

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA



**EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN BACTERIANA, EN CONDUCTOS
RADICULARES IRRIGADOS CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 5.25%,
USANDO DOS SISTEMAS DE ACTIVACIÓN DEL IRRIGANTE: XP-ENDO
FINISHER Y ACTIVACIÓN ULTRASÓNICA, *IN VIVO***

POR
RICARDO ESCALANTE BADILLO

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS ODONTOLÓGICAS EN EL ÁREA DE ENDODONCIA**

MARZO, 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA
SUBDIRECCIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO



**EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN BACTERIANA, EN CONDUCTOS
RADICULARES IRRIGADOS CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 5.25%,
USANDO DOS SISTEMAS DE ACTIVACIÓN DEL IRRIGANTE: XP-ENDO
FINISHER Y ACTIVACIÓN ULTRASÓNICA, IN VIVO**

POR
RICARDO ESCALANTE BADILLO

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS ODONTOLÓGICAS EN EL ÁREA DE ENDODONCIA**

MARZO, 2020

LOS MIEMBROS DEL JURADO ACEPTAMOS LA INVESTIGACIÓN Y
APROBAMOS EL DOCUMENTO QUE AVALA A LA MISMA; COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA EN
CIENCIAS ODONTOLÓGICAS EN EL ÁREA DE ENDODONCIA

APROBACIÓN DE TESIS

DR. JORGE JAIME FLORES TREVIÑO
PRESIDENTE

DRA. IDALIA RODRÍGUEZ DELGADO
SECRETARIO

DR. GUSTAVO ISRAEL MARTÍNEZ GONZÁLEZ
VOCAL

EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN BACTERIANA, EN CONDUCTOS
RADICULARES IRRIGADOS CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 5.25%, USANDO
DOS SISTEMAS DE ACTIVACIÓN DEL IRRIGANTE: XP-ENDO FINISHER Y
ACTIVACIÓN ULTRASÓNICA, *IN VIVO*
MAESTRÍA EN CIENCIAS ODONTOLÓGICAS EN EL ÁREA DE ENDODONCIA

Comité de Tesis

C.D.E.E.M.C. Idalia Rodríguez Delgado PhD
Directora de Tesis

C.D.M.C. Myriam de la Garza Ramos PhD
Co-Directora de Tesis

ASESORES

C.D. M.Sc. Jorge Jaime Flores Treviño
Asesor Metodológico

Dra Susana Coromoto Gomes Acevedo
Asesor Metodológico

M.S.P. Gustavo Israel Martínez González PhD
Asesor Estadístico

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, Manuel Escalante Villarreal y Martha Patricia Badillo Requena, por su apoyo incondicional en todas las etapas de mi vida, y por darme la oportunidad de poder continuar preparándome académicamente, profesionalmente y personalmente. Son mis rocas en las cuáles apoyarme.

A mis hermanos, Ana Patricia y Alejandro, por ser mis modelos a seguir y por enseñarme a nunca desistir en lo que quiero.

Agradezco a las autoridades y personal que forma parte de la Facultad de Odontología de la Universidad Autónoma de Nuevo León, y así mismo, a mi segundo hogar desde el 2016, al Posgrado de Endodoncia de la UANL.

Mis agradecimientos a mis profesores, a mi directora de tesis Dra. Idalia Rodríguez Delgado, por su apoyo en esta investigación y siempre alentándome. Al Dr. Jorge Jaime Flores Treviño por darme la oportunidad y tener la confianza en mi y permitirme estudiar mi Maestría.

A la Dra. Myriam Angélica de la Garza Ramos por el apoyo en toda la parte de laboratorio de este estudio, por enseñarme querer aún más a la Microbiología. Gracias a la Señora Vilma por estar presente, siempre a la disposición cada día que me presentaba a trabajar en el Laboratorio.

Al Dr. Gustavo Israel Martínez González por su apoyo en toda la estadística en este estudio.

Gracias Irving Eduardo, por estar presente en todo este tiempo y por siempre alentarme a no rendirme y luchar por los éxitos.

Al Dr. Adrián de la Garza Treviño por ser más que un compañero, un hermano estos dos años, y ayudarme y apoyarme en lo que fuera necesario. Por nunca tener un no como respuesta cuando requería de tu ayuda.

A mis compañeros de generación por vivir conmigo esta experiencia y siempre estar unidos en las buenas y en las malas. Karen, Cynthia, Michelle, Karina, Katya y Sue:
¡¡Gracias!!

A mis compañeras menores de generación por apoyarme en el proceso de la toma de muestras en sus pacientes y permitirme terminar esta investigación.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico para la realización de mis estudios.

TABLA DE CONTENIDO

Sección	Página
AGRADECIMIENTOS.....	iv
LISTA DE TABLAS.....	viii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
NOMENCLATURA.....	x
RESUMEN.....	xi
ABSTRACT.....	xii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. HIPÓTESIS.....	2
3. OBJETIVOS.....	3
3.1 Objetivo General.....	3
3.2 Objetivos Específicos.....	3
4. ANTECEDENTES.....	4
4.1 Infección Endodóntica.....	4
4.1.2 Tipos de Infección Endodóntica.....	5
4.1.3 Factores de Virulencia y Patogenicidad.....	5
4.1.4 Clasificación de Bacterias Endodónticas.....	7
4.1.5 <i>Enterococcus faecalis</i>	8
4.1.6 Diferentes especies de bacterias endodónticas.....	9
4.2 Biofilm.....	9
4.3 Limpieza y Conformación en el Tratamiento Endodóntico.....	13
4.4 Irrigación.....	14
4.4.1 Hipoclorito de Sodio (NaOCl).....	15
4.4.2 Otros Irrigantes y Quelantes.....	16
4.5 Coadyuvantes de la Irrigación.....	17
4.5.1 Activación Ultrasónica.....	17
4.5.2 XP-endo Finisher.....	19
5. MÉTODOS.....	21
5.1 Descripción de Procedimientos.....	21

5.2 PROCEDIMIENTO.....	21
5.2.1 Aislamiento.....	21
5.2.2 Preparación de las Piezas.....	21
5.2.3 Acceso y Toma de la Primer Muestra.....	21
5.2.4 Conformación del Conducto.....	22
5.2.5 Toma de la Segunda Muestra.....	22
5.2.6 Protocolo de Irrigación Final.....	22
5.2.7 Toma de la Tercer Muestra.....	22
5.3 Conteo Bacteriano Macroscópico y Microscópico.....	23
5.3.1 Elaboración de Diluciones	23
5.3.2 Proceso de Sembrado.....	24
6. RESULTADOS.....	25
7. DISCUSIÓN.....	32
8. CONCLUSIONES.....	36
9. LITERATURA CITADA.....	37
10. RESUMEN BIOGRÁFICO.....	47

LISTA DE TABLAS

Tabla	Página
I. Comparación de la remoción bacteriana entre sistemas de activación irrigante según el momento de la evaluación.....	25
II. Comparación de la remoción bacteriana de cada sistema de activación irrigante entre tiempos de evaluación.....	26
III. Porcentaje de reducción de conteo bacteriano macroscópico (carga bacteriana) expresado en UFC entre grupos de estudio.....	29

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
1. Cámara Neubauer.....	23
2. Microscopio Óptico Labomed.....	23
3. Diluciones.....	23
4. Colocación 100µl.....	24
5. Colocación agar.....	24
6. Movimientos en forma de Círculo u “8”.....	24
7. Incubadora Felisa.....	24
8. Cajas de Petri en Incubadora.....	24
9. Cajas de Petri con UFC a los 3 días de incubación.....	25
10. Media de la remoción bacteriana entre sistemas de activación irrigante según el momento de la evaluación.....	27
11. Desviación standard de la remoción bacteriana entre sistemas de activación irrigante según el momento de la evaluación.....	28
12. Comparación de la remoción bacteriana, inicial y después de la activación (NaOCl 5.25%), del sistema de Activación Ultrasónica.....	30
13. Comparación de la remoción bacteriana, inicial y después de la activación (NaOCl 5.25%), del sistema de XP-endo Finisher.....	31

