

INFLUENCIA DE LA ACTIVACIÓN ULTRASÓNICA DEL HIPOCLORITO DE SODIO Y DE LA CLORHEXIDINA SOBRE EL BIOFILM: ESTUDIO *EX VIVO*

INFLUENCE OF ULTRASONIC ACTIVATION OF SODIUM HYPOCHLORITE AND CHLORHEXIDINE ON BIOFILM: EX -VIVO STUDY

Nathaly Danmariz Macedo-Serrano^{1,5}, Hair Salas Beltrán², Héctor Caballero Flores³
y Andrés Postigo Mac Dowall⁴

RESUMEN

Objetivo: Determinar la influencia de la activación ultrasónica de dos soluciones irrigadoras sobre biofilm en raíces de piezas dentales recientemente extraídas con diagnóstico de necrosis y periodontitis apical crónica. **Materiales y métodos:** Se asignaron 8 raíces a cada grupo: NaOCl al 5% (G1) y CHX al 2% (G2). En el G1 se irrigó con 10 ml de NaOCl al 5%, luego se activaron 5 ml de la solución con PUI por 1 minuto, se continuó con EDTA y luego suero fisiológico. Se trabajó de la misma manera con G2, cambiando el irrigante principal. Se realizaron 8 cortes transversales por cada tercio (cervical y medio), se analizaron bajo microscopía óptica. La presencia de biofilm se analizó en el conducto principal, istmos y túbulos dentinarios. Los datos se sometieron al test de Fisher.

Resultados: En el tercio cervical solo hubo diferencia estadística al comparar la limpieza en los túbulos dentinarios, ya que el 12,5% de las muestras del G1 presenta biofilm remanente comparado con el 50% correspondiente al G2. En el tercio medio, hubo más muestras de G2 con biofilm en los conductos principales e istmos, representada por el 75% y 60% respectivamente, y solo el 37,5% de las muestras de G1 mostraron resultado positivo al analizar los túbulos dentinarios. **Conclusiones:** El hipoclorito de sodio al 5% es más eficiente que la clorhexidina al 2% para eliminar el biofilm, porque deja más limpio el tercio medio. Ambas soluciones tienen un comportamiento similar en el tercio cervical de las muestras.

Palabras clave: clorhexidina, hipoclorito de sodio, biofilm, microscopía óptica

Citar como: Macedo-Serrano ND, Salas H, Caballero H, Postigo A. Influencia de la activación ultrasónica del hipoclorito de sodio y de la clorhexidina sobre el biofilm: estudio *ex vivo*. Rev Cient Odontol (Lima). 2018; 6 (2): 129-142.

¹ UNIVERSIDAD JÚLIO DE MESQUITA FILHO. SÃO PAULO, BRASIL.

² UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTA MARÍA. AREQUIPA, PERÚ.

³ UNIVERSIDAD DE SÃO PAULO. SÃO PAULO, BRASIL.

⁴ CENTRO DE POSTGRADO EN ODONTOLOGÍA UNINGÁ, BAURU. SÃO PAULO, BRASIL.

⁵ UNIVERSIDAD CIENTÍFICA DEL SUR. LIMA, PERÚ.

ABSTRACT

Objective: To determine the influence of ultrasonic activation of two irrigant solutions on biofilm in the roots of freshly extracted teeth diagnosed with necrosis and chronic apical periodontitis. **Materials and methods:** Eight roots were assigned to each group: 5% NaOCl (G1) and 2% CHX (G2), both activated ultrasonically. In G1 irrigation was performed with 10ml of 5% NaOCl, then 5ml were activated with PUI for 1 minute, and EDTA and saline were used next. The same procedure was performed with G2, changing the main irrigant. Eight cross sections were produced for each third (cervical and middle), which were analyzed using optical microscopy. The biofilm presence was analyzed in the main canal, isthmus and dentinal tubules. The data was subjected to the Fisher test. **Results:** In the cervical third, there was only a statistical difference when comparing the cleanness of the dentinal tubules, with 12.5% of the G1 samples displaying remnant biofilm, compared to 50% in G2. In the middle third, a greater number of G2 samples were found with biofilm on the main canals and isthmus (75% and 60%, respectively) and only 37.5% of the G1 samples tested positive when the dentinal tubules were analyzed. **Conclusions:** 5% sodium hypochlorite is more efficient than 2% chlorhexidine in eliminating biofilm, leaving the middle third cleaner. In the samples, both irrigant solutions performed similarly in the cervical third.

Keywords: Clorhexidine, sodium hypochlorite, biofilm, optical microscopy.

INTRODUCCIÓN

Las bacterias pueden vivir de manera independiente (estado planctónico) o como miembros de comunidades microbianas adheridas a superficies; estas comunidades son llamadas biofilm. Los microorganismos que forman parte del biofilm están inmersos en una matriz extracelular (1).

La manera en la que se produce el crecimiento del biofilm resulta ventajosa para los microorganismos planctónicos que lo componen, ya que forman comunidades estructuradas tridimensionales con posibilidades de transporte de sustratos y productos de desecho (2).

Hay muchos mecanismos por los cuales los biofilms son resistentes a los agentes antimicrobianos. La matriz de polisacáridos de los biofilms puede retardar la difusión de antibióticos. Las células bacterianas se protegen a ellas mismas mediante su localización en la parte interna del biofilm. Adicionalmente, estas bacterias crecen más lento que las células planctónicas y, como resultado, los agentes antimicrobianos actúan más lentamente (3).

