

554

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ODONTOLOGIA



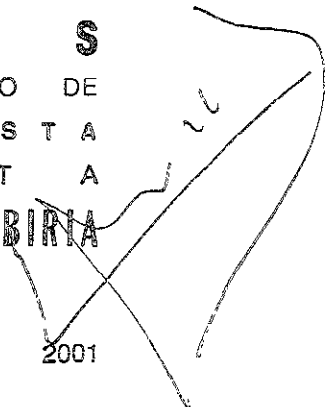
“CONTAMINACION BACTERIANA EN LAS LINEAS HIDRAULICAS DE LAS UNIDADES DENTALES CON EL SISTEMA DE AGUA LIMPIA”

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
CIRUJANO DENTISTA
P R E S E N T A
JUAN PABLO VILLARREAL ZUBIRIA

TUTOR: DR. ENRIQUE ACOSTA GIO

MEXICO, D. F.

2001





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

A MIS PADRES JAIME Y TERE POR SU APOYO, CARIÑO Y CONFIANZA
QUE ME HAN IMPULSADO A LLEGAR HASTA DONDE ESTOY Y SEGUIR
ADELANTE

A MIS HERMANOS TERE Y JAIME Y CUÑADOS CARLOS Y ERIKA

A TI BETANIA POR TU AMOR Y AYUDA INCONDICIONAL

A MIS AMIGOS Y FAMILIARES QUE SIEMPRE HAN CREIDO EN MI Y ME
HAN AYUDADO A SUPERARME

UN ESPECIAL AGRADECIMIENTO AL DR. ENRIQUE ACOSTA GIO QUE
GRACIAS A SU ORIENTACIÓN Y AMISTAD FUE POSIBLE LA
REALIZACIÓN DE ESTE TRABAJO

INDICE

RESUMEN.....	3
1. INTRODUCCIÓN.....	4
1.1. Biopelícula.....	5
1.1.1. Formación y estructura de la Biopelícula.....	6
1.1.2. Resistencia microbiana dentro de la Biopelícula.....	6
1.1.3. El agua dentro de las unidades dentales	7
1.1.4. Microorganismos en la Biopelícula.....	7
1.1.5. Microorganismos anaerobios.....	8
1.2. Enterobacterias.....	10
1.2.1. Cultivo de enterobactenas.....	11
1.3. Legionella.....	12
1.3.1. Cultivo de Legionella.....	13
2. ANTECEDENTES.....	14
2.1. Normas.....	15
3. DISEÑO EXPERIMENTAL.....	16
3.1. Planteamiento del problema.....	16
3.2. Justificación.....	17
3.3. Objetivos.....	18
3.4. Hipótesis.....	19
3.5. Hipótesis alternas.....	19
4. CRITERIOS.....	20
4.1. De inclusión.....	20
4.2. De exclusión	20
5. MATERIALES Y METODOS.....	21
5.1. Tipo de estudio	21
5.2. Materiales.....	21
5.3. Universo.....	22
5.4. Tipo y tamaño de la muestra.....	22

5.5. Metodología para la colocación del agua y recolección de las muestras.....	24
5.6. Métodos bacteriológicos.....	25
5.7. Siembra y cultivo de las muestras.....	30
5.7.1 Siembra en medio de cultivo EMB-Agar, B-CYE Agar y agar con sangre de carnero.....	30
5.7.2. Siembra en medio de cultivo caldo lactosado, caldo Brila y caldo EC.....	30
5.8. Cuantificación de resultados.....	31
5.9. Identificación de Legionela	31
6. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	32
7. RESULTADOS.....	33
8. DISCUSION.....	36
9. CONCLUSIONES.....	38
10. RECOMENDACIONES.....	39
10.1. Purga de las líneas de agua.	39
10.2. Uso de agentes desinfectantes.	39
10.2.1 Hipoclorito de sodio.....	40
10.2.2. Acetato de clorhexidina	41
10.2.3. Liberación prolongada de yodo.....	41
10.3 Filtración y purificación por osmosis inversa.....	42
10.4. Filtros bacteriológicos.....	42
10.5. Radiación ultravioleta y ozono.....	42
10.6. Monitoreo bacteriológico.....	43
11. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	44

RESUMEN

Para evaluar la contaminación bacteriana, se obtuvo agua de la pieza de mano de 20 unidades dentales con tres años de uso.

Se emplearon los medios EMB para coliformes, y agar base sangre para identificar colonias hemolíticas. Se contó coliformes totales en caldo lactosado y caldo lactosa bilis verde brillante. Se contó coliformes fecales en medio EC.

Se recuperó entre 1,140 y > 6000 UFC/mL correspondientes a tres y > 12 veces el límite permisible de bacterias en el agua potable en Canadá y los Estados Unidos. Se observó 30 tipos coloniales distintos. Se identificó colonias hemolíticas en 12 (60 %) de las unidades. En algunas unidades se recuperó hasta 23/100 mL de coliformes totales, 11 veces superior al límite aceptable en México. No se aisló coliformes fecales.

Estos hallazgos revelan una falla de la higiene en sitios de atención a la salud bucal.

CONTAMINACIÓN BACTERIANA EN LAS LÍNEAS HIDRAULICAS DE LAS UNIDADES DENTALES CON EL SISTEMA DE "AGUA LIMPIA"

1. INTRODUCCIÓN

La contaminación microbiana en las líneas de conducción de agua es lo último en temas de control de infecciones.

Existen estándares que determinan la potabilidad del agua; en Estados Unidos este corresponde a 500 unidades formadoras de colonias por mililitro de agua (ufc/mL) ¹, aunque existen nuevas metas establecidas por la ADA que exigen 200 ufc/mL de bacterias aeróbicas mesofílicas heterotróficas como carga máxima de microorganismos emitidos por la jeringa de agua, pieza de mano y cureta ultrasónica.

Este límite equivale a la calidad estándar de fluido para diálisis, lo cual asegura que los sistemas de hemodiálisis no han sido colonizados por organismos provenientes de líquido. Se estableció como fecha límite el año 2000 para lograr este objetivo. ^{1,7,1}

En odontología se debe considerar que para la mayoría de los procedimientos es necesario el uso de agua en piezas de mano, curetas ultrasónicas y jeringa triple, con el fin de enfriar y lavar.⁹

Los microorganismos presentes en el agua de las unidades dentales provienen principalmente de dos fuentes.

-Del agua que llega hasta la unidad dental

-La aspiración dentro de las líneas es causada por un sistema inadecuado de anti-retracción ^{3,5,8,9}

Estas bacterias se multiplican al quedar el agua estancada, formando así la biopelícula⁷.

1.1. BIOPELÍCULA

Por definición, la biopelícula es una matriz cerrada, de poblaciones bacterianas adheridas entre ellas mismas y/o a una superficie.

La biopelícula se forma a lo largo e internamente de los tubos y mangueras que llevan el agua a toda la unidad dental. Este mismo fenómeno microbiológico es observable en numerosos sistemas ecológicos debido a la participación de biopelícula adherente que normalmente es el *modus vivendi* adoptado virtualmente por todas las especies bacterianas en la naturaleza ⁹ (este es el proceso que se da en la formación de la placa dentobacteriana). Este tipo de adaptación microbiana predomina en la mayoría de los ambientes húmedos.²⁸

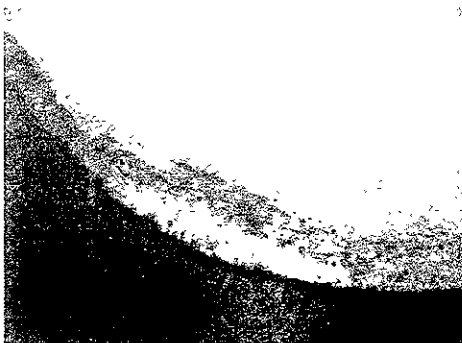


fig 1.- Corte transversal de una manguera de unidad dental mostrando la BIOPELICULA.

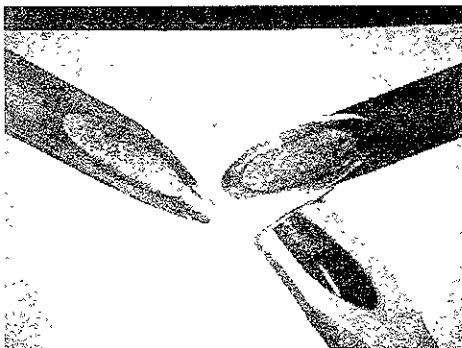


fig. 2 - Cortes longitudinales de las mangueras de una misma unidad dental distintas ubicaciones

1.1.1 FORMACIÓN Y ESTRUCTURA DE LA BIOPELICULA

Para la formación de la biopelícula, primero se deben establecer capas de limo, conteniendo a una flora microbiológicamente rica y heterogénea, que incluye bacterias, hongos, protozoarios e invertebrados^{3,9}; todos estos provienen de la multiplicación de los microorganismos sobrevivientes al tratamiento municipal.

