

## Presencia de protozoarios y bacterias indicadoras en el agua de la ciudad de Maracaibo

Walter Quintero Betancourt y Ligia Botero de Ledesma\*

Unidad de Investigaciones en Microbiología Ambiental, Facultad Experimental de Ciencias  
La Universidad del Zulia, Apartado Postal 526. Maracaibo, Venezuela

Recibido: 05-11-97 Aceptado: 16-06-98

### Resumen

El agua potable ha sido reconocida como uno de los principales vectores en la transmisión de microorganismos causantes de enfermedades gastrointestinales. Esta situación reviste gran importancia en países en Mas de desarrollo, en donde no existen adecuados sistemas de tratamiento de las aguas de desecho y de las fuentes superficiales empleadas para el abastecimiento de agua potable a las comunidades. Este estudio evaluó por primera vez en Venezuela la presencia de protozoarios entéricos (*Giardia* y *Cryptosporidium*) en muestras de agua colectadas de la fuente de agua superficial y del agua tratada de la planta de tratamiento de agua potable de la ciudad de Maracaibo. Simultáneamente, se estudio la presencia de las bacterias indicadoras de la calidad sanitaria del agua y se determinó la turbidez y el cloro residual libre (agua tratada). Los quistes de *Giardia* estuvieron presentes en 16% de las muestras de agua colectadas en la entrada (rango 1,05 - 2,1/100 L,  $d_{45}$  geométrica: 1,48/100 L) y los ooquistes de *Cryptosporidium* en el 75% de éstas (rango: 1,32 - 118,8/100 L, media geométrica: 9,47). En el agua tratada se detectaron quistes de *Giardia* en el 27,7% de las muestras (rango: 0,61 - 12/100 L, media geométrica: 1,89/100 L), los ooquistes de *Cryptosporidium* estuvieron presentes en el 90% de las muestras (rango: 1,39 - 29,8/100 L, media geométrica: 5,32). La remoción de quistes de protozoarios osciló entre 0 y 0,32  $\log_{10}$  (*Giardia*) y entre 0 y 0,77  $\log_{10}$  (*Cryptosporidium*). De acuerdo con estos resultados, el tratamiento convencional que se lleva a cabo en la planta no permite remover eficientemente quistes de *Giardia* y ooquistes de *Cryptosporidium*. Por otra parte, se encontró que en el 30% de los muestreos llevados a cabo en el efluente, las concentraciones de bacterias indicadoras de la calidad del agua potable fueron mayores que dos organismos coliformes en 100 mL, este valor no satisface el requerido por la normativa venezolana. Asimismo, se encontró que en muestras donde no estaban presentes las bacterias indicadoras, los protozoarios intestinales sí estaban presentes.

**Palabras clave:** Agua potable; bacterias indicadoras; protozoarios.

## Presence of protozoa and indicator bacteria in the water of Maracaibo

### Abstract

Drinking water has been recognized as one of the main vectors for waterborne transmission of gastrointestinal diseases. This situation is of relevant importance in developing

\* Autor para la correspondencia. Telefax: 58-61-428184. E-mail: lbotero@solidos.ciens.luz.ve

countries where adequate wastewater treatment is lacking and surface water is constantly exposed to point and non-point discharges. This study evaluates for the first time in Venezuela the presence of protozoan cysts (*Giardia* and *Cryptosporidium*) at the raw water intake and finished water from the drinking water treatment plant of the city of Maracaibo. In addition, analysis of bacterial indicators, turbidity and free chlorine were carried out. *Giardia* cysts were present in 16% of the samples collected at the raw water intake (range: 1.05 - 2.1/100 L, geometric mean 1.48/100 L) while *Cryptosporidium* oocysts were present in 75% of these samples (range: 1.32 - 118.8/100 L, geometric mean: 9.47/100 L). Finished water samples were positive for the presence of *Giardia* with a percentage of positive samples of 27.7% (range: 0.61 - 12/100 L, geometric mean: 1.89/100 L). A percentage of positive samples of 90% was recorded for *Cryptosporidium* oocysts (range: 1.39 - 29.8/100 L, geometric mean: 5.32). Log reductions were: *Giardia* 0 and 0.32  $\log_{10}$  *Cryptosporidium* 0 and 0.77  $\log_{10}$ . According to these results, *Giardia* cysts and *Cryptosporidium* oocysts were not being effectively removed by the water treatment. On the other hand, 30% of the finished water samples did not comply with the national microbiological norms. Despite that bacterial indicators were not present in some of the finished water samples collected, there were still present pathogenic protozoa.

**Key words:** Bacterial indicators; drinking water; protozoa.

### Introducción

Se ha señalado que a pesar de los esfuerzos de la Década Internacional decretada por la UNESCO (1981-1990), en la actualidad 1,2 billardos de habitantes en los países en vías de desarrollo, todavía no tienen acceso al agua potable segura desde un punto de vista microbiológico (1). En estos países, las fuentes de abastecimiento superficiales suelen ser contaminadas por descargas puntuales y no puntuales que transportan materias fecales de animales y humanos. En las materias fecales están presentes microorganismos patógenos (bacterias, virus y parásitos) capaces de sobrevivir en el ambiente acuático y ocasionar diferentes tipos de enfermedades, entre ellas gastrointestinales, cuando son ingeridos con el agua contaminada (2-4).