El éxito del tratamiento endodóntico depende de la erradicación de microorganismos del sistema de conductos y la prevención de la reinfección. El objetivo principal de la instrumentación es facilitar una irrigación efectiva, desinfección y obturación. Muchas investigaciones que hacen uso de técnicas como tomografía computarizada, microscopía, entre otros, han demostrado que grandes áreas de los conductos radiculares permanecen sin ser tocadas por los instrumentos, por lo que hacen énfasis en los medios químicos en la limpieza y desinfección (4).

La irrigación juega un papel clave en el resultado óptimo del tratamiento endodóntico. Son conocidas diversas soluciones tales como hipoclorito de sodio en diferentes concentraciones, clorhexidina, edta, etc. Pese a ser el hipoclorito la solución irrigadora más usada y reconocida, ningún irrigante cumple con todas las características del irrigante ideal. La eficacia de la irrigación recae en la acción de lavado del irrigante, la cual es mejorada con su activación/agitación, la cual puede ser manual o emplear dispositivos (irrigación pasiva ultrasónica) (5).

Ercan et al. (6) concluyeron que tanto la clorhexidina al 2% como el hipoclorito de sodio al 5,25% fueron significativamente eficaces en la reducción de la población bacteriana en conductos radiculares infectados. En el grupo de la CHX, el 80% de los conductos estaba libre de bacterias cultivables, mientras que en el grupo de NaOCl, el 73% de los conductos no presentaron culturas.

Viana et al. (7) compararon la reducción bacteriana después de la preparación químico-mecánica usando hipoclorito de sodio al 2,5% o clorhexidina al 2% como irrigantes. El análisis reveló que el 75% y el 50% de los conductos irrigados con hipoclorito de sodio y clorhexidina, respectivamente, estaban libres de bacterias cultivables.

Resultados de varios estudios han demostrado que al menos el 50% de conductos radiculares retienen bacterias después de los procedimientos endodónticos en los cuales se aplican protocolos con base en hipoclorito de sodio y clorhexidina (8, 9).

El biofilm no puede ser completamente eliminado, por lo cual puede actuar como una fuente de toxinas que interfiere con las posibilidades del alcanzar el éxito en nuestro tratamiento endodóntico. Por ello, el propósito de este estudio será

determinar la influencia de la activación ultrasónica del hipoclorito de sodio al 5% y la clorhexidina al 2% sobre el biofilm, determinando la presencia o ausencia de biofilm remanente en los conductos principales, istmos y túbulos dentinarios del tercio cervical y tercio medio de muestras irrigadas con dichas soluciones.

MATERIALES Y MÉTODOS

El presente trabajo de investigación, con número de inscripción 000390, fue revisado y aprobado por el Comité de Ética de la Universidad Científica del Sur.

La investigación fue de tipo experimental *ex vivo*. Las muestras se obtuvieron de tres clínicas privadas. Se determinó el tamaño de muestra teniendo como base una investigación previa (10). El número mínimo de muestra por grupo fue de 8 raíces.

Los criterios de inclusión fueron los siguientes: raíces que pertenezcan a piezas dentales (mono y/o multirradiculares) con diagnóstico de necrosis pulpar y evidencia radiográfica de periodontitis apical, las cuales fueron extraídas por motivos no relacionados a este estudio (enfermedad periodontal, piezas dentales que no se podían restaurar debido a una caries extensa, movilidad a causa de un absceso periodontal). Los criterios de exclusión abarcan raíces conductos en forma de C, con reabsorción ósea de más de un tercio de la raíz, y raíces pertenecientes a piezas con tratamiento endodóntico previamente realizado.

Las variables del estudio fueron el biofilm remanente, analizado en el conducto principal, istmos y túbulos dentinarios, valorizando su presencia y ausencia. Las soluciones irrigadoras, valorizadas como hipoclorito de sodio al 5% y clorhexidina al 2%. Se localizaron en los tercios cervical y medio.

PROCEDIMIENTOS PREVIOS

Se utilizaron como muestra 8 raíces con dos conductos y 8 raíces con un solo conducto; para un grupo de control positivo, 4 raíces con solo un conducto. Todas ellas pertenecían a piezas recientemente extraídas con diagnóstico de necrosis y evidencia radiográfica de periodontitis apical, las cuales fueron extraídas por motivos no relacionados con este estudio (enfermedad periodontal, piezas dentales que no se podían restaurar debido a una caries extensa, movilidad a causa de un absceso periodontal) y luego donadas. Asimismo, se adicionaron 4 premolares sanos como control negativo, los cuales fueron extraídos por motivos no relacionados al presente estudio (ortodoncia) y luego donados.

Se asignaron aleatoriamente 4 raíces con dos conductos y 4 raíces con un conducto a cada uno de los grupos de trabajo: hipoclorito de sodio al 5% (Deltaquímica, Arequipa, Perú), asociado a PUI (G1) y clorhexidina al 2% (Deltaquímica, Arequipa, Perú) asociado a PUI (G2). Después de la extracción de las piezas dentales, se procedió a lavarlas con suero fisiológico para eliminar restos de sangre y ligamento periodontal. La muestra fue colocada en silicona pesada Speedex Putty (Coltene Whaledent, Ohio, EE. UU.) para mantener el sistema cerrado.