Los organismos que van a formar la biopelícula se adhieren rápidamente por la síntesis y secreción de polímeros extracelulares adhesivos, estos polímeros conforman la mayoría de la porción acelular de la matriz de la biopelícula en etapas tempranas. Este fenómeno crea una superficie acondicionada de película que provee una fuente para la colonización de microorganismos.

Conforme la superficie se acondiciona, poblaciones heterogéneas de bacterias llegan y forman microcolonias que producen exopolisacáridos fibrilares, que eventualmente formarán una capa que protege al limo. Esta capa está compuesta por columnas permeables y espacios llenos de agua, por los cuales pasan los nutrientes y los productos de las bacterias; solo una pequeña parte de la biopelícula son células y más del 90% de ella está conformada por agua.⁹

1.1.2 RESISTENCIA MICROBIANA DENTRO DE LA BIOPELÍCULA

Una vez establecidas las bacterias, adquieren cierta resistencia a los agentes antimicrobianos, esto lo consiguen alterando sus caminos y perfiles metabólicos y alejándose de los agentes químicos^{3,4,5}, ya que la biopelícula cuenta con una capa protectora formada a partir de los exopolisacáridos fibrilares, así mismo las bacterias de las biopelículas son notablemente resistentes a la desecación.²⁸

1 1.3 EL AGUA DENTRO DE LAS UNIDADES DENTALES

La multiplicación de los microorganismos en la biopelícula, da como resultado la liberación de ellos al agua circulante, promoviendo así la colonización en otras partes de las líneas de agua.

Las mangueras de las unidades dentales, al ser utilizadas durante la consulta, se doblan y se estiran, dando como resultado el desprendimiento de porciones de biopelícula, esto promueve la renovación de los microorganismos presentes y la colonización por los organismos ya existentes en otras zonas de las líneas de agua.⁹

Muchos pensarían que por la velocidad a la que pasa el agua a través de las líneas de irrigación, estas se mantendrían limpias por un efecto de autolimpieza o "autoclisis", sin embargo, las leyes físicas que gobiernan el movimiento de los fluidos en tubos estrechos hablan de la existencia de un flujo laminar (fig. 3)²⁶ en el que la velocidad del líquido va disminuyendo conforme se acerca a las paredes del tubo, llevándola a casi cero en la interfase entre el agua y la biopelícula. A causa de esto, la biopelícula tiene estabilidad aún estando en uso la unidad dental, combinado con el uso característico intermitente de las líneas dentales, nos lleva al estancamiento en la columna de agua en más del 99% del tiempo, lo cual resulta en la creación de condiciones ideales para la contaminación microbiana.⁹

1.1.4 MICROORGANISMOS EN LA BIOPELICULA

Existen publicaciones que informan la gran lista de bacterias, protozoarios, hongos y en ocasiones nematodos (los organismos aislados del agua de la unidad dental y su enfermedad potencial pueden observarse en la *tabla 1*); nunca se han podido identificar virus en las unidades dentales aunque no existe ningún reporte que niegue su existencia. Sin embargo, es muy importante haber encontrado organismos que habitualmente existen en la orofaringe, piel e intestinos, esto es un indicador de la ineffectividad de los sistemas anti-

retracción de las piezas de mano y de un mal manejo y falta de higiene por parte de los operadores del equipo dental, explicando así la contaminación en las unidades con botella de agua independiente ("sistema de agua limpia")³

En repetidas ocasiones se han logrado aislar microorganismos potencialmente patógenos para el ser humano como legionela, *Pseudomonas aeruginosa* y bacterias entéricas^{6,8,27}.

1.1.5 MICROORGANISMOS ANAEROBIOS

Se ha comprobado la presencia de canales de agua dentro de la biopelícula, los cuales transportan oxígeno y nutrientes hasta las células, sin embargo las limitaciones de la difusión y utilización de oxígeno, dan como resultado niveles muy bajos de oxígeno en el centro de las microcolonias, esto explica la existencia y actividad de microorganismos anaerobios estrictos en biopelículas de ambientes aerobios²⁸.

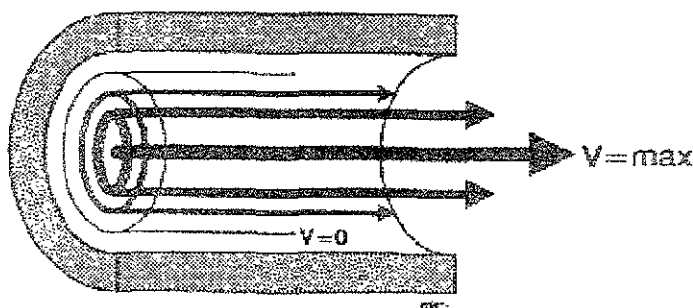


Fig. 3.- Diagrama de flujo laminar

Tabla 1 Organismos aislados del agua de la unidad dental y su enfermedad potencial.

BACTERIA	LUGAR DONDE SE ENCUENTRA	PATOGENICIDAD	ENFERMEDAD POTENCIAL
<i>Achromobacter</i>	Agua	Baja	Abscesos
<i>Acinetobacter</i>	Agua	Oportunista	Septicemia, infecciones en heridas
<i>Actinomyces</i>	Boca	Patógeno primario	Enfermedad periodontal
<i>Alcaligenes</i>	Agua	Oportunista	Abscesos, septicemia
<i>Bacillus</i>	Agua	Baja	---
<i>Bacteroides</i>	Boca	Patógeno primario	Enfermedad periodontal, abscesos
<i>Caulobacter</i>	Agua	Oportunista	---
<i>Flavobacterium</i>	Boca	Oportunista/bajo	Meningitis, Bacteremia
<i>Fusobacterium</i>	Boca	Baja	Abscesos
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Agua	Oportunista	Pneumonia
<i>Lactobacillus</i>	Boca	Patógeno primario	Avance en proceso carioso
<i>Legionella</i>	Agua	Patógeno primario	Enfermedad de los legionarios
<i>Micrococcus</i>	Agua	Baja	---
<i>Moraxella spp</i>	---	Oportunista?	Infecciones respiratorias, septicemia, endocarditis
<i>Mycobacterium avium</i>	Agua	Oportunista	Enf pulmonar crónica granulomatosa
<i>Nocardia spp</i>	Boca	Baja	Pneumonia crónica
<i>Ochromobacterium</i>	Agua	Baja	---
<i>Pasteurella spp</i>	Agua	Oportunista	Infección en heridas, Enf. respiratoria crónica
<i>Peptostreptococcus</i>	Boca	?	Enfermedad periodontal
<i>Proteus vulgaris</i>	Agua	?	Infección del tracto urinario
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Agua	Oportunista	Septicemia, abscesos, inf respiratorias y en heridas
<i>Pseudomonas cepacia</i>	Agua	Oportunista	Pneumonía, otitis, infección en heridas
<i>Salmonella Typhimurum</i>	Manos, oro/fecal	Patógeno primario	Diarrea, septicemia
<i>Streptococcus spp</i>	Boca	Patógeno primario	Inf. respiratorias, endocarditis, meningitis
<i>Xanthomonas</i>	Agua	Baja	Infección del tracto urinario y en heridas
Fungi			
<i>Penicillium</i>	Agua	Oportunista alergénico/raro	Reacciones alérgicas en ap. Respiratorio
<i>Cladosporium</i>	Agua	Oportunista alergénico/raro	Reacciones alérgicas en ap. Respiratorio
<i>Alternaria</i>	Agua	Oportunista alergénico/raro	Reacciones alérgicas en ap. Respiratorio
<i>Scopulanopsis</i>	Agua	Oportunista alergénico/raro	Reacciones alérgicas en ap. Respiratorio
Protozoa			
<i>Acanthamoeba</i>	Agua	Oportunista	Conjuntivitis, meningitis
<i>Cryptosporidium</i>	Agua	Oportunista	Infección gastrointestinal, deshidratación
<i>Microsporidium</i>	Agua	Oportunista	Infección gastrointestinal
<i>Giardia</i>	Agua	Oportunista	Diarrea

1.2 ENTEROBACTERIAS

La familia *Enterobacteriaceae* está constituida por un gran grupo, heterogéneo, de bastoncillos gram-negativos, cortos, que pueden formar cadenas y cuyo hábitat natural es el tracto intestinal del hombre y animales.¹⁹

Las enterobacterias son anaerobias o aerobias facultativas que fermentan gran cantidad de carbohidratos, poseen una estructura antigénica compleja y producen diversas toxinas y otros factores de virulencia. A este grupo de bacterias también se les llama coliformes.