La diseminación de las enfermedades que tienen como vía de transmisión el agua depende principalmente de la concentración de los patógenos entéricos en el agua, que es una consecuencia del número de personas y animales infectados en las comunidades, de la supervivencia del patógeno en el ambiente, de la exposición de los indivi-

duos al agua contaminada, de la dosis infecciosa del microorganismo, del grado de susceptibilidad de los individuos y de la cantidad de agua que cada individuo ingiere (5).

En el estado Zulia, las protozoosis intestinales son una de las afecciones que se reportan con mayor frecuencia en las diferentes municipalidades y los protozoarios entéricos *Giardia* y *Cryptosporidium* los principales agentes asociadas a ellas (6-9). *Giardia lamblia* y *Cryptosporidium parvum* son patógenos intestinales que en sus ciclos de vida pasan por un estadio de quiste y ooquiste respectivamente, lo cual les permite sobrevivir en el ambiente y además les confiere mayor resistencia que las bacterias y los virus entéricos a los procesos de tratamiento convencionales empleados para la remoción e inactivación de microorganismos patógenos (10-14). Esta situación es de mayor significación por el hecho de que además de los humanos, los animales también excretan quistes de *Giardia* y ooquistes de *Cryptosporidium*, lo cual constituye un importante desafío para las plantas de tratamiento (2, 15).

Los procesos convencionales de tratamiento de agua para suministro que emplean la filtración rápida, son poco eficientes en la remoción de quistes de protozoarios (16-18). Esto es debido a que se ha demostrado que los ooquistes de *Cryptosporidium* (que miden de 4  $\mu\text{m}$  a 6  $\mu\text{m}$ ) y los quistes de *Giardia* (que miden entre 8  $\mu\text{m}$  y 12  $\mu\text{m}$ ), tienen la capacidad de cambiar de forma y de esta manera pueden atravesar los poros de los lechos de filtración que son tan pequeños como los mismos quistes y ooquistes (19). Asimismo, se ha demostrado que tanto los quistes como los ooquistes requieren concentraciones y tiempos de contacto mayores que los que se requieren para la inactivación y destrucción de las bacterias y los virus entéricos mediante el proceso de desinfección utilizando cloro como desinfectante (20-22).

A pesar de que en "Las Normas Sanitarias de Calidad de Agua Potable" en Venezuela contenidas en la Gaceta Oficial de la República de Venezuela N° 34.892 (23), se establece que "el agua que se destine al suministro como agua potable no deberá contener protozoarios patógenos intestinales", no se conocen datos sobre estudios de la presencia de parásitos en los efluentes tratados. En numerosos trabajos llevados a cabo en los Estados Unidos, se ha determinado que el agua esta epidemiológicamente asociada con la transmisión de *Giardia* y *Cryptosporidium* (17, 24). Los brotes epidémicos que se presentaron en los últimos años (25, 26), en los cuales estos protozoarios fueron los agentes etiológicos involucrados, ocurrieron en localidades donde los sistemas de abastecimiento de agua potable cumplían con los requerimientos establecidos en los estándares de calidad de agua potable de ese país. Debido a esto, en los Estados Unidos ha sido reconocida la necesidad de implementar el monitoreo de *Giardia* y *Cryptosporidium* en los sistemas públicos de abastecimiento de agua potable que surten a poblaciones de más de 100.000 habitantes (27).

Teniendo en mente que *Giardia* y *Cryptosporidium* son endémicos en la región Zulia (prevalencias mayores del 30%), que su presencia en el agua potable ha sido demostrada y asociada con epidemias en otros países y que la calidad parasitológica del agua no puede ser evaluada mediante el índice de bacterias coliformes, se decidió realizar este trabajo en la Planta Alonso de Ojeda (Planta C) que surte de agua potable a la ciudad de Maracaibo, con los siguientes objetivos:

1. Estandarizar la técnica para la detección de protozoarios entéricos en el agua;
2. Determinar la presencia de quistes de *Giardia*, ooquistes de *Cryptosporidium* y bacterias indicadoras, a la entrada y a la salida de la planta; y
3. Relacionar la presencia de protozoarios entéricos y bacterias indicadoras con los estándares de calidad del agua potable establecidos en la normativa Venezolana.

## Material y Métodos

### Colección de las muestras y sitios de muestreo

Las muestras de agua se colectaron cada dos semanas en la planta Alonso de Ojeda, desde el mes de Noviembre de 1996 hasta el mes de Junio de 1997. Los sitios de muestreo incluyeron el agua que entra a la planta proveniente del complejo hidráulico "Luciano Urdaneta" y el efluente tratado que sale directamente al sistema de distribución.