NOMENCLATURA

XPF	XP-endo Finisher
AU	Activación Ultrasónica
LPS	Lipopolisacáridos
PG	Peptidoglicano
LTA	Ácido Lipoteicoico
EPS	Sustancia Polimérica Extracelular
CHX	Clorhexidina
EDTA	Ácido Etilendiaminotetracético
NiTi	Niquel Titanio
NaOCl	Hipoclorito de Sodio
kHz	Kilohertz
PUI	Irrigación Ultrasónica Pasiva
LT	Longitud de Trabajo
μl	Microlitro
ml	Mililitro
UFC	Unidad Formadora de Colonia

Nombre: Ricardo Escalante Badillo
Directora de Tesis: Dra. Idalia Rodríguez Delgado
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA
MAESTRÍA EN CIENCIAS ODONTOLÓGICAS EN EL ÁREA DE
ENDODONCIA

EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN BACTERIANA, EN CONDUCTOS
RADICULARES IRRIGADOS CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 5.25%,
USANDO LOS SISTEMAS DE ACTIVACIÓN: XP-ENDO FINISHER Y
ACTIVACIÓN ULTRASÓNICA, *IN VIVO*

RESUMEN

INTRODUCCIÓN: La irrigación es una parte esencial del desbridamiento del conducto radicular porque permite la desinfección más allá de lo que puede ser logrado con la instrumentación por sí misma. **OBJETIVOS:** Evaluar la remoción bacteriana de XP-endo Finisher y Activación Ultrasónica, *in vivo*. **METODOLOGÍA:** Se trabajaron 30 conductos, ya sea Distal de molares inferiores o Palatino de molares superiores, se realizó anestesia y aislamiento, acceso, se tomó la primer muestra previo a instrumentar. Se instrumentó con V-Taper 2H y se irrigó con Hipoclorito de Sodio al 5.25%, se tomó segunda muestra después de instrumentar. Se activó el Hipoclorito de Sodio con técnicas mencionadas, y se tomó una tercer muestra. Estas muestras se incubaron durante 7 días. Se realizó conteo microscópico, después 10 diluciones por cada muestra y se sembró en Cajas de Petri con agar Infusión Cerebro Corazón. Se incubaron por 3 días y se realizó conteo macroscópico de UFC. **RESULTADOS:** No se observaron diferencias estadísticamente significativas entre la remoción bacteriana utilizando ambos coadyuvantes en la irrigación. **CONCLUSIÓN:** Ambos coadyuvantes poseen una alta eficacia para la remoción bacteriana posterior a la instrumentación.

Palabras clave: XP-endo Finisher, Activación Ultrasónica, Hipoclorito de Sodio, remoción, bacteriana.

TESISTA: Ricardo Escalante Badillo
DIRECTORA DE TESIS: Dra. Idalia Rodríguez Delgado
CODIRECTOR DE TESIS: Dra. Myriam Angélica de la Garza Ramos
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

IN VIVO EVALUATION OF BACTERIAL REMOVAL, IN IRRIGATED CANALS
WITH SODIUM HYPOCHLORITE AT 5.25%, USING THE ACTIVATION
SYSTEMS: XP-ENDO FINISHER AND ULTRASONIC ACTIVATION

ABSTRACT

INTRODUCTION: Irrigation is an essential part of root canal debridement because it allows disinfection beyond what can be achieved with the instrumentation itself

OBJECTIVES: Evaluate the bacterial removal of XP-endo Finisher and Activation Ultrasonic, in vivo. **METHODOLOGY:** Worked in 30 canals, either Distal of the lower molars or Palatine of the upper molars, anesthesia and isolation was performed, access, the first sample prior to an instrument was taken. It was instrumented with V-Taper 2H and irrigated with 5.25% Sodium Hypochlorite, the second sample was taken after instrumentation. Sodium hypochlorite was activated with specific techniques, and a third sample was requested. These samples were incubated for 7 days. Microscopic counting was performed, after 10 dilutions for each sample and seeded in Petri plate with Heart Brain Infusion agar. They were incubated for 3 days and macroscopic UFC counts were performed. **RESULTS:** No statistically significant differences were observed between bacterial removal using both irrigation adjuvants. **CONCLUSION:** Both adjuvants are highly effective for bacterial removal after instrumentation.

Keywords: XP-endo Finisher, Ultrasonic Activation, Sodium Hypochlorite, removal, bacterial.

1. INTRODUCCIÓN

La irrigación, dentro del procedimiento de limpieza y conformación del sistema de conductos radiculares, es un paso crucial ya que nos ayuda a desinfectar zonas en las cuáles el instrumento mecánico no presenta la capacidad de penetrar.

Dentro de los irrigantes utilizados en la Endodoncia, el Hipoclorito de Sodio sigue siendo el irrigante número uno de elección ya que tiene la capacidad de disolver el tejido orgánico y es un potente antimicrobiano, lo cual nos ayuda a desinfectar lo mayor posible en sistema de conductos radiculares, y a un muy bajo costo en el mercado. Sin embargo, la técnica utilizada anteriormente, en la cual solo se utilizaba el Hipoclorito de Sodio, con el acompañamiento de una jeringa y una aguja, no es suficiente para erradicar el mayor número de bacterias en el conducto radicular. Gracias a esto, en la actualidad existen diferentes técnicas de activación en la irrigación. Se busca encontrar alguna técnica de activación que sea capaz de coadyuvar en la penetración del irrigante, eliminando la mayor cantidad de bacterias, ya que, este paso, dentro del tratamiento, no debe de ser ignorado.

La Activación Ultrasónica es considerada el método de activación del irrigante más comúnmente empleado en la Endodoncia, sin embargo, durante los últimos años se han ido incorporando a la práctica diferentes técnicas, entre estas, la lima XP-endo Finisher (FKG Dentaire SA, La Chaux- de- Fonds Suiza).

En el presente estudio, se evaluó la remoción bacteriana de dos sistemas de activación del irrigante: XP-endo Finisher, y Activación Ultrasónica, y se compararon los resultados obtenidos.

2. HIPÓTESIS

La Activación Ultrasónica y XP-endo Finisher, son sistemas de activación de irrigación y se comportan de manera similar para la desinfección del conducto radicular.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo General

Evaluar la remoción bacteriana de 2 sistemas de activación del hipoclorito de sodio al 5.25%: Activación Ultrasónica, XP-endo Finisher.

3.2 Objetivos Específicos:

Analizar el grado de remoción bacteriana de los conductos radiculares con los coadyuvantes de activación de irrigación.

Comparar los resultados obtenidos.

4. ANTECEDENTES

La endodoncia es una rama de la odontología interesada en la morfología, fisiología, y patología de la pulpa dental humana y tejidos perirradiculares. Su estudio y práctica abarcan las ciencias clínicas y básicas incluyendo la biología de la pulpa normal y la etiología, diagnóstico, prevención y tratamiento de enfermedades y lesiones de la pulpa y las condiciones perirradiculares asociadas (AAE, 2016).

La enfermedad endodotal, en la pulpa, o el periápice es un resultado en la irritación de una formación compleja de microorganismos que normalmente poblan la cavidad oral. A pesar de vivir bajo condiciones normales, la composición de la microflora cambia en la pulpa necrótica, y muchos de los microorganismos involucrados incrementan en abundancia y patogenicidad. La pulpa dental, a pesar de exhibir una robusta respuesta inmunológica, se ve claramente comprometida en su habilidad de defenderse a sí misma ante una microflora oral avanzada, debido a su falta de circulación colateral y a su acercamiento con los tejidos mineralizados del diente. Por consiguiente, la pulpa pierde su vitalidad bajo estas condiciones en rangos que son más altos que otro tejido del cuerpo desarrollando posteriormente una lesión periapical (Fouad, 2017).