Se ha demostrado que muchos de los microorganismos pertenecientes a esta familia pueden causar: abscesos, neumonía, meningitis, septicemia e infecciones en heridas, intestino y vías urinarias y se les atribuye un gran porcentaje de las infecciones nosocomiales (tabla 2).^{17,19}

En un estudio anterior se realizaron cultivos a pacientes que presentaban sintomatología y se encontró que las enterobacterias eran responsables por la enfermedad en los siguientes porcentajes:

- 80% de los bacilos gram-negativos
- 50% de todos los aislados con importancia clínica realizados en laboratorios de microbiología clínica.
- 50% de los casos de septicemia
- 70% de las infecciones de vías urinarias y un porcentaje significativo de las infecciones intestinales.¹⁷

Se han identificado mas de 20 géneros y 100 especies de enterobacterias.

1.2.1 CULTIVO DE ENTEROBACTERIAS

La mayor parte de las bacterias intestinales, cuando son sembradas en placas, forman colonias circulares, convexas y lisas, con bordes bien definidos, no siendo el caso para *Klebsiella* que forma colonias grandes y mucoides.

Para su diferenciación, a menudo se utilizan los patrones de fermentación de los carbohidratos y la actividad de las descarboxilasas de los aminoácidos y otras enzimas; y resulta de gran utilidad el uso de medios de cultivo "diferenciales" que contengan colorantes especiales y carbohidratos. Tal es el caso del EMB (eosina y azul de metileno), agar MacConkey, en el cual se distinguen las colonias que fermentan la lactosa permitiendo así la identificación presuntiva rápida de las bacterias intestinales.¹⁹

ORGANISMO	INFECCIONES DE VIAS URINARIAS	HERIDAS	NEUMONÍA	SANGRE	TOTAL
<i>Escherichia coli</i>	11,135	1,951	946	733	14,765
<i>Enterobacter</i> de cualquier especie	2,339	1,529	1,625	610	6,130
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	2,664	618	1,042	548	4,872
<i>Proteus mirabilis</i>	2,312	321	226	105	3,632
<i>Citrobacter</i> de cualquier especie	812	271	579	82	1,441
<i>Serratia marcescens</i>	367	271	579	152	1,369

Tabla 2. Causas de infecciones nosocomiales en los Estados Unidos

1.3 LEGIONELLA

Las legionelas son bacterias gram negativas, aerobias muy exigentes que tienen de 0.5 a 1 μm de ancho y 2 a 50 μm de largo y a menudo se tiñen mal por el método de Gram.

Estos microorganismos se encuentran dispersos en el ambiente asociados con el agua o ambientes húmedos. Existe evidencia de la importancia de la presencia de protozoarios para la supervivencia y crecimiento de Legionela, ya que esta se multiplica intracelularmente.

Las legionelas se pueden encontrar en agua de la llave y en los ductos de plomería, esto se debe a que es mas resistente al cloro que otras especies de microorganismos.

Existen más de 22 especies diferentes de legionelas, *Legionella pneumophila* es la bacteria prototipo del grupo, se reconocen 10 especies diferentes de legionelas patógenas para el humano. (tabla 3)

ESPECIE	NEUMONIA	FIEBRE DE PONTIAC
<i>L.pneumophila</i>	+	Serogrupos 1 y 6
<i>L.micdadei</i>	+	
<i>L.gormanii</i>	+	
<i>L.dumoffi</i>	+	
<i>L.bozemanii</i>	+	
<i>L.longbeachae</i>	+	
<i>L.wadsworthii</i>	+	
<i>L.jordanis</i>	+	
<i>L.feeleii</i>	+	
<i>L.oakridgenis</i>	+	

Tabla 3.- Especies de Legionella de importancia médica primaria

1.3.1 CULTIVO DE LEGIONELA

Las legionelas se desarrollan en medios complejos como el agar con extracto de levadura y carbón activado amortiguado, al que además se le añaden L-cisteína -que es indispensable para su crecimiento- y pirofosfato férrico soluble. Es de suma importancia el pH final del medio el cual debe de ser de 6.9 +/-0.05, a una temperatura de 35°C y 90% de humedad (según el ATCC).

Las especies de legionela crecen con lentitud, por lo tanto las colonias empiezan a observarse después de tres días de incubación en las condiciones antes mencionadas formando unas colonias redondas, planas, con forma de vidrio de reloj; su color varia desde blanco hasta azul iridiscente. Es común la variación en la morfología de las colonias y estas pueden perder su color .

2. ANTECEDENTES

Las primeras inquietudes acerca de la contaminación en las líneas de agua de las unidades dentales datan de los años 60's, cuando se dio el primer reporte acerca de este problema. Con esto se despertó la curiosidad por la contaminación del agua empleada en tratamientos dentales ^{2,9}.

En 1983 el Instituto Americano de Estándares Nacionales (ANSI por sus siglas en inglés) junto con la Asociación Dental Americana (ADA) adoptaron la especificación No. 47, la cual habla a cerca de la colocación de válvulas de anti-retracción para evitar de esta manera la succión de saliva de los pacientes al interior de las líneas de agua. A pesar de esto se ha comprobado que aun existe cierta succión de microorganismos⁵ aunado a que no se han establecido normas acerca de la eficacia y tiempo de duración de los artículos de anti-retracción ya sean nuevos o de uso prolongado.⁹

En 1999 apareció un reportaje, transmitido por los medios televisivos en Estados Unidos, el cual decía que el agua extraída de las unidades dentales estaba mucho más contaminada con microorganismos que el agua de la llave. Esto despertó una gran polémica dentro de los médicos y pacientes ya que decía:

"El agua utilizada en las consultas dentales está sucia y hace que enferme la gente".

"Los dentistas han mantenido este sucio secreto en silencio durante 30 años".

"Dos demandas presentadas por pacientes en contra de sus dentistas, fueron ganadas por los mismos "

"Los odontólogos tienen muchas formas para mantener limpias sus líneas". ^{13,20}

2.1 NORMAS

En nuestro país existen normas establecidas por la Secretaría de Salud que regulan los límites permisibles de carga biológica en el agua para uso y consumo humano, así como los tratamientos a los cuales se debe de someter.^{12,14}

En la Norma Oficial Mexicana NOM-127, se define al agua para uso y consumo humano como:

“Aquella que no contiene contaminantes objetables, ya sean químicos o agentes infecciosos y que no causen efectos nocivos al ser humano”.

En esta norma también se mencionan las características bacteriológicas que debe de poseer el agua para uso y consumo humano:

“Son aquellas debidas a microorganismos nocivos a la salud humana. Para efectos de control sanitario se determina el contenido de indicadores generales de contaminación microbiológica, específicamente organismos coliformes totales y organismos coliformes fecales (tabla 4), para los cuales establece límites que se deben de expresar en NMP/100mL (número más probable por 100 mL) o UFC/100mL (Unidades formadoras de colonias por 100 mL) y son los siguientes:

CARACTERÍSTICA	LIMITE PERMISIBLE
Organismos coliformes totales	2 NMP/100mL 2 UFC/100 mL
Organismos coliformes fecales	No detectable NMP/100 mL Cero UFC/100 mL

Tabla 4. Límites permisibles de microorganismos presentes en el agua para uso y consumo humano.

3. DISEÑO EXPERIMENTAL

3.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA:

Las líneas de agua de la unidad dental están expuestas a diversos microorganismos provenientes de varias fuentes antes mencionadas, formándose constantemente la biopelícula dentro de las tuberías; al pasar el agua por estas arrastra a los microorganismos hacia la cavidad oral del paciente, pudiendo afectar su salud, sobre todo si este se encuentra comprometido su sistema inmunológico.^{1,8}

3.2 JUSTIFICACIÓN:

La importancia de este estudio radica en que:

1. El agua de las unidades dentales esta contaminada con diversos microorganismos y esto ha sido documentado anteriormente.
2. Se han desarrollado diversas estrategias para poder mejorar la calidad del agua que se emplea en los consultorios dentales - como los sistemas de botella independiente o botellas de agua limpia-
3. Los sistemas de botella independiente o sistemas de agua limpia pueden empeorar la contaminación de las unidades dentales si no se tienen los cuidados necesarios .
4. Al documentar y saber la magnitud de la contaminación en las líneas de agua de las unidades dentales se podrán hacer recomendaciones para mejorar su calidad y así brindar una mejor atención a los pacientes.