### Procesamiento de las muestras

El método empleado para la detección de quistes de *Giardia* y ooquistes de *Cryptosporidium* involucró dos procedimientos básicos: concentración y detección. Estos dos procedimientos forman parte del método de filtración con cartucho propuesto por la American Society for Testing and Materials y

recomendado por la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (28, 29). Las muestras de agua (400 L de agua de la entrada y 1000 L de agua tratada) se colectaron mediante una bomba de gasolina (Homelite, Waterburg, AP-125) a la cual se conecto un portafiltro (AMETEK, Modelo PSCL-00) que contenía un filtro tipo cartucho, de polipropileno de 1  $\mu\text{m}$  de porosidad nominal (Microwynd II, Cuno, Meriden, Inc., MA). Luego de la colección de la muestra, los filtros fueron colocados en bolsas de cierre hermético y transportados al laboratorio en una cava con hielo. En el laboratorio se llevó a cabo el procesamiento de los filtros dentro de un período que no sobrepasó las 18 horas. Las partículas retenidas, junto con los quistes y ooquistes, se eluyeron de los filtros utilizando una solución eluyente (0,025 M solución salina amortiguada pH 7,4, 1% Tween 80, 1% Sodio Dodecil Sulfato), se reconcentraron por centrifugación (7300 X g, en una ultracentrífuga Beckman modelo L7-65W) y se separaron selectivamente mediante centrifugación (1500 X g) en gradiente de densidad Percoll/sacarosa (SIGMA, gravedad específica, 1,11). Alicuotas del gradiente purificado fueron colocadas sobre membranas de nitrato de celulosa (Nucleopore Corporation, Pleasanton, CA) de 13 mm de diámetro, contenidas en portafiltros (swinex 13 mm Millipore, Millipore Corporation, Bedford, MA). Se emplearon membranas con un tamaño del poro de 5  $\mu\text{m}$  para la enumeración de los quistes de *Giardia*, y de 1,2  $\mu\text{m}$  para los ooquistes de *Cryptosporidium*. Las membranas fueron luego coloreadas con anticuerpos monoclonales marcados con isotiocianato de fluoresceína específicos para cada protozoario (Waterborne, Inc) y finalmente se observaron al microscopio de epifluorescencia (Zeiss, West Germany), localizando aquellas estructuras con fluorescencia color verde manzana brillante (480 nm excitación y 530 nm emisión) de forma oval de 8 a 12  $\mu\text{m}$  de diámetro característica de los quistes de *Giardia* y estructuras redondeadas de 4 a 6  $\mu\text{m}$  de diámetro

característica de los ooquistes de *Cryptosporidium*. La concentración de quistes de *Giardia* y ooquistes de *Cryptosporidium* se reportó en número de quistes y ooquistes por 100 L de muestra colectada.

Las muestras de agua para el estudio de bacterias se colectaron en recipientes estériles, se colocaron en una cava con hielo y se transportaron al laboratorio para ser procesados en un período no mayor de tres horas. A los recipientes de las muestras de agua que se colectaron a la salida de la planta, se les agrego 1 ml de solución de Tiosulfato de sodio al 3% cuya concentración es capaz de neutralizar hasta 5 mg/L de cloro residual (28). Las muestras fueron procesadas mediante la técnica de filtración por membrana de acuerdo a los procedimientos detallados en la metodología estándar (Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater) utilizando filtros de membrana de ésteres de celulosa (GN-6 Metricel™, Gelman Sciences) de 0,45  $\mu\text{m}$  diámetro del poro.

Los volúmenes de muestra de agua procesados, variaron de acuerdo al grupo de bacteria a identificar. Para la detección de las bacterias del grupo de los coliformes totales y termotolerantes a la entrada de la planta se filtro de 0,5 mL a 1 mL (coliformes totales) y entre 10 y 100 mL (coliformes termotolerantes). Para el procesamiento de muestras a la salida de la planta, se filtraron 1000 mL de agua. Los filtros fueron transferidos a placas estériles que contenían medio M-Endo LES (Difco) y fueron luego incubadas a una temperatura de  $37 \pm 0,2^\circ\text{C}$  durante 22 horas para la detección y cuantificación de los coliformes totales. La detección de los coliformes termotolerantes se llevó a cabo en el medio mFC (BBL) incubado a  $45 \pm 0,2^\circ\text{C}$ . El número de bacterias coliformes totales y termotolerantes detectados se expreso como el número de Unidades Formadoras de Colonias por 100 mL (UFC/100 mL).

Los estreptococos fecales se cuantificaron siguiendo un método rápido reciente-

mente reportado (30), el cual emplea dos medios: Agar selectivo para enterococos (M-Enterococos, Merck) ideado por Slanetz y Bartley y medio Agar Bilis Esculina Azida (Difco). Los volúmenes de muestra filtrados oscilaron entre 100 mL y 200 mL para muestras de agua cruda y 1000 mL de agua tratada. Los filtros fueron inicialmente transferidos a placas con medio M-Enterococos e incubados a  $37 \pm 0,2^\circ\text{C}$  durante 24 horas; al cabo de este tiempo los filtros se colocaron nuevamente en placas estériles con medio Bilis Esculina Azida y se mantuvieron en incubación ( $37 \pm 0,2^\circ\text{C}$ ) durante 4 horas. Las colonias presuntivas de estreptococos fecales que crecieron en el medio, fueron evidenciadas por el color negro que se desarrollo alrededor de estas cuando fueron vistas al trasfondo de la placa. Finalmente, las colonias se transfirieron a los siguientes medios: Caldo Infusión Cerebro Corazón con 6,5% de NaCl incubado a  $37 \pm 0,2^\circ\text{C}$  por 24 horas y Caldo Infusión Cerebro Corazón incubado durante 24 horas a  $44,5 \pm 0,2^\circ\text{C}$ .

