



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE SONORA

**AISLAMIENTO DE AMIBAS DE VIDA LIBRE DE LOS
GÉNEROS DE *Naegleria* Y *Acanthamoeba*, Y SU
RELACIÓN CON PARÁMETRO FÍSICOQUÍMICOS Y
BACTERIOLÓGICOS DEL AGUA DE CANALES
PARA RIEGO DEL VALLE DEL YAQUI**

TESIS

Que para obtener el título de:

INGENIERO BIOTECNÓLOGO

Presenta:

Jesús Roberto Contreras Hurtado

CD. OBREGÓN, SON.

JUNIO DEL 2001

El presente trabajo se realizó en los laboratorios del departamento de Ecodesarrollo de la Dirección de Investigación y Estudios de Posgrado del Instituto Tecnológico de Sonora, bajo la dirección del profesor investigador Dr. Fernando Lares Villa. Este trabajo forma parte del proyecto de CONACYT 1578P-N9507.

DEDICATORIAS

A Dios

Por permitirme vivir y ser feliz.

A mis padres

María Cruz y Roberto por su amor y apoyo incondicional.

A mis hermanos

Cruz Lidia y José Manuel por esos momentos.

A mi familia

Porque siempre me han manifestado su cariño.

A mis amigos y compañeros

Por acompañarme en este camino.

A mi poda

A ti María Esther por ser la persona más importante en mi vida, con cariño.

AGRADECIMIENTOS

Al Instituto Tecnológico de Sonora

Por hacer posibles mis estudios de educación superior.

A mi asesor Dr. Fernando Lares Villa

Por su valiosa guía en la realización de este trabajo y la amistad y confianza que siempre me brindó.

A la M.C. María Guadalupe Aguilar Apodaca

Por su valiosa participación en este trabajo.

A mis revisores

Ing. Lorena Tineo García y Q. Rosario Galvez Chan; por sus sugerencias y observaciones a este trabajo.

Al los que colaboraron

M.I. Anacleto Félix Fuentes, Rafael Angulo Inzunza, y Ing. Raúl Olguín Soto, por su importante apoyo durante la realización de este trabajo.

Al personal y Departamento de Ecodesarrollo

Por la facilidades brindadas.

A mis amigos

Omar, Esthela, Héctor, Chino, Raúl, Paúl y Rada.

INDICE

	Pág.
LISTA DE CUADROS.....	iii
LISTA DE FIGURAS.....	iv
LISTA DE ANEXOS.....	vii
RESUMEN	x
II. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	4
2.1. Objetivo general	4
2.2. Objetivos específicos	4
III. JUSTIFICACIÓN	5
IV. HIPÓTESIS.....	7
V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	8
5.1 Protozoarios	8
5.1.1. Definición.....	8
5.1.2 Clases de protozoarios.....	9
5.1.3. Características morfológicas	9
5.1.4. Propiedades fisiológicas.....	10
5.1.5. Quistes	10
5.1.6. Reproducción	11
5.2. Amibas patógenas de vida libre	12
5.2.1. <i>Naegleria</i>	13
5.2.1.1. Especies de <i>Naegleria</i>	13
5.2.1.2. Morfología	14
5.2.1.3. Ciclo de vida	15
5.2.1.4. Patología	15
5.2.1.5. Diagnóstico.....	17
5.2.1.6. Cultivo	19
5.2.1.7. Tratamiento	19

5.2.2. <i>Acanthamoeba</i>	19
5.2.2.1 Especies de <i>Acanthamoeba</i>	19
5.2.2.2. Morfología	21
5.2.2.3. Ciclo de vida.....	23
5.2.2.4. Patología	24
5.2.2.5. Diagnóstico.....	27
5.2.2.6. Cultivo	29
5.2.2.7. Tratamiento	29
VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....	31
6.1. Muestreo.	31
6.2. Preparación de medios de cultivo y soluciones.....	31
6.2.1. Suspensión de <i>Escherichia coli</i>	31
6.2.2. Medio No Nutritivo con <i>Escherichia coli</i> (NNE)	32
6.2.3. Medio Cerva	32
6.2.4. Solución Isotónica	33
6.3. Análisis.....	33
6.3.1. Análisis bacteriológicos	33
6.3.2. Análisis fisicoquímicos.....	33
6.3.3. Análisis amibiano	34
6.3.3.1. Obtención de las amibas	34
6.3.3.2. Prueba de transformación ameboflagelar.....	35
6.3.3.3. Medición de quistes y trofozoítos	35
6.3.3.4. Axenización	36
VII. RESULTADOS Y DISCUSION	37
VIII. CONCLUSIONES	60
IX. RECOMENDACIONES.....	60
X. BIBLIOGRAFÍA.....	61
ANEXOS	66

LISTA DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Clasificación de <i>Naegleria</i> y <i>Acanthamoeba</i>	11
Cuadro 2. Taxonomía de <i>Acanthamoeba</i>	20
Cuadro 3. Características clínicas de queratitis por <i>Acanthamoeba</i>	28

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Trofozoíto de <i>Naegleria fowleri</i>	14
Figura 2. Ciclo de vida de <i>Naegleria</i>	15
Figura 3. Patogénesis de <i>Naegleria</i>	16
Figura 4. Ruta de invasión de <i>Naegleria</i>	18
Figura 5. Trofozoíto de <i>Acanthamoeba</i>	21
Figura 6. Quistes de <i>Acanthamoeba</i>	22
Figura 7. Comparación morfológica de <i>Acanthamoeba</i> y <i>Naegleria</i>	23
Figura 8. Patogénesis de <i>Acanthamoeba</i>	25
Figura 9. Comportamiento del pH en el agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	38
Figura 10. Variación mensual de la Conductividad Eléctrica en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997...39	
Figura 11. Variación de Temperatura Ambiental en el sitio de muestreo de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	40
Figura 12. Variación de la temperatura del agua de muestras de cinco	

canales para riego del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	41
Figura 13. Variación del OD en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	42
Figura 14. Variación de la alcalinidad del agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	43
Figura 15. Comportamiento de la DBO en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	44
Figura 16. Contenido de Sólidos Totales en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	46
Figura 17. Variación de STV de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	46
Figura 18. Contenido de STF de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	47
Figura 19. Variación de los SST en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	47
Figura 20. Comportamiento de los SSV en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	48
Figura 21. Comportamiento de los SSF en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	48
Figura 22. Niveles de SDT en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	49
Figura 23. Niveles de SDV en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	49
Figura 24. Comportamiento de los SDF en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	50
Figura 25. Cuenta Total de bacterias aisladas de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	51
Figura 26. Coliformes totales aislados de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	52
Figura 27. Coliformes fecales aislados de agua para riego de cinco canales	

del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	52
Figura 28. Frecuencia de aislamiento de amibas de vida libre de cinco canales Para riego del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.....	55
Figura 29. Principales géneros de amibas de vida libre aislados cada mes en cinco canales para riego del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997....	56
Figura 30. Cepas de <i>Naegleria</i> acumuladas por mes de los cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.....	57
Figura 31. Distribución estacional de <i>Naegleria</i> spp, en cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.....	58
Figura 32. Distribución estacional de <i>Acanthamoeba</i> spp, en cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.....	58
Figura 33. Distribución estacional de <i>Hartmanella</i> spp en cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.....	59

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Valores de pH de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	66
Anexo 2. Conductividad eléctrica CE ($\mu\text{mhos/cm}$) de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	67
Anexo 3. Temperatura ambiente ($^{\circ}\text{C}$) en el sitio de muestreo de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	67
Anexo 4. Temperatura del agua ($^{\circ}\text{C}$) de muestras de cinco canales para riego del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	68
Anexo 5. Oxígeno disuelto O.D. (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	68
Anexo 6. Alcalinidad (mg/l) del agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	69
Anexo 7. Demanda bioquímica de oxígeno DBO (mg/l) del agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	69

Anexo 8. Sólidos totales ST (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	70
Anexo 9. Sólidos totales volátiles STV (mg/l) en el agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	70
Anexo 10. Sólidos totales fijos STF (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	71
Anexo 11. Sólidos suspendidos totales SST (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	71
Anexo 12. Sólidos suspendidos volátiles SSV (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	72
Anexo 13. Sólidos suspendidos fijos SSF (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	72
Anexo 14. Sólidos disueltos totales SDT (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	73
Anexo 15. Sólidos disueltos volátiles SDV (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	73
Anexo 16. Sólidos disueltos fijos SDF (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	74
Anexo 17. Cuenta total de bacterias (UFC / ml), aisladas de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	74
Anexo 18. Coliformes totales (NMP / 100ml), aislados de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	75
Anexo 19. Coliformes fecales (NMP / 100 ml), aislados de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	75
Anexo 20. Amibas de vida libre aisladas en cinco canales de agua para riego del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.....	76
Anexo 21. Número de cepas del género de <i>Naegleria</i> encontradas en cinco canales de riego del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	77
Anexo 22. Número de cepas del género de <i>Naegleria</i> aisladas por estación del año de cinco canales de riego del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....	77

- Anexo 23. Número de cepas del género de *Acanthamoeba* aisladas por estación del año de cinco canales de riego del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....78
- Anexo 24. Número de cepas del género de *Hartmanella* aisladas por estación del año de cinco canales de riego del Valle del Yaqui. ITSON 1997.....78

RESUMEN

Las amibas de vida libre de los géneros *Naegleria* y *Acanthamoeba* han despertado gran interés a raíz del descubrimiento de que podían causar enfermedades en el hombre y los animales. Desde el punto de vista ecológico, poco se sabe sobre los factores que determinan su distribución geográfica y número en un hábitat determinado. La humedad, la temperatura, el alimento disponible y otras condiciones fisicoquímicas todavía poco conocidas tienen sin duda importancia en su desarrollo.

Por lo anterior seleccionamos algunas determinaciones físicoquímicas y bacteriológicas dependiendo de las posibilidades técnicas y económicas para su realización, sin más pretensión que la de registrar su variación anual y compararla con la presencia de amibas.

En el Valle del Yaqui existe una gran red de canales de riego, en donde a orilla de sus cauces se encuentra un gran número de asentamientos humanos, y durante las temporadas calurosas los habitantes de ellas suelen nadar en sus aguas. Debido a las

similitudes climatológicas y socioeconómicas entre el Valle del Yaqui y el Valle de Mexicali, y dado que en este último se han presentado casos de enfermedades producidas por amibas de vida libre patógenas, hace suponer la presencia de dichos microorganismos en las aguas de la región.

Se tomaron muestras de agua de cinco canales de riego agrícola adyacentes a las comunidades de Esperanza, Providencia, San Ignacio Río Muerto, Quetchehueca y el Tobarito. Se midió la temperatura ambiental y del agua, pH, conductividad eléctrica, sólidos, OD, DBO, alcalinidad; así mismo se determinó la cuenta total de mesófilos, coliformes totales y fecales.

Los resultados indicaron que las condiciones para el desarrollo de amibas de vida libre se encuentran presentes en este tipo de agua al aislarse 139 cepas, predominando su aislamiento durante los meses con temperaturas mayores. Excepto la temperatura, ningún otro parámetro fisicoquímico de los determinados mostró relación entre la proliferación de amibas así como tampoco los bacteriológicos. La variedad de amibas aisladas fue grande pues se identificaron ocho géneros y varios quedaron sin identificar. Los géneros que predominaron fueron *Hartmanella*, *Naegleria* y *Acanthamoeba*, aislándose en los meses fríos las hartmanelas, las naeglerias en primavera-verano y las acantamoebas durante todo el año. La presencia de *Naegleria* en los canales durante la época de primavera-verano, de mayor calor en la región, hace de la práctica de natación entre los bañistas un riesgo de adquirir meningoencefalitis amibiana primaria, enfermedad altamente letal por su difícil diagnóstico, rápida evolución y tratamiento poco efectivo, además de otras infecciones.

El presente trabajo forma parte del proyecto No. 1578P-N9507 apoyado por CONACYT.

I. INTRODUCCIÓN

Los protozoos son protistas eucarióticos que se presentan como células aisladas o en colonias. Por su tamaño son predominantemente microscópicos. Su nombre deriva de las palabras griegas *protos* y *zoon*, que significan “primero” y “animal”(Pelczar, 1983).

Carecen de pared celular y por lo general son incoloros y móviles. Se distinguen de las bacterias por su tamaño, que es mayor, y su naturaleza eucariótica; de las algas por su falta de clorofila; de las levaduras y de otros hongos por su movilidad y su ausencia de una pared celular y de los mohos viscosos, por su falta de formación de cuerpos de fructificación. Los protozoarios obtienen su alimento al ingerir otros organismos o partículas orgánicas. Se encuentran en una variedad de hábitats de agua dulce y de agua de mar; gran cantidad de ellos son parásitos de otros animales, incluyendo al hombre (Brock, 1993).

Desde el punto de vista ecológico, los protozoos se dividen en: *de vida libre* y los que viven sobre o dentro de otros organismos. Este último grupo se conocen como protozoos *simbióticos* (o parásitos). Los estadios vegetativos (tróficos) de estos protozoos de vida libre existen en cualquier clase de agua, y en la arena, tierra, o

materia orgánica en descomposición. También, en las regiones polares y a grandes altitudes. Los factores que influyen en su distribución geográfica y número en un hábitat determinado son la humedad, temperatura, alimentos disponibles y otras condiciones físicas y químicas (Pelczar, 1983).

Los protozoarios parásitos se encuentran prácticamente asociados con toda clase de animales vivos e incluso con tipos que parasitan en otros protozoarios. Estas formas parásitas tienen distribución más limitada que los organismos de vida libre, al encontrarse sólo en determinados animales o en huéspedes humanos a los que se han llegado a adaptar (Burdon, 1982).

Como es lo apropiado para los organismos que “cazan” su alimento propio, la mayor parte de los protozoarios son móviles. Más aún, su mecanismo de movilidad es característica clave que se usa para dividirlo entre grupos taxonómicos importantes (Brock, 1993).

Desde el siglo pasado las amibas de vida libre se han usado como herramientas de investigación por biólogos celulares. Fue a finales de la década de los años cincuentas que su potencial patógeno para el hombre fue apreciado, cuando Culbertson demostró que estas amibas contaminaban a las células del riñón del mono *Rhesus* (Ferrante, 1990).

Las pequeñas amibas de vida libre, *Naegleria* y *Acanthamoeba*, han sido consideradas por los clínicos y microbiólogos como organismos exóticos encontrados en infecciones raras, tales como Meningoencefalitis Amibiana Primaria y Queratitis. Estos protozoarios son clasificados dentro del *phylum* Sarcomastigophora. El interés en este grupo de microorganismos fue generado originalmente por el diagnóstico de un caso de queratitis por *Acanthamoeba* en 1979. Recientes descubrimientos de casos nuevos en personas que usan lentes de contacto despertaron este interés (Ma, 1990).

Por otro lado, la Meningoencefalitis Amibiana Primaria (MAP) es una enfermedad provocada en los humanos por ameboflagelados de vida libre del género *Naegleria* y caracterizada por lesiones necrotizantes y hemorrágicas del sistema nervioso central (SNC), con una evolución clínica rápidamente fatal (García y cols., 1980).

Las amibas de vida libre se encuentran ampliamente distribuidas en la naturaleza, quedando por aclarar qué factores físicos, químicos y biológicos, determinan su abundancia en ciertos sitios que deberían ser reconocidos como posibles focos de infección. El Valle del Yaqui cumple con las características adecuadas para el desarrollo de éstos organismos, por lo que resulta importante saber si su presencia cambia con las características del agua a lo largo de un año.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Efectuar un análisis protozoológico para identificar la presencia de amibas de vida libre patógenas de los géneros *Naegleria* y *Acanthamoeba*, y su relación con los parámetros fisicoquímicos y bacteriológicos, en los principales canales de riego del Valle del Yaqui, durante el ciclo enero de 1997 a diciembre de 1997.

2.2 Objetivos específicos

- Realizar muestreos mensuales a las aguas de los canales de riego del Valle del Yaqui.
- Realizar análisis fisicoquímicos y bacteriológicos a las aguas de riego.
- Aislar e identificar las amibas de vida libre, del genero *Naegleria* y *Acanthamoeba*, presentes en el agua de riego.

III. JUSTIFICACIÓN

Se sabe que las amibas de vida libre pueden encontrarse en cualquier cuerpo de agua, y además existe una gran red de canales de riego en el Valle del Yaqui, en donde a la orilla de sus causas habita un gran número de personas que en temporada de calor suelen nadar en ellos.

Por otro lado, existe una gran similitud entre los Valles del Yaqui y el Valle de Mexicali, y debido a que en este último se han presentado algunos casos de enfermedades producidas por amibas de vida libre patógenas, hace suponer la presencia de dichos microorganismos en las aguas de la región.

Además de que existe poca información de trabajos anteriores que establezcan una relación entre los parámetros fisicoquímicos y bacteriológicos del agua donde se encuentran.

Es debido a todo lo anterior que el presente trabajo intentará establecer una relación entre las condiciones climáticas, fisicoquímicas y bacteriológicas, que influyen directamente sobre los canales de riego del Valle del Yaqui, y la presencia o ausencia de las amibas de vida libre patógenas.

IV. HIPÓTESIS

La presencia de amibas de vida libre patógenas puede estar determinada por la carga bacteriana y los parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua, así como a las condiciones climáticas presentes en la región.

V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

5.1. Protozoarios

Los protozoarios son microorganismos eucarióticos unicelulares que carecen de paredes celulares. Por lo general son incoloros y móviles. Los protozoarios se distinguen de las bacterias por su tamaño que es mayor, y su naturaleza eucariótica, de las algas por su falta de clorofila; de las levaduras y de otros hongos por su movilidad y ausencia de una pared celular, y de los mohos viscosos por su falta de formación de cuerpos de fructificación. Los protozoarios obtienen su alimento al ingerir otros organismos o partículas orgánicas. Los protozoarios se encuentran en una variedad de hábitats de agua dulce y de agua de mar; gran cantidad de ellos son parásitos de otros animales, incluyendo el hombre y algunos se encuentran desarrollándose sobre la tierra y en hábitats aéreos, por ejemplo las superficies de los árboles (Brock, 1993).

5.1.1. Definición

Los protozoos son protistas eucarióticos que se presentan como células aisladas o en colonias. Por su tamaño son predominantemente microscópicos. Su nombre deriva de las palabras griegas *protos* y *zoon*, que significan “primero” y “animal” (Pelczar, 1983).

5.1.2. Clases de protozoarios

Los protozoarios organismos unicelulares que pueden medir desde 1 μm hasta 50 μm o más, midiendo la mayoría entre 50 y 250 μm . La mayoría son uninucleados pero algunos son multinucleados, pueden presentar reproducción sexual y/o asexual. Diversas formas de locomoción pueden o no presentarse, dependiendo del grupo.

Por todas estas características ha sido difícil ubicar exactamente a este grupo dentro de las diversas clasificaciones de seres vivos que hasta la fecha se siguen corrigiendo y reordenando para poder estudiarlos mejor.

Para evitar confusión acerca de la clasificación de los protozoarios y en especial de las amibas de vida libre patógenas, que son las que nos interesa estudiar, nos apegaremos al sistema de clasificación de 5 reinos propuesta por Whitaker en 1969 para los seres vivos, y a la última clasificación de protozoarios que realizó el Comité sobre Sistemática y Evolución de la Sociedad de Protozoólogos (Levine *et al.*, 1980).

Según estas clasificaciones, los protozoarios son un subreino del reino Protista del sistema de 5 reinos y las amibas que nos interesan forman parte del *Phylum Sarcomastigophora*, con 2000 parásitos y que es uno de los 7 *phyla* en los que se dividen los protozoarios (los otros *phyla* son: *Labyrinthomorfa*, *Apicomplexa*, *Microspora*, *Myxozoa*, *Ascetospora* y *Ciliófora*). Como ejemplo de clasificación, tomaremos la de las amibas de los géneros *Naegleria* y *Acanthamoeba*, desde el reino hasta especie, según se puede ver en el Cuadro 1.

5.1.3. Características morfológicas

Todos los protozoarios tienen al menos un núcleo distinto del protoplasma. Los centenares de diferentes especies varían mucho en tamaño. Algunas formas parásitas tienen las dimensiones de las bacterias más pequeñas, mientras que muchas otras alcanzan 20, 50, 100 e incluso 400 μm de longitud, por 30 a 50 μm de ancho (Burdon y Williams, 1982).

5.1.4. Propiedades fisiológicas

La gran mayoría de los protozoarios, tanto de vida libre como parásitos, se parece claramente a los animales en sus hábitos alimenticios. Ingieren partículas sólidas, las digieren y luego expulsas al exterior el residuo indigerible. Cuando las amibas se desarrollan junto con bacterias en un cultivo de laboratorio, no obtienen su alimento del medio sino que se alimentan de las misma bacterias. Sin embargo, los organismos parásitos de la clase *Sporozoa* solo se nutren por absorción directa de materiales alimenticios solubles a través de sus paredes celulares (Burdon y Williams, 1982).

La captación de macromoléculas de solución se efectúa por un procedimiento que se denomina *pinocitosis*. Gotitas de líquido son succionadas en un canal formado por la invaginación de la membrana celular y al estrujarse partes de este canal el fluido queda encerrado dentro de una vacuola membranosa. La mayor parte de los protozoarios son capaces de ingerir materiales particulares por *fagocitosis*, un proceso que consiste en rodear una partícula alimenticia con una porción de su membrana celular flexible para engullir la partícula y traerla al interior de la célula. Algunos protozoarios pueden literalmente tragar partículas de materia (como por ejemplo bacterias) operando una estructura especial llamada *fauces* (Brock, 1993).