3.3 OBJETIVOS:

- ⇒ Comprobar la contaminación bacteriana en las líneas de agua de las unidades dentales.
- ⇒ Determinar el número de bacterias arrojado por las líneas de agua mientras estas se encuentran en uso.
- ⇒ Determinar la presencia de *Enterobacterias*, coliformes totales y coliformes fecales en las líneas de agua de las unidades dentales.
- ⇒ Determinar la presencia de *L. pneumophilla* en las líneas de agua de las unidades dentales.
- ⇒ Determinar la presencia de otros posibles patógenos en las líneas de agua de las unidades dentales.

3.4 HIPÓTESIS:

- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales están contaminadas con concentraciones inadmisibles de diversos microorganismos.
- ⇒ El agua arrojada por la unidad dental no cumple con lo establecido por la Norma Oficial Mexicana NOM-127.
- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales están contaminadas con bacterias entéricas, incluyendo coliformes totales y coliformes fecales.
- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales están contaminadas con *L. pneumophilla*.
- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales están contaminadas con otras bacterias patógenas.

3.5 HIPÓTESIS ALTERNAS:

- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales No están contaminadas con altas concentraciones de diversos microorganismos.
- ⇒ El agua arrojada por la unidad dental cumple con lo establecido por la Norma Oficial Mexicana NOM-127.
- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales No están contaminadas con bacterias entéricas ni coliformes totales o fecales.
- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales No están contaminadas con *L. pneumophilla*.
- ⇒ Las líneas de agua de las unidades dentales No están contaminadas con bacterias patógenas

4. CRITERIOS

4.1 DE INCLUSIÓN:

- ⇒ Unidades dentales que cuenten con el “sistema de agua limpia”.
- ⇒ Unidades que tengan mas de tres años de uso.
- ⇒ Unidades que se encuentren en uso clínico en el momento de la toma de la muestra.

4.2 DE EXCLUSIÓN:

- ⇒ Unidades dentales que no cuenten con el “sistema de agua limpia”.
- ⇒ Unidades que tengan menos de tres años de uso.
- ⇒ Unidades que no se encuentren en uso clínico en el momento de la toma de la muestra

5. MATERIALES Y METODOS

5.1 TIPO DE ESTUDIO

El estudio es de tipo observacional analítico

5.2 MATERIALES

- 1.- Unidades dentales
- 2.- Tubos de ensaye
- 3 - Gradilla para tubos de ensaye
- 4.- Agua estéril
- 5.- Cajas de petri de 100 x 15mm
- 6.- Rodillo de cristal
- 7.- Matraces
- 8.- Mechero
- 9.- Gabinete de bioseguridad tipo II
- 10.- Incubadora
- 11.- Autoclave
- 12.- Asa bacteriológica
- 13.- Micropipeta de 1000 μ L
- 14.- Puntas estériles para micropipeta
- 15.- Báscula

5.3 UNIVERSO.

20 unidades dentales que cuenten con el "sistema de agua limpia" de las clínicas de Prótesis, Endodoncia y Periodoncia de la División de Estudios de Posgrado e Investigación, de la Facultad de Odontología de la Universidad Nacional Autónoma de México.

5.4. TIPO Y TAMAÑO DE LA MUESTRA.

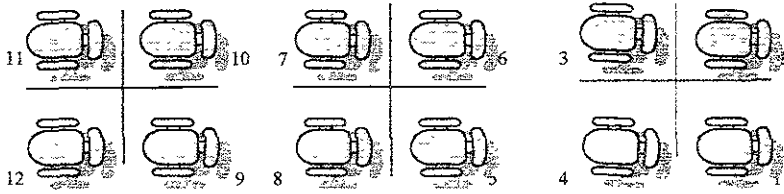
El tipo y tamaño de la muestra es de conveniencia.

Se incluyeron 20 unidades de 3 clínicas de especialidad como sigue.

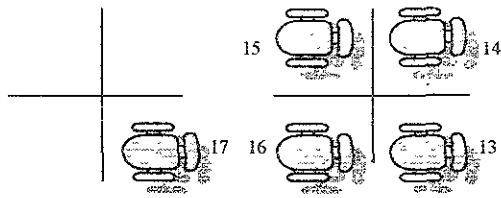
- ⇒ 12 unidades de la clínica de Prótesis,
- ⇒ 5 unidades de la clínica de Endodoncia y
- ⇒ 3 unidades de la clínica de Periodoncia,

dispuestas como se muestra en la fig. 4.

Disposición de Unidades en la Clínica de Prótesis



Disposición de Unidades en la Clínica de Endodoncia



Disposición de Unidades en la Clínica de Periodoncia

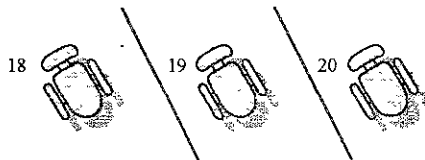


FIG 4.- Disposición de las unidades dentro de las clínicas de especialidad

5.5. METODOLOGÍA PARA LA COLOCACIÓN DEL AGUA Y RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS

Se colocaron 500 mL de agua estéril en las botellas de 20 de las unidades que cuentan con "sistema de agua limpia" y se dejó correr el agua durante un minuto, lo cual nos asegura que se desalojó el agua ya existente en las líneas de agua; 24 hrs. después y sin haber agregado mas agua a las unidades se recolectaron asépticamente, 15 mL. directamente de la manguera de la pieza de mano de alta velocidad de cada una de las unidades dentales, mientras éstas se encontraban en uso.

Las muestras fueron tomadas en tubos de ensayo previamente esterilizados y numerados

Inmediatamente después de tomadas las muestras, fueron llevadas al laboratorio de Microbiología de la División de Estudios de Posgrado e Investigación de la Facultad de Odontología de la Universidad Nacional Autónoma de México, donde las muestras fueron procesadas.

5. 6 MÉTODOS BACTERIOLÓGICOS.

Los medios de cultivo elegidos a conveniencia son:

a) Agar EMB (Agar Eosina Azul de metileno-lactosa-sacarosa)

Agar selectivo para la demostración y el aislamiento de enterobacterias patógenas, según HOLT-HARRIS y TEAGUE.

Peptona.....	10g
Hidrogenofosfato dipotásico.....	2g
Lactosa.....	5g
Sacarosa.....	5g
Eosina amarillenta.....	0.4g
Azul de metileno.....	0.07
Agar	13.5g

Disolver en un litro de agua destilada, esterilizar en autoclave a 121°C por 15 min. y verter en cajas petri

El pH final debe de ser 7.1 ± 0.1

El contenido en lactosa y sacarosa hacen posible la distinción de Salmonellas y Shigellas lactosa negativas y sacarosa negativas, frente a la flora acompañante lactosa negativa pero sacarosa positiva (ej. Pr. vulgaris, Citrobacter, Aeromonas hydrophila). Los germenos de acompañamiento indeseables, bacterias gram-positivas especialmente, resultan ampliamente inhibidos en su crecimiento, gracias a los colorantes presentes en la formulación.

b) Agar sangre (base) con sangre de carnero

Sustrato nutritivo(extracto de corazón y peptonas)	20g
Cloruro sódico.....	5.0g
Agar-agar	15.0g
Aditivo:sangre.....	50-80ml

Disolver todos los componentes en un litro de agua destilada y esterilizar en autoclave a 121°C por 15 min. dejar enfriar a 45-50°C, incorporar 5 a 8% de sangre desfibrinada y verter en cajas petri.

El pH final del medio debe ser 6.8 ± 0.2 .

Su abundante base nutritiva ofrece condiciones óptimas de crecimiento a todos los microorganismos presentes. El valor de pH de 6.8 ± 0.2 . es favorable para la conservación de los eritrocitos y para la formación de halos hemolíticos claros. Para la determinación de las formas de hemólisis es adecuado añadir sangre de oveja, recién obtenida, desfibrinada

c) BCYE-Agar (Agar con carbón activado-extracto de levadura):

Extracto de levadura(Difco 0127)	10.0g
Carbón (Sigma C5510)*	2.0g
L-cisteina HCl-H ₂ O.....	0.4g
Pirofosfato Férrico soluble.....	0.25g
Agar.....	17.0g
Agua destilada.....	1 Lt

*El carbón debe de ser activado con ácido fosfórico y ácido sulfúrico.