El manejo de esta enfermedad va de la remoción de tejido pulpar necrótico y desinfección de los conductos radiculares. Esto es realizado mediante la instrumentación mecánica, irrigación del conducto radicular y posterior obturación del sistema de conductos radiculares (Kazim, 2016).

4.1 Infección Endodóntica

Se sabe que la enfermedad endodóntica es fundamentalmente una enfermedad microbiana, y que es iniciada y propagada por una comunidad compleja de microorganismos que son comúnmente miembros de la microflora oral (Fouad, 2017).

Hay muchas maneras en las que los microorganismos proliferan para llegar a la pulpa, y es de gran importancia el saberlo para la planeación del tratamiento.

Pueden llegar por: los túbulos dentinarios, por una cavidad abierta, por la membrana periodontal, por el torrente sanguíneo, o por una restauración fallida (Narayanan y Vaishnavi, 2010).

4.1.2 Tipos de Infección Endodóntica

Se pueden dividir en Intrarradiculares y Extrarradiculares.

La infección intrarradicular se debe a microorganismos que colonizan el sistema de conductos radiculares, y se pueden subdividir en tres categorías

- Infección Primaria: Microorganismos que invaden y colonizan el tejido necrótico de la pulpa en un primer momento.
- Infección Secundaria: Microorganismos que están presentes en la infección primaria pero que son introducidos en el conducto radicular en algún momento después de la intervención profesional.
- Infección Persistente: Microorganismos que fueron componentes de la infección primaria y secundaria, y que resistieron de alguna forma a los procedimientos antimicrobianos que tienen lugar dentro del conducto.

La infección extrarradicular se caracteriza por la invasión microbiana de los tejidos perirradiculares inflamados y es una secuela de la infección intrarradicular, pero por lo cierto es que las infecciones extrarradiculares pueden ser dependientes o independientes de la infección intrarradicular (Cohen, 2016).

4.1.3 Factores de Virulencia y Patogenicidad

La patogenicidad del microorganismo se refiere a la habilidad del organismo de causar una enfermedad en otro organismo. Estos organismos se llaman patógenos y pueden incluir bacterias, hongos, virus, protozoarios y parásitos. Estos patógenos son capaces de adherir, colonizar, sobrevivir y propagar, y al mismo tiempo, evadir los mecanismos de defensa del cuerpo como neutrófilos, anticuerpos. Además, pueden causar destrucción

tisular directa o indirectamente. El daño a tejidos directo puede ser inducido por enzimas, exotoxinas y metabolitos. El daño indirecto puede ser inducido por una respuesta inmune del huésped capaz de causar destrucción a tejidos que es estimulado por componentes de los microorganismos tales como lipopolisacáridos (LPS), peptidoglicano (PG), ácido lipoteicoico (LTA), fimbrias, otras proteínas en la membrana, componentes capsulares, y vesículas extracelulares.

El grado de patogenicidad o la habilidad de producir una enfermedad del microorganismo es llamado virulencia. Muchos factores fisicoquímicos en el conducto radicular tienen el potencial de influenciar la patogenicidad de los microorganismos, tales como el grado de anaerobiosis, nivel de pH, la viabilidad de nutrientes exógenos y endógenos, así como las superficies disponibles para adherencia como la dentina. En dientes ya obturados con presencia de infección, cualquier remanente de medicamento o de material, son factores adicionales para influenciar patogenicidad (Narayanan y Vaishnavi, 2010).

En la ausencia de respuesta inmunológica del huésped, la virulencia y patogenicidad del microorganismo, y su reproducción, están controladas por factores ambientales y la competencia de especies (Sakko *et al*, 2016).

Entre los factores de virulencia encontramos:

LPS: También llamados Endotoxinas. Son una parte integral de la pared celular de bacterias Gram-negativas. Cuando son liberados, presentan numerosos efectos biológicos incluyendo la movilización de los mecanismos de inmuno supervivencia en la pulpa. Asociados también a dolor pulpar, inflamación periapical, activación del sistema de complemento y destrucción ósea periapical.

PG: Componente mayor de la pared celular de bacterias Gram-positivas.

LTA: Componente de pared celular de bacterias Gram-positivas, compuesto de ácido teicoico y lípidos. Comparte virulencia que los LPS.

Fimbrias: Filamentos largos los cuáles se involucran en la adherencia a superficies con otras bacterias.

Cápsulas: Capa compuesta por polisacáridos. Protección a la bacteria de fagocitosis.

Vesículas Extracelulares: Producidos por bacteria Gram-negativas y permite la liberación de sus productos al ambiente extracelular (Narayanan y Vaishnavi, 2010).

4.1.4 Clasificación de Bacterias Endodónticas

Estudios de cultivo ha demostrado un predominio de bacterias anaerobias facultativas y estrictas, incluyendo representaciones de *Eubacterium*, *Fusobacterium*, *Peptococcus*, *Peptostreptococcus*, *Porphyromonas*, *Prevotella* y *Streptococcus*

También, previos reportes de la literatura han demostrado que la microbiota endodóntica puede estar involucrada en complicaciones extra-orales, tales como: sinusitis maxilar crónica, celulitis orbital, endocarditis infecciosa, artritis reumatoide, y abscesos cerebrales (Saito *et al*, 2006).

Existen dos clasificaciones importantes en los microorganismos que están relacionados con una infección intraradicular. Se dividen en sacarolítica, y asacarolítica.

Las sacarolítica son los *Prevotella intermedia*, *Prevotella nigrescens*, *Prevotella tanneriae*, *Prevotella multissacharivorax*, *Prevotella boroniae*, y *Prevotella denticola*. Y las asacarolítica, encontramos el *Porphyromonas endodontalis*, y *Porphyromonas gingivalis*. Y se encuentran muchas otras. Sin embargo, hay unas más persistentes, las cuáles se han encontrado después de la preparación biomecánica: Como Grampositivas se encontró al

Fusobacterium nucleatum, *Prevotellas spp.* y *Campylobacter rectus*. Y como Gramnegativas se encontró el *Streptococcus mitis*, *Streptococcus oralis*, *Streptococcus gordonii*, y *Enterococcus faecalis* (Narayanan y Vaishnavi, 2010).

Los organismos Planktónicos son por definición sin ataduras a alguna superficie y entre ellos. Esto es, por consiguiente, esperado que a una densidad baja en el flujo de densidad, las células se mueven independientemente (Sretenovic et al, 2017).

4.1.5 *Enterococcus faecalis*

Ha sido el organismo mayormente detectado en una infección post-tratamiento y es el organismo mayormente utilizado en estudios endodónticos. *E. faecalis* es un coco gramnegativo anaerobio facultativo. Su habilidad de invadir a los túbulos dentinarios humanos, para adherirse a la dentina, alta resistencia al estrés alcalino, puede ser necesaria para su supervivencia en alta alcalinidad. *E. faecalis* puede afectar en la respuesta inflamatoria, sin embargo, puede estar presente en un conducto radicular infectado sin lesión periapical visible radiográficamente (Ruan *et al*, 2015).

Vive en amplias cantidades (10^5 - 10^8 Unidad Formadora de Colonia), en el intestino humano, y ante muchas situaciones, no causan daño al huésped. Presente en los tractos genitales femeninos y en cavidad oral en menor cantidad. Pueden crecer en el rango de 10 a 45°C y sobrevivir temperatura de 60°C por 30 minutos.

Se encuentra principalmente en pacientes que reciben un tratamiento de endodoncia primario, y en retratamientos. Asociado a diferentes formas de enfermedad perirradicular incluyendo infecciones primarias endodónticas, e infecciones persistentes. En la categoría de infecciones primarias endodónticas, está asociado a lesiones perirradiculares crónicas asintomáticas. Se encuentra en un rango de 4-40% de infecciones primarias. Se encuentra 9 veces más en infecciones persistentes. Estudios demuestran un rango de entre 24-77% en infecciones persistentes.

