15 minutos.

12.2.b. Reactivos prueba confirmada.

12.2.b.1. Caldo lactosado verde bilis brillante.

En 500ml de agua destilada disolver.

Peptosa	10 g
Lactosa	10 g

A esto se le agrega:

Bilis de buey deshidratada	20 g
----------------------------	------

Disuelta en 200ml de agua destilada y a un pH de 7 a 7.5.

A todo lo anterior se afora a 975ml con agua destilada y se ajusta el pH a 7.4.

A los 975ml de la solución anterior, se le agrega 13.3ml de solución acuosa verde brillante al 0.1%, se afora a un litro con agua destilada. Se distribuye en tubos de ensayo y tubos Durham. Se esteriliza a 121°C, 15 libras de presión por 15 minutos.

#### 12.2. b. 2. Medio Endo.

Fórmula 1. Preparación de la base agar:

A un litro de agua destilada agregar.

Extracto de carne	5 g
Peptona	10 g
Agar	30 g

Hervir hasta dilución de los componentes y aforar a un litro. Ajustar el pH a 7.4, clarificar si se desea. A cada litro de este medio agregar 10 g de lactosa disolver y mezclar todo perfectamente, vertir en frascos adecuados o matraces a volúmenes de 100ml, esterilizar a 121°C, 15 libras de presión por 15 minutos. Conservar en refrigerador hasta su uso.

Fórmula II. A un litro de agua destilada agregar.

Fosfato dibásico de potasio.	3.5. g
Peptosa	10 g
Agar	20 g
Lactosa	10 g

Hervir y clarificar si se desea, ajustar el pH a 7.4. A cada 100ml de este

preparado agregar.

Sulfito de sodio anhidro.	0.25 g
Fuchsin básica certificada en solución alcohólica al 5% y filtrada.	1ml

Mezclar todo y esterilizar (121°C, 15 libras por 15 minutos), vertir en cajas de Petri con todas las condiciones de esterilidad.

### 12.2.b.3. Medio E.A.M.

A un litro de agua destilada agregar.

Peptona	10 g
Fosfato dibásico de potasio	2 g
Agar	20 g

Hervir hasta disolución y aforar a un litro. Vertir en frascos convenientes o matraces a volúmenes de 100ml y esterilizar a 121°C, por 15 minutos. A cada 100ml de este preparado agregar.

Solución acuosa estéril de lactosa	5ml
Solución acuosa de eosina amarillenta al 2%.	2ml
Solución acuosa de azul de metileno al 5%	1.3. ml

Mezclar todo muy bien, vertir en cajas Petri estériles y bajo condiciones de esterilidad.

#### 12.2. b. 4. Medio ENDO-M.

A un litro de agua conteniendo 20ml de alcohol etílico al 95% o alcohol de 95 agregar.

Triptona o polipeptona.	10 g
Tiopeptona o tiotona.	5 g
Casitona o triticasa	5 g
Extracto de levadura	1.5. g
Lactosa.	12 g
Cloruro de sodio	5 g
Fosfato dibásico de potasio.	4.375 g
Fosfato monobásico de potasio.	1.375 g
Lauril-Sulfato de sodio.	0.005 g
Desoxicolato de sodio.	0.100 g
Sulfito de sodio	2.100 g
Fucsina básica	1.050 g

Mezclar todos los ingredientes y llevarlos al punto de ebullición, deteniendo ahí el calentamiento, no se deberá hervir ni someter a presión de vapor, ajustar el pH entre 7.1 y 7.3 conservar el medio entre 2 y 10°C.

#### 12.3 Procedimiento de siembra e incubación y cálculo prueba presuntiva.

12.3.a. En agua amortiguadora para diluciones, sembrar diluciones de la muestra, las que pueden ser: 10ml, 1ml y 0. 1ml o menos (0.01ml, 0.001ml) según sea el caso. O bien cantidades de la muestra, que puede ser de aguas negras, potables, de tratamiento, etc., la siembra se hace bajo condiciones de esterilidad, generalmente se emplearon

series de 5 ó 3 tubos por cada dilución, hasta un total de 15 ó 9. La incubación se hace de 24 horas a 35°C.

#### 12.3.b. Lectura.

La producción de gas desalojará un volumen del medio contenido en el tubo Durham, ésto es una característica positiva de la prueba, agitando levemente se observa la liberación de gas en forma de pequeñas burbujas.

Los resultados deberán expresarse en forma de quebrado en donde numerador es el número de tubos positivos y el denominador el número total de tubos empleados en cada dilución. El NMP se lee en el siguiente Cuadro.