El pH final se debe ajustar a $6.9 \pm .05$. Agregar todos los ingredientes excepto la L-cisteina HCl y el pirofosfato férrico a 980mL de agua destilada ; disolver por ebullición .

Autoclavar a 121°C por 15 min. y luego enfriar a 50°C en baño de agua.

Prepara una solución con L-cisteina HCl (0.40gr en 10mL de agua destilada) y otra con pirofosfato férrico soluble (0.25gr en 10mL de agua destilada).

Esterilizar por filtración de membrana cada una de las soluciones por separado

Agregar la solución de L-cisteina HCl al medio y posteriormente la solución de pirofosfato férrico soluble.

Ajustar el pH final del medio a $6.9 \pm .05$ a 50°C agregando de 4.0 a 4.5mL de 1.0 N KOH El pH final del medio es esencial.

Colocar 20ml del medio en cajas petri cuidando que la cantidad de carbón activado el todas sea homogéneo.

Observaciones: El pirofosfato férrico debe guardarse en un cuarto oscuro y seco. No se debe usar este compuesto si pierde su color verde y toma coloración amarilla o café.

Las soluciones utilizadas para la preparación del medio deben ser frescas, no se deben de calentar arriba de 60°C para disolverlas.

d) CALDO BRILA (Caldo Verde brillante-bilis-lactosa)

Peptona10g
Lactosa.....10g
Bilis de buey desecada.....20g
Verde brillante.....0.0133g

Disolver en un litro de agua destilada y distribuir en tubos de ensaye provistos de campana de DURHAM y esterilizar en autoclave 121°C por 15 min.

El pH final del medio debe ser 7.2 ± 0.1 .

El caldo preparado es claro y de color verdoso.

Este medio de cultivo corresponde a las recomendaciones de la Federación Internacional de productos Lacteos(FIL-IDF), a las de los Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, a las de la International Organizations for Standarization (ISO).

La bilis y el verde brillante inhiben notablemente el crecimiento de la flora indeseable acompañante, incluso clostridios degeneradores de la lactosa (ej.Cl.perfringes). La fermentación de la lactosa con formación de gas, que es un indicativo de la presencia de Escherichia Coli, se demuestra mediante las campanas de DURHAM. Los restantes coliformes no fecales también crecen en este medio, pero casi siempre sin formación de gas.

e) CALDO EC

Este caldo corresponde con las recomendaciones de la apha.

Para la demostración selectiva de Coliformes y de E.Coli en aguas, alimentos y otros materiales.

Peptona de caseína.....20gr
Lactosa.....5gr
Mezcla de sales biliares..... 1,5gr
Cloruro sódico..... .5gr
Hidrogenofosfato dipotásico4gr
Dihidrógenofosfato potásico.....1,5gr

Forma de actuación: En tanto que el contenido en lactosa favorece a las bacterias lactosa positivas, las sales biliares inhiben notablemente el crecimiento de germen gram-positivos o de especies microbianas no adaptadas al medio ambiente intestinal, los gérmenes lactosa positivos consumen lactosa , con producción de gas.

Disolver 37gr/Lt o bien 74gr/Lt, distribuir en tubos provistos de campanas de DURHAM y esterilizar en autoclave pH:6.9 ±0.1

Empleo e interpretación:

El material sometido a investigación se incorpora directamente al caldo de concentración sencilla si la cantidad por sembrar es pequeña (aprox. 1ml), o al caldo de concentración doble, si las cantidades a sembrar son mayores, con el fin de que la concentración final del caldo sea la normal.

Incubación: 48 hr a 37°C y/o 45.5°C

Formación de gas a 45.5°C y a 37°C.	Escherichia coli, eventualmente con coliformes
Formación de gas solo a 37°C	Coliformes, sin presencia de E.coli

f) CALDO LACTOSADO

Medio de cultivo exento de sustancias inhibitoras para el ensayo previo orientativo de bacterias coliformes, especialmente E. coli

Peptona de gelatina5.0 gr
Extracto de carne3.0 gr
Lactosa5.0 gr

La formulación de este medio corresponde a las recomendaciones de la American Public Health Association para el análisis de aguas y para la investigación de productos lácteos.

La utilización de lactosa se demuestra por la formación de gas que se recoge en campanas de DURHAM

Disolver 13 gr. Por litro y distribuir en tubos de ensayo provistos de campanas de DURHAM y esterilizar en autoclave pH 6.9 ± 0.1

Empleo e interpretación :

Se mezclan 1mL, 10mL y 100mL de muestra con determinadas cantidades de caldo lactosado . Para mantener constante la concentración final de los componentes del medio de cultivo, hay que prepara el caldo lactosa según los casos, de forma que presente una concentración inicial mas elevada , véase la siguiente tabla:

Inóculo	Caldo	Factor de concentración inicial del caldo
1	10 como mínimo	1 vez
10	10	2 veces
10	20	1 5 veces
100	20	6 veces
100	50	3 veces

Incubación 24 a 48 hrs. a 37 c

Compruebe la formación de gas en las campanas de DURHAM

5.7 SIEMBRA Y CULTIVO DE LAS MUESTRAS

5.7.1 SIEMBRA EN MEDIO DE CULTIVO EMB-AGAR, B-CYE Y AGAR CON SANGRE DE CARNERO

En un gabinete de bioseguridad tipoll, se sembraron 0.5mL de cada muestra en los diferentes medios de cultivo contenidos en cajas de petri y se esparció la muestra con un rodillo de cristal previamente esterilizado.

La siembra se llevó a cabo utilizando una micropipeta de 1000 μ L y cambiando la punta por una estéril en cada una de las siembras.

Una vez sembrados fueron incubados a 37°C por 72 hrs.

5.7.2 SIEMBRA EN MEDIO DE CULTIVO CALDO LACTOSADO, CALDO BRILA Y CALDO E.C

Con las mismas condiciones asépticas se prepararon los medios de cultivo: Caldo Lactosado, Caldo BRILA y caldo E.C, estos medios se distribuyen en volúmenes de 10 ml en tubos con dimensiones de 16 x 160 mm (cuando el medio es de concentración sencilla) y de 20 ml en tubos de 20 x 200 mm (cuando el medio es de concentración 1.5), cada tubo debe tener campana de fermentación.

Para su siembra se emplea la serie de 5 tubos inoculados, 5 tubos con 10 ml, 5 tubos con 1 ml y 5 tubos con 0,1 ml. Se inoculan volúmenes de 10 ml de muestra a cada uno de 5 tubos con 20 ml de caldo lactosado de mayor concentración y 1,0 ml y 0,1 ml de muestra a cada uno de los tubos de las series de 5 respectivamente con 10 ml de caldo lactosado de concentración sencilla.

Incubar los tubos a 35 °C. Examinar a las 24 hrs y observar si existe la formación de gas, si esta no está presente en este tiempo, incubar por 48 hrs

De cada tubo que muestre formación de gas, tomar una azada y sembrar en un número igual de tubos con medio de confirmación, caldo lactosa lauril bilis

verde brillante. Incubar a $35 \pm 0,5$ °C por 24 hrs o si la formación de gas no se observa en este tiempo, incubar por 48 hrs.

De cada tubo que muestre formación de gas, tomar una azada y sembrar en un número igual de tubos con medio caldo EC, para confirmación de coliformes totales. Incubar a $35 \pm 0,5$ ° C por 24 hrs. o si la formación de gas no se observa en este tiempo, incubar por 48 hrs.

5.8 CUANTIFICACIÓN DE RESULTADOS

Los resultados obtenidos en las placas con medios EMB-agar y BCYE-agar fueron contadas y clasificadas presuntamente de acuerdo a su morfología colonial y los resultados obtenidos fueron expresados como UFC/mL (Unidades formadoras de colonias por mL).

Los resultados obtenidos en las placas con medio agar con sangre de carnero fueron expresados en α o β hemólisis positiva o negativa.

Los resultados obtenidos en los medios caldo Brila y caldo E.C. fueron expresados como NMP/100mL (Número más probable por cien mililitros de muestra).