5.1.5. Quistes

La amplia distribución de protozoarios de vida libre se debe en parte a su capacidad para *enquistarse*, es decir, de formar células resistentes llamadas *quistes*. La mayoría de los protozoarios parásitos pueden también enquistarse cuando su medio más próximo se deseca o de alguna otra manera se vuelve desfavorable. Los quistes de los protozoarios intestinales se forman en los intestinos bajos y se eliminan por las heces. Por esto, la materia fecal es la fuente que infecta nuevos huéspedes (Burdon y Williams, 1982).

Cuadro 1. Clasificación de *Naegleria* y *Acanthamoeba* (Ma, 1990).

Reino:	<i>Protista</i>	
Subreino:	Protozoa	
Phylum:	<i>Sarcomastogophora</i>	
Subphylum:	Sarcodina	
Superclase:	Rhizpoda	
Orden:	<i>Schizopyrenida</i>	<i>Amoebida</i>
Suborden:		Acanthopodina
Familia:	Vahlkampfiidae	Acanthamoebidae
Genero:	Naegleria	Acanthamoeba
Especies:	Aisladas en infecciones humanas	
	<i>N. fowleri</i>	<i>A. astronyxis</i>
		<i>A. castellanii</i>
		<i>A. culbertsoni</i>
		<i>A. hatchetti</i>
		<i>A. palestinensis</i>
		<i>A. polyphaga</i>
		<i>A. rhyodes</i>
	No aisladas de infecciones humanas	
	<i>N. gruberi</i>	<i>A. comandoni</i>
	<i>N. jadini</i>	<i>A. griffini</i>
	<i>N. lovaniensis</i>	<i>A. royreba</i>
	<i>N. Australiensis</i>	<i>A. tubiashi</i>
		<i>A. species</i>

5.1.6. Reproducción*a) Reproducción asexual*

Es una forma rudimentaria de multiplicación que se ve, por ejemplo, en paramecios y otros ciliados, así como amibas. Consiste en una simple fisión de los núcleos, seguida de división del citoplasma a lo largo del eje menor en dos partes aproximadamente

iguales. En otra forma del proceso de reproducción, común en los flagelados, el núcleo experimenta primero cambios más o menos complicados, semejantes a la mitosis que se produce generalmente cuando se multiplican las células de plantas y animales superiores; luego el organismo se divide en dos partes por división longitudinal del citoplasma (Burdon y Williams, 1982).

En algún momento del desarrollo de casi todas las variedades de protozoarios, los procesos asexuales de multiplicación antes mencionados se interrumpen e intervienen los fenómenos sexuales.

b) Reproducción sexual

Las actividades sexuales entre los protozoarios implican la unión de individuos de la misma especie, de manera que el material nuclear se intercambie o se fusione. Cuando esta unión es temporal, se llama *conjugación*. Los individuos relacionados, después de unirse uno con otro durante un tiempo en el que intercambian material nuclear, se separan por completo y cada uno de ellos sigue creciendo y multiplicándose independientemente. Cuando la unión es permanente y las sustancias de las dos células se llegan a fusionar, se llama *copulación*. Las células individuales que intervienen, a veces son morfológicamente parecidas aunque por lo general difieren en tamaño y forma. En el desarrollo más complejo de este tipo sexual de multiplicación, todo el proceso es asombrosamente semejante al de la reproducción entre animales superiores (Burdon y Williams, 1982).

5.2. Amibas patógenas de vida libre

Una amiba es un animal microscópico, verdaderamente primitivo, de estructura elemental. Su cuerpo unicelular es una masa diminuta de materia viva dentro de una membrana semipermeable, delgada y flexible. No tienen estructuras internas especiales, a excepción del núcleo. En el citoplasma, sin embargo, hay numerosas vacuolas y varias inclusiones (Burdon y Williams, 1982).

Las amibas de vida libre en general constituyen un gran grupo que habitan en aguas dulces, salobres, agua de mar, suelos húmedos o vegetales en descomposición. Desde el siglo pasado las amibas de vida libre se han usado como herramientas para la investigación por biólogos celulares. Fue relativamente reciente (finales de los 50's) que se apreció su potencial de patógenos para el hombre, cuando Culbertson demostró que las amibas cultivadas en células de riñón del mono *rhesus* eran patógenas para ratones y monos (Culbertson, 1958).

Sin embargo, no se establecieron sus causas de enfermedades en humanos hasta que una década más tarde cuando Fowler y Carter (1965) demostraran que las amibas de vida libre eran las responsables de la meningoencefalitis fatal de niños de Australia del sur. Durante el mismo período, Butt (1966), reportó casos similares en Florida y nombró a la enfermedad como “meningoencefalitis amibiana primaria” para distinguirla de los abscesos causados por la infección con *Entamoeba histolytica*. En los últimos años se ha puesto de relieve con una frecuencia cada vez mayor que algunas “amibas acuáticas” de vida libre pertenecientes a los géneros *Naegleria* y *Acanthamoeba* son capaces de pasar a una situación de parasitismo facultativo, pudiendo provocar graves perjuicios para salud del hombre y de los animales de laboratorio (Mehlhorn y Piekarski, 1989).

5.2.1. Naegleria

El genero *Naegleria* pertenece a la familia *Vahlkampfiidae*, cuyos miembros se caracterizan por ser ameboflagelados, capaces de asumir temporalmente la forma flagelada o la forma ameboide, que carece de flagelos (Markell y Voge, 1986).

5.2.1.1. Especies de Naegleria

Varias especies de *Naegleria* han sido descritas (*N. gruberi*, *N. jadini*, *N. fowleri*, *N. lovaniensis*, *N. australiensis*, *N. itálica*, *N. andersoni*, *N. jamiesoni*, *N. minor*, *N. clarki*, *N. galeacystis*, *N. pussardi*), pero solo *N. fowleri* es sabido que cause enfermedad en los humanos. Debido a que *N. fowleri* es morfológicamente indistinguible de las otras especies de *Naegleria*, criterios no morfológicos (tales como electroforesis de

isoenzimas, inmunofluorescencia y patrones de restricción de DNA) tienen que ser usados para identificar la especie.

5.2.1.2. Morfología

Los quistes se forman en cultivos de agar igual que en la naturaleza, son uninucleados, de contorno circular y de 7-10 μ m de diámetro, con una pared lisa de aproximadamente de 1 μ m de grosor. En el quiste no teñido solo pueden verse algunos gránulos finos; el núcleo no es evidente y los quistes suelen aparecer vacíos. Cuando se tiñe, el núcleo tiene el mismo aspecto que en el trofozoíto, pero es más pequeño (aproximadamente 1.5 μ m). Las estructuras visibles al microscopio electrónico son poros en la pared del quiste, mitocondrias, retículo endoplasmático, vesículas y gránulos secretores (Jadin *et al.*, 1974; Schuster, 1975).

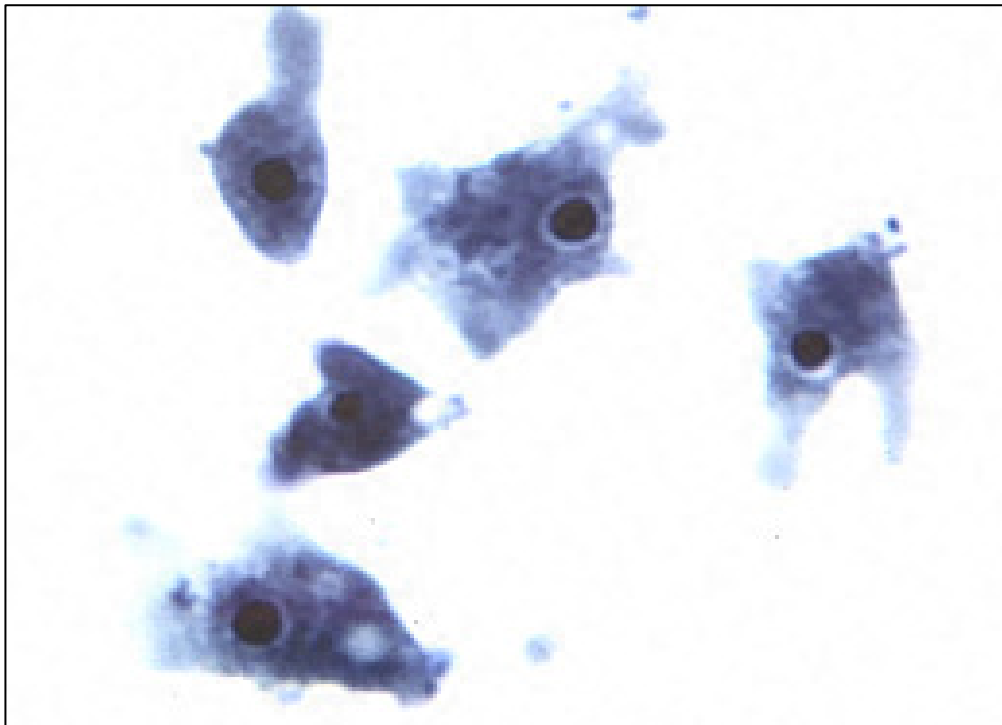


Figura 1. Trofozoítos de *N. fowleri*

<http://www.msc.edo/osbontb/naegleriafowleri.htm>

5.2.1.3. Ciclo de vida

Naegleria fowleri tiene un ciclo de vida complejo para un organismo unicelular (Figura 2); pueden existir como quiste, trofozoíto vegetativo o forma flageladas móviles. La temperatura es uno de los factores que mejor determina la persistencia de fases específicas encontradas en el ambiente, además de nutrientes medioambientales y concentraciones iónicas (Ferrante, 1990).

5.2.1.4. Patología

Se habla de naegleriamebiasis si la infección es causada por *N. fowleri*, que inicia como nasofaringitis que progresa hasta originar meningoencefalitis (Figura 4). El Cuadro clínico originado por esta amiba es de tipo agudo y hemorrágico y por ello, durante mucho tiempo el diagnóstico solo se realizó con material de necropsia (Rodríguez, 1984).

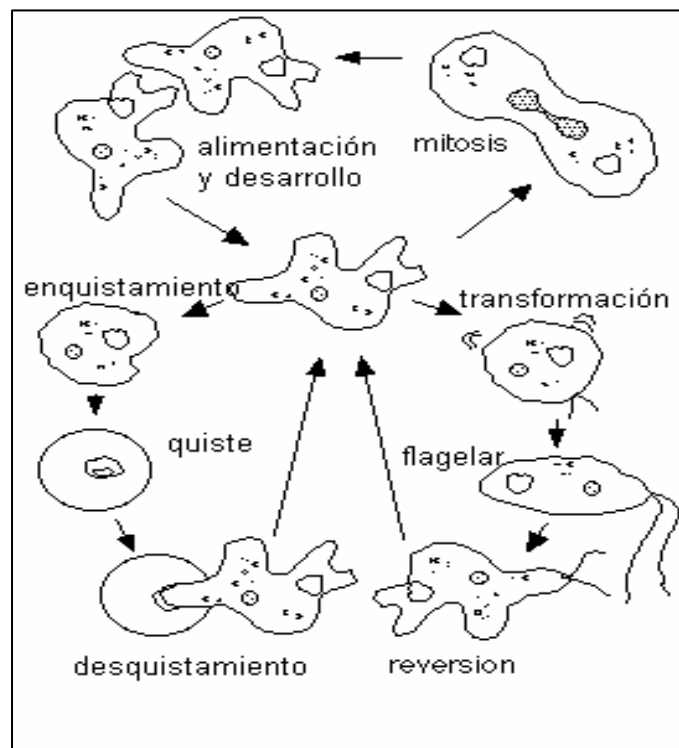


Figura 2. Ciclo de vida de *Naegleria*

<http://www.ruf.rice.edu/~bioslabs/studies/invertebrates/naegleria.html>

La mayoría de los casos reportados de meningoencefalitis por *Naegleria* involucran a niños. Los pacientes normalmente presentan cambios tempranos en sabor y olor a tres días después de la exposición al agua, seguido por un ataque de fiebre, náuseas, vómitos y adormecimiento encaminado a coma. La mayoría de los pacientes sobreviven menos de una semana después de haberse presentado los síntomas iniciales. Evidentemente no existen diferencias clínicas obvias entre meningoencefalitis por *Naegleria* de la meningoencefalitis por piogénica bacteriana aguda (Ferrante, 1990).

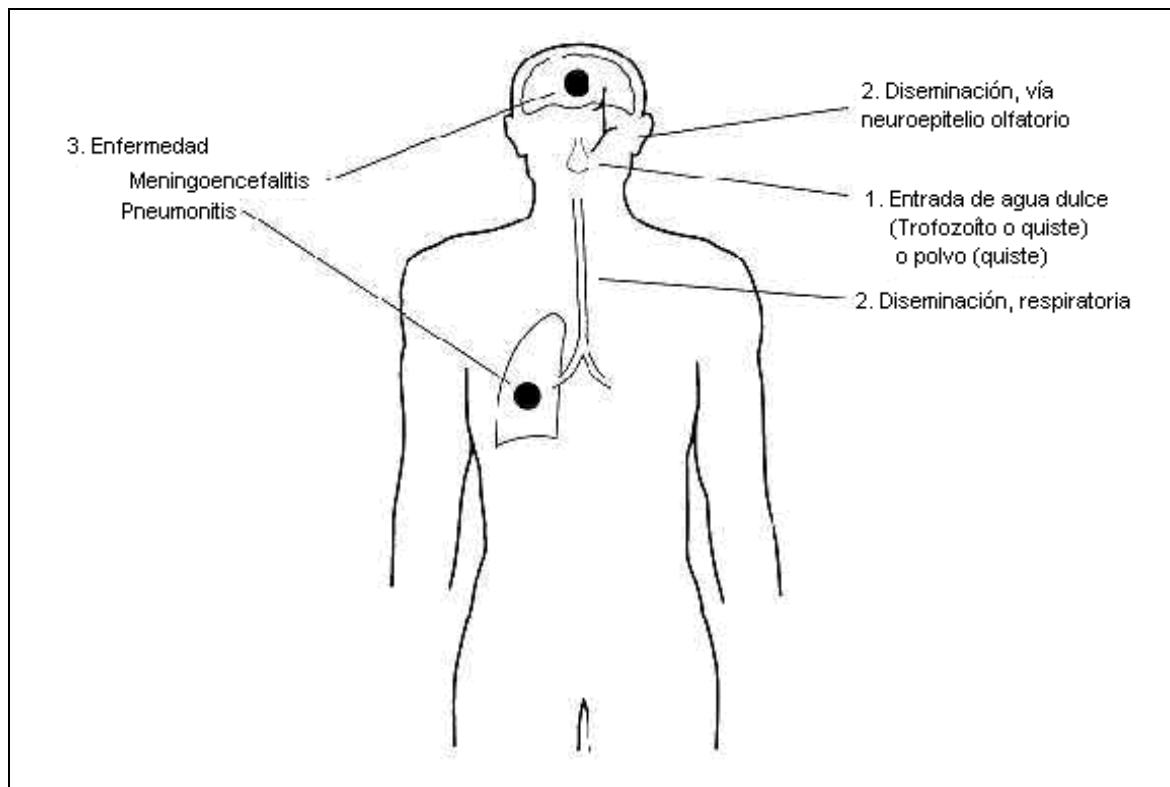


Figura 3. Patogénesis de *Naegleria*

Para *N. fowleri* la existencia de trofozoítos requiere de temperaturas por arriba de 30°C. Las bacterias en el medio ambiente actúan no solo para promover el desenquistamiento, si no también, para simular fagocitosis, también aumenta la actividad que probablemente induce la virulencia. Es así que, no sorprende que las infecciones por *Naegleria* sean regularmente asociadas al contacto con aguas termales (Ferrante, 1990).

La persona infectada posee varios medios por los cuales puede prevenir las infecciones de amibas de vida libre. Cuando la amiba es depositada en sitios primarios, tal como la piel, neuroepitelio u otras superficies respiratorias, solo una pequeña porción puede sobrevivir. Una infección exitosa por *N. fowleri* puede, sin embargo, ocurrir como consecuencia de una alta dosis de amiba posiblemente acompañada de bajos niveles de anticuerpos antiamebicos, como ocurriría en niños pequeños (Reilly *et al.* 1983).

Especies de *Naegleria* (entre otras *N. fowleri* y *N. australensis*) aparecen en el líquido cefalorraquídeo de las personas infectadas en forma de pequeñas amibas (20 μ m x 7 μ m) con núcleo vesiculosos (nucleolo grande) y con pseudópodos hialinos relativamente grandes. En el agua libre y en los cultivos calentados sobre placas también se forman quistes uninucleados de aproximadamente 10-16 μ m, así como formas biflageladas. Estas últimas formas ni se alimentan ni se dividen. Las fases ameboides se consideran infecciosas, produciendo la infección por vía nasal al bañarse en aguas contaminadas. Parece ser que estos parásitos migran por los nervios olfatorios hasta el cerebro. En este caso, tras un período de incubación de 1 a 9 días, se produce una MAP, que casi siempre es mortal (Mehlhorn y Piekarski, 1989).

Sin embargo, se han aislado naeglerias patógenas a partir de la cavidad nasal de personas que no habían estado bañándose (Chang *et al.*, 1975), lo que sugiere que puede haber transmisión aérea de quistes viables. Como la fase de flagelado de *Naegleria* es acuática y muy móvil, quizás ésta sea la forma que penetra con mayor frecuencia en la cavidad nasal, donde recupera la forma ameboide antes de invadir los tejidos olfatorios y el cerebro (Carter, 1970).

5.2.1.5. Diagnóstico

El hecho de haber nadado en agua dulce poco antes del ataque de los síntomas apuntaría a un diagnóstico de meningoencefalitis por *Naegleria* (ver Figura 4), pero otro diagnóstico antes de la muerte es la identificación de trofozoítos en el líquido cefalorraquídeo. Microcópicamente se puede visualizar el movimiento de la amiba en el líquido cefalorraquídeo. La infección podría ocurrir por contacto de la ruta nasal con

los trofozoítos del agua contaminada. La invasión de la amiba se lleva a cabo por la vía del neuroepitelio olfatorio donde son vistas las primeras lesiones (en infecciones de ratones) (Carter 1970, Martínez *et al.* 1973). La amiba no parece extenderse hacia la sangre (Ferrante, 1990). La invasión del sistema nervioso central es directa a lo largo del nervio olfatorio penetrando la placa cribriforme. En el sistema nervioso central la amiba se multiplica rápidamente destruyendo los bulbos olfatorios y produciendo una hemorragia extendida y una necrosis encefálica (Ferrante, 1990).

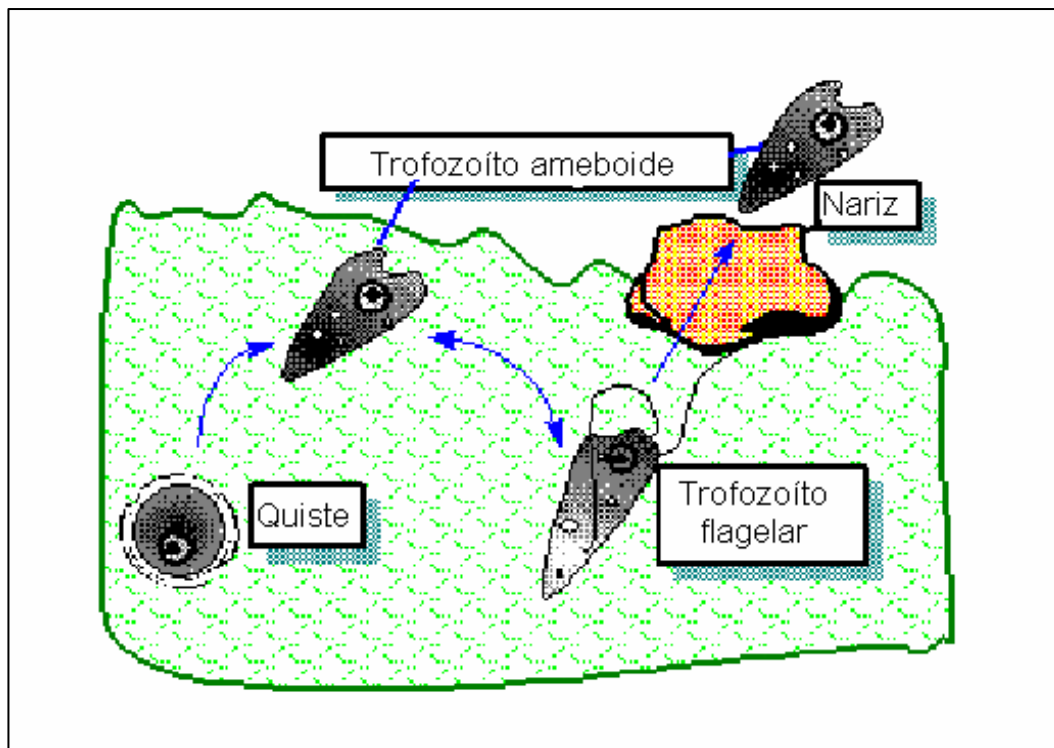


Figura 4. Ruta de invasión de *Naegleria*

<http://martin.parasitology.mcgill.ca/jimspage/biol/negl.htm>

Por lo general no pueden reconocerse por la tinción de la técnica de Gram, pero se distinguen fácilmente de las células inflamatorias en las preparaciones teñidas por la técnica de Wright (John, 1982).

Según Rodríguez (1984), este parásito también se puede identificar al utilizar tinción de Gomori, pero hay otras pruebas importantes, como: la capacidad de crecer a 42°C y tomar su forma flagelar; por la morfología de sus quistes, tipo de división nuclear y

patogenicidad para el ratón blanco suizo, así por crecer en medio de agar no nutritivo y pro efecto citopatógeno que produce en cultivos celulares de aves y mamíferos. Por otra parte, pueden encontrarse e identificarse en secciones histopatológicas mediante las técnicas de inmunofluorescencia indirecta e inmunoperoxidasa (Culbertson y Harper, 1980).