La apertura cameral se realizó a alta velocidad con fresas de diamante esterilizadas FG 1014, FG 2135 (Option, Paul Sorensen, Osasco-São Paulo, Brasil).

CONTROLES

Cuatro premolares sanos con pulpas vitales extraídos por motivos ortodónticos y no relacionados con este estudio

fueron usados como controles negativos en los cuales no hay presencia de biofilm. Cuatro raíces con conducto único de dientes no tratados, con pulpas necróticas y periodontitis apical evidenciada radiográficamente, extraídos por motivos no afectos a la presente investigación sirvieron como controles positivos.

GRUPO HIPOCLORITO DE SODIO AL 5% CON PUI (G1)

Este grupo estuvo conformado por 4 raíces con dos conductos y 4 raíces con un conducto.

Se realizó la exploración de los conductos con una lima #10 k-file, con la cual se determinó la longitud de trabajo de la siguiente manera: se llegó con la lima #10 k-file hasta el foramen, se retiró la lima y se midió la longitud. A dicha longitud se le disminuyeron 0,5 mm, la cual fue la longitud de trabajo.

Se realizó un *glide path* con las limas #15, #20 k (VDW, Múnich, Alemania), para finalmente realizar la instrumentación con Reciproc R25 (VDW, Múnich, Alemania) con movimientos de vaivén y por tercios, hasta alcanzar la longitud de trabajo. Por último, se usó como instrumento una lima #40 k-file en la longitud de trabajo. Durante y después de la instrumentación, se irrigó con 10 ml de hipoclorito al 5% manualmente con agujas navitip de 21 mm, Gauge 30 a 2 mm de la longitud de trabajo. A continuación, otros 5 ml de hipoclorito se activaron con PUI (irrigación pasiva ultrasónica) durante un minuto (3 ciclos de 20 segundos), mediante un dispositivo ultrasónico Woodpecker UDS-A (Guilin Woodpecker Medical Instrument, China) con una potencia a $\frac{1}{4}$ de la escala con una lima #15 para ultrasonido (Woodpecker), que fue acoplada al adaptador de aparato. Se trabajó a 1 mm de la longitud de trabajo.

A continuación, se inundaron los conductos con EDTA al 17% y se realizó una agitación manual con una lima #20k-file, durante 3 minutos a 1 mm de la longitud de trabajo. Posteriormente, se irrigó con 5 ml de suero fisiológico para remover el smear layer.

Finalizada la instrumentación, las raíces fueron sumergidas en un recipiente con una solución fijadora. Cada diente fue colocado en 30 ml de fijador compuesto por glutaraldehído 0,1% y 4% de formaldehído en tampón fosfato (0,1 m - pH 7,4) por un periodo mínimo de 48 horas y uno máximo de una semana.

GRUPO CLORHEXIDINA AL 2% + PUI (G2)

Se realizó el mismo procedimiento que en el grupo 1, con la única diferencia de cambiar hipoclorito de sodio 5% por clorhexidina al 2%.

PROCESAMIENTO DE TEJIDOS

Las muestras fueron enviadas al laboratorio de histología de la facultad de Odontología de la USP (São Paulo) para ser trabajadas por una persona especializada y se comenzó con el proceso de desmineralización de las raíces en ácido fórmico 22,5% y citrato de sodio 10%, que fue renovado 3 veces por semana durante tres meses. Terminado el periodo de descalcificación, las raíces fueron divididas en tres secciones de acuerdo con cada tercio (apical, medio y cervical) y con el auxilio de una cuchilla. Seguidamente, las muestras se lavaron en agua dionizada durante 48 horas y fueron deshidratadas en una gradiente de alcohol ascendente (30%, 50%, 70%, 80%, 90%, 95%, 100%), y posteriormente clarificadas en xilol, para luego

ser infiltradas en tres baños de parafina a 60 °C. Después de este procedimiento de deshidratación, las muestras fueron incluidas en parafina.

Con el uso de un micrótopo Leica RM2235 (Leica Microsystems, Alemania), fueron realizados 8 cortes transversales por cada tercio (cervical y medio) de cada diente. Los cortes se sumergieron en agua a temperatura ambiente y en agua a 45 °C, y posteriormente se los colocó en una lámina previamente identificada.

Los cortes fueron teñidos de acuerdo a la técnica Brown Breen modificada de Taylor (11), para ser analizados bajo un microscopio óptico X60 (Olympus optical, Tokio, JHS, Japón) a 40X, 4X. Imágenes ilustrativas fueron adquiridas a través del *software* Cell-F 3.4 (Olympus Soft Imaging Solutions GMBH, Munster; NW, Holanda).

EVALUACIÓN DE BIOFILM

Se analizaron los cortes histológicos mediante microscopía de luz, teniendo en cuenta la presencia de biofilm residual en el conducto principal, los istmos y los túbulos dentinarios.