#### 12.4 Procedimiento de siembra e incubación y cálculo .

##### Prueba confirmativa.

12.4.a. Cuando se utiliza el medio LBUB, con un asa sembrar material procedente de cada uno de los tubos positivos (de los medios caldo o caldo con lauril triptosa). Incubar de 24 a 48 horas a 35°C.

12.4.b. Si la prueba confirmativa se hace sobre medios E.A.M. o Medio Endo, la re-siembra se hará en estrías por medio de una asa tomando material de cada uno de los tubos positivos (de los medios de caldo lactosado o caldo con lauril-triptosa). Incubar por 24 horas a 35°C.

#### 12.4.c. Lectura.

Cuando la siembra se hace sobre medio

No. de tubos con reacciones positivas			Índice del NMP por 100 ml	Límite confiable de 95%	
3 tubos con 10 ml	3 tubos con 1 ml	3 tubos con 0.1 ml		Inferior	Superior
0	0	0	3		
0	0	0	3	0.5	9
0	0	0	3	0.5	13
1	0	0	4	0.5	20
1	0	1	7	1	21
1	1	0	7	1	23
1	1	1	11	3	36
1	2	0	11	3	36
2	0	0	9	1	36
2	0	1	14	3	37
2	1	0	15	3	44
2	1	1	20	7	89
2	2	0	21	4	47
2	2	1	28	10	150
3	0	0	23	4	120
3	0	1	39	7	130
3	0	2	64	15	380
3	1	0	43	7	210
3	1	1	75	14	230
3	1	2	120	30	380
3	2	0	93	15	380
3	2	1	150	30	440
3	2	2	210	35	470
3	3	0	240	36	1300
3	3	1	460	71	2400
3	3	2	1100	150	4800
3	3	3	2400		

LBVB, se interpreta como prueba confirmada positiva cualquier formación de gas y así se registra. En cambio la lectura de placas de Endo o E.A.M. se basa en la presencia de colonias típicas de especies de los géneros *Escherichia* y *Acrobacter*.

#### 12.5 Procedimiento de siembra e incubación y cálculo prueba complementaria.

Consta de todas las etapas de la prueba presuntiva y confirmativa. Cuando ya se tienen los tubos positivos de la siembra hecha en medios LBVB o en placas E. A. M. o Endo con colonias típicas, se procede al desarrollo del examen complementario.

De los tubos positivos, por medio de una asa, tomar una muestra y resembrar en medios E. A. M. o Endo.

Incubar por 24 horas a 35°C. Se considera como prueba complementaria positiva la presencia de colonias típicas de especies de los géneros *Escherichia* y *Aerobacter*.

De las placas de Endo o E. A. M., con una asa, tomar muestras de las colonias más típicas e inocular en caldo lactosado. Incubar de 24 a 48 horas a 35°C.

La producción de gas se considera como prueba complementaria positiva.

## C A P I T U L O   V I

### RESULTADOS DE LA MEDICION DE CAUDALES, CARACTERISTICAS FISICOQUIMICAS DE LAS AGUAS RESIDUALES DOMES- TICAS, PROCESO DE LA INFORMACION Y CONCLUSIONES

- 1.- Los resultados de la medición de caudales de las poblaciones de Río Bravo, Vallehermoso y Tula de Allen de y Tepejí de Ocampo en los estados de Tamaulipas e Hidalgo respectivamente, son mostrados en las Tablas VI-1a, VI-1b, VI-1c, VI-1d, VI-1e, VI-1f y VI-1g.
- 2.- Los resultados de las características físicoquímicas de las aguas residuales domésticas, de las mismas poblaciones mencionadas en el inciso uno, son mostrados en las Tablas VI-1h, VI-1i, VI-1j y VI-1k.

Con respecto a los datos obtenidos y cuyos resultados son mostrados en las Tablas mencionadas en el inciso dos, se pueden comparar con datos obtenidos de la bibliografía para aguas residuales domésticas y los cuales son mostrados en la Tabla VI-11, para una aportación de 300 l/ha/día.

De lo anterior se puede concluir, que para el diseño de los diferentes dispositivos de tratamiento de aguas residuales domésticas en la República Mexicana, forzosamente se requerirá de la información recopilada para cada población en particular debido, a la gran variación que hay con respecto a la información obtenida en la bibliografía la cual es ajena a nuestro medio.