Al momento de la colección de las muestras para el estudio de protozoarios y bacterias se determinaron los valores de Turbidez a la entrada, así como en el efluente de la planta, en este último sitio de mues-

treo se registró además la concentración de cloro residual libre. La turbidez se midió con un turbidímetro modelo 2100P HACH y el cloro residual libre con un colorímetro DR/700 HACH utilizando DPD (N,N-Dietilo-P-Fenilendiamina) como indicador.

## Resultados y Discusión

Los quistes de *Giardia* sp. y los ooquistes de *Cryptosporidium* sp. se detectaron tanto en las muestras de agua provenientes del complejo hidráulico Luciano Urdaneta que surte a la planta de tratamiento Alonso de Ojeda como en las muestras de agua tratada, Tabla 1. Se estudiaron 12 muestras de agua de la entrada y 11 de la salida. Dos de las 12 (16,6%) muestras de agua colectadas a la entrada de la planta durante el mes de Noviembre y Diciembre, fueron positivas para la presencia de quistes de *Giardia*, con un rango de quistes detectados que osciló entre 1,05 y 2,1/100 L y una media geométrica de 1,48/100 L. Los ooquistes de *Cryptosporidium* estuvieron presentes en 9 de las 12 muestras (75%) de agua colectadas durante los muestreos correspondientes con los meses de Enero, Febrero, Marzo y Abril. El rango de ooquistes detectados osciló en-

Tabla 1  
*Giardia*, *Cryptosporidium* y bacterias coliformes en muestras de agua de la entrada y agua tratada

	Entrada (agua cruda)				Salida (agua tratada)				
	Posit.	%	rango	M.G* 100 L	Posit.	%	rango	M.G 100 L	Remoción Log <sub>10</sub>
<i>Giardia</i>	2	16	1,05-2,1 100 L	1,48	3	27	0,61-12 100 L	1,89	0 - 0,32
<i>Cryptosporidium</i>	9	75	1,32-118,8 100 L	9,47	10	90	1,39-29,8 100 L	5,32	0 - 0,77
Coliformes totales	12	100	100-26000*	853*	5	45	<1-6*	2,30*	1 - >3
Coliformes termotolerantes	8	66	1-30*	7,7*	1	9	n.a <sup>‡</sup>	n.a	n.a

\* Media geométrica. \* UFC/100 mL. ‡ no aplicable.

tre 1,32 y 118,8/100L con una media geométrica de 9,47 ooquistes/100 L.

En las muestras de agua tratada, se detectaron quistes de *Giardia* en 3 de las 11 muestras (27,7%) colectadas durante el mes de Noviembre y Mayo y, el rango de quistes detectados estuvo entre 0,61 y 12/100 L con una media geométrica de 1,89 quistes/100 L. Los ooquistes de *Cryptosporidium* fueron detectados en 10 de las 11 muestras (90%) colectadas durante los meses correspondientes al período de muestreo, con un rango que osciló entre 1,39 y 29,8/100 L y una media geométrica de 5,32 ooquistes/100 L.

La eficiencia de remoción de protozoarios mediante el tratamiento convencional llevado a cabo en la planta estudiada, fue calculada basándose en la diferencia logarítmica entre las concentraciones de quistes y ooquistes detectados en las muestras colectadas a la entrada de la planta y a la salida luego del tratamiento. Para los quistes de *Giardia* se obtuvieron niveles de remoción que oscilaron entre 0 y  $0,35 \log_{10}$ , mientras que para los ooquistes de *Cryptosporidium* los niveles de remoción oscilaron entre 0 y  $0,77 \log_{10}$ . De acuerdo con Lechevalier y cols. (18), una planta de tratamiento que opera eficientemente remueve hasta  $2,45 \log_{10}$  de quistes de *Giardia* y  $2,22 \log_{10}$  de ooquistes de *Cryptosporidium*. Estos datos estarían indicando que el proceso de tratamiento de la planta Alonso de Ojeda no remueve eficientemente los quistes de protozoarios. Por otro lado, se ha demostrado también que a pesar de las altas eficiencias de remoción que pueden lograrse mediante el tratamiento convencional, cuando existen altas concentraciones de protozoarios entéricos en las fuentes de agua superficiales estos pueden superar la barrera de filtración y pasar al agua filtrada (18, 31-33). Por esta razón, el hecho de que la filtración no es 100% efectiva en la remoción de quistes de protozoarios, hace indispensable la aplicación de la desinfección, especialmente en localidades donde se encuentran altas con-

centraciones de estos organismos en el agua que se va a tratar (2, 5, 22) como es el caso de nuestra Región. Hoy en día se reconoce que además de la filtración y la desinfección, es esencial una coagulación efectiva para el control de los protozoarios en las aguas tratadas (18, 34-37). Se considera coagulación efectiva aquel proceso que permite lograr, en el efluente de una planta de tratamiento que ha sido obtenido mediante un proceso convencional, una turbidez promedio de 0,1 UTN y una remoción de partículas en el rango de  $4 \mu\text{m}$  y  $7 \mu\text{m}$  (33, 34, 37). Estos dos parámetros (turbidez y remoción de partículas de  $4$  y  $7 \mu\text{m}$ ) son críticos en la evaluación de la eficiencia de remoción de quistes de protozoarios en aguas tratadas. La coagulación efectiva se basa en la aplicación de dosis de coagulantes superiores a las requeridas para la remoción de la turbidez, las partículas en suspensión y el contenido de materiales orgánicos presentes en las aguas crudas (37, 38). Las dosificaciones del coagulante se determinan mediante la prueba de la jarra (39). Al proceso de coagulación efectiva, se le denomina actualmente "coagulación aumentada". Con la coagulación aumentada si bien no se asegura que el agua tratada se encuentre libre de protozoarios entéricos, por lo menos se puede indicar que de acuerdo con los valores de turbidez y partículas que se obtiene, el proceso de tratamiento que se está llevando a cabo es adecuado (26, 40). Estos señalamientos son muy importantes, ya que en el 60% de los muestreos llevados a cabo en la planta de tratamiento Alonso de Ojeda no se estaba aplicando la coagulación en el tratamiento y el agua era directamente filtrada y desinfectada, como se puede observar en la Tabla 2 donde la relación directa entre turbidez y positividad a microorganismos es alta.