Entre los factores de virulencia del *E. faecalis*, encontramos que soporta periodos prolongados de privación nutricional, se une a dentina e invade los túbulos dentinarios, altera las respuestas del huesped, suprime la acción de los linfocitos, posee enzimas líticas, citolisina, agregación de sustancias, feromonas, y ácido lipoteico, utiliza suero como fuente nutricional, resiste medicación intraconducto al mantener la homeostasia del pH, las propiedades de la dentina disminuyen el efecto del hidróxido de calcio, compite con otras células y forma biofilm.

E. faecalis puede entrar al espacio del conducto radicular durante el tratamiento, entre citas, e incluso al terminar el tratamiento (Stuart *et al*, 2006).

4.1.6 Diferentes especies de bacterias endodónticas

Prevotella intermedia es una bacteria anaerobia gram-negativa, que se tiñe de negro al sembrarla, la cual está asociada con enfermedad periodontal, y periodontitis apical (Ruan *et al*, 2015).

El *Porphyromonas endodontalis* es una bacteria gram-negativa, que se tiñe de negro, asociada con periodontitis y gingivitis, así mismo, con infecciones endodónticas y necrosis pulpar. (Cao *et al*, 2012) Originalmente conocido como *Bacteroides endodontalis*, *P. endodontalis* es altamente sensible al oxígeno (Lombardo *et al*, 2012).

4.2 Biofilm

Es una estructura altamente organizada consistente de células de bacterias adjunto a una matriz polimérica extracelular añadida a una superficie. También puede ser considerado como una capa de condensación de microbiota en una comunidad microbiana consistente de células que es irreversiblemente añadida a un substrato o interfase, y embebida a una matriz de polisacáridos extracelulares en adición a DNA extracelular y proteínas extracelulares. En general, la composición exacta varía con los microorganismos y nutrientes disponibles (Neelakantan *et al*, 2017).

En infecciones radiculares, los microbios forman comunidades de multi especies de microorganismos, por ejemplo, biofilm. La adherencia microbiana hacia una superficie y a otros microbios es prerrequisito para la formación de biofilm. En esto, Sustancia Polimérica Extracelular (EPS) formada por microbios juega un importante rol. En un biofilm maduro, severas capas de microbios están rodeadas por EPS conformado principalmente por polisacáridos extracelulares y proteínas. El EPS inhibe la difusión de los antibióticos.

En el biofilm, los microorganismos se comunican unas con las otras al producir pequeñas moléculas permitiendo un crecimiento en la densidad de la población alrededor de ellas. Los microorganismos responden a esas moléculas de quorum-sensing al incrementar sus toxinas y la producción de Sustancias Poliméricas Extracelulares (EPS). Estos microorganismos encontrados en el biofilm son más resistentes a los antibióticos y respuesta del huésped comparado con las células pláctónicas (Sakko *et al*, 2016).

El biofilm microbiano en los conductos radiculares es muy resistente a los agentes desinfectantes usados en el tratamiento endodóntico. La naturaleza compleja e impredecible de la anatomía radicular y las múltiples especies encontradas en el biofilm amplifica la dificultad de erradicarlo.

Entre las características del biofilm encontramos que puede sobrevivir en ambientes difíciles, en el cuál, en parte, es debido a la protección de la matriz extracelular del biofilm. También, pueden producir estructuras en la superficie celular, como por ejemplo una cápsula, o secreciones extracelulares, por ejemplo EPS. Estos, ofrecen protección a las bacterias de diferentes tipos de stress ambientales, por ejemplo cambios en el pH, choque osmótico, radiación UV. También encontramos la alta resistencia a los antibióticos, debido a una alta expresión genética alterada, y se transfiere a genes resistentes. También, las bacterias pueden eliminar el oxígeno de la superficie del biofilm. Una sub-población llamada persistentes se encuentra en muchas ocasiones entre la comunidad del biofilm. Esto puede pertenecer a cualquier tipo de bacteria y esta en un estado fenotípico altamente resistente. Y también presentan el quorum sensing, el cuál es el sistema de comunicación bacteriano célula-célula (Neelakantan *et al*, 2017).

Se forma en tres etapas:

Etapa 1: Adsorción de moléculas orgánicas e inorgánicas en una superficie sólida, llevando a la formación de una capa condicionada.

Etapa 2: Adhesión de microorganismos a esta capa. Hay ciertos factores que afectan la adhesión como el pH, temperatura, la energía de la superficie del sustrato, tiempo de contacto de la bacteria, carga de los microorganismos y la hidrofobia de la superficie. Esto ocurre en 3 fases:

Fase 1: Transporte de microbios a la superficie el cuál es mediado por fimbrias, y polisacáridos extracelulares (glicocálix)

Fase 2: Una adherencia inicial no específica de microorganismos, la cuál ocurre debido a una combinación de una atracción electrostática, enlace covalente y de hidrógeno, e interacción hidrofóbica.

Fase 3: Fase de adherencia específica de microorganismos. Adhesina en la superficie de las células bacterianas une los receptores en el sustrato.

Etapa 3: Ocurre la formación de Biofilm. En esta etapa, una micro capa de microorganismos atraen colonizadores secundarios formando microcolonias, y la colección de microcolonias dan resultado a la estructura final de biofilm (Narayanan y Vaishnavi, 2010).

Se han encontrado 4 tipos de biofilm en endodoncia, incluyendo intraconducto, extraradicular, periapical y biomaterial-centrado.

Se ha reportado que a pesar de la instrumentación, irrigación y obturación en tratamientos de una sola cita, los microorganismos persisten en biofilm en áreas no tratadas en conductos o istmos. Esto se le conoce como biofilm intraconducto.

Se ha encontrado biofilm extraradicular en forma de depósitos de cálculo en periodontitis apical después de un tratamiento de conductos. También se encontró estructura tipo glicocálix, que habían cubierto gutapercha extruida más allá del ápice.

Ciertas cadenas pueden sobrevivir e infectar tejidos periapicales y formar biofilm periapical. *Propionibacterium propionicum* y varios *Actinomyces* han sido demostrados lesiones periapicales asintomáticas refractario al tratamiento endodóntico. Algunos *Actinomyces* presentan fimbrias para la coagregación, adherencia a las paredes de los conductos y debris dentinario forzado por el foramen apical durante el tratamiento.

Las bacterias se pueden adherir a biomateriales y formar biofilm, esto causa las infecciones biomaterial-centradas. Anaerobios Gram-positivos facultativos con suero colonizan y forman EPS sobre gutapercha. Este biofilm en material de obturación puede ser tanto intra, como extra-radicular, cuando el material es extruido más allá del ápice (Yoo *et al*, 2019).

Para erradicar el biofilm, tenemos los diferentes irrigantes utilizados en el tratamiento de conductos, como el Hipoclorito de Sodio (NaOCl), antisépticos, como la Clorhexidina (CHX), agentes demineralizantes, como el Ácido Etilendiaminotetracético (EDTA), combinación de soluciones irrigantes como el MTAD, QMiX. Agentes naturales como el *Morinda citrifolia* (Guanábana), o *Curcuma longa* (Cúrcuma). Desinfección basada en nanopartículas. Terapia fotodinámica. Medicamento intraconducto, ya sea Hidróxido de Calcio, o Pastas Doble Antibiótica (Ciprofloxacino con Metronidazol), o Triple Antibiótica (Ciprofloxacino, Metronidazol y Minociclina) (Neelakantan *et al*, 2017).

4.3 Limpieza y Conformación en el Tratamiento Endodóntico

La preparación quimicomecánica del conducto radicular es una combinación de los efectos mecánicos de la instrumentación y la irrigación con los efectos químicos del irrigante para lograr la limpieza del conducto radicular, y la desinfección. La preparación mecánica usando irrigantes sin actividad antimicrobiana puede reducir significativamente el conteo bacteriano intraconducto. Sin embargo, el uso de irrigantes antimicrobianos ha sido demostrado que presentan una mejor desinfección durante la preparación del conducto radicular (Rodrigues *et al*, 2017).