De un análisis de los datos con respecto al Reglamento para la Prevención y Control de la Contaminación del Agua, el cual fija ciertas normas de calidad de la misma y cuyos límites para ciertos parámetros, son mostrados en la Tabla VI-1m, de ellos se puede concluir, lo siguiente:

- a). - Que las descargas de las poblaciones de Río Bravo y Vallehermoso, en el Estado de Tamaulipas, se hallan dentro de los límites del Reglamento.
- b). - Con respecto a las poblaciones del Estado de Hidalgo, se puede concluir lo siguiente: para la población de Tula de Allende, sus descargas andan fuera de los límites en lo que respecta a Sólidos Sedimentables. Para la población de Tepeji de Ocampo, su descarga anda fuera del Reglamento con respecto a Sólidos Sedimentables, Grasas y Aceites.

Tabla VI-1-a Descarga Número 1 Avenida México Río Bravo, Tamps. \*

C-11

H o r a	Carga hidráulica en cm.	Carga hidráulica en ft.	$1131 H^2 = Q$	Q = gal/min	Q = l/min
9:00	24.5	0.804	$1131 (0.804)^{2.47}$	660	2498
10:00	23.8	0.781	$1131 (0.781)^{2.47}$	614	2324
11:00	24.0	0.787	$1131 (0.787)^{2.47}$	625	2366
12:00	24.3	0.797	$1131 (0.797)^{2.47}$	646	2444
13:00	23.9	0.784	$1131 (0.784)^{2.47}$	620	2347
14:00	23.8	0.781	$1131 (0.781)^{2.47}$	614	2324
15:00	23.5	0.771	$1131 (0.771)^{2.47}$	594	2248
16:00	23.9	0.784	$1131 (0.784)^{2.47}$	619	2343
17:00	23.5	0.770	$1131 (0.770)^{2.47}$	593	2244
18:00	23.2	0.761	$1131 (0.761)^{2.47}$	576	2180
19:00	24.0	0.787	$1131 (0.787)^{2.47}$	625	2366
22:00	23.5	0.771	$1131 (0.771)^{2.47}$	594	2248

\* La medición del caudal se hizo por medio de vertedor de abertura en V a 90°

f-1A

Tabla VI-1-b Descarga Número 2 Panteón, Río Bravo, Tamps. *					
H o r a	Carga hidráulica en cm	Carga hidráulica en ft.	1131 $H^{2.47} = Q$	Q = gal/min	Q = l/min
8:00	13.0	0.43	1131 (0.43) <sup>2.47</sup>	141	534
9:00	13.7	0.45	1131 (0.45) <sup>2.47</sup>	157	594
10:00	15.2	0.50	1131 (0.50) <sup>2.47</sup>	204	772
11:00	15.5	0.51	1131 (0.51) <sup>2.47</sup>	214	810
12:00	16.0	0.53	1131 (0.53) <sup>2.47</sup>	236	893
13:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734
14:00	14.5	0.47	1131 (0.47) <sup>2.47</sup>	175	663
15:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734
16:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734
17:00	16.0	0.53	1131 (0.53) <sup>2.47</sup>	236	893
18:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734
19:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734
20:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734
21:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734
22:00	15.0	0.49	1131 (0.49) <sup>2.47</sup>	194	734

\* La medición del caudal se hizo por medio de vertedor de abertura en V a 90°.

Tabla VI-1-c

Descarga Unica Valle Hermoso, Tamaulipas \*

\*

H o r a	Area Sección A m <sup>2</sup>	Area Sección B m <sup>2</sup>	Area Promedio m <sup>2</sup>	Velocidad Promedio m/seg	Gasto l/min
8:00	0.2351	0.1758	0.2054	0.203	2520
13:00	0.2426	0.1846	0.2136	0.174	2220
18:00	0.2227	0.1568	0.1897	0.191	2160

\* La medición del caudal se hizo por el método de Sección-velocidad .

Tabla VI-1-d

Descarga Número 1

Avenida Cinco de Febrero, Tula, Hdgo.

\*

H o r a

Gasto l/min

8:00

2.04

13:00

2.37

18:00

2.37

\* La medición de caudal se hizo empleando el método de tiempo de llenado de volúmenes conocidos.

Tabla VI-1-e

Descarga Número 2

Avenida Héros de Chapultepec, Tula Hgo.

\*

H o r a	Gasto l/min
8:00	0.99
13:00	0.76
18:00	0.71

\* La medición del caudal se hizo empleando el método de tiempo de llenado de volúmenes conocidos.

Tabla VI-1-f Descarga Número 3 Calle Cinco de Mayo, Tula, Hgo. \*

H o r a	Area Sección A m <sup>2</sup>	Area Sección B m <sup>2</sup>	Area Promedio m <sup>2</sup>	Velocidad Promedio m <sup>2</sup>	Gasto l/min
8:00	0.31	0.19	0.25	0.14	35
13:00	0.26	0.15	0.21	0.12	25
18:00	0.18	0.13	0.16	0.16	26

\* La medición del caudal se hizo por el método de Sección Velocidad.