Si bien sólo en tres de los once muestreos (27,7%), los valores de turbidez obtenidos a la salida de la planta estuvieron ubicados por encima de la concentración máxima permisible de acuerdo con la normativa Venezolana que es de 5 UTN (Artículos 13 y 14

Tabla 2

Comparación de los resultados de los análisis parasitológicos, bacteriológicos, valores de turbidez, cloro residual libre, temperatura y pH en las muestras de agua tratada de la planta Alonso de Ojeda

Fecha	<i>Giardia</i>	<i>Cryptosporidium</i>	Coliformes totales	Coliformes fecales (termotolerantes)	Turbidez UTN	Cloro libre mg/L	pH	T°C
26-11-96	Positiva	Positiva	<LD <sup>a</sup>	<LD	6	1	7,5	30
04-12-96	Negativa	Positiva	<LD	<LD	1,94	0,6	7,1	29
16-02-97*	Negativa	Negativa	<LD	<LD	0,94	0,17	7,1	29
30-01-97*	Negativa	Positiva	<LD	<LD	1,25	0,71	7,1	29
13-02-97*	Negativa	Positiva	3/100 mL <sup>b</sup>	<LD	6,14	0,13	7,4	29
24-02-97	Negativa	Positiva	6/100 mL <sup>b</sup>	<LD	4,04	1,63	7,6	28
16-04-97	Negativa	Positiva	3/100 mL <sup>b</sup>	<LD	5,52	0,87	7,8	29
28-04-97*	Negativa	Positiva	1/100 mL	<LD	3,75	0,2	7,6	30
12-05-97*	Positiva	Positiva	0,2/100 mL	0,4/100 mL <sup>c</sup>	3,12	0,71	7,7	30
26-05-97*	Positiva	Positiva	<LD	<LD	6,0	1,33	7,8	30
09-06-97*	Negativa	Positiva	<LD	<LD	1,65	0,81	7,7	30

\*No se llevaba a cabo la adición de coagulante. <sup>a</sup>Indica menor del límite de detección. <sup>b</sup>Valores de coliformes totales por encima del valor establecido en las Normas de Calidad Sanitaria del Agua Potable en Venezuela. <sup>c</sup>Durante todo el período de estudio esta fue la única muestra positiva para la presencia de coliformes fecales (termotolerantes). Sin embargo, de acuerdo con la normativa ninguna muestra de 100 mL deberá indicar la presencia de coliformes fecales.

sobre Normas de Calidad Sanitaria del Agua Potable, Gaceta Oficial de la República de Venezuela), se ha reportado en otros países que los valores de turbidez por encima de 1 UTN, son indicativos de que existen materiales en suspensión, los cuales además de ejercer un efecto protector sobre los microorganismos, interfieren en los procedimientos de detección así como en los procesos de desinfección. Estos materiales actúan además como transportadores de pesticidas, metales pesados y microorganismos. Por lo tanto, los valores de turbidez registrados en este trabajo son inadecuados para la remoción e inactivación de los microorganismos patógenos que pueden estar presentes. De ahí que, hoy en día se considera efectivo un proceso de trata-

miento de aguas aquel proceso que permite obtener una turbidez que no exceda de 0,1 UTN (36). Asimismo, de acuerdo con los valores de turbidez que se obtuvieron en este estudio, se puede señalar que el proceso de tratamiento que se está llevando en la planta estudiada no es adecuado.

La misma situación se presentó con los valores de cloro residual libre que se registraron a la salida de la planta. El rango de cloro residual libre registrado (0,1 mg/L y 1,63 mg/L) si bien sólo en 2 de los 11 muestreos (18%) estuvo por debajo del rango de cloro residual libre que se requiere en un sistema de distribución de acuerdo con la normativa Venezolana (Artículo 9), se conoce que estas concentraciones y el resto de

las que se registraron a la salida de la planta, no son adecuados para la inactivación de quistes de protozoarios en fuentes de aguas para el consumo. Los quistes de protozoarios son 160 veces más resistentes que la bacterias al HOCl (2, 20, 21, 35, 41-43). De ahí que, las concentraciones que comúnmente se aplican durante el tratamiento de aguas para la potabilización, no aseguran la inactivación de todos los microorganismos que puedan estar presentes, entre ellos los quistes de protozoarios y los virus (38). En relación con la temperatura y el pH no se observó ninguna relación entre la variación de estos dos parámetros y las concentraciones de quistes y oquistes que fueron detectados en las muestras de agua (Tabla 2).