El objetivo principal de la instrumentación es el desbridamiento mecánico del sistema de conductos radiculares, y la creación de un espacio para llevar sustancias antimicrobianas. Posteriormente, un buen conformado sistema de conductos facilita un apropiado material de obturación para prevenir la re-colonización de microbiota oral (Zehnder, 2006).

Las limas manuales y rotatorias producen un lodo dentinario que consiste en sustancias orgánicas e inorgánicas, incluyendo fragmentos de procesos odontoblásticos, microorganismos, y material necrótico. Este lodo dentinario, ha sido demostrado que impide la penetración de irrigantes y selladores en los túbulos dentinarios, y por ende, un compromiso en una obturación completa del conducto radicular (Mancini *et al*, 2017).

La elasticidad y la flexibilidad de los instrumentos rotatorios de Niquel Titanio (NiTi), reduce los errores iatrogénicos, sobretodo en conductos curvos, los cuáles sucedían cuando se utilizaban limas manuales de acero inoxidable (Gutmann y Gao, 2012). Desde 1990, hasta ahorita, los instrumentos de NiTi han tenido cambios revolucionarios en términos de construcción y como un resultado de las características de los instrumentos de NiTi. El motivo de modificar los instrumentos es para realizar un instrumento el cuál corte y remueve la dentina y que también sea resistente a la fractura incluso en los conductos más curvos y angostos. Asimismo sirven para simplificar la limpieza y conformación y reducir

el número de instrumentos necesarios, preservando la forma original del conducto preparado (Hulsmann *et al*, 2005).

El sistema rotatorio V-Taper 2H crea una buena conformación apical con una preparación coronal conservadora, la cuál preserva dentina coronal. Son una serie de limas, con taper variable, y presentan un diseño que combina alta eficacia y flexibilidad, mientras son seguras y resistentes a la fractura (Shenoi *et al*, 2017).

4.4 Irrigación

Por otro lado, la irrigación es una parte esencial del desbridamiento del conducto radicular porque permite la desinfección más allá de lo que puede ser logrado con la instrumentación por sí misma (Gu *et al*, 2009).

Como la raíz se encuentra encerrada en el alveolo durante la limpieza y conformación *in vivo*, el conducto se porta como un conducto cerrado, el cual resulta en un arrastre de gas en su conducto cerrado, produciendo un efecto vapor lock durante la irrigación (Tay *et al*, 2010).

El efecto vapor lock son burbujas de gas en la porción apical del conducto radicular, las cuáles podrían bloquear la penetración del irrigante. Se ha atribuido al atrapamiento de burbujas de aire en la interfase durante la entrega del irrigante en el conducto seco, o a la fusión del burbujas de gas durante la reacción del Hipoclorito de Sodio y material orgánico (Boutsioukis *et al*, 2014).

Los irrigantes para el conducto radicular idealmente deberían: Tener un amplio espectro antimicrobiano y una gran eficacia en contra de microorganismos anaerobios y facultativos organizados en biofilm. Disolver tejido pulpar necrótico remanente. Inactivar endotoxinas. Prevenir la formación de lodo dentinario durante la instrumentación y disolver esto último una vez formado.

Cuando un irrigante endodóntico entra en contacto con tejidos vitales, deberían ser sistemáticamente no tóxicos, no cáustico en tejidos periodontales y que tenga un pequeño potencial de causar una reacción anafiláctica (Cohen, 2016).

4.4.1 Hipoclorito de Sodio (NaOCl)

Se produjo por primera vez en 1789 en Francia. La solución de hipoclorito se utilizó como antiséptico en hospitales, con nombres comerciales como Eusol y Dakin. Dakin recomendaba el NaOCl como una solución de tampón al 0.5% para la irrigación de heridas durante la Primera Guerra Mundial. Más tarde, Coolidge, introdujo el NaOCl en endodoncia como una solución para la irrigación de los conductos (Cohen et al, 2016).

De todas las sustancias actualmente utilizadas, el NaOCl aparentemente es el más ideal, ya que cubre la mayor cantidad de requerimientos como irrigante en endodoncia que ningún otro componente conocido. Hipoclorito de Sodio tiene la capacidad única de disolver tejido necrótico, y el componente orgánico del lodo dentinario. Mata patógenos endodónticos sésil organizados en biofilm, y en los túbulos dentinarios. Además, se ha reportado una inactivación de las endotoxinas (Zehnder, 2006).

El efecto antibacterial y la capacidad de disolución de tejidos del Hipoclorito de Sodio acuoso es una función de su concentración, pero al mismo tiempo, su toxicidad. La mayoría de los odontólogos utilizan NaOCl al 5.25%, el cuál es vendido en forma de cloro de casa. Así mismo, en la regeneración endodóntica, si se utiliza una concentración mayor a 3%, puede ser citotóxico para las células del ligamento periodontal, y células madre de la papila apical. Por lo tanto, la Asociación Americana de Endodoncia recomienda el uso de baja concentración de NaOCl en regeneración (Kontakiotis *et al*, 2015).

4.4.2 Otros Irrigantes y Quelantes

Clorhexidina (CHX) es un potente antiséptico, el cuál es ampliamente utilizado como control de placa químico en la cavidad oral, 2% es la concentración como irrigante en el conducto radicular. Sin embargo, no puede ser utilizada como el irrigante principal en un tratamiento de conductos debido a: a) No es capaz de disolver tejido necrótico remanente, y b) Es menos efectivo en bacterias Gram-negativas, que en Gram-positivas (Zehnder, 2006).

EDTA es el agente quelante más comúnmente usado (Bhandary et al, 2017) Este, desmineraliza el componente inorgánico del lodo dentinario mediante la quelación del calcio. (Zhang et al, 2010) Es generalmente recomendado que este lodo dentinario sea removido, ya que acumula bacterias, cubre las paredes del conducto radicular ya preparado, ocluye el orificio de los túbulos dentinarios, y limita el efecto de la acción de los irrigantes y del material intraconducto (Bhandary et al, 2017).

Reacciona con los iones de calcio en los cristales de hidroxiapatita y los remueve de la dentina gracias a la formación de complejos solubles de agua estable (Ballal et al, 2010).

Existen otros tipos de irrigantes, tal como el MTAD, el cual es una mezcla de tetraciclina, un ácido, y un detergente, más EDTA al 17% (Belli *et al*, 2014).

QMIX, es un irrigante endodóntico que contiene EDTA, gluconato de clorhexidina, y un detergente no especificado que ha sido demostrado ser tan efectivo como el EDTA al 17% en remover el lodo dentinario. Se ha demostrado que es tan efectivo como el NaOCl contra el *E. faecalis*, y placa bacteriana en estado planktónico y biofilm (Stojicic *et al*, 2012).

4.5 Coadyuvantes de la Irrigación

Durante la irrigación con aguja convencional, la reposición e intercambio de fluido, no se extiende mucho más allá de la punta de la aguja de irrigación (Saber Sel y Hashem, 2011). Esta irrigación, solo lleva solución no más de 0-1.1mm más allá de la punta de la aguja. Por consiguiente, usar solamente la técnica de irrigación con aguja es insuficiente para remover completamente el lodo dentinario del sistema tridimensional de endodóntico donde conductos laterales y accesorios, e istmos, están presentes, especialmente en la región apical, donde el efecto vapor lock está también considerado (Mancini *et al*, 2017).

Se ha demostrado que la eficacia de las soluciones de irrigación en el conducto radicular se incrementan al usar técnicas de activación (Akyuz Ekim y Erdemir, 2015), ya que estos incrementan la fluidez y la distribución del irrigante en el sistema de conductos radiculares, en especial en el tercio apical (Mancini *et al*, 2013).