5.9 IDENTIFICACIÓN DE LEGIONELA

Las colonias obtenidas en el medio BCYE-agar cuya morfología colonial sugería la presencia de Legionela, fueron aisladas en este mismo medio y posteriormente las colonias obtenidas de los aislados se resembraron en los siguientes medios:

- ⇒ BCYE-agar
- ⇒ BCYE- agar sin L-cisteina (la L-cisteina es un nutriente necesario para el crecimiento de Legionela)

6. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se obtuvieron el número de colonias de cada unidad en los diferentes medios de cultivo, así como la presencia de colonias hemolíticas.

Los resultados obtenidos se compararon por el método de χ^2 cuya fórmula es: $\chi^2 = \sum \left[\frac{(o-e)^2}{e} \right]$

El objetivo de este análisis es ver si existe relación entre las unidades que arrojaron el mayor número de colonias, con las unidades que arrojaron colonias hemolíticas.

7. RESULTADOS

Del agua de cada unidad (n=20) se recuperaron:

Sobre el agar EMB- entre 750 y >6000 UFC/mL (Figs. 5 y 7), correspondientes a 14 tipos coloniales distintos; 9 unidades (45 %) tuvieron demasiadas para contarse (DPC).

El agua de algunas unidades dentales arrojó hasta 23 NMP/100 mL de coliformes totales.

No se detectaron coliformes fecales.

Sobre el agar BCYE se recuperaron cuentas bacterianas entre 500 y >6000UFC/mL (Figs.6 y 8) correspondientes a 15 tipos coloniales distintos; 11 unidades (55%) tuvieron DPC.

No se detectó la presencia de Legionela

Sobre agar sangre se identificaron colonias α y β hemolíticas en el agua de 12 de las unidades, (60 %) (Figs.9 a 12)

No existió asociación entre la concentración de bacterias en el agua y la presencia de colonias hemolíticas ($\chi^2=1.63$, $P>0.05$).

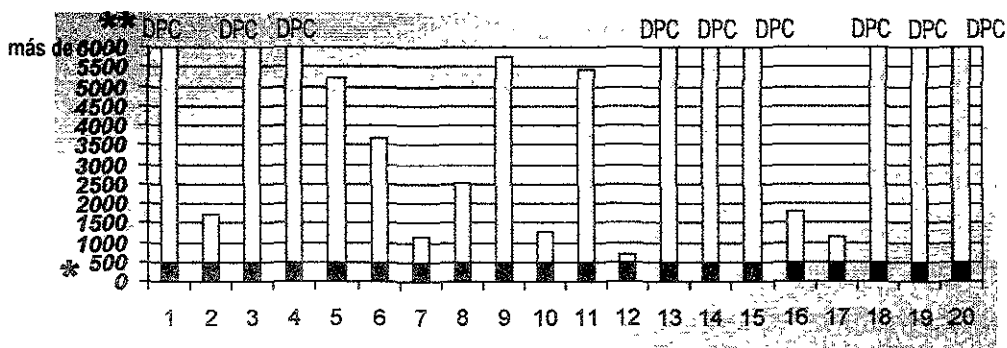


Fig.5 - UFC/ml. Obtenidas en el medio de cultivo EMB por cada unidad

* límite permitido para el agua potable en E U y Canada

** DPC: Demasiadas para contar.

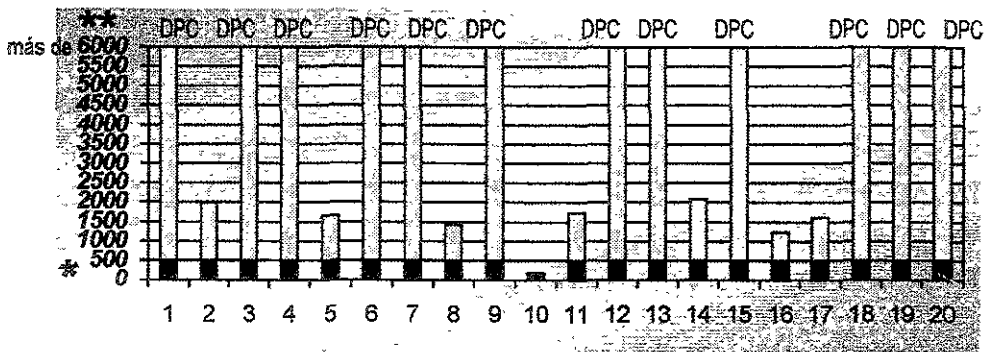


Fig. 6.- UFC/mL obtenidas en el medio de cultivo B-CYE agar

* limite permitido para el agua potable en E.U. y Canada

** DPC: Demasiadas para contar.

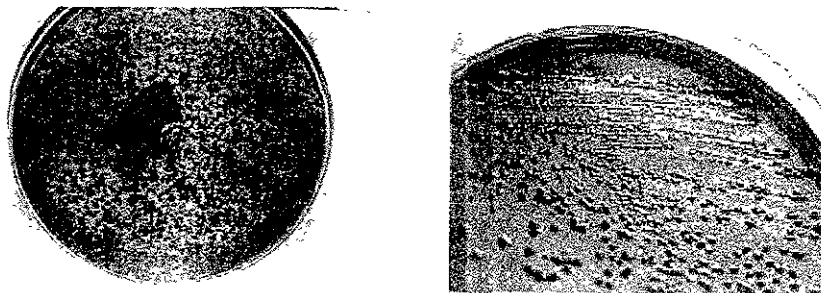


fig. 7.- Comparación de resultados obtenidos en este estudio (IZQ) con imagen bibliográfica^{1'} (DER) de *E. coli* en el mismo medio de cultivo.

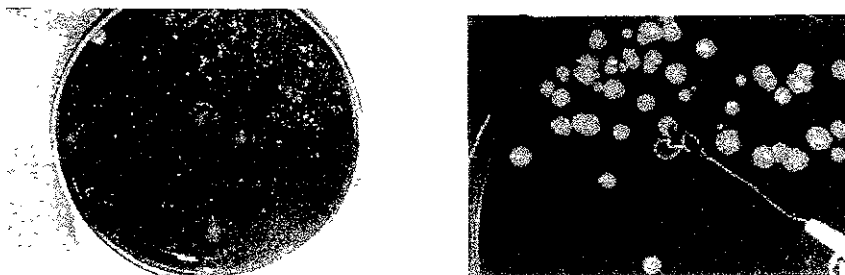


fig. 8 - Comparación de resultados obtenidos en este estudio (IZQ) con imagen bibliográfica^{1'} (DER) de *L. pneumophilla* en el mismo medio de cultivo.

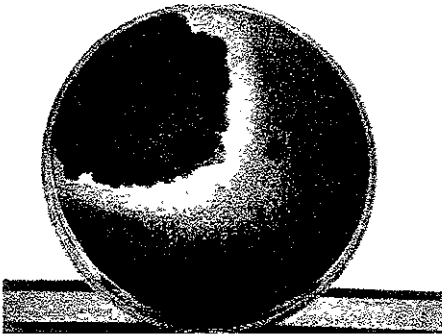


Fig 9.- Hemólisis en medio de cultivo Agar base con sangre de carnero

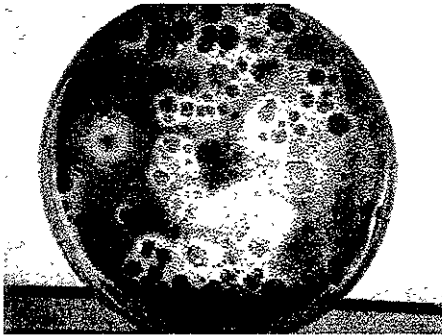


Fig 10.- Hemólisis en medio de cultivo Agar base con sangre de carnero

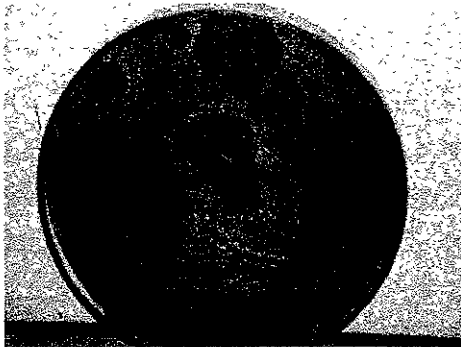


Fig 11.- Medio de cultivo Agar base con sangre de carnero; con crecimiento bacteriano, sin presencia de hemólisis

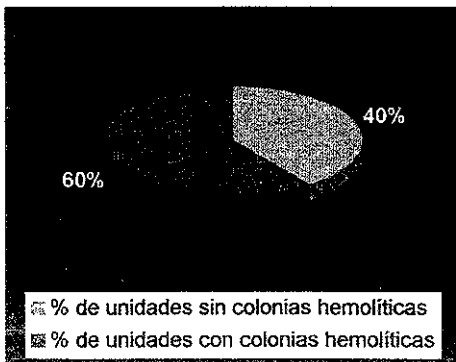


Fig. 12.- grafica de porcentajes de las unidades en que se recuperaron colonias hemolíticas

8. DISCUSIÓN

Los resultados revelan que los equipos dentales evaluados, arrojan hacia la boca del paciente concentraciones bacterianas totales entre 1.5 y >12 veces superiores al límite permisible para el agua potable en Canadá y los Estados Unidos (500 UFC/mL)¹⁰.