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los datos fueron analizados mediante el programa de Microsoft Excel y el paquete estadístico Stata versión 12.0. Para el análisis descriptivo se procedió a obtener la estadística descriptiva (frecuencia absoluta, es decir, el número de casos, y relativa, que corresponde a la valoración porcentual del número) de la variable biofilm, evaluada por indicadores, según el tipo de irrigante, la activación de la solución, para los dos tercios de evaluación, cervical y medio de los

conductos radiculares. Estos resultados se colocaron en un gráfico de barras. Para el análisis comparativo, se aplicó la prueba estadística del test de Fisher, a un nivel de confianza del 95%, es decir, con un error máximo del 5%; por lo tanto, si hay valores menores de $p < 0,05$ se considera que las diferencias son significativas.

RESULTADOS

En la tabla 1, al evaluar el conducto principal, en el caso del grupo de hipoclorito de sodio, en el conducto principal del tercio cervical, el 75% de las muestras contenía biofilm, al igual que en el caso de la clorhexidina, donde también se observó la presencia de biofilm en un 75%. Esto quiere decir que, en el conducto principal del tercio cervical, el hipoclorito de sodio y la clorhexidina tienen el mismo efecto. Si se analiza el biofilm remanente en los istmos del tercio cervical, el total de muestras es 5, debido a que no todas presentaron istmo. En el caso del grupo 1, el 60% de sus muestras presentaron biofilm en

istmos localizados en el tercio cervical, al igual que el grupo 2. El comportamiento de los grupos es idéntico. Se analizó la presencia de biofilm en los grupos de estudio en los túbulos dentinarios del tercio cervical. En el grupo 1, el 12,5% de las muestras presenta biofilm, mientras que en el caso del grupo 2, la mitad de las muestras lo presentó. Según la prueba estadística, las diferencias estadísticas son significativas.

En la tabla 2, en el caso del grupo 1, el 37,5% de las muestras contiene biofilm en el conducto principal, mientras que en el grupo 2 también se observa la presencia de biofilm en un 75%. Según la prueba, las diferencias son estadísticamente significativas porque hay más presencia de biofilm correspondiente al grupo de clorhexidina. Cuando se evaluaron los istmos, el total de muestras es 5, debido a que no todas presentan istmo. En el caso del grupo 1, el 60% de las muestras presentaron biofilm. En el caso del grupo 2, todas las muestras presentaron biofilm. De acuerdo con la prueba estadística, las diferencias son significativas. Al analizar la presencia de

TABLA 1: PRESENCIA DE BIOFILM EN LOS GRUPOS DE ESTUDIO EN EL TERCIO CERVICAL

Zona	Tercio cervical	Hipoclorito de sodio 5%		Clorhexidina 2%	
		n	%	n	%
Conducto principal	Ausencia biofilm	2	25,0	2	25,0
	Presencia biofilm	6	75,0	6	75,0
	Total	8	100,0	8	100,0
	p	1,000			
Istmo	Ausencia biofilm	2	40,0	2	40,0
	Presencia biofilm	3	60,0	3	60,0
	Total	5	100,0	5	100,0
	p	1,000			
Túbulos dentinarios	Ausencia biofilm	7	87,5	4	50,0
	Presencia biofilm	1	12,5	4	50,0
	Total	8	100,0	8	100,0
	p	0,043			

Test de Fisher

Fuente: Elaboración propia

TABLA 2: PRESENCIA DE BIOFILM EN LOS GRUPOS DE ESTUDIO EN EL TERCIO MEDIO

Zona	Tercio medio	Hipoclorito de sodio 5%		Clorhexidina 2%	
		n	%	n	%
Conducto principal	Ausencia biofilm	5	62,5	2	25,0
	Presencia biofilm	3	37,5	6	75,0
	Total	8	100,0	8	100,0
	p	0,036			
Istmo	Ausencia biofilm	2	40,0	0	0,0
	Presencia biofilm	3	60,0	5	100,0
	Total	5	100,0	5	100,0
	p	0,043			
Túbulos dentinarios	Ausencia biofilm	5	62,5	4	50,0
	Presencia biofilm	3	37,5	4	50,0
	Total	8	100,0	8	100,0
	p	0,280			

Test de Fisher

Fuente: Elaboración propia

biofilm en los túbulos dentinarios, en el grupo 1 solamente el 37,5% de las muestras presenta biofilm en los túbulos dentinarios, en tanto respecto del grupo 2, el 50% de las muestras presentó biofilm. Según la prueba estadística, las diferencias no fueron significativas.

DISCUSIÓN

Un gran problema en la desinfección de los conductos radiculares *in vivo* es la habilidad de los componentes orgánicos de inactivar la actividad antimicrobiana del irrigante (12). En un estudio *in vitro* de Del Carpio et al. (13), se evaluó la disolución de biofilm y la limpieza obtenida al usar clorhexidina al 2% e hipoclorito de sodio al 1%, 2,5% y 5,25%. Se evidenció que el hipoclorito produjo una mayor limpieza de biofilm que la clorhexidina, pero que son necesarios al menos de 30 a 15 minutos de irrigación con hipoclorito de sodio para alcanzar una adecuada eliminación de biofilm, hecho que se aleja un poco de la realidad clínica.

El presente estudio fue de tipo *ex vivo*, en el cual se trabajó con muestras frescas (piezas dentales recientemente extraídas) y se logró recrear un escenario muy parecido al de un tratamiento de conducto *in vivo*. El tiempo aproximado que tomó realizar la irrigación fue de 8 a 10 minutos, y ambos irrigantes tuvieron comportamiento semejante si se analizan el conducto principal y los istmos del tercio cervical, si bien fue mejor el desempeño del hipoclorito en el tercio medio de las raíces analizadas.