Las concentraciones de quistes de *Giardia* obtenidas en las muestras de agua tratada se encontraron dentro del rango de 0,6 y 21/100 L, que es similar al que ha sido reportado durante los brotes epidémicos causados por este protozoario (24, 25). La concentración de oquistes de *Cryptosporidium* detectados en las muestras de agua filtrada procesadas en este estudio, estuvo ubicada dentro del rango conocido como nivel de acción o nivel de riesgo (10-30 oquistes/100 L). Este nivel de acción ha sido propuesto recientemente por Hass y Rose basándose en niveles o concentraciones de oquistes de *Cryptosporidium* detectados durante los brotes epidémicos ocasionados en Estados Unidos por este protozoario (44).

En relación con los análisis bacteriológicos se detectaron bacterias coliformes en 12 de 12 (100%) de las muestras colectadas a la entrada de la planta, con un rango de valores que osciló entre 100 y 26000 UFC/100 mL, y una media geométrica de 853 UFC/100 mL. De acuerdo con estos resultados, este valor se encuentra dentro del límite o rango máximo establecido para las aguas del subtipo 1B (aguas que pueden ser acondicionadas por medio de tratamientos convencionales para su uso como agua potable) en la normativa Venezolana (Normas

para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos, Gaceta Oficial de la República de Venezuela, 1995). No obstante, es importante tomar en cuenta que la significancia de los coliformes como indicadores de la calidad sanitaria del agua en zonas tropicales ha sido muy cuestionada, principalmente debido a que estas bacterias pueden proceder de fuentes no fecales y sobrevivir durante períodos de más de 14 días en el ambiente acuático (4, 45). Los coliformes termotolerantes estuvieron presentes en 8 de 12 (66%) de las muestras con un rango que osciló entre <1 y 30 UFC/100 mL y una media geométrica de 7,7 UFC/100 mL. Los estreptococos fecales estuvieron presentes en 12 de 12 (100%) de las muestras con un rango y una media geométrica de 1-20, 2,13 UFC/100 mL (datos no tabulados). La significancia de los coliformes termotolerantes y los estreptococos fecales como indicadores de la calidad del agua también ha sido cuestionada y, la normativa Venezolana sólo establece el estudio de coliformes fecales (termotolerantes) en el agua potable. Sin embargo, hoy en día se considera que la identificación de especies de coliformes termotolerantes y estreptococos fecales es preferible a la determinación del grupo de bacterias únicamente, por cuanto se puede aportar mayor información sobre la fuente de contaminación predominante a la que se encuentra sometido un cuerpo de agua, sea esta de origen fecal animal o humano (47-49).

En el agua tratada, las bacterias coliformes totales estuvieron presentes en 5 de 11 (45%) de las muestras con un rango que osciló entre <1 o menor que el límite de detección (<LD) y 6 UFC/100 mL con una media geométrica de 2,30 UFC/100 mL. Los coliformes termotolerantes fueron detectados en una sola de las 11 muestras (9%) con una concentración de 0,4 UFC/100 mL. En el resto de las muestras analizadas (90,9%) no hubo crecimiento de coliformes termotolerantes. Los estreptococos fecales tampoco fueron detectados en ninguna de las mues-

tras de agua tratada procesadas, por lo que fueron considerados estos resultados como menor del límite de detección.

Al agrupar los datos de los análisis de protozoarios, bacterias indicadoras, turbidez y cloro residual libre, se pueden hacer comparaciones entre los resultados de esta investigación con los valores establecidos en las Normas de Calidad Sanitaria del Agua Potable. Como puede observarse en la Tabla 2, en tres de los doce muestreos (27,7%) llevados a cabo en el agua tratada, los valores de coliformes totales estuvieron por encima del valor establecido en las Normas de Calidad del Agua Potable en Venezuela. Asimismo en uno de los muestreos los coliformes termotolerantes estuvieron presentes. Esto es importante de tomar en consideración, puesto que las normas establecen que en dos muestras consecutivas no deben estar presentes las bacterias coliformes y, que además los coliformes termotolerantes en ninguna de los muestreos pueden estar presentes. Por otra parte, los protozoarios *Giardia* y *Cryptosporidium* estuvieron presentes en las muestras analizadas, aun cuando las bacterias coliformes totales y termotolerantes no se encontraban. Esto confirma que las bacterias indicadoras no pueden ser utilizadas para evaluar la calidad parasitológica de las aguas.

La capacidad que tienen los protozoarios *Giardia* y *Cryptosporidium* de infectar una amplia diversidad de animales domésticos, amplifica las posibilidades de contaminación de las fuentes de aguas superficiales con estos dos enteropatógenos. (2, 16, 34, 50). De ahí la necesidad de implementar procesos de tratamiento eficientes que permitan remover microorganismos patógenos que pueden estar presentes en los sistemas de distribución de agua para suministro (51). El ganado vacuno, especialmente los animales jóvenes, son uno de los principales reservorios de ooquistes de *Cryptosporidium* (10, 11). Esto es de importancia ya que el Ministerio del Ambiente y de los Recursos Naturales Renovables (MARNR, 1991) ha re-

portado que en las inmediaciones del embalse que surte a la planta, se llevan a cabo explotaciones pecuarias de ganado bovino y porcino. La descarga directa de las excretas de estos animales al agua del embalse, así como las provenientes de otras actividades que se llevan a cabo en esas zonas, representa fuentes de contaminación con quistes de *Giardia* y ooquistes de *Cryptosporidium*.