4.5.1 Activación Ultrasónica

Se han ido implementando sistemas de activación de irrigación en endodoncia, con el fin de garantizar un éxito en el tratamiento. Gracias a esto, se empezó a utilizar la Activación Ultrasónica, la cual fue introducida en Endodoncia por Richman, en el año de 1957. El ultrasonido es una vibración, u onda acústica de la misma naturaleza que el sonido, pero con una frecuencia mayor que la frecuencia más alta perceptible por el oído humano (aproximadamente 20,000Hz). Y también nos menciona que una de las ventajas más importantes de este sistema de activación de irrigación, es que no rotan, y llevan seguridad y control. (Mozo *et al*, 2012). Activación Ultrasónica ha sido usada para mejorar el contacto del irrigante con las paredes del conducto, al transmitir energía acústica de una punta de ultrasonido oscilatoria al irrigante, a frecuencias de 25-30kHz (Jamleh *et al*, 2017).

Se han descrito dos técnicas de irrigación ultrasónica en la literatura: Una donde la irrigación es combinada con instrumentación ultrasónica simultánea (UI), y otra sin la instrumentación ultrasónica simultánea, llamada Irrigación Ultrasónica Pasiva (PUI).

Durante la UI, la lima es llevada en contacto con las paredes del conducto radicular intencionalmente, pero ya que la anatomía del sistema de conductos radiculares es compleja, un instrumento nunca tendrá contacto con toda la pared del conducto radicular, por esto, UI podría resultar en un corte no controlado de las paredes del conducto radicular sin una limpieza efectiva.

La irrigación ultrasónica pasiva fue primeramente descrita por Weller en el año de 1980. El término “pasiva” no describe adecuadamente el proceso, ya que es, de hecho, activa; sin embargo, cuando fue introducida con el término “pasiva” refiriéndose a la acción “no cortadora” de la lima ultrasónicamente activada.

PUI se basa en la transmisión de energía acústica de una lima oscilante al irrigante en el conducto radicular. Esta energía es transmitida por ondas ultrasónicas que pueden inducir transmisión acústica y cavitación en el irrigante.

Después de que el conducto radicular ha sido conformado hasta la lima apical maestra, una lima pequeña (por ejemplo tamaño 15) es introducida en el centro del conducto radicular, posteriormente, el conducto es llenado con el irrigante y la lima oscilante ultrasónica activa la solución. Ya que el conducto fue conformado, esta lima puede moverse libremente y el irrigante puede penetrar fácilmente hacia la porción apical del conducto radicular. Usando esta técnica “no cortadora”, el potencial de crear formas aberrantes en las paredes del conducto radicular puede ser reducido a lo mínimo. La eficacia de limpieza de PUI implica la eficacia de remover el debris dentinario, las bacterias en estado plantónico o en biofilm, y tejido orgánico dentro del conducto radicular (van der Sluis *et al*, 2007).

El efecto bactericida del ultrasonido está ligado a la cavitación transiente que ocurre a niveles de intensidad altos y de frecuencias bajas, los cuáles pueden causar que las

burbujas oscilantes aceleren violentamente el fluido alrededor de ellas. Durante este colapso de las burbujas, el aumento de la temperatura del gas interno produce una alta temperatura, la cual genera radicales libres, una alta fuerza de corte del líquido y una posible onda de choque. Con un número suficiente de eventos de colapso en la cavitación, las membranas celulares pueden estar estresadas por la alta fuerza de corte del fluido, o dañadas por el aumento de la temperatura, o por los radicales libres. Por consiguiente, la cavitación adyacente a una superficie con densidad mayor (como la bacteriana), genera estrés en la membrana celular durante la expansión de la burbuja, y durante su contracción, un colapso asimétrico promueve una alta velocidad del líquido hacia la superficie (Erriu *et al*, 2014).

El irrigante es llevado primero al conducto, y después es activado (Ethem *et al*, 2015), gracias a una punta de ultrasonido hasta la longitud de trabajo, y se mueve hacia arriba y abajo para asegurar que no se enlace en las paredes del conducto radicular. Es significativamente más efectivo para reducir bacterias en el conducto radicular (Munoz y Camacho-Cuadra, 2012). Y también, disrumpe el Biofilm Endodóntico, facilitando la mejor penetración del irrigante (Mancini *et al*, 2013).

El protocolo de este sistema de activación de irrigante, es: 3 ciclos de 20 segundos por conducto, y el instrumento debe ser usado en un movimiento de adentro hacia afuera. Y esta técnica funciona mejor en conductos rectos (Darcey *et al*, 2016). La eficacia de este sistema en conductos rectos, que en conductos curvos (Merino *et al*, 2013). Para conductos curvos, existen limas ultrasónicas de NiTi, como por ejemplo la Irrisafe, la cuál trabaja en el rango de 25 a 30 kHz, la cuál activa el irrigante por medio de micro-cavitación y transmisión acústica (Kaloustian *et al*, 2019).

4.5.2 XP-endo Finisher

Este instrumento, de calibre 25/.00 de conicidad, ha sido producido por la casa comercial FKG (FKG Dentaire SA, La Chaux-de-Fonds Suiza), usando una aleación

especial: NiTi MaxWire. De acuerdo al fabricante, la lima está en su fase Martensita cuando es enfriada, y cambiará a fase Austenita cuando es expuesta a la temperatura corporal en donde tendrá forma única de cuchara con una longitud de 10mm de la punta y una profundidad de 1.5 debido a su memoria molecular.

Se sugiere que sea usado a 800rpm con irrigantes después de una preparación de conductos calibre #25 o mayor (Bao et al, 2017).

El fabricante comenta, que cuando el instrumento es colocado en el conducto radicular en modo rotatorio, la fase Austenita, permite que el instrumento pueda acceder y limpiar áreas que otros instrumentos no puedan llegar, sin dañar dentina o alterar la forma original del conducto (Silva et al, 2018).

5. MÉTODOS

5.1 Descripción de Procedimientos

Selección de la Muestra

Para llevar a cabo esta investigación se utilizaron 2 grupos de 15 dientes con diagnóstico pulpar clínico y radiológico de necrosis, y periapical de periodontitis apical asintomática. Los 2 grupos fueron seleccionados con una radiografía y prueba de sensibilidad pulpar negativa, que cumplieran con los siguientes criterios de inclusión: dientes multirradiculares (primera y segunda molar, tanto superior como inferior). Los criterios de exclusión fueron: dientes con ápice abierto inmaduro, dientes con conductos calcificados evidenciados radiográficamente, dientes con tratamiento endodóntico previo, dientes con fracturas y dientes con reabsorción radicular. Los criterios de eliminación fueron conductos en los cuáles se fracture instrumento, y dientes que se fracturen durante el procedimiento.

5.2 PROCEDIMIENTO

5.2.1 Aislamiento

Para realizar el aislamiento absoluto, en cada pieza se colocó una goma dique y se desinfectó con Peróxido de Hidrógeno al 30% y Tinta de Yodo al 5% para eliminar contaminantes en la superficie. Posteriormente se inactivaron ambas sustancias con Tiosulfato de Sodio al 1%. Método descrito por Möller, en 1966.

5.2.2 Preparación de las Piezas

Todo el tejido infectado con caries y previas restauraciones se eliminó con fresa de bola #4 y la pieza se desinfectó de nuevo como se realizó anteriormente.

La pieza se irrigó en la superficie con Tiosulfato de Sodio para inactivar el Yodo

5.2.3 Acceso y Toma de la Primer Muestra

Después del protocolo de desinfección, se realizó el acceso al conducto radicular, con fresa de bola estéril #4 de tallo largo nueva. El conducto fue llenado con solución salina. El

contenido fue absorbido con punta de papel #20 estéril Hygenic colocada a la extensión más apical del conducto. La punta de papel fue colocada en un Tubo de Eppendorf con 100µl de Infusión Cerebro Corazón.

5.2.4 Conformación del Conducto

Se realizó el protocolo de instrumentación. Se obtuvo la longitud de trabajo (LT) con lima #20, aproximadamente 1 mm corto del ápice radiográfico. Esto fue establecido con un localizador de ápices, y confirmado con radiografía. El conducto radicular fue posteriormente instrumentado quimicomecánicamente con V-Taper 2H (SS White, Lakewood, New Jersey, Estados Unidos) a LT utilizando Hipoclorito de Sodio (NaOCl) al 5.25%.