Tabla VI-1-g

Descarga Unica, Tepeji de Ocampo, Hidalgo.

\*

Hor a	Area Sección A m <sup>2</sup>	Area Sección B m <sup>2</sup>	Area Promedio m/seg	Velocidad Pro- medio m/seg	Gasto l/min
8:00	0.03	0.01	0.02	0.5	10
10:00	0.03	0.01	0.02	0.5	10
12:00	0.04	0.015	0.028	0.62	17
13:00	0.014	0.034	0.024	0.062	15
14:00	0.034	0.012	0.023	0.63	14
17:00	0.031	0.012	0.022	0.54	12
18:00	0.03	0.01	0.02	0.57	11

\* La medición del caudal se hizo empleando el método de Sección Velocidad. -

Tabla VI-1-h Descargas Río Bravo, Tamp.

Característica .-	Descarga Av. México.	Descarga Panteón. -
pH	6.8	6.8
Temperatura (°C)	29	29
DBO (mg/l)	162	133
DQO (mg/l)	438	367
N amoniacal (mg/l)	1.56	1.98
N orgánico (mg/l)	2.80	2.81
PO <sub>4</sub> = totales (mg/l)	5.2	5.03
Grasas y aceites (mg/l)	24.4	45
Sólidos totales (mg/l)	2279	2898
Sólidos totales fijos (mg/l)	1768	2255
Sólidos totales volátiles (mg/l)	511	643
Sólidos suspendidos totales (mg/l)	206	132
Sólidos suspendidos fijos (mg/l)	69	55
Sólidos suspendidos volátiles (mg/l)	137	77
Sólidos disueltos totales (mg/l)	2093	2774
Sólidos disueltos fijos (mg/l)	1698	2200
Sólidos disueltos volátiles (mg/l)	395	574
Sólidos sedimentables	1.7	0.5

Tabla VI-1-1 Descargas de Vallehermoso, Tamps.

Característica	Descarga Unica
pH	7.11
Temperatura (°C)	31.70
D B O (mg/l)	162.32
DQO (mg/l)	380.56
N-amoniaco (mg/l)	1.79
N-orgánico (mg/l)	3.04
PO <sub>4</sub> = totales (mg/l)	5.11
Grasas y aceites (mg/l)	50
Sólidos totales (mg/l)	1568.04
Sólidos totales fijos (mg/l)	1251.67
Sólidos totales volátiles (mg/l)	316.37
Sólidos suspendidos totales (mg/l)	123.13
Sólidos suspendidos fijos (mg/l)	68.33
Sólidos suspendidos volátiles (mg/l)	54.80
Sólidos disueltos totales (mg/l)	1444.52
Sólidos disueltos fijos (mg/l)	1183.32
Sólidos disueltos volátiles (mg/l)	261.20
Sólidos sedimentables (mg/l)	0.116

Tabla VI - 1 - j

Descargas de Tula de Allende, Hgo.

Característica	Muestras compuestas tres descargas
pH	6.7
Temperatura ( °C)	21.7
D. B. O. (mg/l)	877.0
D. Q. O. (mg/l)	1217.0
N-amoniacal (mg/l)	42.0
N-orgánico (mg/l)	13.10
PO <sub>4</sub> =totales (mg/l)	25.5
Grasas y aceites (mg/l)	63.0
Sólidos totales (mg/l)	1052.0
Sólidos totales fijos (mg/l)	571.16
Sólidos totales volátiles (mg/l)	481.34
Sólidos suspendidos (mg/l)	286.41
Sólidos suspendidos fijos (mg/l)	79.33
Sólidos suspendidos volátiles (mg/l)	207.08
Sólidos disueltos totales (mg/l)	766.08
Sólidos disueltos fijos (mg/l)	4191.50
Sólidos disueltos volátiles (mg/l)	274.58
Sólidos sedimentables (mg/l)	2.55
Detergentes (mg/l)	2.46
Coliformes totales (mg/l)	814 x 10 <sup>7</sup>

Tabla VI - 1 - k

Descargas de Tepeji de Ocampo, Hgo.