5.2.1.6. Cultivo

Para el aislamiento de *Naegleria* del líquido cefalorraquídeo, del cerebro u otros tejidos se recomienda el empleo de un medio descrito por Culbertson (1968). Se trata de una placa de agar no nutritivo al 1.5 %, que se siembra con *Escherichia coli* viva, cultivada de forma independiente y añadida después.

5.2.1.7. Tratamiento

El tratamiento con drogas antimicrobianas (cloroquina, metronidazol, emetina), antibióticos y otros agentes quimioterapéuticos (5-fluorocitosina, sulfadiazina, gentamicina, hidroxistilbamidina) se han intentado sin mucho éxito. Anfotericina-B parece ser un antibiótico efectivo en contra de *N. fowleri* (García *et. al.* 1980).

Así también, Mehlhorn y Piekarski (1989) afirman que la quimioterapia se basa en la administración vía oral de anfotericina-B en combinación con altas dosis de sulfadiazina y de rifampicina. Si se reconoce a tiempo existe probabilidad de curación, aunque las experiencias al respecto son escasas.

5.2.2. *Acanthamoeba*

Acanthamoeba fue por primera vez aislada como contaminante de cultivos de tejidos y posteriormente se descubrió que producía una meningoencefalitis por instilación nasal en ratón y otros animales de laboratorio (Markell y Voge, 1986).

5.2.2.1. Especies de *Acanthamoeba*

Aunque el quiste de *Acanthamoeba* identifica inmediatamente al género, la diferenciación de especies se ha tornado muy difícil debido a la proliferación que ha

habido de éstas y cuyas descripciones en su mayoría han sido sobre diferencias morfológicas menores. Con el empleo de técnicas bioquímicas tales como el análisis isoenzimático principalmente, se ha corregido la taxonomía de estas amibas cuya base fundamental era morfológica. Como resultado de tomar en cuenta características morfológicas que recaen enteramente en el quiste y características no morfológicas como la temperatura de crecimiento y el análisis isoenzimático, ha llevado a Page (1988) a presentar una revisión de la taxonomía, incorporando nuevas especies descritas pocos años atrás y las sinonimias sugeridas en trabajos recientes, reconociendo finalmente, 17 especies para el género *Acanthamoeba* (Ver Cuadro 2) (Lares, 1990).

Cuadro 2. Taxonomía de *Acanthamoeba* spp (Page, 1988).

GRUPO I	<i>A. astronyxis</i> <i>A. comandoni</i> (<i>A. Echinulata</i>) <i>A. tubiashi</i>
GRUPO II	<i>A. polyphaga</i> <i>A. castellanii</i> <i>A. rhysodes</i> <i>A. griffini</i> <i>A. mauritaniensis</i> <i>A. lugnudensis</i> <i>A. quina</i> <i>A. divionensis</i> <i>A. triangularis</i> <i>A. hatchetti</i>
GRUPO III	<i>A. palestinensis</i> <i>A. culbertsoni</i> <i>A. lenticulata</i> <i>A. royreba</i>

() = sinónimos según estudios bioquímicos.

La especie *Acanthamoeba* (*A. culbertsoni*, *A. castellanii*, *A. palestinensis*, *A. astronyxis*) han sido implicados como agente etiológico en infecciones oculares o supuraciones auditivas (García *et al.* 1980).

5.2.2.2. Morfología

Acanthamoeba presenta una morfología irregular con pseudópodos espinosos y prolongaciones acantopódicas que surgen de lobopodos y de otras zonas del cuerpo. Las prolongaciones acantopódicas tienen un movimiento lento perceptible y se forman y reabsorben continuamente, pero el trofozoíto como tal no suele mostrar un claro desplazamiento progresivo de un lugar a otro (Chester *et. al.*, 1986).

El trofozoíto representa la fase vegetativa y proliferativa de *Acanthamoeba*. Los trofozoítos son fácilmente diferenciados de otras amibas por la presencia de dos tipos de pseudópodos: uno o dos pseudópodos amplios y hialinos llamados lobópodos y a lo largo del perímetro celular, finas proyecciones llamadas filópodos o acantópodos, que aparecen y desaparecen durante la locomoción de la amiba. Los trofozoítos miden de 20 a 40 μm y pueden presentar formas ovales, alargadas o irregulares. El citoplasma se observa granuloso con gran cantidad de vacuolas (contráctil y alimenticia) y un núcleo único con un gran nucleolo localizado centralmente (Ver Figura 5)(Lares, 1990).

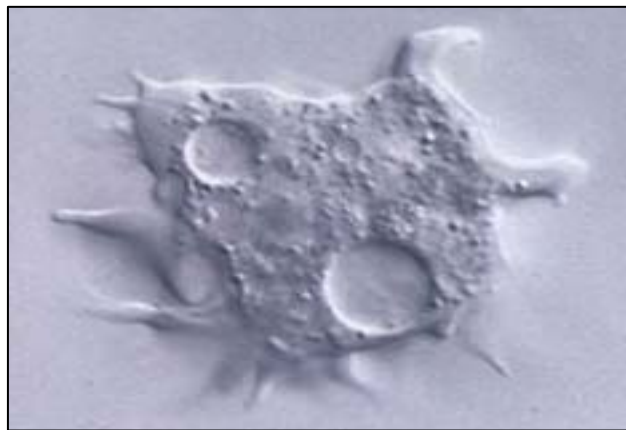


Figura 5. Trofozoíto de Acanthamoeba.

<http://mac2031.fujimi.hosei.ac.jp/PDB/PCDO307/B/34.jpg>

Los quistes de *Acanthamoeba* presentan un diámetro medio entre 11 y 23 μm . La pared quística consiste de 2 capas, una pared externa o exoquiste y una pared interna o endoquiste. Estas capas se encuentran más o menos separadas y se juntan en algunos puntos para formar orificios de salida o poros que se encuentran cerrados por un tapón denominado opérculo (Lares, 1990).

El citoplasma del quiste es tan denso que dificulta la descripción adecuada de la ultraestructura de muchos de los organelos, por lo que las observaciones a diferentes estados de maduración han sido de mucha utilidad. El citoplasma del quiste maduro contiene glóbulos de lípidos, lisosomas, mitocondrias generalmente esféricas y retículo endoplasmático rugoso dispuesto en forma circular y rodeando a mitocondrias, núcleo, vacuola alimenticia y otras inclusiones (Ver Figura 6)(Lares, 1990).

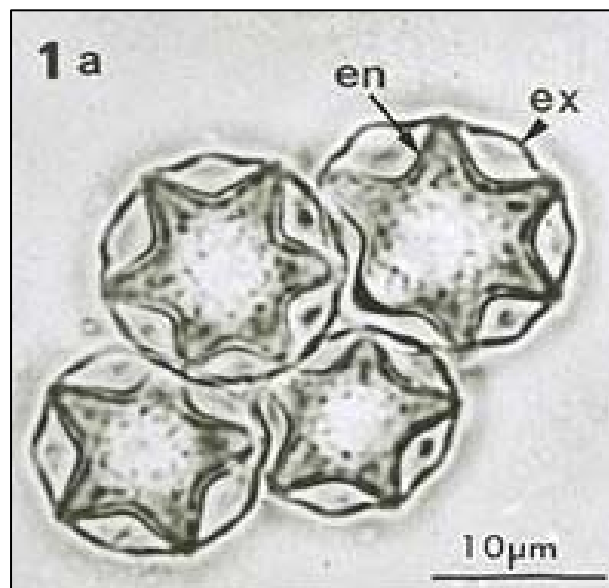


Figura 6. Quistes de *Acanthamoeba*.

en = Endoquiste.

ex = Exoquiste.

<http://mac2031.fujimi.hosei.ac.jp/PDB/PCD3379/A/04.jpg>

5.2.2.3. Ciclo de vida

La especie de *Acanthamoeba* existe como dos fases a diferencia de *Naegleria* (Figura 7), quistes y trofozoítos y crecen mejor a bajas temperaturas.

Se ha observado que las amibas de este tipo extraídas del líquido cerebroespinal producen numerosos y finos pseudópodos, a veces bifurcados. Tanto en el líquido cerebroespinal como en el exterior, producen además quistes, de un diámetro de 8 - 30 μ m, cuya pared interna suele presentar una apariencia poligonal. No existen formas flageladas, infectándose el hombre, por tanto, a través de fases ameboides (Mehlhorn y Piekarski, 1989).

Los trofozoítos de *Acanthamoeba* pueden formar quistes de manera espontánea en el medio de crecimiento, después de haber llegado a la fase estacionaria o cuando prevalecen la desecación u otras condiciones ambientales adversas (Martínez, 1985).

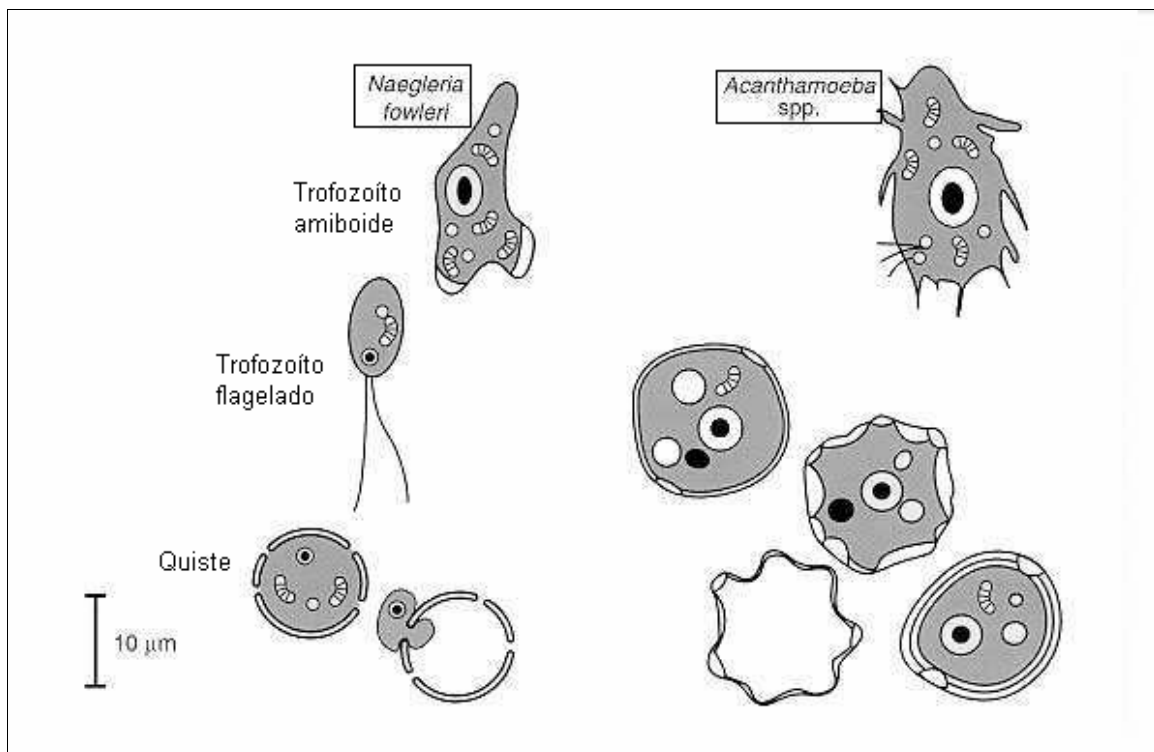


Figura 7. Comparación morfológica de *Acanthamoeba* y *Naegleria*

A partir de que se inicia el enquistamiento, 5 – 7 horas después, comienzan a aparecer células redondeadas que reciben el nombre de quistes jóvenes o inmaduros. Después de 12 – 14 horas, muchas de estas células parecen tener una pared, que continua engrosándose hasta que se hacen visibles dos capas; éstas le dan la característica a los quistes maduros (Lares, 1990).

El exquistamiento es inducido cuando los quistes maduros son activados en un medio de crecimiento y se presumen que los aminoácidos juegan un papel en este proceso, además es inhibido por cilcohexamida y actinomicina-D, lo que sugiere que depende de la síntesis de macromoléculas (Byers, 1979).

5.2.2.4. Patología

Chester (1986) menciona que mientras la *Naegleria* solo posee una vía de infección la *Acanthamoeba* puede penetrar a través de la piel rota y ulcerada o el ojo, y posiblemente también por los pulmones y las vías genitourinarias.

Al contrario de las especies del género *Naegleria* que suelen afectar a personas jóvenes y sanas, parece ser que las especies de *Acanthamoeba* prefieren a las personas que padecen enfermedades crónicas o fenómenos de inmunosupresión.

Estos parásitos, que son patógenos oportunistas pueden, por tanto, provocar la muerte por daño cerebral a los enfermos de SIDA. Las *Acanthamoebas* suelen provocar enfermedades de curso crónico, pero también se han observado, tras períodos de incubación de más de 10 días, síntomas agudos de meningoencefalitis, inflamación de órganos internos, formación de granulomas, diarreas, queratitis, etc. (Ver Figura 8). Recientemente se ha comprobado un fuerte incremento de *Acanthamoeba* sobre la córnea de los portadores de lentes de contacto (Mehlhorn y Piekarski, 1989).

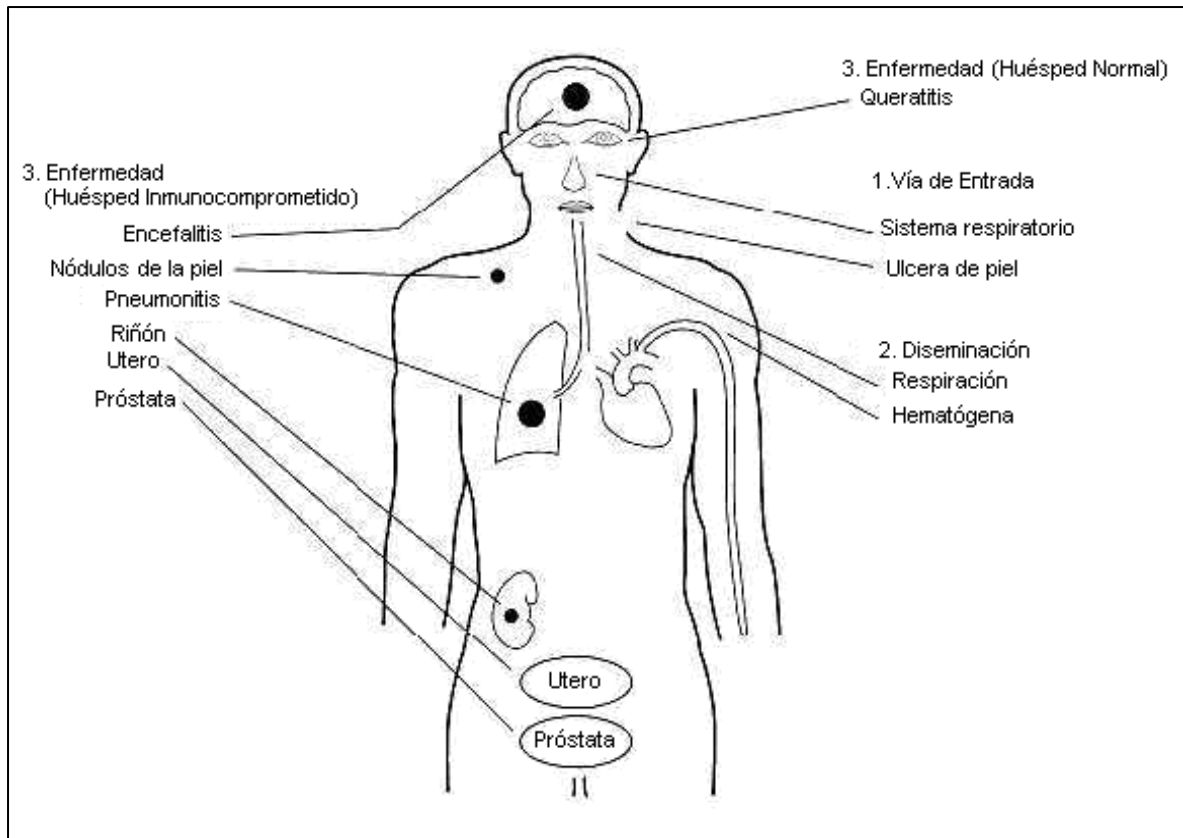


Figura 8. Patogénesis de *Acanthamoeba*

La incidencia de infecciones por *Acanthamoeba* es más alta que *Naegleria* y esto es tentador para especular que esto es sobre todo debido a la capacidad de los de quistes de *Acanthamoeba* para sobrevivir y persistir en superficies de mucosas y piel, y debido a que hay mayor exposición de *Acanthamoeba* en el medio ambiente (Ferrante, 1990).

Se ha comunicado el hallazgo de lesiones granulomatosas crónicas producidas por *Acanthamoeba* en lugares distintos del cerebro, como piel, riñones, hígado, vaso, útero y próstata (Martínez *et. al.*, 1977).

➤ *Encefalitis amibiana granulomatosa (EAG)*

La encefalitis amibiana granulomatosa (EAG) o acanthamoebiasis, es una infección del sistema nervioso central producida por *Acanthamoeba* spp. Esta infección ocurre por lo general en individuos debilitados crónicamente enfermos o bajo tratamiento inmunodepresor (Martínez , 1982).

La encefalitis amibiana granulomatosa tiene un período de incubación menos definido que puede variar desde una semana a meses a diferencia de la meningoencefalitis por *Naegleria* (Ferrante, 1990).

La vía de entrada de *Acanthamoeba* al organismo puede ser por el tracto respiratorio inferior, ulceraciones de la piel y mucosas o heridas abiertas. Estas amibas también se han aislado de descargas purulentas de oído y mucosa bucal sin desarrollo en estos casos de una EAG. *Acanthamoeba* puede llegar al tracto respiratorio por inhalación de aire, aerosoles o polvos, conteniendo quistes o trofozoítos, la transmisión entre personas puede probablemente excluirse y no existe predilección por sexo o raza (Abraham, 1982; Rivera, 1988).

La vía de penetración e invasión al sistema nervioso central en los casos de EAG parece ser hematógena, probablemente de un foco primario en cualquier parte del cuerpo. Sin embargo, estas amibas pueden alcanzar el sistema nervioso central por vía del neuroepitelio olfatorio como se demostró experimentalmente (Culbertson, 1966).

Al inicio del curso clínico, aparecen signos neurológicos focales, hemiparesia y convulsiones, dependiendo de la zona del cerebro afectado. Las alteraciones del estado mental como irritabilidad, confusión, alucinaciones, letargia, somnolencia y cambios en la personalidad son los síntomas más prominentes en estos pacientes. El dolor de cabeza es insidioso y se presenta en más del 40% de los casos, así como la fiebre que generalmente no alcanza grandes temperaturas y la rigidez de nuca (Martínez, 1987).

Otras manifestaciones clínicas son la náusea y el vómito que aparecen en forma temprana, parálisis de los nervios craneales, ataxia cerebelosa y coma que es el evento final del curso clínico. La causa de muerte suele ser bronconeumonía, insuficiencia hepática o renal asociada con septicemia (Martínez, 1987).

➤ *Queratitis.*

La queratitis por *Acanthamoeba* es una infección crónica poco común pero altamente devastadora de la córnea. La infección ocurre generalmente en individuos jóvenes, sanos e inmunocompetentes y puede presentarse por el contacto directo de la amiba con la córnea o a través del contacto con cuerpo extraños o líquidos contaminados con dicho organismo (Lares, 1990).

Los hallazgos clínicos que sugieren una queratitis por *Acanthamoeba* se en listan en el Cuadro 3.

5.2.2.5. Diagnóstico

➤ *Encefalitis amibiana granulomatosa (EAG)*

No existe un perfil patognomónico basados en signos y síntomas, cambios físicos, pruebas de laboratorio clínico, características radiográficas o encefalográficas que sea específico para la EAG. Los antecedentes epidemiológicos, la historia social, el estilo de vida, la edad, y el estado inmunológico, pueden contribuir a la sospecha del padecimiento (Martínez, 1987).

El aislamiento e identificación de los trofozoítos y quistes de *Acanthamoeba* a partir del sistema nervioso central resulta ser un método efectivo para el diagnóstico. El examen del líquido cefalorraquídeo puede ser de valor diagnóstico, sin embargo, la punción lumbar puede estar contraindicada debido a los signos de una presión intracraneal aumentada (Martínez, 1987).

Cuadro 3. Características clínicas de queratitis por *Acanthamoeba*

1. Individuos jóvenes, sanos e inmunocompetentes.
2. Antecedentes de contacto directo de la córnea con:
 - Líquidos contaminados
 - Lentes de contacto
 - Cuerpos extraños, traumatismos menores
3. Dolor ocular severo
4. Generalmente unilateral (raramente bilateral)
5. Reacción de mediana intensidad en cámara anterior, raramente hipopión
6. Erosiones del epitelio corneal recurrentes, psedodendritas
7. Infiltrado anular, infiltrado numular, infiltrado neural, lesiones satélites
8. Nódulos esclerales, escleritis
9. Diagnosticados como queratitis por *Herpes simplex*
10. Evolución crónica con curso progresivo a pesar del tratamiento
11. Cultivos repetidamente negativos para bacterias, virus y hongos
12. Cultivos positivos falsos a virus, debido al efecto citopático en cultivos de tejido

La característica histopatológica más resaltante en el caso de EAG es la reacción granulomatosa asociada a la presencia de trofozoitos amibianos. Recientemente este tipo de alteraciones han sido señaladas como características de EAG provocadas por amibas del genero *Acanthamoeba*. Lesiones similares en el sistema nervioso habían sido producidas experimentalmente en ratas y monos con amibas del genero *Acanthamoeba*. Este tipo de reacción gigante celular solo ha sido observada en lesiones del sistema nervioso central provocadas por amibas del genero *Acanthamoeba* y ninguno de los casos humanos del MAP de *N. fowleri* se han presentado células gigantes (García *et. al.* 1980).