De acuerdo con la Organización Panamericana de la Salud (OPS), todos los países de Latino América y del Caribe deben incluir barreras de protección en sus programas de saneamiento para el abastecimiento de agua potable a las comunidades (51). Asimismo, este Organismo establece que la desinfección debe ser la barrera principal en aquellos países donde los factores económicos conllevan a limitar esa protección a una sola de estas barreras (22, 51).

Teniendo en cuenta lo anterior, la remoción e inactivación de los microorganismos patógenos a través de los procesos de tratamiento, no sólo dependerá de la efectividad de estos procesos, sino también de la protección y el control de las fuentes superficiales de abastecimiento de aguas a través del control de la contaminación de las cuencas hidrográficas (4, 5, 22). Con ello no sólo se dejaría de subestimar lo referente a la capacidad de autopurificación de los sistemas acuáticos, sino que además no se estarían sobrecargando los sistemas públicos de tratamiento de agua potable para el suministro.

## Conclusiones

El agua que surte a la planta de tratamiento Alonso de Ojeda se encuentra sometida a descargas de materias fecales que aportan microorganismos patógenos, entre ellos los protozoarios *Giardia* y *Cryptosporidium*.

Los indicadores bacteriológicos utilizados para evaluar la calidad sanitaria del agua potable en Venezuela, no son adecuados para evaluar la calidad parasitológica de estas.

El tratamiento convencional llevado a cabo en la planta Alonso de Ojeda no remueve eficientemente la turbidez, las bacterias coliformes ni los quistes de protozoarios.

### Agradecimientos

Este trabajo de investigación fue posible gracias al apoyo financiero otorgado por el Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico de La Universidad del Zulia (CONDES-LUZ) y al apoyo logístico de la División de Investigación de la Facultad Experimental de Ciencias de La Universidad del Zulia. Nuestros agradecimientos también al Personal de HIDROLAGO por brindarnos todas las facilidades para la toma de las muestras.

### Referencias Bibliográficas

1. NIEMCZYNOWICZ J. *Water Quality International* March/April, 9-11, 1997.
2. GELDREICH E. *Water Quality in Latin America. Balancing the microbial and chemical risks in drinking water disinfection*. Pan American Health Organization, World Health Organization, ILSI Press, Washington DC, (USA) pp. 19-44, 1996.
3. HURST CH., CLARCK R., REGLI S. *Manual of Environmental Microbiology*. ASM Press, Washington DC (USA), pp. 99-139, 1996.
4. HAZEN T., TORANZOS G. *Drinking Water Microbiology*. Springer-Verlag, New York (USA), pp. 32-54, 1990.
5. HURST CH., MURPHY P. *Modeling Disease Transmission and its Prevention by Disinfection*, Cambridge University Press, pp. 99-139, 1996.
6. DIAZ O., CALVO B., CALCHI M. *Kasmera* 24:93-116, 1996.
7. RINCÓN H., CALVO B., HEREDIA M. *Kasmera* 23:1-26, 1995.
8. RINCÓN W., CALVO B., ACURERO E., CHAPARRO O., PAZ M., GUANIPA S., HEREDIA M. *Kasmera* 23:27-41, 1995.
9. CHACIN-BONILLA L., MEJIA M., CANO G., GUANIPA N., ESTEVEZ J., BONILLA E. *Am J Trop Med Hyg* 49: 63-67, 1993.
10. ROSE J. *J Am Water Works Assoc* 80:53-58, 1988.
11. O'DONOGHUE P. *Int J Parasitol* 25: 139-195, 1995.
12. CURRENT W., GARCIA L. *Clin Microbiol Rev* 4:325-358, 1991.
13. CURRENT W. *ASM News* 54: 605-611, 1988.
14. EDZWALD J., KELLEY M., DUNN H., KAMINSKI G., MALLEY P. Control of *Cryptosporidium parvum* by coagulation, flotation and filtration. *Water Quality Technology Conference*, Boston, MA, 1996.
15. MARGOLIN A. *Manual of Environmental Microbiology*. ASM Press, Washington DC, (USA), pp. 195-202, 1997.
16. CONSONERY P., GREENFIELD D., JOSEPH L. Evaluating and optimizing surface water treatment plants: How good is good enough, *Water Quality Technology Conference*, Boston, MA, 1996.
17. CRAUN G. *Water Quality in Latin America. Balancing the microbial and chemical risks in drinking water disinfection*, Pan American Health Organization, World Health Organization, ILSI Press, Washington DC, (USA), pp. 55-77, 1996.
18. LECHEVALIER M., NORTON W., LEE R. *Appl Environ Microbiol* 57:2610-2616, 1991.
19. MAYER C., PALMER C. *Appl Environ Microbiol* 62:2081-2085, 1996.
20. KORICH D., MEAD J., MADORE M., SINCLAIR N., STERLING C. *Appl Environ Microbiol* 56:1423-1428, 1990.
21. JARROL E., BINGMAN A., MEYER E. *Appl Environ Microbiol* 41:483-487, 1981.
22. REIFF F., WITT V. Guías para la selección y aplicación de tecnologías de desinfección del agua para consumo humano en pueblos