Característica	Muestras compuestas descarga única
pH	6.5
Temperatura °C	17.8
D. B. O. (mg/l)	284
D. Q. O. (mg/l)	487
N-amoniaco (mg/l)	4.6
N-orgánico (mg/l)	4.4
PO <sub>4</sub> = totales (mg/l)	14.2
Grasas y aceites (mg/l)	2102.0
Sólidos totales (mg/l)	776.16
Sólidos totales fijos (mg/l)	369.7
Sólidos totales volátiles (mg/l)	406.5
Sólidos suspendidos totales (mg/l)	131.5
Sólidos suspendidos fijos (mg/l)	65.75
Sólidos suspendidos volátiles (mg/l)	65.75
Sólidos disueltos totales (mg/l)	644.6
Sólidos disueltos fijos (mg/l)	300.58
Sólidos disueltos volátiles (mg/l)	344.08
Sólidos sedimentables (mg/l)	1.18
Detergentes (mg/l)	1.53
Coliformes totales	73 x 10 <sup>8</sup>

Característica	C o n c e n t r a c i ó n		
	A l t a	Media	B a j a
pH	-	-	-
Temperatura °C	20	15	10
D. B. O. (mg/l)	300	200	100
D. Q. O. (mg/l)	100	500	250
N-amoniacal (mg/l)	50	25	12
N-orgánico (mg/l)	35	15	8
N-total (mg/l)	85	40	20
PO <sub>4</sub> = totales (mg/l)	61	31	18
Grasas y aceites (mg/l)	150	100	50
Sólidos totales (mg/l)	1200	700	350
Sólidos totales fijos (mg/l)	600	350	175
Sólidos totales volátiles (mg/l)	600	350	175
Sólidos suspendidos totales (mg/l)	350	200	100
Sólidos suspendidos fijos (mg/l)	75	50	30
Sólidos suspendidos volátiles(mg/l)	275	150	70
Sólidos disueltos totales (mg/l)	850	500	250
Sólidos disueltos fijos (mg/l)	525	300	145
Sólidos disueltos volátiles (mg/l)	325	200	105
Sólidos sedimentables (mg/l)	-	-	-
Detergentes (mg/l)	-	-	-
Coliformes totales (mg/l)	-	-	-

Tabla VI-1-m. -

Máximos Permisibles del Reglamento de Control de la Contaminación  
del Agua de la Secretaría de Recursos Hidráulicos

Característica	Concentración Máxima Tolerable mg/l
Sólidos sedimentables	1.0
Grasas y aceites	70.0
Materia flotante	Ninguna que pueda ser retenida por malla de 8mm de claro libre cuadrado
Temperatura	35 °C
pH	4.5 a 10

## BIBLIOGRAFIA

1. - Resumen de la información censal de 1970, sobre Servicios de Agua Potable y Alcantarillado en Localidades Urbanas, Subsecretaría de Planeación, S. R. H., 1973.
2. - Esquema Geográfico de México, Profesor Ramón Alcorta Guerrero, Atlas, B. F. Goodrich Euzkadi, Departamento Cartográfico de la Compañía Hulera Euzkadi, S. A. 2a. Edición, Editorial Galas de México, S. A. 1966.
3. - Gordon Maskewf, John Charles Geyer y Daniel Alexander Okun, Abastecimiento de Aguas de Remoción de Aguas Residuales, Volumen 1 y 2, Editorial Limusa-Wiley, S. A. 1968.
4. - Manual de Tratamiento de Aguas Negras, Departamento de Sanidad del Estado de Nueva York, Editorial Limusa-Wiley, S. A. México, D. F. 1969.
5. - Metecalf and Eddy Inc. Wastewater Engineering Mc. Graw-Hill Book Company, U. S. A. 1972.
6. - Planing and Making Industrial Waste Surveys Prepared by the Metal-Finishing Industry Action Committee of the Ohio River Valley Water Sanitation Commission, 1952.
7. - W. W. Eckenfelder and D. L. Ford, "Water Pollution Control" Experimental Procedures for Process design, the Pemberton press Jenkins Publishing Company Austin and New York, U. S. A. 1970.
8. - Manual del curso de Análisis de Aguas y Aguas de Desecho Vol. I y II, Subsecretaría de Planeación, Dirección General de Usos del Agua y Prevención de la Contaminación, Centro de Investigación y Entrenamiento para el Control de la Calidad del Agua, S. R. H. 1974.

9. - Standar Methods of the Examination of Water and Wastewater  
APHA. AWWA. WPCF. 13a. Edition, 1971.
10. - Clair N. Sawyer and Perry L. Mc Carty Chemistry for Sanitary Engineers Mc. Graw Hill Book, Kogakusha, 1967.
11. - Subsecretaría de Planeación. - Sistemas Económicos de Tratamiento. Tercera Etapa. Dirección General de Usos del Agua y Prevención de la Contaminación. - Dirección del Centro de Investigación y Entrenamiento.  
México, D.F. Enero de 1975. -



QUIMIC