➤ *Queratitis.*

El diagnóstico puede ser confirmado por un raspado vigoroso de la córnea con un hisopo o una espátula, tiñendo el material obtenido con tinciones de Giemsa, tricrómica, Wright, hemacolor o Gram, y examinándolo a 400x en un microscopio estándar de luz. Pero si el raspado superficial de la córnea es hecho cuando el epitelio está intacto, especial si el infiltrado está localizado en el estroma y cubierto por el epitelio, el material incluido puede no incluir a la amiba. La tinción con blanco de Calcofluor y anticuerpos

fluorescentes pueden también usarse para detección del organismo en raspados y secciones de tejidos corneales (Lares, 1990).

5.2.2.6. Cultivo

Las acantamebas crecen en cultivos tanto en monocapa como en suspensión. Aunque la mayoría de los trabajos se realizan con cultivos asincrónicos, se han descrito métodos para obtener crecimientos asincrónicos, asimismo para obtener cultivos continuos. Durante las curvas de crecimiento, se ha observado que la fase “*Lag*” es de duración variable, en algunos casos no se presenta y en otros llega a ser de 12 a 24 h (Lares, 1990).

Las acantamebas crecen rápidamente sobre placas de agar no nutritivo adicionado de bacterias vivas o muertas, lo cual resulta ventajoso para aislar estos organismos de muestras del medio ambiente o de fluidos de pacientes sospechosos de tener infecciones por *Acanthamoeba*. Todas las cepas crecen a 30°C, pero algunas se multiplican y enquistan más rápido a temperaturas mayores (Page, 1988).

Para la mayoría de los trabajos experimentales, las amibas son cultivadas en forma axénica en medios complejos y sintéticos. Los medios de crecimiento generalmente contienen proteosa-peptona, glucosa y iones metálicos divalentes a menudo suplementados con extracto de levadura (Lares, 1990).

5.2.2.7. Tratamiento

➤ *Encefalitis amibiana granulomatosa (EAG)*

Aunque las acantamebiasis experimentales responden al tratamiento con sulfadiazina, la misma medicación, aplicada a las meningoencefalitis amibianas humanas no ha dado el menor resultado. Otros medicamentos igualmente ineficaces son: penicilina, ampicilina, tetraciclina, eritromicina, cloranfenicol, emetina, cloroquina y metronidazol. El único medicamento que ha mostrado su efectividad *in vitro* y del que existen evidencias de efectividad clínica es la anfotericina-B. Se administró en una ocasión a un paciente por vía intravenosa, a razón de 1 gramo por kilogramo de peso y día, además

de la inyección intratecal de 0.1 mg en días alternos, hasta que se recuperó (Markell y Voge, 1986).

Aparte de que el efecto puede ser amebicida o amebostático, los resultados obtenidos con la diferentes drogas probadas, revelan que existen diferencias en susceptibilidad dependiendo de la especie y cepa probada, de que la amiba se encuentre en fase trófica o quística y de las condiciones del experimento (*in vivo* o *in vitro*). Un factor importante que propicia la resistencia a la terapia es la capacidad de las especies de *Acanthamoeba* de formas quistes en tejidos cuando el medio ambiente es desfavorable (Lares, 1990).

➤ *Queratitis.*

En la infecciones oculares por especies por género *Acanthamoeba* han demostrado su efectividad el clotrimazol y la acriflavina (Mehlhorn y Piekarski, 1989).

El tratamiento de la queratitis sigue siendo problemático, sin embargo los resultados de estudio de laboratorio han sugerido la posible eficacia de sulfonamidas, isotetionato de hidroxistilbamidina, fluocitosina, paromomicina, y otros agentes antimicrobianos. Las observaciones clínicas apuntan a la posible eficacia de la natamicina (primaricina) y la rifampicina, y en algunos casos ha tenido éxito la queratoplastia (Key *et. al.*, 1980; Bos *et. al.* 1981).

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Muestreo

De cinco canales de riego del Valle del Yaqui, Canal Porfirio Díaz en Esperanza, canales adyacentes a los poblados de las comunidades de Providencia, San Ignacio Río Muerto, Quetchehueca y Tobarito, se tomaron aproximadamente 150 ml del agua de riego en frascos estériles y se conservaron a temperatura ambiente. Simultáneamente se tomaron en otro frasco estéril, 200 ml de la misma agua, para los análisis bacteriológicos, y se conservaron en hielo hasta su procesamiento. Al momento del muestreo se midió la temperatura ambiental y temperatura del agua. Posteriormente se tomó una muestra más para la determinación del oxígeno disuelto y aproximadamente 3 litros para la determinación de otros parámetros fisicoquímicos.

6.2. Preparación de los medios de cultivo y soluciones

6.2.1. Suspensión de *Escherichia coli*

Se tomó una cepa pura de *E. coli* y se propagó en cajas de Petri con medio de infusión cerebro corazón, por estría masiva, y se incubó a 37°C por 24 horas. Se agregó con la ayuda de una pipeta Pasteur estéril, 5 ml de agua destilada estéril a cada placa. Con un tubo acodado estéril se frotó la superficie para suspender los microorganismos en el agua. Posteriormente se pasó la suspensión, con otra pipeta Pasteur estéril, a tubos con tapón de rosca estériles y se refrigeraron hasta su uso.

6.2.2. Medio No Nutritivo con *Escherichia coli* (Medio NNE)

Se pesaron las siguientes sustancias:

Na ₂ PO ₄ .7H ₂ O.....	0.142 g
KH ₂ PO ₄	0.136 g
NaCl.....	0.120 g
MgSO ₄ .7H ₂ O.....	0.004 g
CaCl ₂ .2H ₂ O.....	0.004 g
Agar bacteriológico.....	15.000 g

Todo lo anterior se disolvió en un litro de agua destilada y posteriormente se esterilizó a 121°C durante 15 minutos. Se vació en cajas Petri estériles y se dejó solidificar durante 24 horas. Después se agregaron a cada placa 6 gotas de la suspensión de *Escherichia coli*, se distribuyó por toda la placa con la ayuda de un tubo acodado estéril (el tubo se pasó por alcohol comercial y se flameó posteriormente). Se dejó reposar a temperatura ambiente y se empleó pasadas las siguientes 24 horas.

6.2.3. Medio Cerva

Se preparó una solución de bactocasitona al 2 % (2 gramos aforados a 100 ml con agua destilada). Se colocaron 2.7 ml en tubos con tapón de rosca y se esterizaron a 121°C durante 15 minutos. Se agregó, al medio ya estéril, 0.3 ml de suero fetal de ternera descomplementado adicionado con estreptomycin, penicilina G en su presentación comercial, a una concentración de 200 mg/ml y 200 UI/ml respectivamente.

6.2.4. Solución Isotónica

Se pesaron 0.85 g de NaCl y se le agregaron 10 ml de agua destilada. Se colocó en tubos con tapón de rosca y se esterilizaron a 121°C por 15 minutos, que posteriormente se usaron en la preparación de frotis en fresco, para la medición de los quistes y trofozoítos.

6.3. Análisis

6.3.1. Análisis bacteriológicos

Se realizaron las siguientes determinaciones:

* Cuenta Total.

Por dilución en cajas de Petri con agar nutritivo.

* Coliformes totales.

Se realizó la técnica del número más probable (NMP) del grupo coliforme mediante tubos de fermentación múltiple con caldo lactosado para la prueba presuntiva y con caldo bilis verde brillante para la prueba confirmativa.

* Coliformes fecales.

Se realizó la técnica del número más probable (NMP) mediante tubos con caldo lactosado para la prueba presuntiva y con los medios de caldo E. C. para la prueba confirmativa.

6.3.2. Análisis fisicoquímicos

Se realizaron las siguientes determinaciones:

* Temperatura del agua y temperatura ambiental.

* Determinación del pH.

Por el método potenciométrico

* Conductividad eléctrica.

Por el método electrofotométrico con un equipo YS1 modelo 31.

* Sólidos.

Se determinaron los siguientes tipos de sólidos por el método gravimétrico:

- Sólidos totales
 - Sólidos totales volátiles.
 - Sólidos totales fijos.
 - Sólidos suspendidos totales.
 - Sólidos suspendidos volátiles.
 - Sólidos suspendidos fijos
 - Sólidos disueltos totales
 - Sólidos disueltos volátiles.
 - Sólidos disueltos fijos.
- * Oxígeno disuelto.
- * Demanda bioquímica de oxígeno.
- Por el método de dilución.

6.3.3. Análisis amibiano

6.3.3.1. Obtención de las amibas

➤ *Concentración de las muestras*

- * Se pasaron 50 ml de la muestra previamente homogeneizada a un tubo para centrifuga, previamente estéril.
- * Se centrifugó a 2500 rpm durante 10 minutos.
- * Con la ayuda de una pipeta estéril se retiró el excedente, hasta que quedó un volumen aproximado de 1.5 a 2.0 ml.
- * Se homogeneizó el líquido restante y se dividió en dos placas de NNE.
- * Se distribuyó el líquido por toda la superficie, se dejó secar e incubó a 42°C. Los cultivos se observaron a las 24 y 48 horas.

➤ *Aislamiento de las amibas*

- * Se marcó el área identificada con crecimiento de amiba, aproximadamente 1 cm², se cortó la zona con un bisturí y se transfirió a una placa de NNE.

- * Se incubó la placa a 42°C.
- * Se observaron a las 24 y 48 horas para buscar la presencia de quistes o trofozoítos.

6.3.3.2. Prueba de transformación ameboflagelar

- * A las placas sembradas y con crecimiento de trofozoítos, se les agregó de 1 a 2 ml de agua destilada estéril sobre el área de crecimiento.
- * Se incubaron a 37°C y se observaron para determinar la presencia de la forma flagelar, cada media hora durante dos horas.
- * Las placas que resultaron positivas a la prueba, se les dio seguimiento para su identificación.
- * Las placas que crecieron a la temperatura de aislamiento, pero dieron la prueba negativa también se guardaron para realizarle otro tipo de pruebas.

6.3.3.3. Medición de quiste y trofozoíto

- * Se colocó en el microscopio un portaobjetos, el cual viene graduado en micras. Mientras que en el ocular se colocó un disco transparente (micrómetro), el cual presenta una escala arbitraria.
- * Se colocó el objetivo de 100X y se hicieron coincidir los dos ceros de las escalas. Se determinó la correlación existente entre el número de micras y el micrómetro. Se retiró el portaobjetos y se dejó el micrómetro, con el cual se hicieron las determinaciones de los tamaños de los quistes y trofozoítos.
- * Posteriormente se hizo una preparación en fresco, con la solución isotónica, de la cepa a determinar su tamaño.
- * Se determinó el tamaño de 25 quistes y trofozoítos, según fue el caso y se tomó un promedio.
- * Posteriormente se hizo la conversión a micrómetros.

6.3.3.4. Axenización

- * Esta prueba se realizó a las cepas que resultaron ser sospechosas de los géneros *Naegleria* y *Acanthamoeba*.
- * Se obtuvo un Cuadro de agar donde no se apreciaron formas quísticas, sino solamente trofozoítos.
- * Se transfirió ese trozo de agar a tubos con el medio Cerva.
- * Se incubó a 37°C.
- * Se retiró el Cuadro de agar a las 24 horas.
- * Se observó el crecimiento durante los siguientes tres días.
- * Si se presentaba crecimiento se procedía a resembrar la cepa. Para lo anterior se tomaba 0.5 ml con una pipeta Pasteur estéril y se transfería a otro tubo con medio Cerva.
- * Se incubó a 37°C y se realizaron observaciones constantes.
- * Ya que se obtuvo un buen desarrollo de las amibas, se resembraron cada 7 días en un medio Cerva.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se tomaron las 60 muestras de agua programadas, un muestreo mensual durante 1997 en los cinco puntos seleccionados, y que para propósitos de nombrarlos en Anexos y gráficas usaremos los nombres de las poblaciones más cercanas a los canales. Los resultados de los análisis realizados al agua de los canales se presentan en el siguiente orden, primero los fisicoquímicos luego los bacteriológicos y finalmente los amebológicos. Aquí también incorporamos el resultado de la temperatura ambiental al momento de la toma de muestras. La presentación de los resultados de los fisicoquímicos no sigue algún orden especial.

En el anexo 1 y figura 9 se pueden apreciar que los valores de pH son prácticamente semejantes en todos los puntos muestreados, con una variación que va de 7.52 a 8.18. Sin embargo, se aprecian 2 valores fuera de este comportamiento (7.05 en junio en Quetchehueca y 8.84 en agosto en el Tobarito), debido probablemente a alguna contaminación en los frascos de muestreos o bien al efecto de algún agroquímico u otro contaminante químico que estuviera corriendo por el agua en ese momento. Según la literatura el pH óptimo en el que se desarrollan las amibas de vida libre es de 7.6, disminuyendo su número a medida que el pH se aleja de dicho valor. Sin embargo, las

amibas de vida libre en cultivos axénicos han mostrado un gran poder de adaptación a cambios en éste parámetro, ya que pueden desarrollarse entre límites de pH que van de 4.0 a 8.6 (Lares-Villa, 1990; Rodríguez-Zaragoza, 1994). En nuestro estudio el pH promedio a lo largo del año fue de 7.85, valor no muy alejado del óptimo para el crecimiento de las amibas y sin ningún comportamiento notable en el valor del pH a lo largo del año, lo que indica que el agua para riego según este parámetro no varía grandemente durante el año y a lo largo del trayecto, debido seguramente al efecto de dilución y la amortiguación natural.

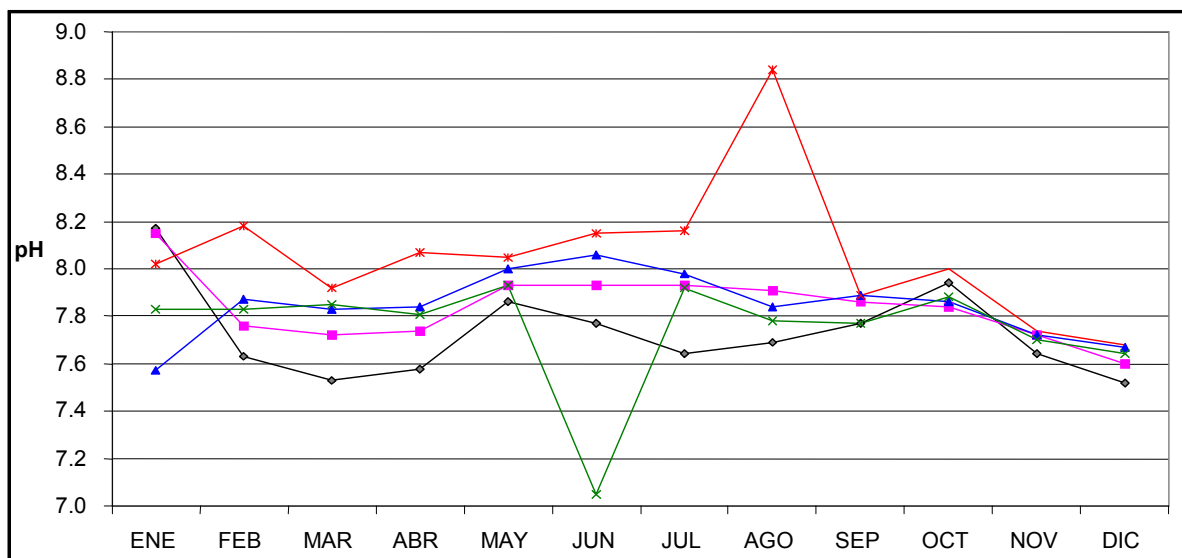


Figura 9. Comportamiento del pH en el agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

En el anexo 2 y figura 10 referentes a la conductividad eléctrica (CE) del agua para riego, observamos que las muestras provenientes de San Ignacio Río Muerto y Quetchehueca presentan los valores más altos, sitios de muestreo que corresponden a los puntos más cercanos a la costa del mar. A esta distancia la aportación de agua de pozos profundos al agua de riego es muy significativa, de ahí proviene la cantidad de sales que inducen a dicha conductividad. El incremento de los valores de la conductividad en los meses de abril a septiembre obedece a que en esta temporada la demanda de agua para cultivos agrícolas es menor y a que en dicho periodo aumenta

la temperatura, que al favorecer la evaporación del agua, incrementa la concentración de iones. El efecto de dilución provocado por las lluvias produce una disminución en la CE, así como las aportaciones del agua proveniente de la presa. Por los valores obtenidos de CE en los canales y según la clasificación de las aguas por salinidad de acuerdo a la FAO, dichas aguas se clasifican como Aguas de Buena Calidad, ya que presentan conductividades eléctricas menores de $700\mu\text{mhos/cm}$ excepto en cinco meses en el canal de Quetchehueca (Ortiz-Olguín, 1997). La disminución de la CE en el mes de agosto aparentemente fue debido al riego que se utilizó para la siembra de maíz, por lo que fue necesaria la aportación del agua de la presa generando un efecto de dilución.

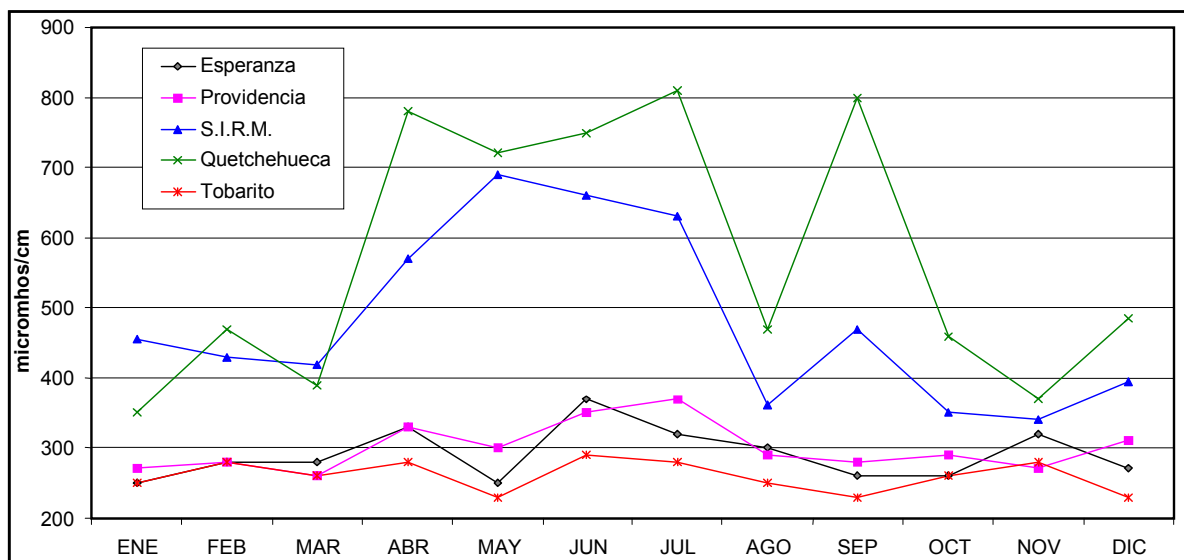


Figura 10. Variación mensual de la CE en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

En el anexo 3 se puede apreciar que los meses de enero, febrero, marzo, abril y diciembre, cada uno de los canales muestreados posee una temperatura ambiente muy similar, y es entre abril y diciembre cuando en cada uno de estos mismos cambia la temperatura de ocho hasta en $13\text{ }^{\circ}\text{C}$. Por otro lado, en la figura 11 se aprecia que la temperatura ambiental durante el muestreo de los primeros canales, Esperanza y Providencia, presentan una temperatura menor que los últimos los cuales fueron muestreados alrededor del medio día como Quetchehueca y el Tobarito. El

comportamiento de la temperatura ambiental en 1997 dividió al año en dos estaciones, una fría de enero a abril y diciembre, y la otra en caliente de mayo a noviembre.

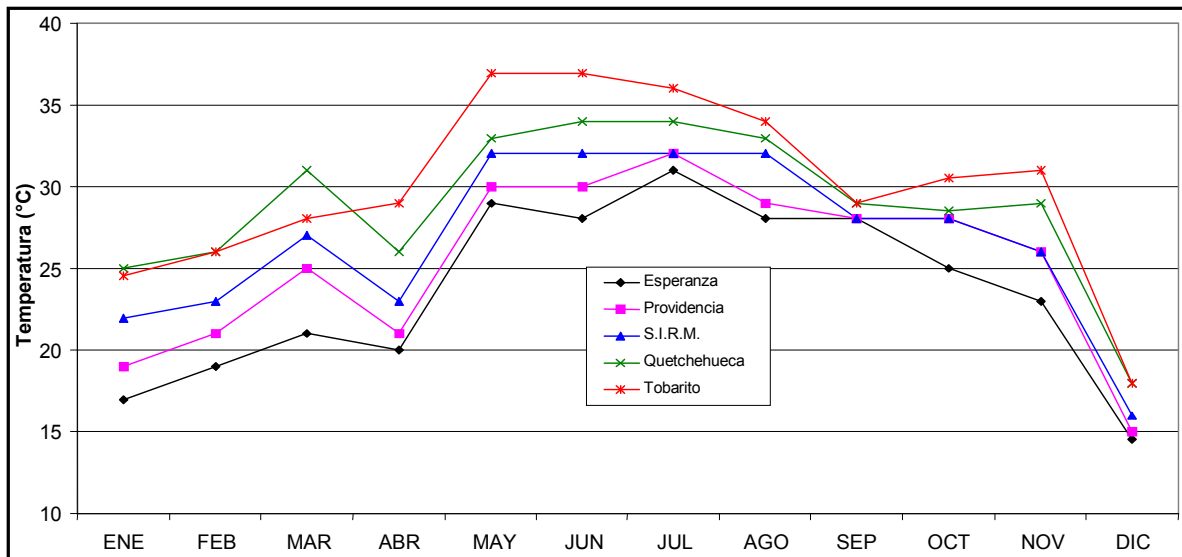


Figura 11. Variación de T. Amb. en el sitio de muestreo de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

El figura 12 nos muestra que en nuestra región las temperaturas del agua en los meses de diciembre a abril son bajas, alrededor de los 19°C, posteriormente en los meses de mayo a octubre la temperatura se incrementa hasta en 7°C. Al igual que la figura 11 los primeros canales muestreados durante el día presentan temperaturas más bajas que los que fueron realizados al final del mismo.