Hay que tener en cuenta que el tiempo que el biofilm lleva presente en el tejido y su densidad tienen un impacto importante en la supervivencia bacteriana (13). Esto podría explicar el porqué de la presencia de biofilm remanente en el tercio cervical de unas muestras. Como sabemos, dichas muestras pertenecen a dientes que fueron extraídos por diferentes motivos, uno de los cuales es que algunas piezas dentales sufrían de una gran destrucción a causa de caries de larga data lo que provocó la destrucción del elemento dentario e imposibilitó su reconstrucción y rehabilitación, y que

el tercio cervical en muchas ocasiones estaba expuesto al medio oral durante mucho tiempo. Se hizo más difícil la limpieza en el tercio cervical que en el tercio medio, ya que la penetración de bacterias a los túbulos y la adhesión de estas y del biofilm al sustrato se vieron incrementadas, puesto que en dichos casos el tiempo y la densidad del biofilm son elevados.

En contacto directo, el efecto de la clorhexidina al 2% en la remoción del biofilm fue inferior en comparación con la solución de hipoclorito. La ausencia o incompleta disolución de biofilm o tejidos orgánicos es un acuerdo común en diferentes estudios (14, 15).

La combinación de clorhexidina y EDTA produce un precipitado blanco, por lo que un grupo de investigadores realizó un estudio que incluye un análisis de la degradación química de la clorhexidina. Lo que resultó de la combinación de dichas soluciones fue un precipitado en el que se encontró una sal, sin que hubiera ninguna reacción química perjudicial para el organismo (16). Investigadores estudiaron la interacción entre el EDTA y el hipoclorito de sodio y concluyeron que, en dicha interacción, el EDTA mantenía su habilidad de complejo de calcio, pero el hipoclorito de sodio perdía su capacidad de disolver tejido (17). En el protocolo de irrigación aplicado en la presente investigación se realizó un lavado final con suero fisiológico para eliminar los restos de precipitado en el caso del grupo 2.

Ya es sabido que el mejor momento para activar la solución irrigadora es después de la instrumentación, pues de esta manera podemos introducir la punta ultrasónica a lo largo de la longitud de trabajo, lo cual incrementa la eficacia de la irrigación. El ultrasonido es una ayuda de gran importancia en la limpieza de los conductos radiculares, al proveer un flujo

continuo de la solución irrigadora en los conductos.

En la presente investigación, la irrigación pasiva ultrasónica fue utilizada en combinación con dos soluciones diferentes. De acuerdo con Sabins et al. (18), la irrigación pasiva disloca residuos e induce a que haya formación de turbulencia, lo que aumenta la presión hidrostática. Esta turbulencia lleva a la formación de burbujas por la cavitación que implosiona y aumenta la temperatura y la presión, lo que resulta en ondas de impacto en las paredes del conducto y la remoción de debris y biofilm (19).

Passarinho-Neto et al. (20) han demostrado que el ultrasonido puede incrementar la acción del hipoclorito de sodio e incrementar la actividad antibacterial de la clorhexidina, lo cual es reforzado por Weber et al. (21), quien afirma que el uso del ultrasonido aumenta la penetración de la clorhexidina en los túbulos dentinarios aumentando consecuentemente su sustantividad. Algunos autores también demuestran que el uso de ultrasonido puede mejorar los resultados debido a la agitación mecánica previamente mencionada, ya que aumenta la temperatura e incrementa de esta manera la capacidad de disolución de tejido orgánico por parte del hipoclorito de sodio (19).

Esto se demuestra con nuestros resultados porque la cantidad de muestras que presentan biofilm remanente en los túbulos dentinarios disminuyó a un 12,5% y un 37,5% en los tercios cervical y medio, respectivamente, después de la irrigación con hipoclorito de sodio. Sin embargo, el 50% de las muestras correspondientes al grupo 2 (clorhexidina al 2%) presentaron biofilm remanente; estos resultados sugieren que la clorhexidina al 2% puede tener un efecto químico limitado especialmente en áreas que no fueron tocadas, como los istmos.

Es clínicamente importante que las paredes del conducto tengan un alto porcentaje de penetración de la solución irrigadora en los túbulos dentinarios, para así obtener un mejor sellado tridimensional del conducto. La sustantividad de la clorhexidina jugaría un rol importante, así como su capacidad para inhibir la adhesión de bacterias a la dentina. Y como ya es bien sabido, de acuerdo con Baca et al. (22), la clorhexidina muestra mejores resultados contra el *Enterococcus faecalis* que el hipoclorito de sodio.

Actualmente, la clorhexidina, en concentraciones que oscilan del 0,1% al 2%, ha mostrado un efecto de amplio espectro antibacteriano, sustantividad y baja toxicidad, pero no disuelve material orgánico (23). El efecto antibacteriano de la clorhexidina es comparable con el hipoclorito de sodio y es efectiva contra algunas bacterias resistentes que muchas veces llevan al fracaso del tratamiento (24). Debido a que la clorhexidina está cargada positivamente, es capaz de unirse electrostáticamente a la superficie negativa de las bacterias, lo que daña su composición y las hace permeables (25).