La presencia de hasta 23 UFC/100 mL de coliformes totales es aproximadamente 11 veces superior al límite aceptable en México¹.

Es posible demostrar mayores poblaciones heterotróficas mesófilas sobre diversos medios de enriquecimiento -se empleó medio EMB- para el aislamiento de enterobacterias, pues estas son un indicador de sanidad¹. La presencia de colonias hemolíticas en 60 % de las unidades es un indicador de la contaminación con bacterias potencialmente patógenas¹¹.

La identificación de *L. pneumophilla* no fue posible. Se piensa que una de las causas es que la presencia de este microorganismo no es tan frecuente en las unidades con botellas de agua independientes; En la mayoría de los reportes previos de este patógeno, las muestras fueron tomadas de unidades dentales conectadas al suministro público de agua. Aunque el hecho de que no se pudo aislar a este microorganismo en el presente estudio, no exenta la posibilidad de su presencia en este tipo de unidades dentales.

Al tomar las muestras mientras las unidades se encontraban en uso clínico, se pudo valorar la cantidad de microorganismos arrojados hacia la boca del paciente mientras este se encuentra bajo atención dental. Es probable que al inicio del día y después de un fin de semana, cuando la unidad dental permaneció en reposo, las concentraciones bacterianas sean mayores; esto concuerda con los datos de estudios previos los cuales reportan resultados que van desde 10,000 hasta millones de UFC/mL, pero en esos estudios las muestras fueron tomadas cuando las unidades llevaban varias horas o días en reposo.

Los dentistas adquieren unidades con botellas presurizadas para controlar la calidad del agua empleada. Sin embargo, el agua purificada contiene bacterias que junto con la contaminación proveniente de la boca del paciente, a causa de un sistema anti-retracción inadecuado, se multiplican en ausencia de cloro (ya que el agua purificada carece de este elemento).

En el presente estudio se demostró que aún cuando se suministra agua estéril a la unidad, las bacterias se multiplican y desprenden al interior de las mangueras llegando hasta la boca del paciente.

La calidad del agua en la unidad dental debe ser optimizada ya que es fundamental para prevenir y evitar la transmisión de enfermedades¹. Las altas concentraciones bacterianas en el agua empleada durante el tratamiento dental, pueden afectar la salud de individuos inmunocomprometidos. Se ha documentado la transmisión de *Pseudomonas* desde la unidad dental¹², y se conoce la presencia de *Legionella*¹³⁻¹⁶, así como la exposición ocupacional del cirujano dentista, por la inhalación de este patógeno pulmonar^{17, 18}

Los expertos en control de infecciones y seguridad ocupacional establecen que las concentraciones de bacterias en el agua empleada para enfriar o irrigar durante el tratamiento dental no quirúrgico, deben ser tan bajas como se pueda lograr razonablemente¹⁹⁻²⁰, como mínimo, deben cumplir con estándares reconocidos para el agua potable segura¹⁹. Los sistemas de agua independientes de la red pública de abastecimiento -conocidos en México como "sistema flush"- requieren de mayores cuidados para mejorar la calidad bacteriológica del agua empleada durante procedimientos clínico-quirúrgicos.

De acuerdo a nuestros resultados se encontró que, el 60% de las unidades arrojaban números incontables de UFC/mL, así mismo se encontró que el 60% de las unidades arrojaban microorganismos que presentaban hemólisis, pero al aplicar las leyes estadísticas se encontró que no existía una relación estadística suficiente para poder relacionar a las unidades entre si.

9. CONCLUSIONES

De acuerdo con los datos obtenidos, podemos concluir que las unidades dentales se encuentran contaminadas por un número inaceptable de microorganismos, siendo estos –en un gran porcentaje de las veces- patógenos para el ser humano, pudiendo afectar sobre todo a aquellos pacientes en los que su sistema inmunológico se encuentre comprometido.

Sería prudente que instituciones enfocadas a la salud pública tomaran conciencia con respecto a este problema, Las normas actuales no mencionan nada en cuanto a la calidad bacteriológica del agua utilizada en los consultorios dentales; creo que es necesario implementar nuevas normas con respecto a este tema.

10. RECOMENDACIONES

Una vez reconocido y aceptado el problema de la contaminación bacteriana en el agua de las unidades dentales, se deben tomar medidas contra ello.

Existen varias acciones que deben ser adoptadas y que han demostrado ser efectivas. A continuación se exponen las ventajas y desventajas de cada una de ellas:

10.1 PURGA DE LAS LINEAS DE AGUA:

Esta consiste en dejar correr el agua que se encuentra en el interior de las líneas de las unidades dentales, arrastrando así a las bacterias presentes que se reprodujeron mientras la unidad se encontraba en reposo.

Este método ha demostrado ser eficaz en disminuir mas del 97% de las UFC presentes en un minuto, pero si se toma en cuenta que el número de UFC/mL presentes antes de purgar es aproximadamente 180,000 UFC/mL, nos da un resultado final de 5,400 UFC/mL al término de este procedimiento, número que se mantiene como inadmisibile para el agua de uso y consumo humano para E.U. y Canadá.²¹

Este es un método que se puede calificar como "temporal" ya que el número de colonias volverá a incrementarse cuando la unidad se vuelva a encontrar en reposo.²⁶

10.2 USO DE AGENTES DESINFECTANTES.

Anteriores estudios observaron que el uso de diferentes agentes desinfectantes pueden llegar a ser de gran utilidad para mejorar la calidad del agua arrojada por las unidades dentales. Estos deben cumplir con tres requisitos indispensables:

No deben de ser nocivos para los pacientes ni el personal odontológico

No deben de dañar al equipo dental

No deben de afectar a los materiales dentales

10.2.1 HIPOCLORITO DE SODIO

El uso de hipoclorito de sodio ha demostrado ser efectivo para disminuir el número de UFC/mL arrojado por las líneas de agua, sin embargo presenta algunas desventajas como:

- ⇒ Se ha demostrado que el hipoclorito de sodio no es capaz de remover la matriz de la biopelícula²²
- ⇒ Se recomienda que la limpieza con hipoclorito de sodio de las líneas de agua de las unidades se haga por lo menos una vez a la semana, lo cual implica costo y responsabilidad por parte del personal que realice la limpieza. Si la desinfección no se lleva a cabo periódicamente, las líneas de agua serán pobladas una vez mas por números inadmisibles de microorganismos. Cabot y Miller diseñaron un tanque el cual proveía de agua clorada a 50 ppm el cual demostró ser efectivo para disminuir el número de UFC/mL, pero tenía un sabor desagradable para el paciente.²¹
- ⇒ No todos los modelos de unidades dentales cuentan con piezas capaces de soportar al hipoclorito de sodio ya que este es un agente corrosivo para algunos metales.

El protocolo de desinfección que recomienda el fabricante de las unidades que cuentan con el sistema de agua limpia es el siguiente:

- ⇒ Dejar correr por las mangueras de la unidad dental una solución de hipoclorito de sodio al 0.5 % hasta que es posible identificar el olor de esta solución en el agua arrojada, tanto en la jeringa triple como en las mangueras de conexión para las piezas de mano.
- ⇒ Permitir que la solución repose por 10 min.
- ⇒ Purgar la unidad con más de la misma solución y permitirle reposar por otros 10 min.
- ⇒ Purgar la unidad con agua estéril, permitiendo que salga todo el contenido de la solución de hipoclorito de sodio que se encuentra en todas las líneas de agua de la unidad dental.²³

10.2.2 ACETATO DE CLORHEXIDINA

Existe un estudio realizado por Douglas y Van Noort, en el cual proponen el uso de el acetato de clorhexidina para el control de las UFC/mL arrojado en el agua de las unidades dentales.