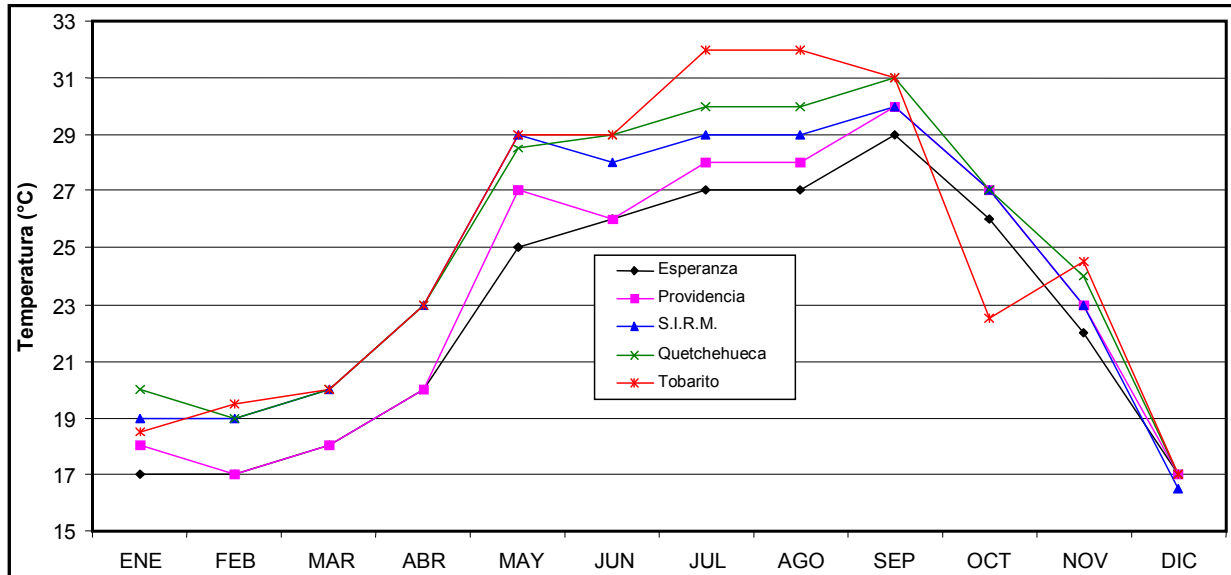


Figura 12. Variación de la temperatura del agua de muestras de cinco canales de riego del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

La temperatura es un factor determinante en el crecimiento de los seres vivos, ya que actúa directamente sobre la velocidad de su metabolismo y sobre la estructura celular. Las amibas de vida libre se desarrollan generalmente a temperaturas entre 10 y 30 °C (Rodríguez Zaragoza, 1994). Aunque el aislamiento de quistes viables se ha realizado a temperaturas cercanas a 0°C, el crecimiento en cultivo axénico se inhibe a 6°C y a temperaturas mayores de 42°C. Las cepas patógenas toleran temperaturas mayores que las no patógenas (Lares-Villa, 1990). Basados en lo anterior fue que se decidió utilizar la temperatura de 42°C para el aislamiento, favoreciendo el desarrollo de las cepas patógenas e inhibiendo a las amibas sensibles a dicha temperatura.

En la figura 13 se observa que la concentración del oxígeno disuelto (OD) en el agua disminuye cuando la temperatura del líquido aumenta. Por otro lado, el bajo valor de OD obtenido en el mes de junio en la canal contiguo al Tobarito se debió al escaso flujo

de agua circulando por este punto. Resulta importante mencionar aquí, que las amibas de los géneros *Naegleria* y *Acanthamoeba* resisten ambientes anóxicos y reducidos de sedimentos acuáticos y aún en la época de verano cuando estos ambientes presentan los datos más bajos de OD (Kyle and Noblet, 1986).

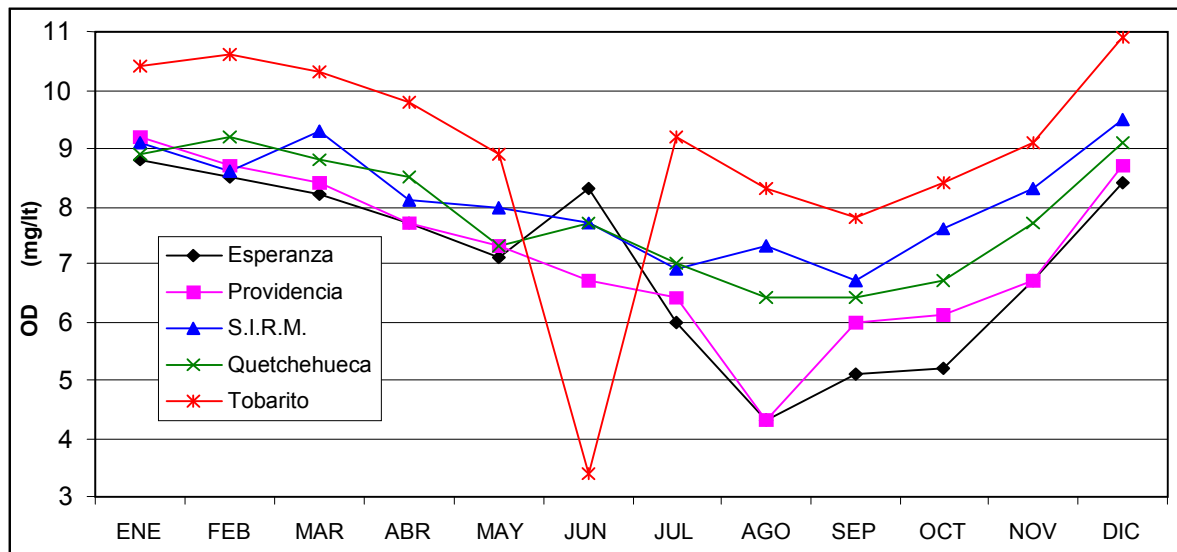
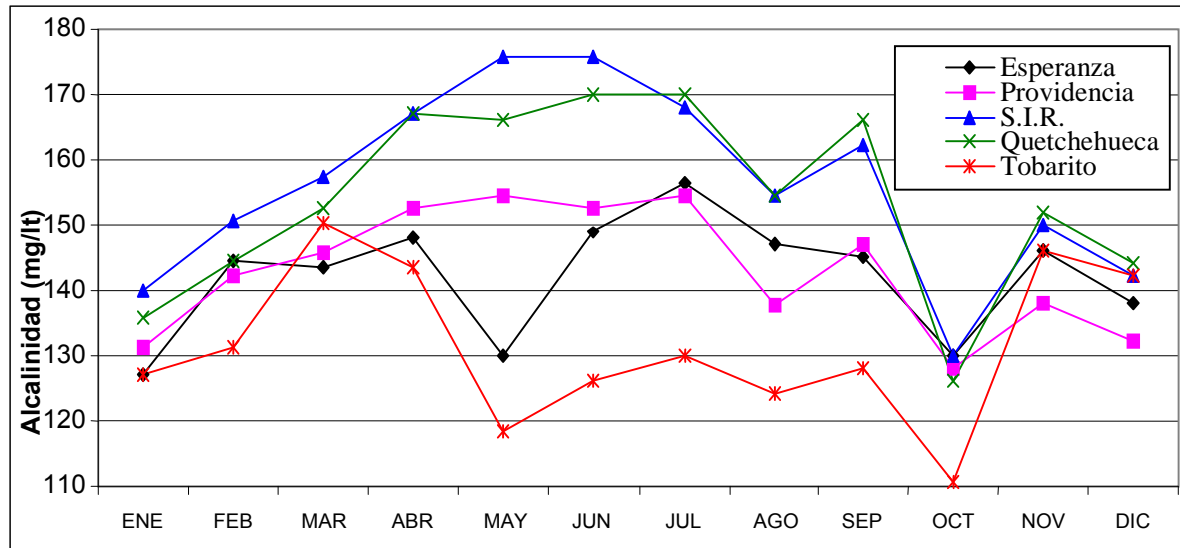


Figura 13. Variación del OD en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

El anexo 6 nos muestra los valores de alcalinidad obtenido en las muestras, estos valores se pueden apreciar con mayor claridad en la figura 14, donde se observa que la muestra del Tobarito presentó los valores más bajos, y las muestras de San Ignacio Río Muerto y Quetchehueca los valores más altos. Al igual que la conductividad, también se puede atribuir a la menor cantidad de aportación de agua de la presa y mayor de los pozos profundos que tienen estos últimos puntos y a la poca o casi nula que tiene la muestra del Tobarito. Claramente se nota que en agosto y a partir de octubre disminuye la alcalinidad por el efecto de dilución, al iniciar los riegos en el valle. La alcalinidad varía con el lugar de procedencia del agua, encontrándose desde unos cuantos mg/l hasta

varios cientos. Aunque son muchos los materiales que pueden contribuir a la alcalinidad en aguas naturales, principalmente se debe a la presencia de bicarbonatos, carbonatos e hidróxidos. La alcalinidad en el agua tiene poca importancia sanitaria, solo en el caso de aguas altamente alcalinas, son rechazadas para el abastecimiento público, teniendo



que ser tratadas para su posible uso (CIECCA, 1992).

Figura 14. Variación de la alcalinidad del agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

En la figura 15 se hace referencia a la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), donde como se puede ver no se puede asumir que exista algún tipo de comportamiento por la gran variabilidad de resultados. Si tomamos en cuenta que la DBO esta influenciada por la carga orgánica contenida en el agua y durante el muestreo para el aislamiento de las amibas era necesario remover parte de la materia adherida a las paredes de los canales con el fin de poner a las amibas en suspensión y poderlas aislar, la poca o mucha materia suspendida se reflejó en los resultados para esta determinación. Lo que

sí se aprecia por los valores bajos de DBO es que no se trata de agua contaminada o que existan explosiones de crecimiento de algas.

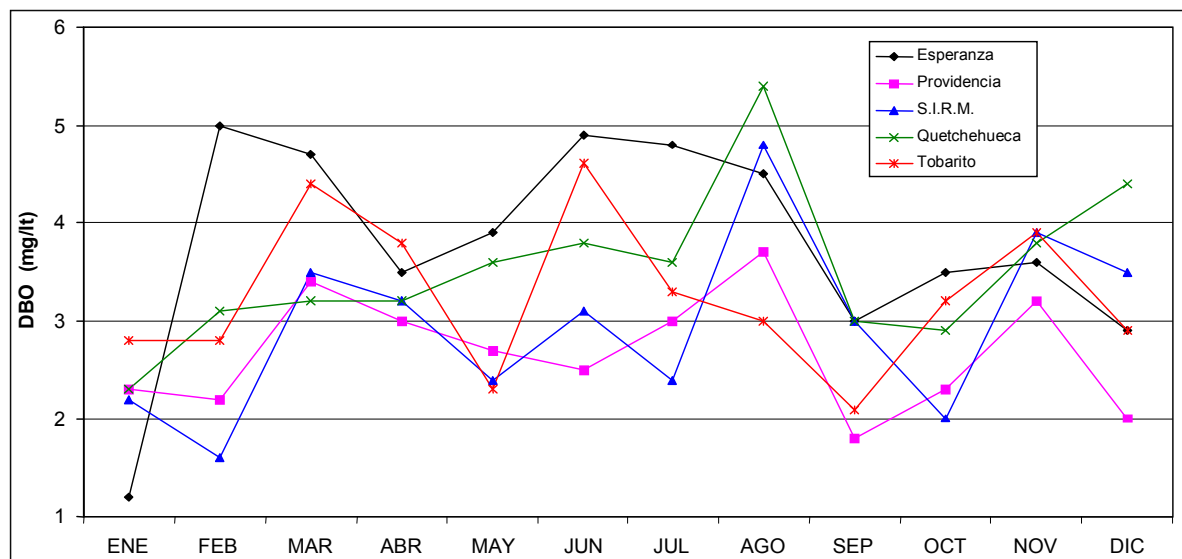


Figura 15. Comportamiento de la DBO en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

Los resultados referentes a los sólidos (Anexos 8 a 16 y figuras 16 a 24), nos muestran que durante los meses de abril a julio las muestras obtenidas de los canales cercanos a Esperanza, Providencia y el Tobarito presentan un bajo contenido de sólidos, a diferencia de las muestras de S.I.R.M. y Quetchehueca que permanecieron altos durante todo el año. Estos dos últimos puntos de muestreo, por estar más cercanos a la costa, ya han recibido a estas alturas una gran aportación de agua extra de los pozos profundos colocados a lo largo de estas riveras. Así mismo los altos valores de Providencia en agosto y Quetchehueca en septiembre son producto de un agua muy revuelta provocada por las recientes lluvias ocurridas en el valle. Cabe recordar que la definición de sólidos se refiere al material que permanece como residuo en un recipiente tarado, después de la evaporación de una muestra determinada de agua y

del secado subsecuente a una temperatura definida. Debido a la amplia variedad de materiales orgánicos e inorgánicos encontrados en los análisis para sólidos, la naturaleza empírica de la prueba y los materiales empleados hacen que estas determinaciones no esté sujetas a los criterios usuales de exactitud (CIECCA, 1992). La prueba de sólidos totales es la única de importancia en el campo de abastecimientos de agua, públicos e industriales, por la necesidad o no de ablandar el agua. La U.S. Public Health Service Standars recomienda un contenido de sólidos de 500mg/l para aguas que se destinen al uso doméstico y fija un límite de 1000 mg/l. Aguas con alto contenido de sólidos pueden ser laxantes, tienen mal sabor y pueden ocasionar molestias a personas no acostumbradas a su ingestión. Según se observa en la figura 16 el agua que corre por los canales en estudio si cubre los requisitos para su uso doméstico y de hecho se utiliza con ese fin en algunas poblaciones, encontrando solamente un dato elevado en el mes de septiembre para el canal de Quetchehueca. Cabe hacer notar también que la concentración de sólidos en los canales de S.I.R.M. y Quetchehueca es mayor que la de los otros canales, por la influencia del agua proveniente de pozos como se detectó según el contenido de sales; resultado que se ve reflejado en las determinaciones de los sólidos en sus distintas formas. Los resultados indican que se trata principalmente de sólidos de origen inorgánico, como se observa según las concentraciones de los sólidos fijos, ya que los volátiles reflejan principalmente al contenido de sólidos orgánicos (ver figuras 16 a 24).

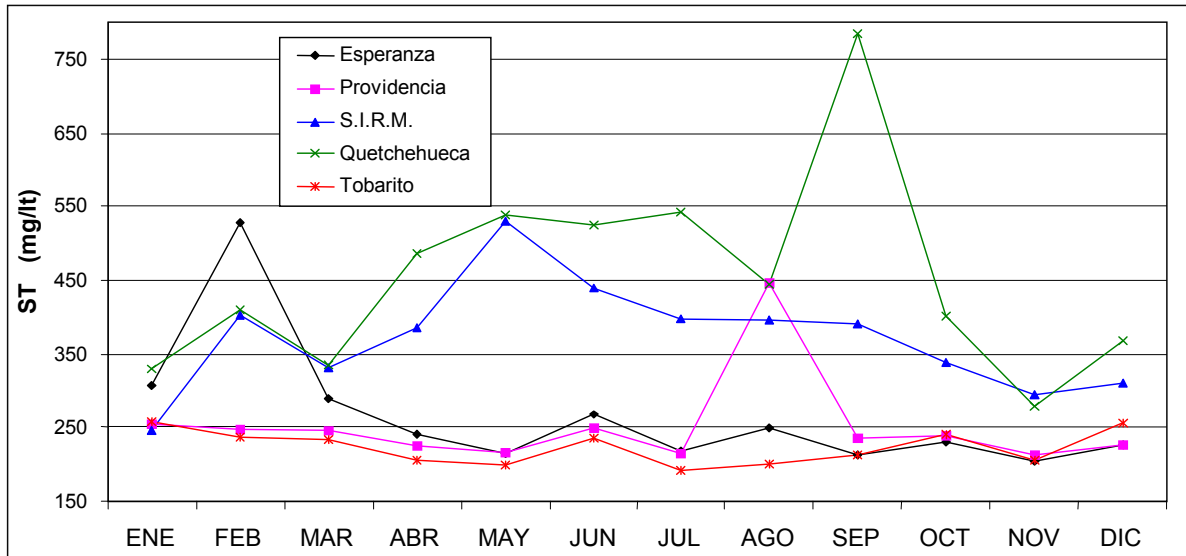


Figura 16. Contenido de Sólidos Totales en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

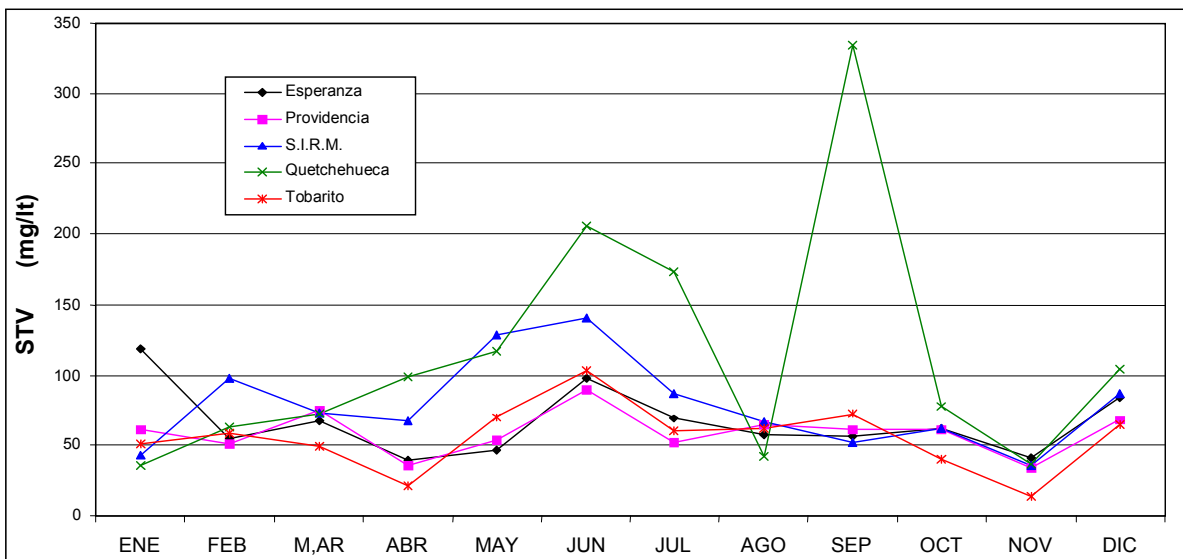


Figura 17. Variación de STV de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

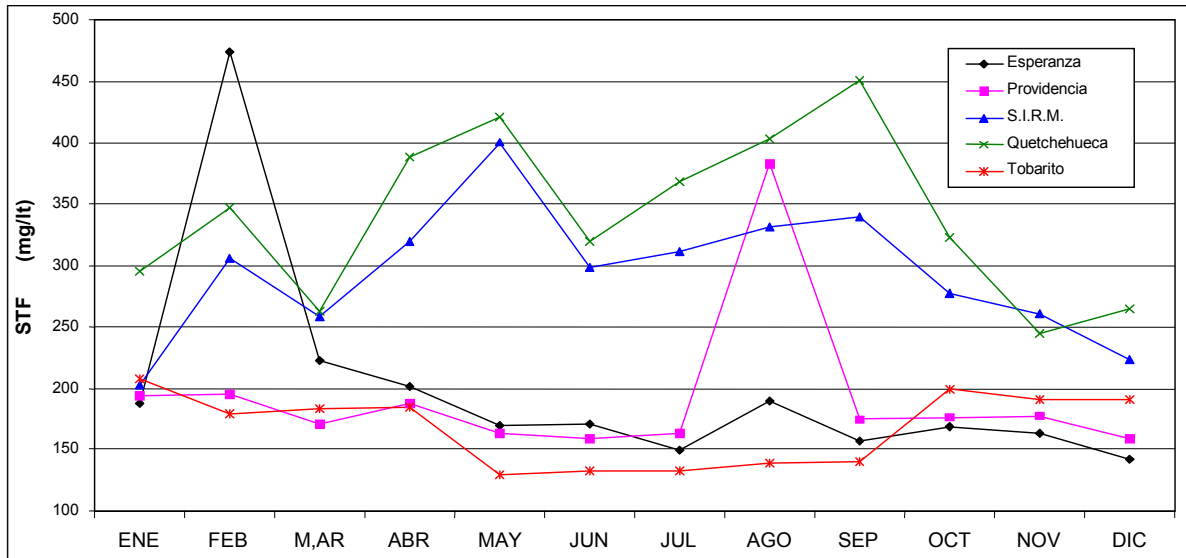


Figura 18. Contenido de STF de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