5.2.5 Toma de la Segunda Muestra

Después de terminar con el protocolo de instrumentación, se volvió a tomar muestra del conducto radicular, con una punta de papel estéril #50 Hygenic, y se colocó en un segundo tubo de Eppendorf con 100µl de Infusión Cerebro Corazón.

5.2.6 Protocolo de Irrigación Final

Se utilizó XP-endo Finisher (FKG Dentaire SA La Chaux- de- Fonds Suiza) o Activación Ultrasónica, en cada uno de los grupos respectivamente, dejando NaOCl al 5.25% en el conducto y se utilizaron 3 ciclos de 20 segundos por cada coadyuvante, con intercambio de NaOCl al 5.25% entre cada uno.

5.2.7 Toma de la Tercer Muestra

El contenido del conducto que fue absorbido por la punta de papel estéril #50 Hygenic fue colocado en otro Tubo de Eppendorf con 100µl con Infusión Cerebro Corazón.

Los tubos fueron colocados en la incubadora Felisa a 37°C durante 7 días para activarlas. Pasados los 7 días, se colocaron en refrigeración.

5.3 CONTEO BACTERIANO MICROSCÓPICO Y MACROSCÓPICO

Previo al conteo bacteriano, cada tubo se volvió a colocar en la incubadora Felisa a 37°C, durante 15 minutos. Se retiran y se colocaron 10µl de la muestra, mediante el uso de la Micropipeta Eppendorf, en la cámara de Neubauer, y se procedió al conteo de células bacterianas bajo el microscopio óptico Labomed determinando el número de células.

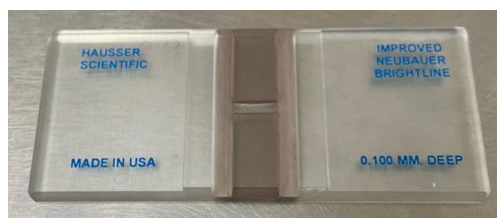


Fig. 1 Cámara Neubauer

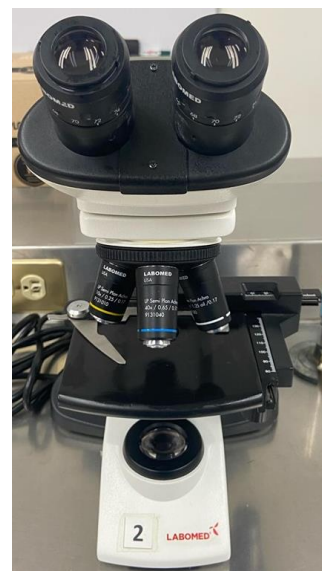


Fig. 2 Microscopio Óptico Labomed

5.3.1 Elaboración de Diluciones

Se tiene previamente tubos de Eppendorf con 90µl de agua destilada estéril. Se tomó 10µl con la Micropipeta Eppendorf de la primer muestra y se colocó en el primer tubo de agua destilada. Se realizó este proceso continuamente hasta llegar a la dilución #10.



Fig. 3 Diluciones

5.3.2 Proceso de Sembrado

Se tomó 100µl de la 10° dilución de cada muestra con la Micropipeta Eppendorf y se colocó en una Caja de Petri vacía, para posteriormente verter 20ml de Agar Infusión Cerebro Corazón en estado líquido, y se homogenizó realizando movimientos suaves en forma de “8” o circular, durante 30 segundos.



Fig. 4 Colocación 100µl “8”



Fig. 5 Colocación Agar



Fig. 6 Movimientos en forma de Círculo u

Se llevaron a la incubadora Felisa durante 3 días a 37°C.



Fig. 7 Incubadora Felisa



Fig. 8 Cajas de Petri en Inbubadora

Transcurrido ese tiempo, se procede al conteo de Unidad Formadora de Colonia (UFC)

6. RESULTADOS

Se observaron los resultados macroscópicos encontrados en las Cajas de Petri, a los 3 días de su incubación, con la escala de difusión seriada, y se procedió al conteo de UFC.

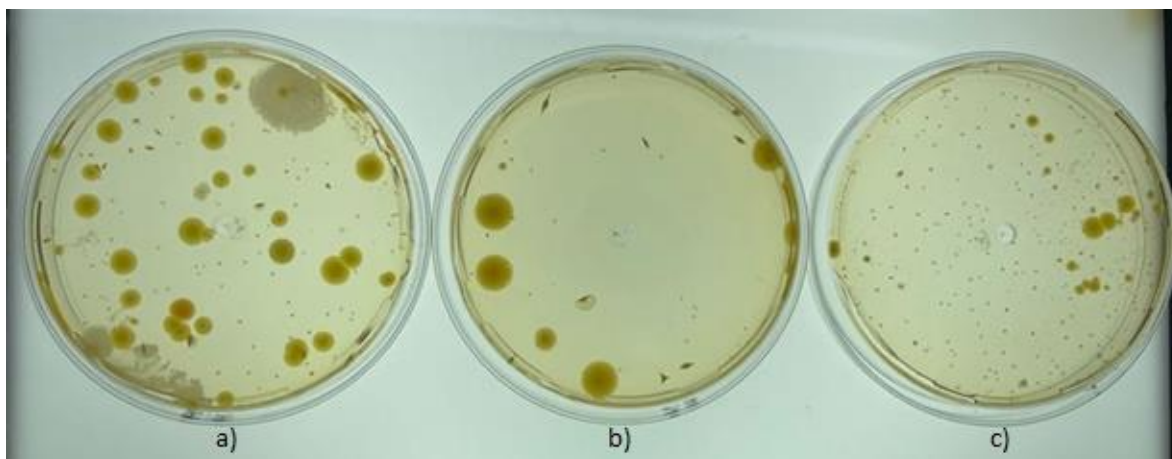


Fig. 9 Cajas de Petri con UFC a los 3 días de incubación. a) Previo a la instrumentación. b) Después de la instrumentación. c) Después de la activación del NaOCl al 5.25%.

Se observó un mayor número de UFC en las Cajas de Petri previo a la instrumentación, ya que donde podemos encontrar el mayor número de bacterias en los conductos radiculares. Después de la instrumentación se encontraba una menor cantidad de UFC, y después de la Activación, en menor cantidad.

Se realizaron Pruebas T Student de diferencia de medias con 95% de confiabilidad.

	Antes Instrumentar	Después Instrumentar	Después Activación NaOCl 5.25%
Activación ultrasónica	403 ± 152	124 ± 56	57 ± 37
XP-endo Finisher	464 ± 199	141 ± 63	69 ± 39
U de Mann-Whitney	-1.699	-1.738	-2.311
Valor p	0.089	0.082	0.021

Tabla 1. Comparación de la remoción bacteriana entre sistemas de activación irrigante según el momento de la evaluación

El grupo de Activación Ultrasónica mostró una media de 403 ± 152 antes de instrumentar, 124 ± 56 después de instrumentar y, 57 ± 37 después de la activación del NaOCl al 5.25%. Mientras que el grupo de XP-endo Finisher mostró una media de 464 ± 199 antes de instrumentar, 141 ± 63 después de instrumentar, y 69 ± 39 después de la activación del NaOCl al 5.25%.

Por lo tanto, al tener un resultado de ambos coadyuvantes a la activación del irrigante con un valor $p = 0.021$, este resultado es estadísticamente significativo.