Algunos autores reportan más resultados favorables con la clorhexidina cuando es comparada con el hipoclorito de sodio (26). Otros, usando métodos similares, reportaron mejores resultados con el uso de hipoclorito de sodio (27, 28). Esto es corroborado por los hallazgos de la presente investigación, en la cual el hipoclorito de sodio al 5% arrojó un número menor de porcentaje de biofilm en los túbulos dentinarios del tercio cervical y en los conductos principales e istmos del tercio medio.

Un tercer grupo de investigadores mostró resultados similares usando cualquiera de las dos soluciones al momento de realizar la irrigación (29, 30). Si se realiza un contraste con nuestros resultados,

se evidencia dicho comportamiento, puesto que el uso de la clorhexidina al 2% produjo iguales resultados que el hipoclorito de sodio al 5% cuando se comparó su eficacia en la limpieza de los conductos principales e istmos del tercio cervical de las muestras, revelando que la presencia remanente de biofilm apareció en un 75% y un 60% de los cortes respectivamente.

Considerando la falta de acuerdos, Basrani y Malhassian (25) sugieren un protocolo de desinfección para cuando se realice un tratamiento de conductos, el cual consiste en irrigar con NaOCl el 2,5-5% durante toda la instrumentación hasta tener el limado de paredes y conicidad adecuados, continuar con la activación de dicho irrigante, realizar presión apical negativa y remover el *smear layer* con EDTA o ácido cítrico, para finalizar con un lavado con NaOCl renovado, CHX o alcohol.

En el presente trabajo de investigación solo se analizaron los tercios cervical y medio; sin embargo, el tercio apical y su limpieza no dejan de tener vital importancia en el desenlace del tratamiento, por lo cual se desarrollará una segunda parte dedicada a evaluar dicho tercio.

CONCLUSIONES

En el tercio cervical, el hipoclorito de sodio y la clorhexidina se comportaron de manera similar, puesto que la presencia de biofilm remanente en el conducto principal e istmos fue la misma.

En el tercio medio, se logró eliminar el biofilm de manera más eficaz con el uso del hipoclorito de sodio, ya que tuvo un mejor efecto que la clorhexidina en conductos principales e istmos.

Contribuciones: Nathaly Danmariz Macedo Serrano: elección del tema de

investigación, recolección de muestras y antecedentes investigativos, ejecución y desarrollo de procedimientos en las muestras, tabulación de resultados y estadística y redacción; Hair Salas Beltrán: elección del tema de investigación; Héctor Caballero Flores y Andrés

Postigo Mac Dowall: realización de cortes histológicos.

Fuente de financiamiento: Financiado por Nathaly Danmariz Macedo-Serrano.

Conflicto de intereses: Ninguno.

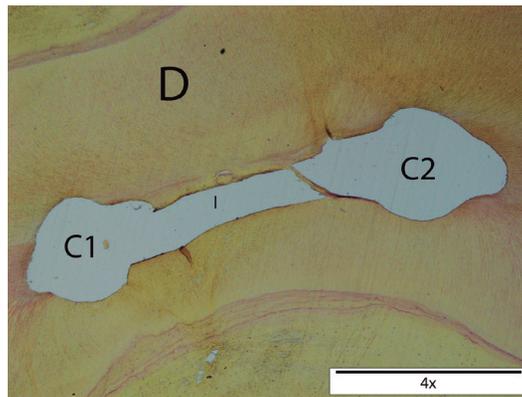


FIGURA 1. (G1). GRUPO HIPOCLORITO. CORTE TRANSVERSAL DE TERCIO CERVICAL (4x). (D) DENTINA. (C1) CONDUCTO 1. CONDUCTO LIBRE DE BIOFILM. (C2) CONDUCTO 2. DELGADA CAPA DE BIOFILM ADHERIDO A LA PARED DEL CONDUCTO. (I) ISTMO. LIBRE DE BIOFILM Y TEJIDO NECRÓTICO.

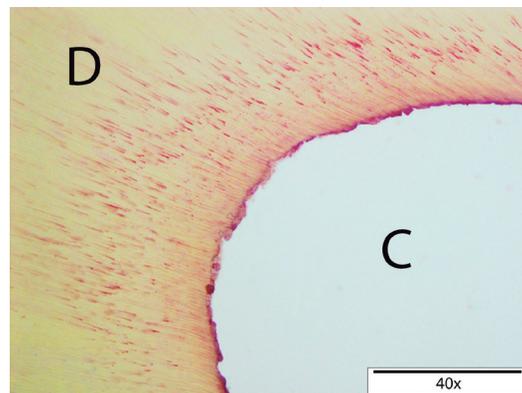


FIGURA 2. (G1). GRUPO HIPOCLORITO. CORTE TRANSVERSAL DE TERCIO CERVICAL (40x). (D) DENTINA. TÚBULOS INVADIDOS POR BACTERIAS. (C) BIOFILM EN PARED DE CONDUCTO.

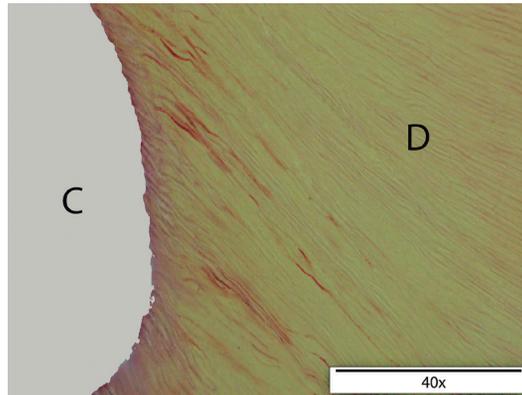


FIGURA 3. (G1). GRUPO HIPOCLORITO. CORTE TRANSVERSAL DE TERCIO MEDIO (40x). (D) DENTINA. TÚBULOS INVADIDOS POR BACTERIAS. (C) BIOFILM EN PARED DE CONDUCTO.