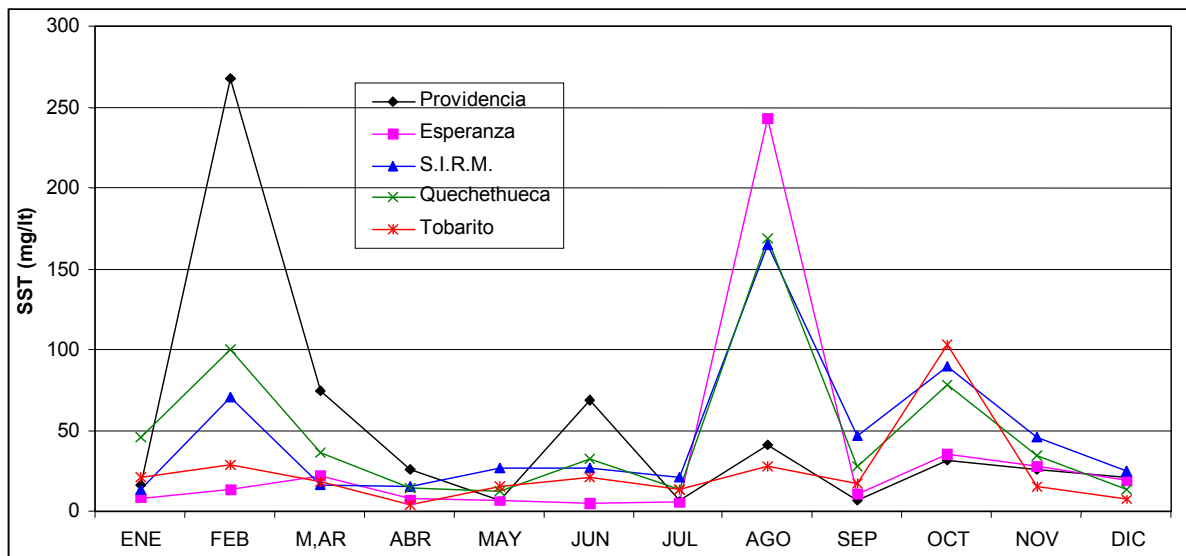


Figura 19. Variación de los SST en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

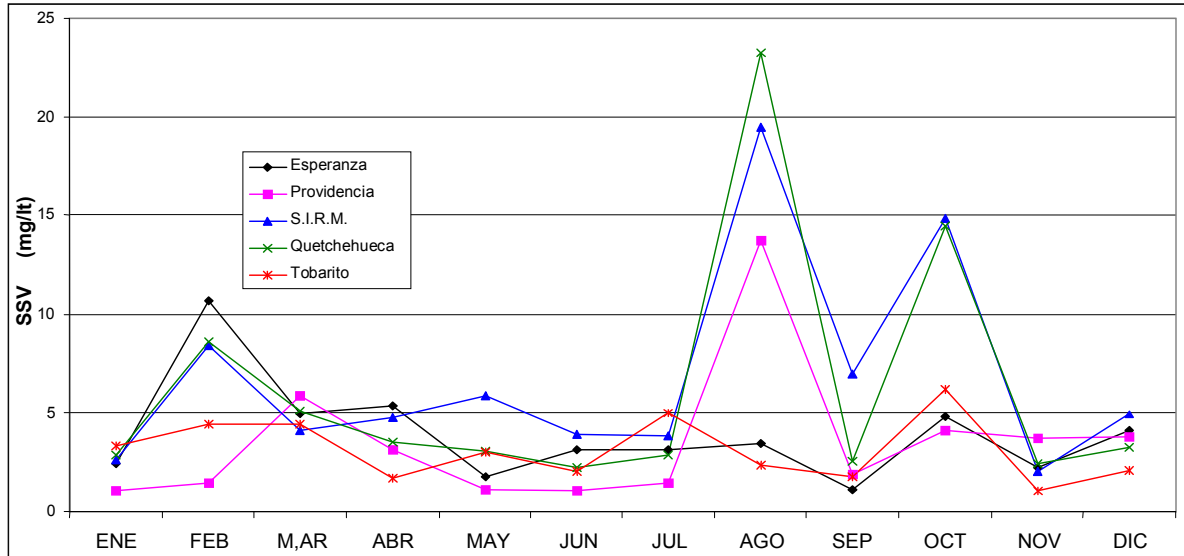


Figura 20. Comportamiento de los SSV en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

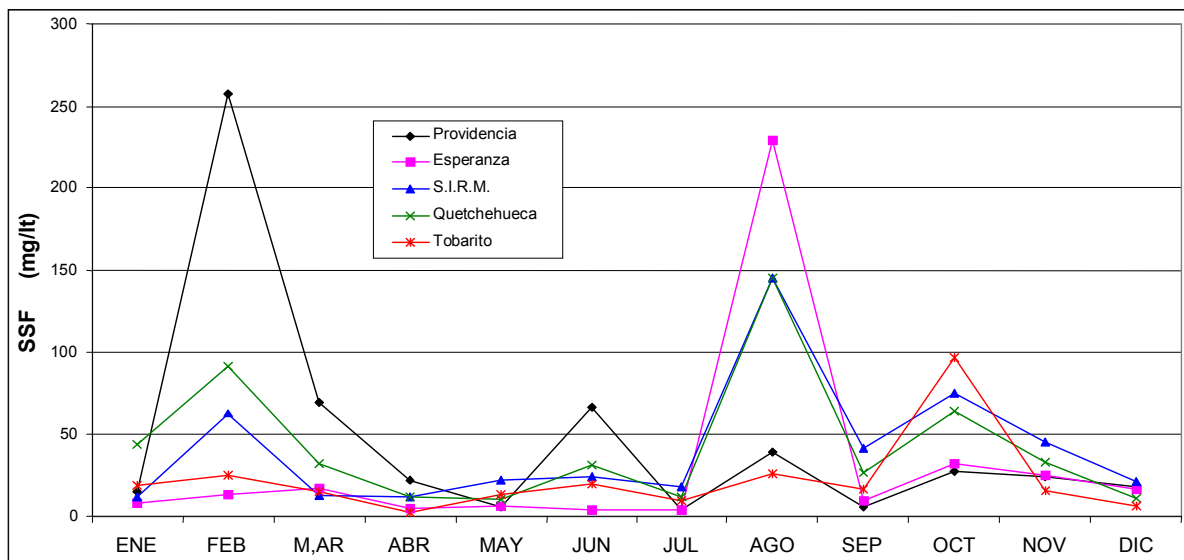


Figura 21. Comportamiento de los SSF en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997

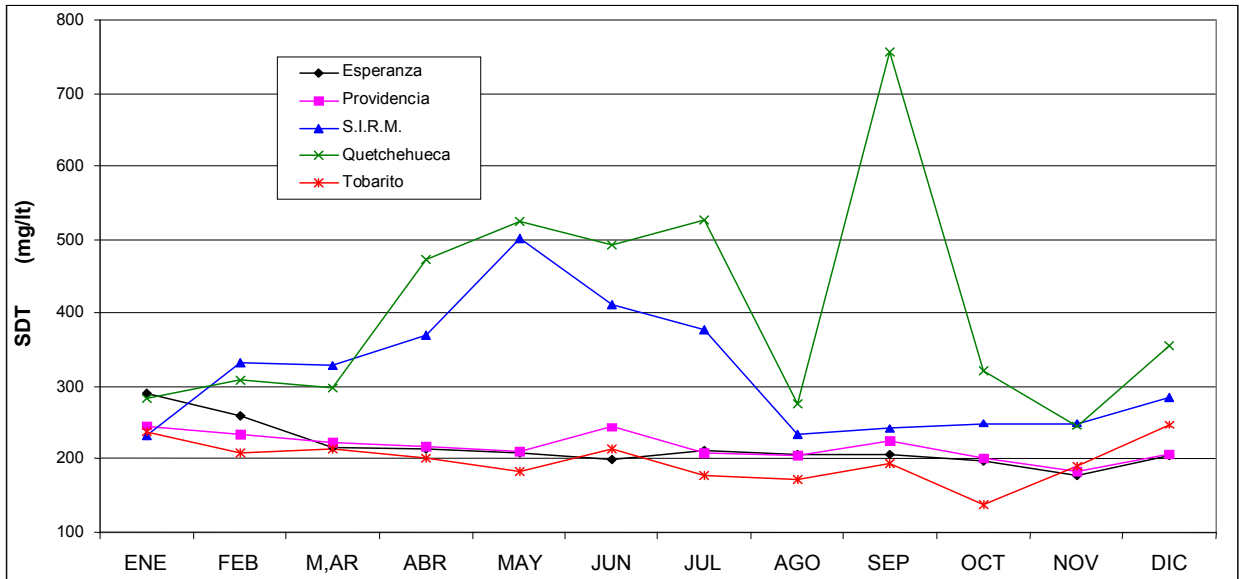


Figura 22. Niveles de SDT en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

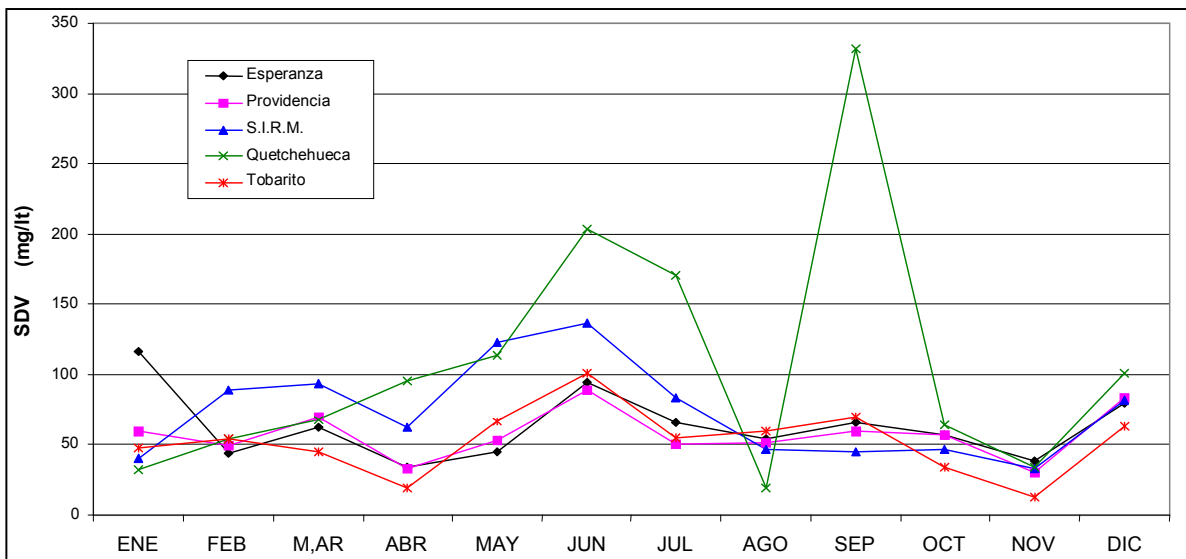


Figura 23. Niveles de SDV en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997

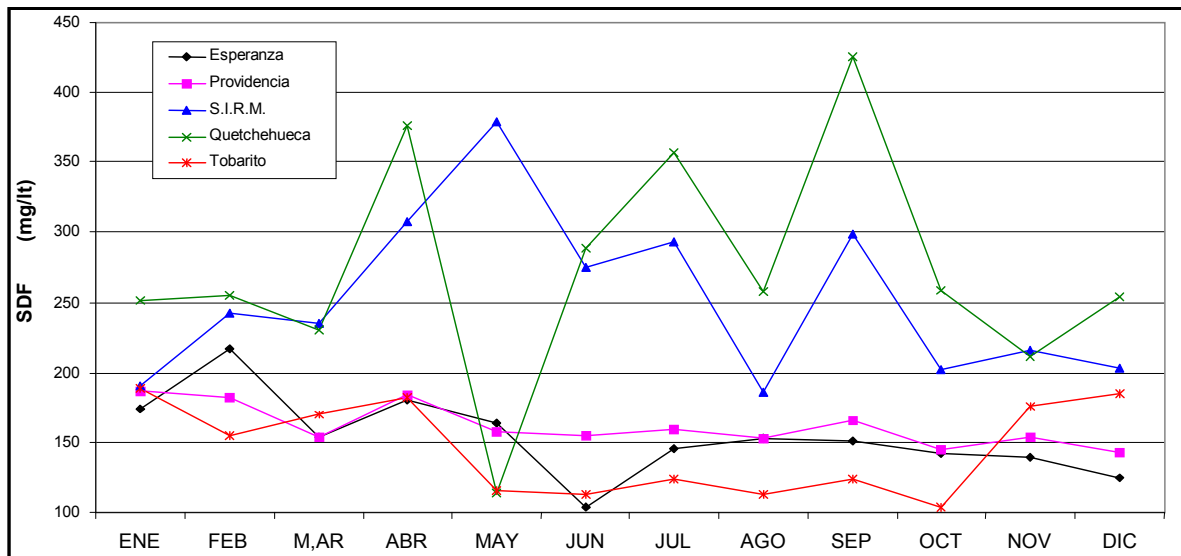


Figura 24. Comportamiento de los SDF en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

En el anexo 17 sobre la Cuenta Total de Microorganismos, se puede observar que durante el mes de enero las cuentas de bacterias exceden por mucho lo esperado en todos los puntos muestreados, y pensamos que es atribuible a una posible contaminación de los medios de cultivo y/o a la inexperiencia del manejo de las muestras, por lo que dichos datos decidimos no incluirlos en la figura 25. También se observa que las muestras provenientes del canal de Esperanza presentaron una alta cuenta total, cuya explicación puede ser la cercanía de un establo de vacas lecheras a menos de 50 metros de distancia. Este comportamiento con relación al resto de las muestras se presentó durante todo el año, mientras que para los otros sitios de muestreo, solamente los meses de mayo junio y julio presentaron datos semejantes a los de Esperanza. (ver Anexo 17 y figura 25).

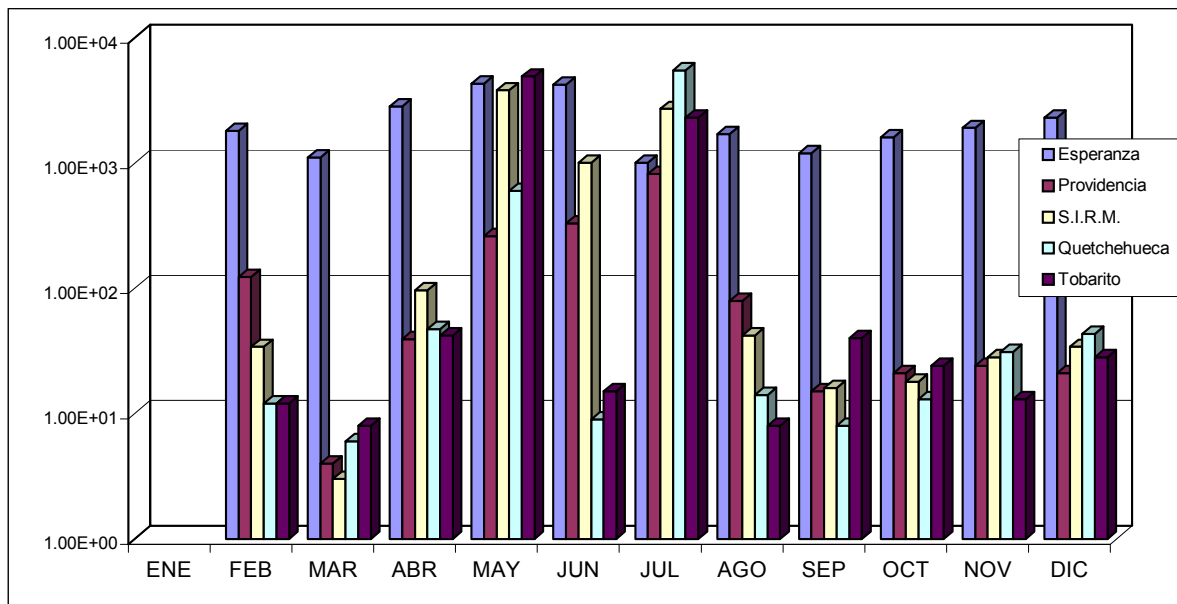


Figura 25. Cuenta Total de bacterias aisladas de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

Aunque en la literatura ya se había mencionado la falta de correlación entre la presencia de amibas de vida libre y los indicadores clásicos de contaminación fecal, los coliformes totales y fecales (De Jonckheere, 1979), nos interesaba corroborar dicho hallazgo, además de conocer el estado de las aguas con respecto a este indicador a lo largo del año y en un agua poco contaminada, que es utilizada para riego agrícola y como suministro de agua para algunas poblaciones. Los resultados están representados en las figuras 26 y 27, y podemos apreciar que la mayor cantidad de coliformes totales y fecales fueron aislados en el período cálido del año, con aumentos puntuales en otros meses.

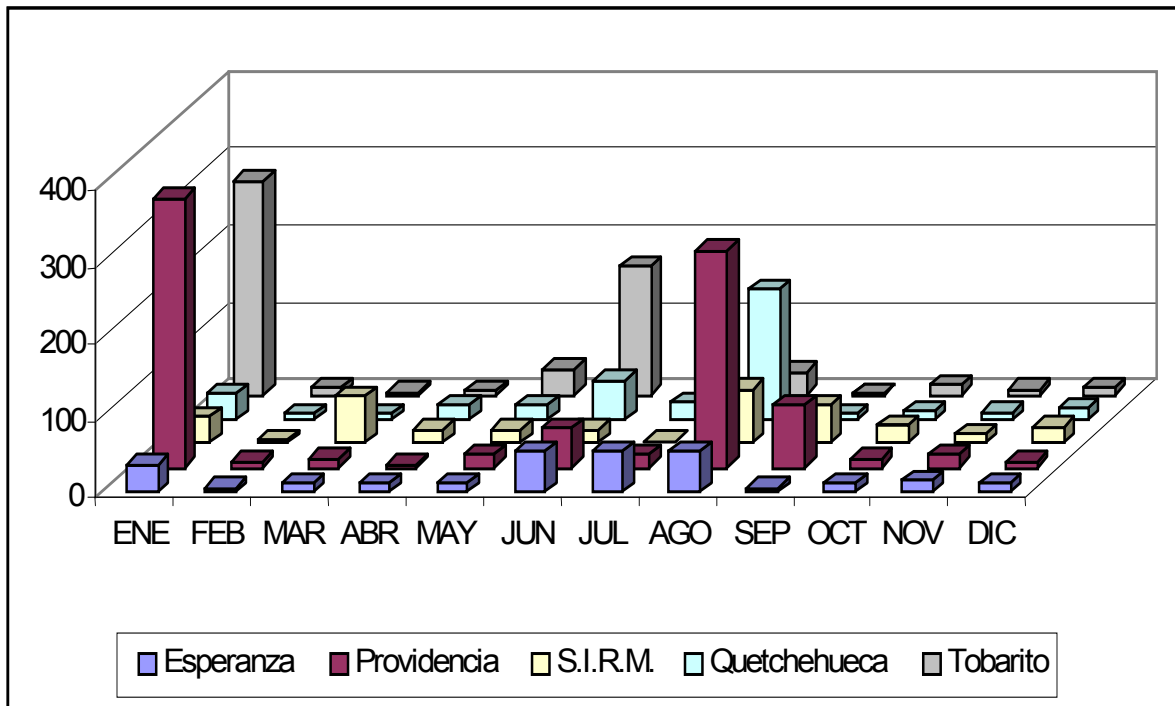


Figura 26. Coliformes totales aislados de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

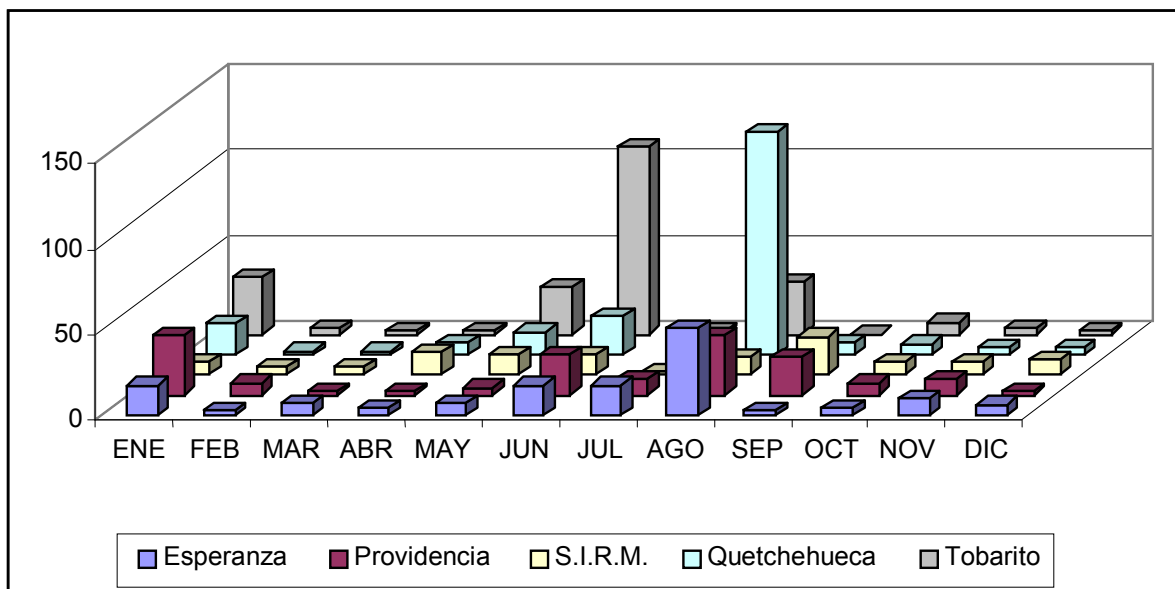


Figura 27. Coliformes fecales aislados de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. ITSON 1997.