- pequeños y comunidades rurales en América Latina y el Caribe. Manual de desinfección. División de Salud y Ambiente. Organización Panamericana de la Salud. Oficina Sanitaria Panamericana, Oficina Regional de la Organización Mundial de la Salud, 1995.
23. GACETA OFICIAL DE LA REPÚBLICA DE VENEZUELA N° 34.892. Normas Sanitarias de Agua Potable de Fecha 29 de Enero de 1992.
  24. ROSE J., LISLE J., HASS C. **Modeling Disease Transmission and its Prevention by Disinfection**. Cambridge University Press, pp.75-98, 1996.
  25. ISAAC-RENTON J., LEWIS L., ONG C., NULSEN M. **Trans R Soc Trop Med Hyg** 88:33-35, 1994.
  26. MAC KENZIE W., HOXIE N., PROCTOR M., GRADUS M., BLAIR K., PETERSON D., KAZMIERCZAR J., ADDISS D., FOX K., ROSE J., DAVIS J. **The New England Journal of Medicine** 331:161-167, 1995.
  27. LECHEVALIER M., NORTON W., SIEGEL J., ABBASZADEGAN M. **Appl Environ Microbiol** 61:690-697, 1995.
  28. AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, Washington DC (USA), 1995.
  29. AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS. Proposed test method for *Giardia* cysts and *Cryptosporidium* oocysts in low-turbidity water by a fluorescent antibody procedure, p. 925-935. In Annual book of ASTM standards, vol. 11.01. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, Pa., 1991.
  30. FIGUERAS M., INZA I., POLO F., FELIU M., GUARRO J. **Appl Environ Microbiol** 62: 2177-2178, 1996.
  31. WHITE M., THOMPSON J., HARRINGTON G., SINGER PH. **J Am Wat Works Assoc** 89:64-77, 1997.
  32. SCHAEFFER F. **Manual of Environmental Microbiology**, ASM Press, Washington DC (USA), pp. 153-167, 1997.
  33. NIEMINSKI E., SCHAEFER F., ONGERTH J. **Appl Environ Microbiol** 61:1714-1719, 1995.
  34. GELDREICH E. **Microbial Quality of Water Supply in Distribution Systems**. CRC Lewis Publisher, Inc., 1996.
  35. LI S., GOODRICH J., OWENS J., WILLEKE G., SCHAEFFER F., CLARK R. **J Am Wat Works Assoc** 89:90-99, 1997.
  36. LELAND D., MCANULTY J., KEENE W., STEVENS G. **J Am Wat Works Assoc** 34-41, 1993.
  37. WHITE M., THOMPSON J., HARRINGTON G., SINGER PH. **J Am Wat Works Assoc** 89:64-77, 1997.
  38. WITT V., REIFF F. **Water Quality in Latin America. Balancing the microbial and chemical risks in drinking water disinfection**, PAN AMERICAN HEALTH ORGANIZATION, WORLD HEALTH ORGANIZATION, ILSI Press, Washington, DC, pp. 139-168, 1996.
  39. ARRIETA L. Operación y mantenimiento de sistemas de potabilización. Oficina técnica de HIDROVEN, Caracas, 1996.
  40. SWEAZY T., SMITH R., LENTZ T. Investigation of particle removal processes in conventional water treatment. **Water Quality Technology Conference**, New Orleans, LA, 1995.
  41. TEUNIS P., MEDEMA G., KRUIDENIER L., HAVELAAR H. **Wat Res** 31:1333-1346, 1997.
  42. TORANZOS G., MCFETERS G. **Manual of Environmental Microbiology**, ASM Press, Washington DC, (USA), pp. 184-194, 1997.
  43. MARSHALL M., NAUMOVITZ D., ORTEGA Y., STERLING CH. **Clin Microbiol Rev** 10: 67-85, 1997.
  44. HASS CH., ROSE J. **J Am Wat Works Assoc** 87:81-84, 1995.

45. RIVERA S., HAZEN T., TORANZOS G. **Appl Environ Microbiol** 54:513-517, 1988.
46. FRAHM E., HOFFMANN S., KOOB C., MEIER H., LUDWIG W., AMANN R., SCHLEIFER K-H., OBST Y. Development of a method for the detection of fecal streptococci in water samples based on specific nucleic acid probes. **Water Quality Technology Conference** Boston, MA, 1996.
47. POURCHER A-M., DEVRIESE L., HERNANDEZ J., DELATTRE J. **J Appl Bacteriol** 70:525-530, 1991.
48. SALINA P., RENDI M., EDMINTON L., KASPAR CH., PORTIER K., TAMPLIN M. **Appl Environ Microbiol** 63:2607-2612, 1997.
49. BAKER K., HEGARTY **J Wat Environ Res** 69:403-415, 1997.
50. SCHAUB S., ROBERSON A. Sources of waterborne pathogens in surface water: what we know and what we do not know. **Water Quality Technology Conference**, Boston, MA, 1996.
51. CASTRO R., REIFF F. **Water Quality in Latin America. Balancing the microbial and chemical risks in drinking water disinfection**. Pan American Health Organization, World Health Organization, ILSI Press, Washington DC (USA), pp.13-18, 1996.
52. CROCKETT CH., HAAS CH. Understanding the behavior of *Giardia* and *Cryptosporidium* in an urban watershed: Explanation and application of techniques to collect and evaluate monitoring data. **Water Quality Technology Conference**, New Orleans, LA, 1995.