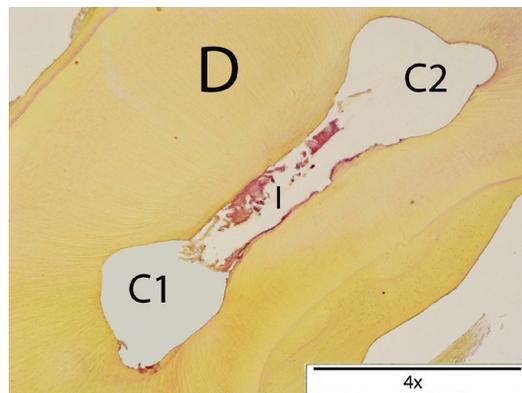


FIGURA 4. (G2) GRUPO CLORHEXIDINA. CORTE TRANSVERSAL DE TERCIO CERVICAL (4x). (D) DENTINA. (C1) Y (C2) CONDUCTO 1 Y 2. DELGADA CAPA DE BIOFILM ADHERIDO A PAREDES DEL CONDUCTO. (I) ISTMO. PRESENCIA DE BIOFILM Y TEJIDO NECRÓTICO.

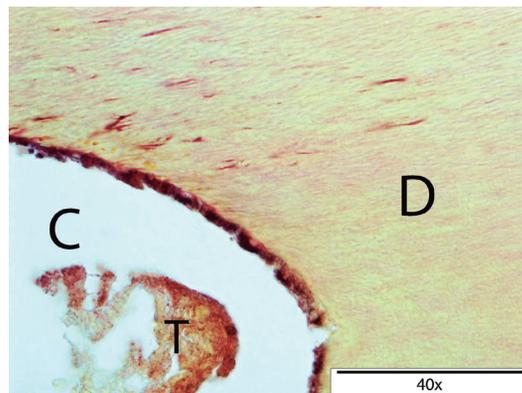


FIGURA 5. (G2) GRUPO CLORHEXIDINA. CORTE TRANSVERSAL DE TERCIO CERVICAL (40x). (D) DENTINA. TÚBULOS INVADIDOS POR BACTERIAS. (C) BIOFILM EN PARED DE CONDUCTO. ACÚMULO DE TEJIDO NECRÓTICO CON BIOFILM.

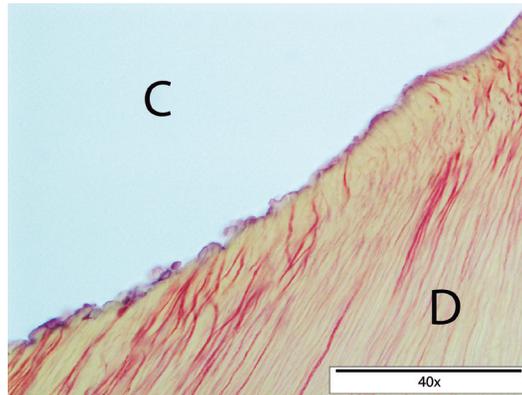


FIGURA 6. (G2) GRUPO CLORHEXIDINA. CORTE TRANSVERSAL DE TERCIO MEDIO (40X). (D) DENTINA. TÚBULOS INVADIDOS POR BACTERIAS. (C) BIOFILM EN PARED DE CONDUCTO.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Chavez de Paz L. Microbial biofilms in endodontics. En: Endodontic Irrigation. 1.^{ra} ed. Toronto: Springer; 2015. pp. 1-14
2. Ricucci D, Siqueira JF Jr. Biofilms and apical periodontitis: study of prevalence and association with clinical and histopathologic findings. J Endod. 2010; 36: 1277-88.
3. Hall-Stoodley L, Stoodley P. Evolving concepts in biofilm infections. Cell Microbiol 2009; 11: 1034-43.
4. Haapasalo M, Shen Y, Wang Z, Gao Y. Irrigation in endodontics. Br Dent J. 2014; 216: 299-303.
5. Gu LS, Kim JR, Ling J, Choi KK, Pashley DH, Tay FR. Review of contemporary irrigant agitation techniques and devices. J Endod 2009; 35: 791-804.
6. Ercan E, Ozekinci T, Atakul F, Gul K. Antibacterial activity of 2% chlorhexidine gluconate and 5.25% sodium hypochlorite in infected root canal: in vivo study. J Endod. 2004; 30: 84-7.
7. Vianna ME, Horz HP, Gomes BP, Conrads G. In vivo evaluation of microbial reduction after chemo mechanical preparation of human root canals containing necrotic pulp tissue. Int Endod J 2006; 39: 484-92.
8. McGurkin-Smith R, Trope M, Caplan D, Sigurdsson A. Reduction of intracanal bacteria using GT rotary instrumentation, 5.25% NaOCl, EDTA, and Ca(OH)₂. J Endod. 2005; 31: 359-63.
9. Siqueira JF Jr, Rocas IN, Paiva SS, Guimaraes-Pinto T, Magalhaes KM, Lima KC. Bacteriologic investigation of the effects of sodium hypochlorite and chlorhexidine during the endodontic treatment of teeth with apical periodontitis. Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod 2007; 104: 122-30.