A pesar de que los canales no deben de tener aportaciones directas de aguas negras, es imposible evitar los escurrimientos naturales provenientes de establos debido a lluvias, o el uso indebido de estos cauces, cerca de los centros de población. Por otro lado se puede observar la falta de correlación entre los aislamiento de amibas y las cuentas de coliformes, por ejemplo, a pesar de que se registró el mayor número de aislamientos de *Naegleria* durante el mes de junio, de la muestra del Tobarito tan solo se logró aislar 2 cepas y la cuenta fue de 170 coliformes totales/100 ml según la técnica del número más probable; la muestra de Esperanza durante ese mismo mes presentó 4 cepas y tan solo 50 NMP/100 ml de coliformes totales y la muestra de San Ignacio Río Muerto presentó 2 cepas y 17 NMP/100 ml de coliformes. Es importante tomar en cuenta que las posibles fuentes de alimentación de las amibas de vida libre incluyen varios tipos de bacterias, levaduras y microalgas, que no fueron determinadas en este estudio, para poder determinar su influencia en el crecimiento y desarrollo de las amibas.

Los aislamientos de amibas de vida libre recuperados durante el estudio sumaron 139 en total, de las cuales se pudieron identificar 85 cepas por su morfología, pruebas de flagelación y temperatura de crecimiento además de su locomoción característica, quedando 54 sin identificar por carecer de interés en nuestro estudio y no poseer estructuras morfológicas que las distinguiera rápidamente de las demás amibas de vida libre. Los géneros identificados fueron: *Naegleria*, *Acanthamoeba*, *Hartmanella*, de los cuales se han reportado especies patógenas, aunque para *Hartmanella* faltan estudios

para confirmar su patogenicidad. También se identificó a *Vahlkampfia*, *Platyamoeba*, *Willaertia*, *Mayorella* y *Amoeba*. La distribución de los aislamientos de amibas a lo largo del año se presenta en la figura 28 en la que se observa que la mayor presencia de amibas que se aislaron a 42°C de los canales para riego, se incrementó sin seguir necesariamente el mismo patrón de comportamiento que la temperatura, pues cuando para los meses de octubre y noviembre la temperatura ambiental y del agua habían bajado notablemente, la frecuencia de aislamientos era todavía importante. La temperatura es sin duda el parámetro que influyó de manera notable en el desarrollo de las poblaciones de amibas y aunque el inicio de los meses fríos pudo haber frenado su crecimiento, la capacidad de formar quistes de los géneros de amibas encontrados permitió su posterior aislamiento, mientras su número bajaba como sucedió para *Naegleria*, *Acanthamoeba* y *Hartmanella* en el mes de diciembre, no así para otras amibas cuyo número inclusive se incrementó al bajar la temperatura ambiental y del agua de los canales. Es evidente que existe una sucesión entre las poblaciones de amibas determinadas entre otras cosas por los cambios en la temperatura y no detectada para los otros parámetros físicoquímicos estudiados en la presente investigación.

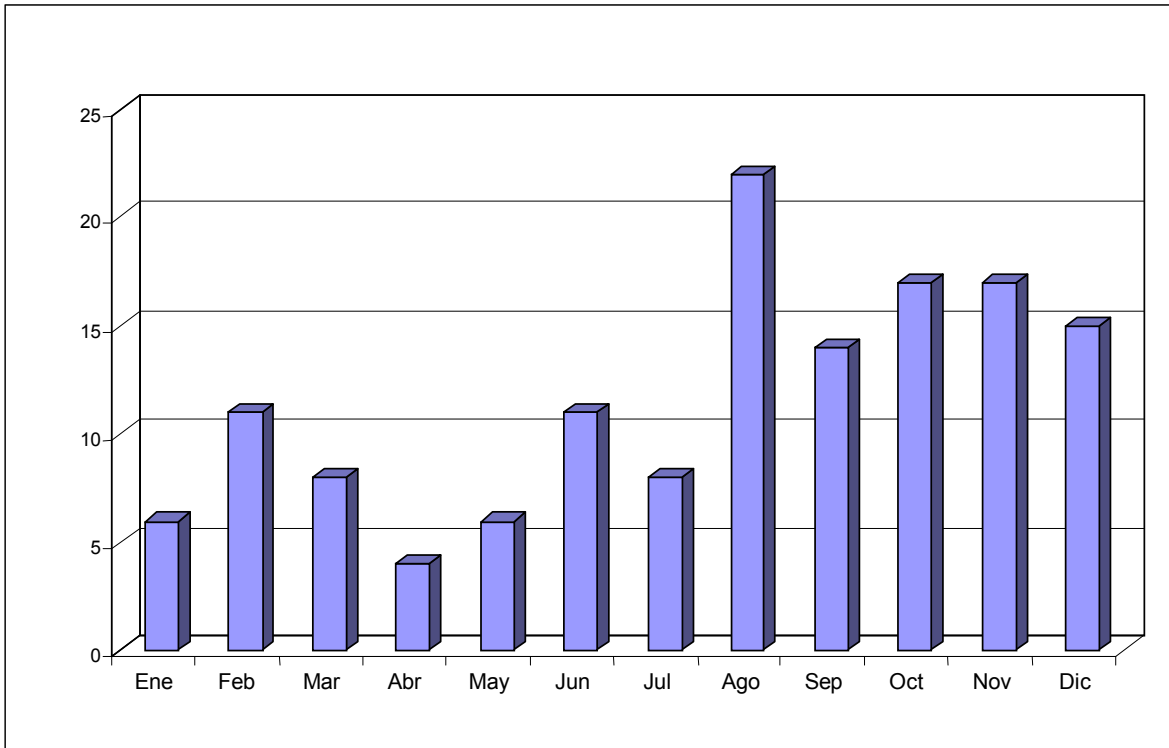


Figura 28. Frecuencia de aislamiento de amibas de vida libre de cinco canales para riego del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997

En la figura 29 se observa la distribución mensual de los aislamientos y por canal estudiado, y podemos notar la gran variación en el número de aislamientos por mes y sitio de estudio, encontrando que solo en los meses de marzo y agosto fue posible aislar de todos los canales y se observa que el mayor número de aislamientos sigue una tendencia hacia últimos los meses del año.

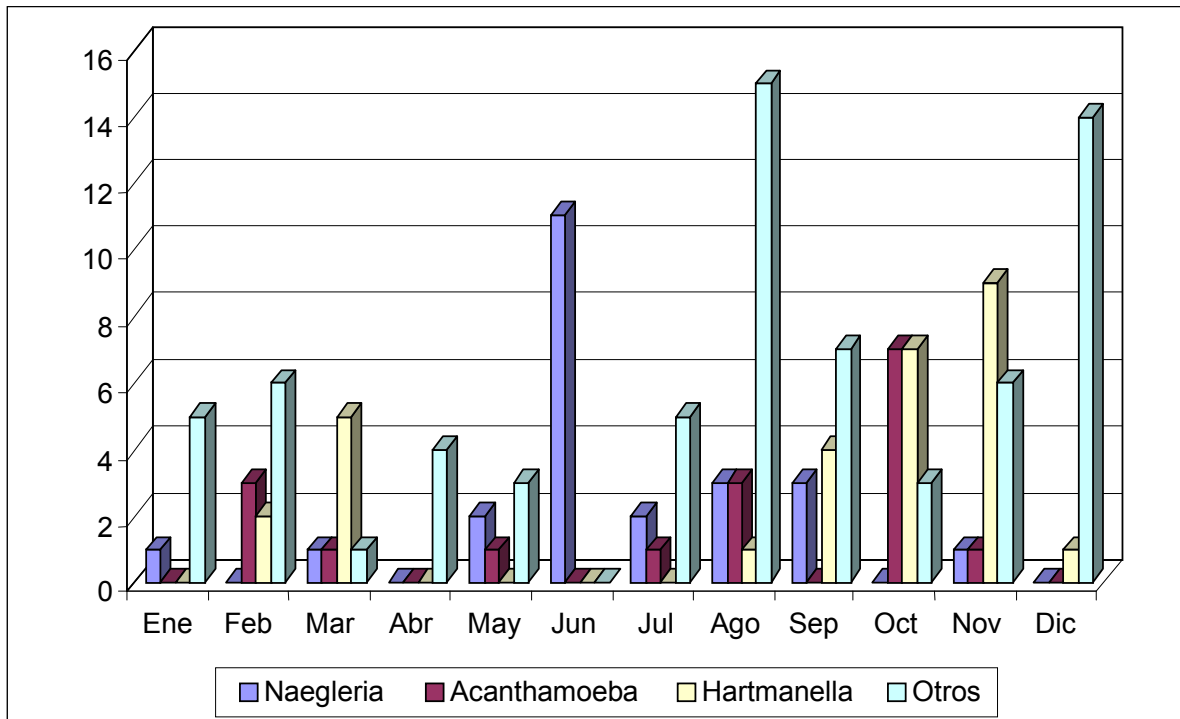


Figura 29. Principales géneros de amibas de vida libre aislados cada mes en cinco canales para riego del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.

En la figura 30 se observa el acumulado de cepas de *Naegleria* por mes de año y claramente se distingue que en junio fue cuando más aislamientos se hicieron, si se atribuye exclusivamente a la temperatura esa explosión en el crecimiento de este organismo tenemos que hacer notar que el cambio mayor de temperatura se dio del mes de abril a mayo, siendo el mes de junio el momento en que el número de naeglerias se incrementó, decayendo el mes de julio, así pues probablemente la temperatura óptima para el desarrollo de estas amibas en el medio ambiente fluctúe entre los 26 y 29°C.

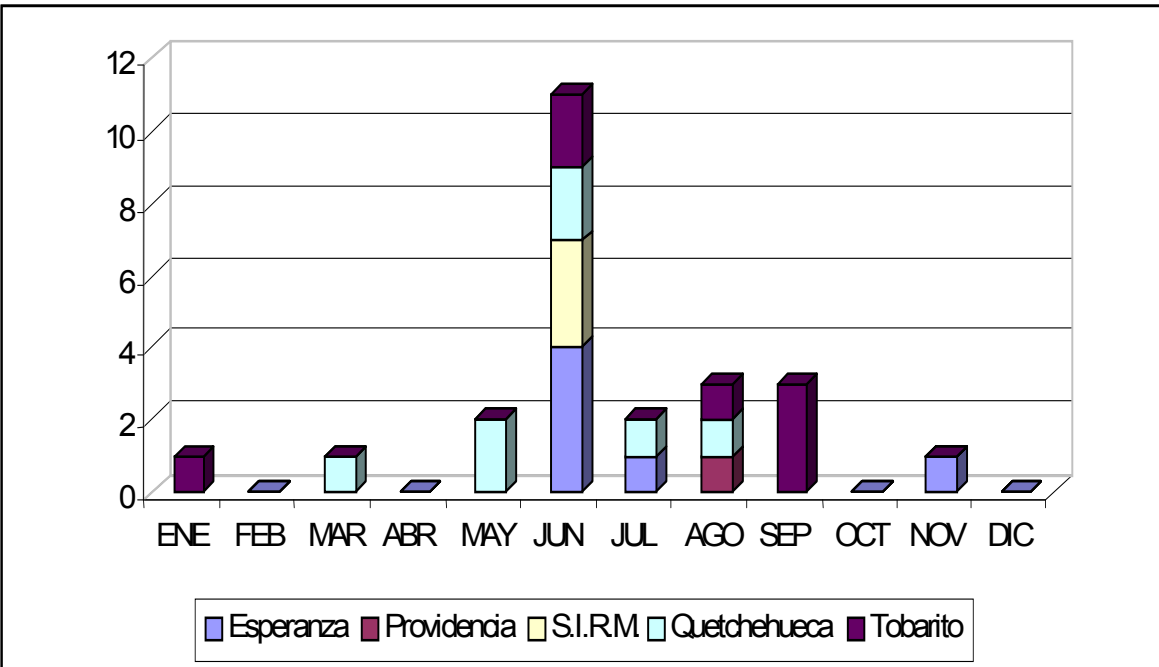


Figura 30. Cepas de *Naegleria* acumuladas por mes de los cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.

En las figuras 31,32, y 33 se presenta la distribución de los aislamientos de naeglerias por canal y parece que la temperatura es un factor importante en la susección de amibas de vida libre en los canales puesto que en los meses fríos se aislaron principalmente las hartmanelas, las naeglerias en primavera-verano y las acantamoebas durante todo el año. La presencia de *Naegleria* en los canales durante la época de primavera-verano, de mayor calor en la región, hace de la práctica de natación entre los bañistas un riesgo de adquirir meningoencefalitis amibiana primaria, enfermedad altamente letal por su difícil diagnóstico, rápida evolución y tratamiento poco efectivo, además de otras infecciones en piel o queratitis por *Acanthamoeba*.

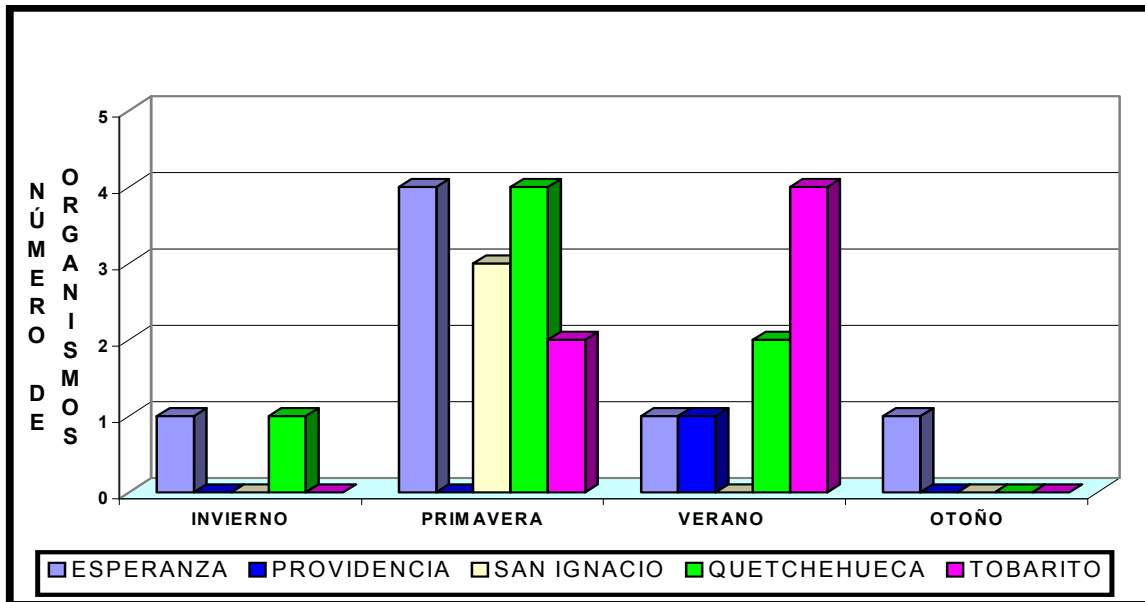


Figura 31. Distribución estacional de *Naegleria* spp. en cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.

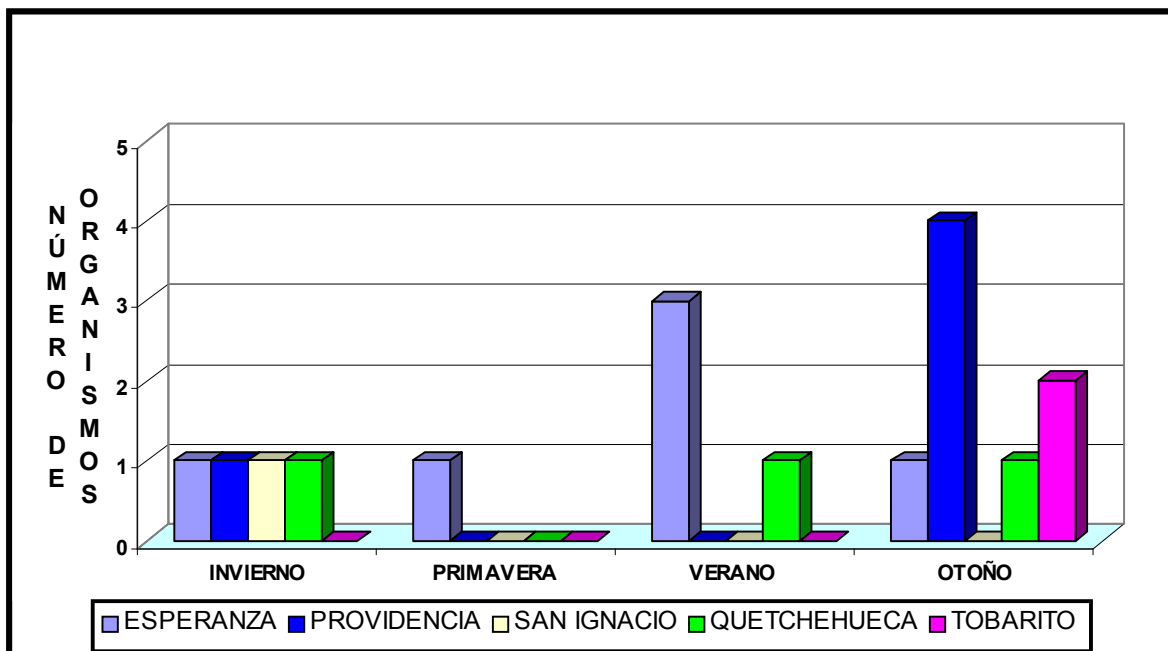


Figura 32. Distribución estacional de *Acanthamoeba* spp. en cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.

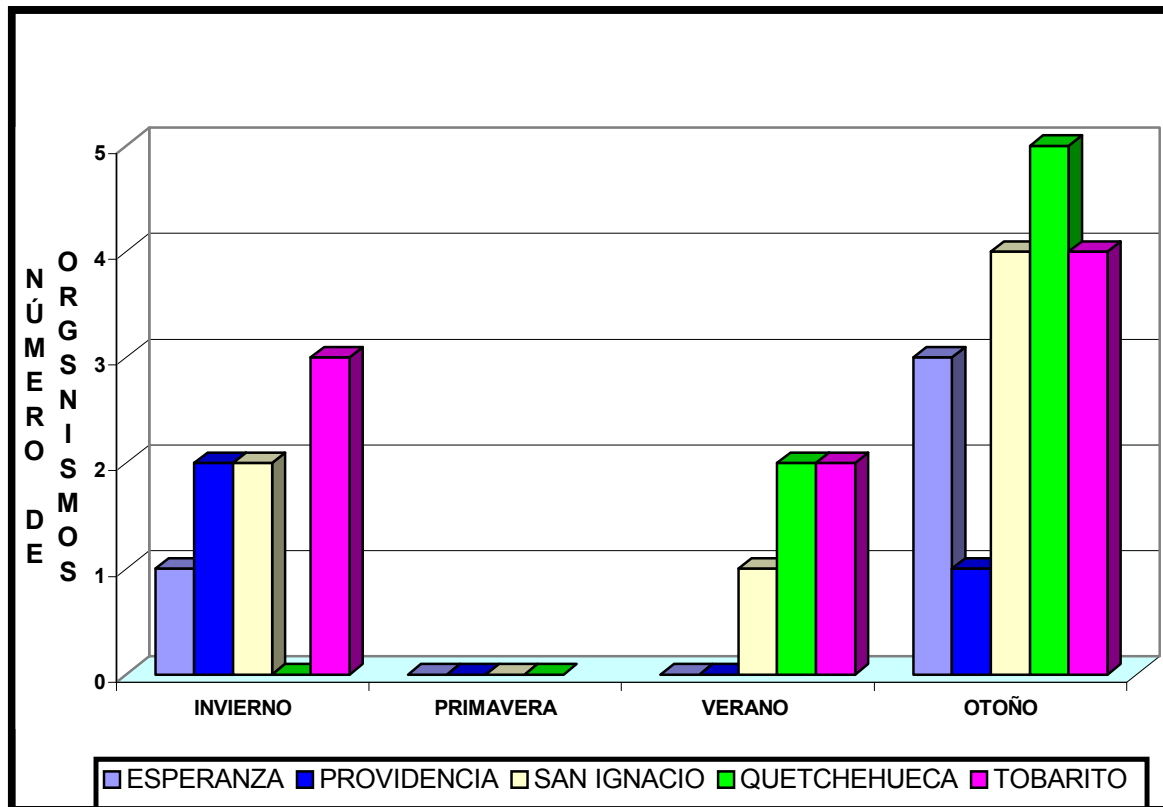


Figura 33. Distribución estacional de *Hartmanella* spp. en cinco canales del Valle del Yaqui, Sonora. ITSON 1997.

VIII. CONCLUSIONES

- El estudio de los parámetros fisicoquímicos del agua de los canales para riego reveló en el Valle del Yaqui, se clasifica como de buena calidad por sus resultados en cuanto a salinidad; que esta se ve incrementada a medida que los canales se adentran en el valle por la adición de agua de pozos y cuando disminuye su caudal debido a la ausencia de riegos como quedó registrada para los canales de Quecheueca y San Ignacio Río Muerto.
- Ninguno de los parámetros fisicoquímicos analizados presentó resultados que impidieran el crecimiento de las amibas de vida libre, incluyendo a los géneros *Naegleria* y *Acanthamoeba*.
- Aunque el aumento de la temperatura favorece el desarrollo de las amibas, su disminución no se refleja en el número de amibas totales aisladas a lo largo del año, pero si tiene influencia en los géneros de amibas desarrollados.
- La presencia de bacterias heterótrofas todo el año explica la presencia de amibas de vida libre y se corrobora la no relación entre éstas y los coliformes totales y fecales.
- Las naeglerias se aislaron durante las cuatro estaciones del año. En mayor número en las estaciones de primavera y verano, y presentaron un desarrollo explosivo durante el mes de junio, disminuyendo posteriormente.

IX. BIBLIOGRAFÍA

- Abraham, S. M., and R. V. Lawance (1982): Incidence of free-living amoebae in the nasal passages of local population in Zaria, Nigeria, Trop. Med Hyg, 85: 217 – 222.
- Bos, H. J., Völker-Dieben, H. J. M., and Alphen, C. C. (1981): A case of *Acanthamoeba* keratitis in the Netherlands. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg., 75: 86 - 91.
- Brock, T. y M. Madigan (1993): Microbiología, sexta edición, editorial Prentice Hall, México, 956 p.
- Burdon, K. y Williams (1982): Microbiología, Publicaciones Cultural S.A., México D. F., 830 p.
- Butt, C. G. (1966): Primary amebic meningoencephalitis. N. Eng. J. Med. 274: 1473 - 1476.
- Byers, T. J. (1979): Growth, Reproduction, and Differentiation in *Acanthamoeba*, Int. Rev. Cytol., 61: 283 – 341.