En este estudio se diseño y probó un aditamento creado por los autores el cual perseguía varios fines : Crear un dispositivo que no dañara a los pacientes ni al equipo odontológico, que no requiera mantenimiento y fuera aplicable a todas las unidades dentales

Con estos propósitos se diseño un reservorio el cual alojaba una resina a base de polimetil metacrilato comprimido, al cual se le añadía 37.2% de polvo de acetato de clorhexidina. Este reservorio se colocó en varias unidades dentales y se pudo observar que el acetato de clorhexidina no era capaz de eliminar los microorganismos de las unidades dentales que se encontraban con altas cargas microbianas, pero se observó que una vez limpias, este compuesto puede prevenir la re-colonización de las líneas de agua.²⁶

10.2.3 LIBERACION PROLONGADA DE YODO

Existen en la actualidad en el mercado dispositivos para la liberación prolongada de yodo, estos dispositivos fueron creados originalmente para la NASA y han purificado el agua en todas las misiones espaciales desde 1976.

Estos dispositivos alcanzan una estabilidad del yodo liberado al momento de su colocación y se tiene que cambiar a los 365 días de su instalación.(El fabricante asegura que el conteo bacteriano no rebasará las 200 UFC/mL mientras el dispositivo esté instalado).

10.3 FILTRACIÓN Y PURIFICACIÓN POR OSMOSIS INVERSA

Cuando el dentista filtra el agua para eliminar sedimentos ($\geq 20\mu$) o purificarla por osmosis inversa, los mismos filtros pueden ser colonizados y aumentar el número de bacterias en el agua filtrada, estos filtros no detienen pirógenos bacterianos .

10.4 FILTROS BACTERIOLÓGICOS

Los filtros bacteriológicos ($\leq 0.22\mu$) que se colocan en el extremo de la manguera cercano a la boca del paciente, impiden el paso de las bacterias pero no atacan a la biopelícula, al igual que los otros filtros, no detienen a los pirógenos bacterianos.

10.5 RADIACIÓN ULTRAVIOLETA Y OZONO

Estos Sistemas han probado su efectividad en disminuir el conteo bacteriano en agua pero al introducir esta agua a la unidad dental, como esta se encuentra contaminada, el agua se contamina con la biopelícula presente en la luz de las líneas de agua. La literatura no contiene reportes acerca de la efectividad del efecto desinfectante que podría ofrecer el ozono ante una biopelícula.

10.6 MONITOREO BACTERIOLÓGICO

La OSAP recomienda que se lleve a cabo un monitoreo biológico del agua de las unidades dentales, este procedimiento es sencillo y no se requiere de entrenamiento especial para llevarlo a cabo.

Consiste en tomar una muestra de agua obtenida de alguna de las mangueras de conexión de las piezas de mano o bien de la jeringa triple y sembrar 1mL de esta en algún medio de cultivo nutritivo. El medio se deja reposar durante 48 a 72 hrs. a temperatura ambiente y se realiza el conteo de las colonias obtenidas, esto nos dará el número de UFC/mL que arroja la unidad dental

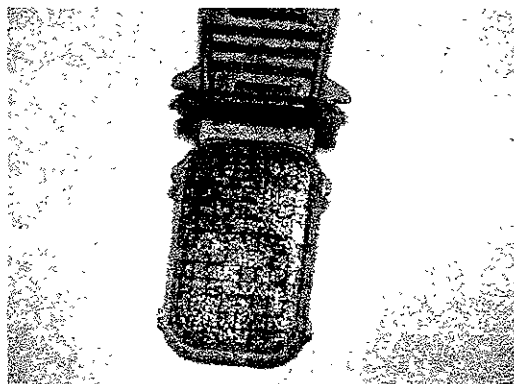


fig 13.- Equipo comercial empleado para el monitoreo bacteriológico del agua.

11. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Clinical Research Associates Newsletter. Contaminación de conducciones de agua en el equipo dental. Vol. 21, No. 5. Mayo 1997.
2. WILLIAMS, H., KELLY, J., *et al.* Assessing Microbial contamination in clean water dental. JADA. Vol. 125. September 1994. pp 1205-1211.
3. WILLIAMS, J., JONHSTON, A.M. *et al.* Microbial contamination of dental units waterlines. JADA, Vol. 124. October 1993. pp 59-66.
4. ADA Position Statement. Council of scientific affairs response to CRA tested waterline protocols. <http://www.ada.org/prac/position/cra-line.html> september, 1997.
5. ACOSTA GIO, A.E. Para mejorar el agua de la unidad dental. Práctica odontológica, Vol.21, No.10 Octubre 2000
6. Organization for Safety & Asepsis Procedures (OSAP) Position Paper: Dental Unit Waterlines; (reviewed at the 1999 OSAP Annual Symposium, june 24-27)
7. Informe ADA: Declaración sobre las líneas de agua de las unidades dentales. PO. VOL. 17, No. 7. Septiembre, 1985.
8. ACOSTA GIO, A.E. Bacterias en el agua de la unidad dental. Práctica Odontológica, Vol.21, No.3 Marzo 2000
9. WILLIAMS, J. MOLINARI, J. Microbial Contamination of dental unit waterlines: origins and characteristics. CE Compendium Vol. 17, No.6. June, 1996.
10. ATLAS, R., WILLIAMS, J. *et al.* Legionella contamination of dental-unit waters. Applied and environmental microbiology, Vol. 61, No. 4. April, 1995. pp.1208-1213.
11. GHERNA R., PIENTA P., COTE R. Catalogue of bacteria and phages. American Type Culture Collection(ATCC) 18^a edition, 1992
12. Farmacopea de los Estados Unidos Mexicanos 6^a edición pp335-338 México 1994

13. ABC NEWS. Dirty dental Water; 20/20 finds high bacteria levels.
http://www.abcnews.go.com/onair/2020/2020_00218_dirtywater_feature.html
february, 1999.
14. Norma Oficial Mexicana NOM-127-SSA1-1994, "Salud ambiental, agua para uso y consumo humano-límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización". Secretaría de Salud, México, 1995.
15. Norma Oficial Mexicana NOM-113-SSA1-1994, Bienes y Servicios. "Método para la cuenta de microorganismos coliformes totales en placa". Secretaría de Salud, México, 1995.
16. Norma Oficial Mexicana NOM-112-SSA1-1994, "Determinación de bacterias coliformes. Técnica del número más probable". Secretaría de Salud, México, 1995.
17. MURRAY, P. Manual of Clinical Microbiology. 6a ed ASM Press. Washington, D.C.1995 pp. 438-462 & 533-541.
18. AMERICAN DENTAL ASSOCIATION. Statement on dental unit waterlines. Adopted by the American Dental Association Board of trustees, December 13, 1995
19. JAWETZ, MELNICK Y ADELBERG. Microbiología médica, 15a edición Editorial Manual Moderno México D.F.-Santa Fé Bogotá. pp249-264, 315-317.
20. CLINICAL RESEARCH ASSOCIATES NEWSLETTER. El agua del equipo dental. Un antiguo problema revivido en los medios de comunicación. Volumen 13, Número 12, Diciembre de 1999
21. CABOT A., MILLER L., MICIK R., RYGE G. Studies on dental aerobiology: IV. Bacterial contamination of water delivered by dental units. Journal of dental research 1971 Vol.50 No.6 pag 1567-1569
22. WILLIAMS H., BAER M. KELLEY J. Contribution of biofilm bacteria to the contamination of the dental unit water supply JADA, Vol.126, september1995 pag 1255-1260
23. A-dec Operation and maintenance instructions-clean water system 1988·Publication No 85-0675-00 Newberg Ore.A-dec1988

24. WILLIAMS JF, ANDREWS N, SANTIAGO JI. Microbial contamination of dental unit water lines: current preventive measures and emerging options. *Compend Contin Educ Dent* 17: pp691-694, 1996.
25. DOUGLAS C. VAN NOORT R. Control of bacteria in dental water supplies. *British Dental Journal* Vol.174. pp167-174, Marzo 1993
26. SANTIAGO J. HUNTINGTON M.et.al. Microbial contamination of dental unit water lines:short and long terms of flushing. Pp528-535 November-December 1994.
27. MARTIN M. The significance of the bacterial contamination of dental unit water systems *British Dental Journal*. Vol.163 pp152-154, 1987.
28. COSTERTON W., LEWANDOWSKI Z., CALDWELL D., KORBER D., LAPPIN H. Microbial biofilms. *Annual Reviews Inc., Annu. Rev. microbial.*1995. 49:711-745