10. Vera J, Siqueira JF Jr, Ricucci D, Loghin S, Fernández N, Flores B, et al. One-versus two-visit endodontic treatment of teeth with apical periodontitis: a histobacteriologic study. *J Endod.* 2012; 38: 1040-52.
11. Taylor RD. Modification of the Brown and Brenn gram stain for the differential staining of gram-positive and gram-negative bacteria in tissue sections. *Am J Clin Pathol.* 1966; 46: 472-4.
12. Pappen FG, Qian W, Aleksejuniene J, Leonardo Rde T, Leonardo MR, Haapasalo M. Inhibition of sodium hypochlorite antimicrobial activity in the presence of bovine serum albumin. *J Endod.* 2010; 36: 268-71.
13. Del Carpio-Perochena A, Bramante CM, de Andrade FB, Maliza AG, Cavenago BC, Marciano MA, et al. Biofilm dissolution and cleaning ability of different irrigant solutions on intraorally infected dentin. *Clin Oral Invest.* 2015; 19: 2067-73.
14. Bryce G, O'Donnell D, Ready D, Ng YL, Pratten J, Gulabivala K. Contemporary root canal irrigants are able to disrupt and eradicate single- and dual-species biofilms. *J Endod.* 2009; 35: 1243-8.
15. Okino LA, Siqueira EL, Santos M, Bombana AC, Figueiredo JA. Dissolution of pulp tissue by aqueous solution of chlorhexidine digluconate and chlorhexidine digluconate gel. *Int Endod J.* 2004; 37: 38-41.
16. Rasimick BJ, Nekich M, Hladek MM, Musikant BL, Deutsch AS. Interaction between chlorhexidine digluconate and EDTA. *J Endod.* 2008; 34: 1521-3.
17. Grawehr M, Sener B, Waltimo T, Zehnder M. Interactions of ethylenediamine tetraacetic acid with sodium hypochlorite in aqueous solutions. *Int Endod J.* 2003; 36: 411-7.
18. Sabins RA, Johnson JD, Hellstein JW. A comparison of the cleaning efficacy of short-term sonic and ultrasonic passive irrigation after hand instrumentation in mesio root canals. *J Endod.* 2003; 29: 674-78.
19. Van der Sluis LW, Versluis M, Wu MK, Wesselink PR. Passive ultrasonic irrigation of the root canal: a review of the literature. *Int Endod J.* 2007; 40: 415-26.
20. Passarinho-Neto JG, Marchesan MA, Ferreira RB, Silva RG, Silva-Sousa YTC, Sousa-Neto MD. In vitro evaluation of endodontic debris removal as obtained by rotary instrumentation coupled with ultrasonic irrigation. *Aust Endod J.* 2006; 32: 123-28.
21. Weber CD, Mc Clanahan SB, Miller GA, Diener-West M, Johnson JD. The effect of passive ultrasonic activation of 2% chlorhexidine or 5.25% sodium hypochlorite irrigant on residual antimicrobial activity in root canals. *J Endod.* 2003; 29: 562-64.
22. Baca P, Mendoza-Llamas ML, Arias-Moliz MT, González-Rodríguez MP, Ferrer-Luque CM. Residual effectiveness of final irrigation regimens on *Enterococcus faecalis* infected root canals. *J Endod.* 2011; 37: 1121-23.
23. Zehnder M. Root canal irrigants. *J Endod.* 2006; 32: 389-98.
24. Zamany A, Safavi K, Spångberg LS. The effect of chlorhexidine as an endodontic disinfectant. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 2003; 96: 578-81.

25. Basrani B, Malkhassian G. Update of endodontic irrigating solutions. En: Endodontic Irrigation. 1.ra ed. Toronto: Springer; 2015. pp. 99-116.
26. Nabeshima K, Machado M, Borges M, Capp R. Effectiveness of different chemical agents for disinfection of gutta-percha cones. Aust Endod J. 2011; 37: 118-21.
27. Ayhan H, Sultan N, Cirak M, Bodur H. Antimicrobial effects of various endodontic irrigants on selected microorganisms. Int Endod J. 1999; 32: 99-102.
28. Basrani B, Lemonie C. Chlorhexidine gluconate. Aust Endod J. 2005; 31: 48-52.
29. Rocas IN, Provenzano JC, Neves M, Siqueira JF. Disinfecting effects of rotary instrumentation with either 2.5% sodium hypochlorite or 2% chlorhexidine as the main irrigant: a randomized clinical study. J Endod. 2016; 42: 943-7.
30. Siqueira JF Jr, Rôças IN, Paiva SS, Guimarães-Pinto T, Magalhães KM, Lima KC. Bacteriologic investigation of the effects of sodium hypochlorite and chlorhexidine during the endodontic treatment of teeth with apical periodontitis. Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod. 2007; 104: 122-30.

CORRESPONDENCIA: Nathaly Danmariz Macedo-Serrano, maris_ms1@hotmail.com

ARTÍCULO RECIBIDO: 02/06/2018

ARTÍCULO ACEPTADO: 12/08/2018