- Carter, R. F. (1970): Description of *Naegleria* spp. Isolated from two cases of primary amoebic meningoencephalitis and of the experimental pathological changes induced by it, J. Path., 100: 217 – 244.
- Chang, S. L. Hearly, McCabe, Shumaker, and Schultz (1975): A strain of pathogenic *Naegleria* isolated from a human nasal swab. Healt Lab. Sci., 12: 1 - 7.
- Chester, B. P. (1986): Patología clínica, segunda edición, Editorial Salvat, México.
- CIECCA. (1992). Métodos de análisis de agua y agua residual. 3ª. Ed. Secretaría de Recursos Hidráulicos. Vol. 1, p. 215.
- Culbertson, C. G.; Ensminger, P. W., and Overton, W. M. (1968): Pathogenic *Naegleria* sp. – study of strain isolated from human cerebrospinal fluid. J. Protozool., 15: 353 - 363.
- Culbertson, C. G.; Ensminger, P. W., and Overton, W. M. (1966): *Hartmanella (Acanthamoeba)*. Experimental Chronic Granulomatous Brain infections produced by New Isolates of Low Virulence, Am . J. Clin Pathol., 46, 3: 305 – 314.
- Culbertson, C. G. and Harper, K. (1980): Surface coagulation with formalinized, stained protein. A staphylococci in the immunologic study of three pathogenic amebae. Am. J. Trop. Med. Hyg., 29: 785 - 794.
- Culbertson, C. G., Smith and Minner (1958): *Acanthamoeba*: Observations on animal pathogenicity. Science, 127:1506.
- De Jonckheere, J.F. 1979. Studies on pathogenic free-living amoebae in swimming pools. Bull. Inst. Pasteur. 77:385-392.

- Ferrante, A. (1990) : Free-living amoebae: pathogenicity and immunity , Parasite Immunology, 13: 31 - 47.
- Fowler M., Carter R. F. (1965): Acute pyogenic meningitis probably due to *Acanthamoeba* sp.: a primary report. *Br Med J.*; 2: 740 - 742
- García-Tamayo, J.,González, J. E. y Martínez, A. J. (1980): Meningoencefalitis Amibiana primaria y Encefalitis Amibiana Granulomatosa. Estudio comparativo de dos casos venezolanos, Acta Médica Venezolana, 27: 84 – 91.
- John, D. T. (1982): Primary amebic meningoencephalitis and the biology of *Naegleria fowleri*. Ann. Rev. Microbiol. 36: 101 - 123.
- Key, S. N., Green, W. R., Willaert, E., Etevens and Key S. N. Jr. (1980): Keratitis due to *Acanthamoeba castellanii*. A clinico-pathologic case report. Arch. Ophthalmol., 98: 475 - 479.
- Kyle, D.E. and Noblet, G.P. 1986. Seasonal distribution of thermotolerant free-living amoeba I. Willard's pond. *J. Protozool.* 33(3):422-434.
- Lares, Villa Fernando (1990): Biología y aspectos de patogenicidad de *Acanthamoeba*. Rev. Latamer. Microbiol., 32: 71 - 88.
- Levine, N.D., J.O. Corliss, F.E.G. Cox, G. Deroux, J. Grain, B. Honigberg, G.F. Leedale, A.R Loeblich, III, J. Lom, D. Lynn, E.G. Merinfeld, F.C. Page, G. Poljansky, V. Sprague, J. Vara and F.G. Wallace. (1980): A Newly Revised Classification of the Protozoa. J. Protozool., 27(1):37-58

- Ma, P., Vivesvara, G. S., martínez, A. J., Theodore, F. H. Marc-Dagget, P. Y Sawyer., T. K. (1990): *Naegleria y Acanthamoeba* Infection: Review, Rev. Infect. Dis., 12: 409 – 513.
- Markell E. y Voge M. (1986): Parasitología médica, sexta edición, Editorial Interamericana, Madrid España, Pág. 49 - 54.
- Martínez, A. J. (1982): Acanthamoebiasis and immunosuppression, Case Report, Neurophath Exp. Neurol, 41: 548 – 557.
- Martínez, A. J. (1977): Amebic meningoencephalitis due to *Naegleria* and *Acanthamoeba*. Proceedings of the International Conference on Amebiasis. México, Instituto mexicano del Seguro Social, pp. 64 - 81.
- Martínez, A. J. (1987): Anatomic-pathology of free-living amebis infections. En *Amphizoic Amoebae: Human Pathology*, Infectious Diseases Color Atlas Monographs, Piccin Nuova Libreria, Padova, Italy, pp. 179 – 191.
- Martínez A. J. (1985): Free living Amebas :Natural History, Prevention, Diagnosis, Pathology and Treatment of Desease, CRC Press, Inc. Boca Ratón Florida, pp. 1 – 156.
- Mehlhorn, H y Piekarski (1989): Fundamentos de Parasitología, tercera edición, Editorial Acribia; Zaragoza España, Págs. 52 - 54.
- Jadin, J. M., Eschbach, H. L., Verheyen, F., and Willaert, E. (1974): Etudes comparatives des kystes de Naegleria et d'Acanthamoeba, Ann. Soc. Belg. Med. Trop., 54: 259 - 264.
- Ortiz.Olguín, M. (1997). La Calidad de las Aguas de Riego. Universidad Autónoma de Chapingo. P. 53.

Reilly M. F., White K. L. Jr. and Brandley S. G. (1983): Host resistance of mice to *Naegleria fowleri* infections, infection and Immunity, 42, 645.

Rivera, F., F. Lares, P. Bonilla, E. Ramirez, P. Ramirez, A. Paulin (1988): Pathogenic amoebae isolated from the atmosphere of Mexico City and Environs. En Hazardous Waste: Detection, Control, Treatment, Elsevier Science Publishers B. V., Amsterdam, pp. 1175 – 1179.

Rodríguez-Zaragoza, S. (1994). Ecology of Frece-Living Amoebae. Critical Reviews in Microbiology, 20(3):225-241.

Page, F. C. (1988) : A New Key to Freshwater and Soil Gymnamoebae with instructions for culture, Freshwater Biol. Assoc. Scottich Marine Biological Assoc., Natural Environet Research Council, pp. 1 - 122

Schuster, F. L. (1975): Ultrastructure of cysts of Naegleria spp.: A comparative study, J. Protozool., 22: 352 - 359.

<http://www.msc.edo/osbontb/naegleriafowleri.htm>

<http://mac2031.fujimi.hosei.ac.jp/PDB/PCDO307/B/34.jpg>

<http://www.ruf.rice.edu/~bioslabs/studies/invertebrates/naegleria.html>

<http://mac2031.fujimi.hosei.ac.jp/PDB/PCD3379/A/04.jpg>

VIII. ANEXOS

ANEXO 1. Valores de pH de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	8.17	7.63	7.53	7.58	7.86	7.77	7.64	7.69	7.77	7.94	7.64	7.52
Providencia	8.15	7.76	7.72	7.74	7.93	7.93	7.93	7.91	7.86	7.84	7.72	7.60
S.I.R.M.	7.57	7.87	7.83	7.84	8.00	8.06	7.98	7.84	7.89	7.86	7.72	7.67
Quetchehueca	7.83	7.83	7.85	7.81	7.93	7.05	7.92	7.78	7.77	7.88	7.70	7.64
Tobarito	8.02	8.18	7.92	8.07	8.05	8.15	8.16	8.84	7.89	8.00	7.74	7.68

ANEXO 2. Conductividad eléctrica CE (\square mhos/cm) de muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
Esperanza	250	280	280	330	250	370	320	300	260	260	320	270
Providencia	270	280	260	330	300	350	370	290	280	290	270	310
S.I.R.M.	455	430	420	570	690	660	630	360	470	350	340	395
Quetchehueca	350	470	390	780	720	750	810	470	800	460	370	485
Tobarito	250	280	260	280	230	290	280	250	230	260	280	230

ANEXO 3. Temperatura ambiente ($^{\circ}$ C) en el sitio de muestreo de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui.

1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	17	19	21	20	29	28	31	28	28	25	23	14.5
Providencia	19	21	25	21	30	30	32	29	28	28	26	15
S.I.R.M.	22	23	27	23	32	32	32	32	28	28	26	16
Quetchehueca	25	26	31	26	33	34	34	33	29	28.5	29	18
Tobarito	24	26	28	29	37	37	36	34	29	30.5	31	18

ANEXO 4. Temperatura del agua (°C) de muestras de cinco canales para riego del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	17	17	18	20	25	26	27	27	29	26	22	17
<i>Providencia</i>	18	17	18	20	27	26	28	28	30	27	23	17
S.I.R.M.	19	19	20	23	29	28	29	29	30	27	23	16.5
Quetchehueca	20	19	20	23	28.5	29	30	30	31	27	24	17
Tobarito	18.5	19.5	20	23	29	29	32	32	31	22.5	24.5	17

ANEXO 5. Oxígeno disuelto O.D. (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	8.8	8.5	8.2	7.7	7.1	8.3	6	4.3	5.1	5.2	6.7	8.4
Providencia	9.2	8.7	8.4	7.7	7.3	6.7	6.4	4.3	6	6.1	6.7	8.7
S.I.R.M.	9.1	8.6	9.3	8.1	8	7.7	6.9	7.3	6.7	7.6	8.3	9.5
Quetchehueca	8.9	9.2	8.8	8.5	7.3	7.7	7	6.4	6.4	6.7	7.7	9.1
Tobarito	10.4	10.6	10.3	9.8	8.9	3.4	9.2	8.3	7.8	8.4	9.1	10.9

ANEXO 6. Alcalinidad (mg/l) del agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	126.88	144.38	143.25	148.03	129.88	148.98	156.62	147.07	145.16	129.88	146	138
Providencia	131.25	142.19	145.64	152.8	154.71	152.8	154.71	137.52	147.07	127.97	138	132
S.I.R.M.	140	150.94	157.58	167.13	175.72	175.72	168.08	154.71	162.35	129.88	150	142
Quetchehueca	135.63	144.38	152.8	167.13	166.17	169.99	169.99	154.71	166.17	126.06	152	144
Tobarito	126.88	131.25	150.41	143.25	118.42	126.06	129.88	124.15	127.97	110.78	146	142

ANEXO 7. Demanda bioquímica de oxígeno DBO (mg/l) del agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	1.2	5	4.7	3.5	3.9	4.9	4.8	4.5	3	3.5	3.6	2.9
Providencia	2.3	2.2	3.4	3	2.7	2.50	3.00	3.7	1.8	2.3	3.2	2
S.I.R.M.	2.2	1.6	3.5	3.2	2.4	3.1	2.4	4.8	3	2	3.9	3.5
Quetchehueca	2.3	3.1	3.2	3.2	3.6	3.8	3.6	5.4	3	2.9	3.8	4.4
Tobarito	2.8	2.8	4.4	3.8	2.3	4.6	3.3	3	2.1	3.2	3.9	2.9

ANEXO 8. Sólidos totales ST (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui.**1997**

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	307.33	528.33	290.33	240.33	215	268.25	217.5	248.25	213.25	230	203.5	226.5
Providencia	254.67	247	246	224.33	216.25	248.5	214	446.5	235.75	237.75	211.75	226.25
S.I.R.M.	245.67	403.33	331.67	386	529.5	438.75	398.25	397	390.5	339	296	311.25
Quetchehueca	330	409.33	335	486.67	537.75	525.25	541.25	445	785.25	400.5	280.75	369
Tobarito	258	237.33	233	205.67	199	235.5	192	200.25	212.25	240.25	205.75	256

ANEXO 9. Sólidos totales volátiles STV (mg/l) en el agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	118.67	54.33	67.33	38.67	46	98.25	68.5	57.5	56.5	61.25	40.75	84.25
Providencia	60.33	51	75.67	35.67	53.5	90	51.25	64.5	61	61	33.75	67.75
S.I.R.M.	43	97.67	73.33	66.67	128.75	140.25	87.5	66	51.25	61.6	35.25	87
Quetchehueca	35	62.33	72.67	99	116.75	205.75	173.5	42	334.5	78	36	104.25
Tobarito	50.33	58	48.67	20.67	69.75	103.25	59.75	61.5	72.25	40.25	14	64.75

ANEXO 10. Sólidos totales fijos STF (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	188.67	474.00	223.00	201.67	169.00	170.00	149.00	190.75	156.75	168.75	162.75	142.25
Providencia	194.33	196.00	170.33	188.67	162.75	158.50	162.75	382.00	174.75	176.75	178.00	158.50
S.I.R.M.	202.67	305.67	258.33	319.33	400.75	298.50	310.75	331.00	339.25	277.50	260.75	224.25
Quetchehueca	295.00	347.00	262.33	387.67	421.00	319.50	367.75	403.00	450.75	322.50	244.75	264.75
Tobarito	207.67	179.33	184.33	185.00	129.25	132.25	132.25	138.75	140.00	200.00	191.75	191.25

ANEXO 11. Sólidos suspendidos totales SST (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	16.93	267.67	74.30	26.80	6.84	69.42	6.82	41.83	6.75	32.13	26.12	21.85
Providencia	8.50	14.58	23.00	7.70	7.03	4.80	5.25	243.25	11.47	36.13	28.24	19.70
S.I.R.M.	14.13	71.30	17.40	16.00	27.67	27.75	21.36	164.50	47.73	90.29	46.60	25.70
Quetchehueca	46.25	100.35	37.20	15.00	13.50	33.37	14.20	168.50	28.13	78.57	35.33	14.00
Tobarito	21.90	29.00	18.90	4.20	16.45	21.50	14.05	28.07	17.88	102.80	16.48	7.90

ANEXO 12. Sólidos suspendidos volátiles SSV (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	2.40	10.67	4.90	5.40	1.74	3.08	3.13	3.42	1.08	4.80	2.18	4.10
Providencia	1.03	1.42	5.90	3.10	1.07	1.04	1.40	13.75	1.87	4.07	3.71	3.75
S.I.R.M.	2.57	8.40	4.10	4.70	5.92	3.90	3.80	19.50	7.01	14.86	2.00	4.90
Quetchehueca	2.85	8.60	5.10	3.50	3.05	2.23	2.85	23.25	2.52	14.43	2.40	3.23
Tobarito	3.30	4.40	4.40	1.70	2.95	2.00	5.00	2.33	1.73	6.20	1.04	2.06

ANEXO 13. Sólidos suspendidos fijos SSF (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	14.53	257.00	69.40	21.40	5.10	66.42	3.70	38.42	5.67	27.33	23.94	17.75
Providencia	7.47	13.17	17.10	4.60	5.97	3.76	3.85	229.50	9.60	32.07	24.53	15.95
S.I.R.M.	11.57	62.90	12.40	11.30	21.75	23.85	17.56	145.00	40.71	75.43	44.60	20.80
Quetchehueca	43.40	91.70	32.10	11.50	10.45	31.13	11.35	145.25	26.61	64.14	32.93	10.77
Tobarito	18.61	24.60	14.50	2.50	13.50	19.50	9.05	25.73	16.16	96.60	15.44	5.84

ANEXO 14. Sólidos disueltos totales SDT (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	290.40	260.67	216.03	213.53	208.16	198.83	210.68	206.42	206.50	197.87	177.38	204.65
Providencia	246.17	232.42	223.00	216.63	209.22	243.70	208.75	203.50	224.28	201.62	183.51	206.55
S.I.R.M.	231.53	332.03	329.40	370.00	501.83	411.00	376.89	232.50	242.77	248.71	249.40	285.55
Quetchehueca	283.75	309.03	297.80	471.67	524.25	491.88	527.05	276.50	757.12	321.93	245.42	355.00
Tobarito	236.10	208.33	214.10	201.47	182.55	214.00	177.95	172.18	194.37	137.45	189.27	248.10

ANEXO 15. Sólidos disueltos volátiles SDV (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	116.27	43.67	62.43	33.27	44.26	95.17	65.38	54.08	65.42	56.46	38.57	80.15
Providencia	59.30	49.58	69.77	32.57	52.43	88.96	49.85	50.75	59.13	56.93	30.04	84.00
S.I.R.M.	40.43	89.27	94.13	61.97	122.83	136.35	83.70	46.50	44.24	46.64	33.25	82.10
Quetchehueca	32.15	53.73	67.57	95.50	113.70	203.52	170.65	18.75	331.98	63.57	33.60	101.02
Tobarito	47.03	53.60	44.27	18.97	66.80	101.25	54.75	59.17	70.52	34.05	12.96	62.69

ANEXO 16. Sólidos disueltos fijos SDF (mg/l) en muestras de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
Esperanza	174.13	217.00	153.60	180.27	163.90	103.67	145.30	152.33	151.08	141.42	138.81	124.50
Providencia	186.87	182.83	153.23	184.07	156.78	154.74	158.90	152.50	165.15	144.68	153.47	142.55
S.I.R.M.	191.10	242.77	235.27	308.03	379.00	274.65	293.19	186.00	298.54	202.07	216.15	203.45
Quetchehueca	251.60	255.30	230.23	376.17	113.70	288.37	356.40	257.75	425.14	258.36	211.82	253.98
Tobarito	189.07	154.73	169.83	182.50	115.75	112.75	123.20	113.02	123.85	103.40	176.31	185.41

+

ANEXO 17. Cuenta total de bacterias (UFC / ml), aisladas de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	7.100E+06	1800	1100	2830	4300	4200	1000	1700	1200	1600	1900	2300
Providencia	3.00E+07	123	4	39	260	330	820	79	15	21	24	21
S.I.R.M.	30000000	34	3	96	3800	1000	2700	42	16	18	28	34
Quetchehueca	28000000	12	6	47	600	9	5500	14	8	13	31	43
Tobarito	30000000	12	8	42	4900	15	2300	8	40	24	13	28

ANEXO 18. Coliformes totales (NMP / 100ml), aislados de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	34	4	9	11	11	50	50	50	4	9	14	11
Providencia	350	7	11	4	17	50	17	283	80	11	17	7
S.I.R.M.	34	4	60	17	17	17	2	70	50	22	13	21
Quetchehueca	34	7	8	17	17	50	22	170	7	11	9	14
Tobarito	280	11	4	7	34	170	8	30	2	14	8	9

ANEXO 19. Coliformes fecales (NMP / 100 ml), aislados de agua para riego de cinco canales del Valle del Yaqui. 1997.

CANAL	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Esperanza</i>	17	2	7	4	7	17	17	50	2	4	9	6
Providencia	34	7	2	2	4	23	9	34	22	7	9	2
S.I.R.M.	7	4	4	13	11	11	2	10	22	7	7	9
Quetchehueca	18	2	2	7	13	22	11	130	7	6	4	4
Tobarito	33	4	2	2	27	110	2	30	0	7	4	2

ANEXO 20. Amibas de vida libre aisladas durante 1997 en canales para riego del Valle del Yaqui, Son.

MESES	<i>Naegleria</i>	<i>Acanthamoeba</i>	<i>Hartmanella</i>	Otros	TOTALES
Enero	1	0	0	5	6
Febrero	0	3	2	6	11
Marzo	1	1	5	1	8
Abril	0	0	0	4	4
Mayo	2	1	0	3	6
Junio	11	0	0	0	11
Julio	2	1	0	5	8
Agosto	3	3	1	15	22
Septiembre	3	0	4	7	14
Octubre	0	7	7	3	17
Noviembre	1	1	9	6	17
Diciembre	0	0	1	14	15
<i>TOTAL</i>	24	17	29	69	139

ANEXO 21. Número de cepas de *Naegleria* aisladas por canal en el Valle del Yaqui, Son. 1997.

Canales	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Total
Esperanza	0	0	0	0	0	4	1	0	0	0	1	0	6
Providencia	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
S.I.R.M.	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	3
Quetchehueca	0	0	1	0	2	2	1	1	0	0	0	0	7
Tobarito	1	0	0	0	0	2	0	1	3	0	0	0	7
TOTAL	1	0	1	0	2	11	2	3	3	0	1	0	24

ANEXO 22. No. de cepas de *Naegleria* aisladas por estación del año de cinco canales del Valle del Yaqui, Son. 1997.

	INVIERNO	PRIMAVERA	VERANO	OTOÑO	TOTALES
ESPERANZA	1	4	1	1	7
PROVIDENCIA	0	0	1	0	1
SAN IGNACIO	0	3	0	0	3
QUETCHEHUECA	1	4	2	0	7
TOBARITO	0	2	4	0	6
TOTALES	2	13	8	1	24

ANEXO 23. No. de cepas de *Acanthamoeba* aisladas por estación del año de cinco canales del Valle del Yaqui, Son. 1997.

	INVIERNO	PRIMAVERA	VERANO	OTOÑO	TOTALES
ESPERANZA	1	1	3	1	6
PROVIDENCIA	1	0	0	4	5
SAN IGNACIO	1	0	0	0	1
QUETCHEHUECA	1	0	1	1	3
TOBARITO	0	0	0	2	2
TOTALES	4	1	4	8	17

ANEXO 24. No. de cepas de *Hartmanella* aisladas por estación del año de cinco canales del Valle del Yaqui, Son. 1997.

	INVIERNO	PRIMAVERA	VERANO	OTOÑO	TOTALES
ESPERANZA	1	0	0	3	4
PROVIDENCIA	2	0	0	1	3
SAN IGNACIO	2	0	1	4	7
QUETCHEHUECA	0	0	2	6	8
TOBARITO	3		2	4	9
TOTALES	8	0	5	18	31