	Antes Instrumentar	Después Instrumentar	Después Activación NaOCl 5.25%	Antes Instrumentar - Después Instrumentar		Después Instrumentar - Después Activación	
				Prueba Z	Valor p	Prueba Z	Valor p
Activación Ultrasónica	403 ± 152	124 ± 56	57 ± 37	-7.525	0.0001	-7.528	0.0001
XP-endo Finisher	464 ± 199	141 ± 63	69 ± 39	-7.527	0.0001	-7.381	0.0001

Tabla 2. Comparación de la remoción bacteriana de cada sistema de activación irrigante entre tiempos de evaluación

En esta tabla podemos observar que Activación Ultrasónica tuvo menor número de media que XP-endo Finisher, pero esto no afecta estadísticamente, ya que se comportan de igual manera gracias a que ambos presentaron un valor $p = 0.0001$

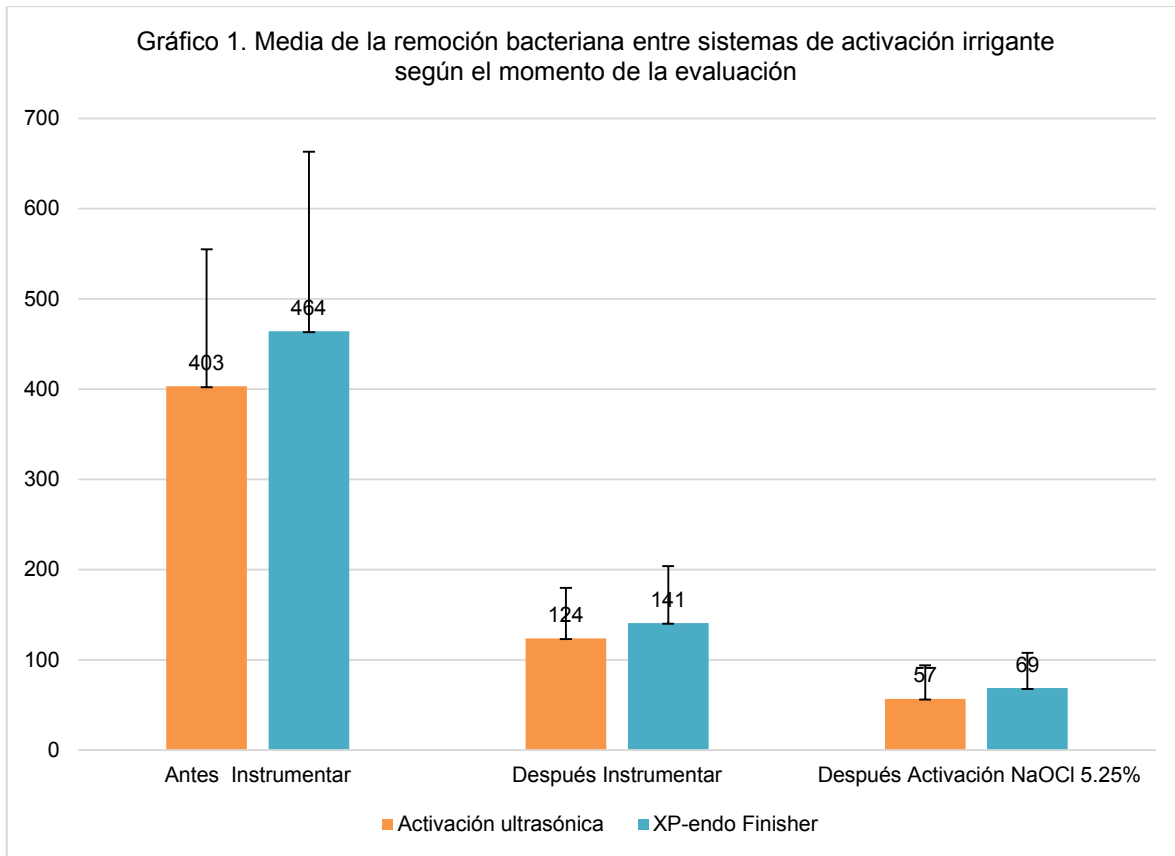


Figura. 10 En esta gráfica se puede observar la media de los dos coadyuvantes de la irrigación en las diferentes etapas tomadas durante el tratamiento, en la cual se observó la disminución de carga bacteriana conforme se va realizando la desinfección quimicomecánica del conducto radicular.

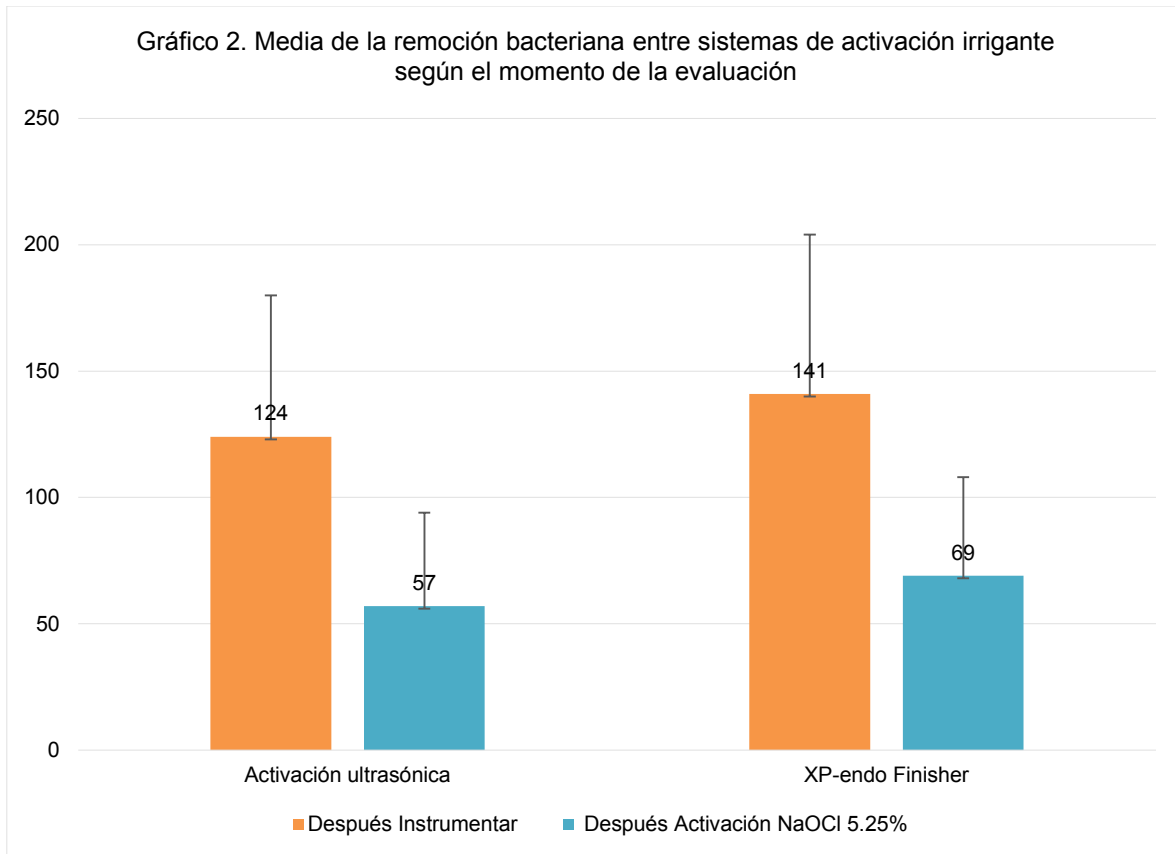


Figura 11. En esta gráfica se puede observar la media entre después de instrumentar y después de activar, de cada uno de los dos sistemas, donde existe la disminución de carga bacteriana, con una desviación estándar en valores similares.

Activación Ultrasónica					XP-Endo Finisher				
Muestra	Antes	Después	Después de la Activación	% Reducción	Muestra	Antes	Después	Después de la Activación	% Reducción
1	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%	1	5 >10 ⁵	2 <10 ⁵	1	99.99
2	23 >10 ⁵	10 <10 ⁵	9	99.99%	2	7 >10 ⁵	2 <10 ⁵	1	99.99
3	1 >10 ⁵	4 <10 ⁵	0	100%	3	5 >10 ⁵	3 <10 ⁵	1	99.99
4	28 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%	4	6 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
5	1 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%	5	2 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
6	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%	6	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
7	4 >10 ⁵	2 <10 ⁵	1	99.99%	7	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
8	4 >10 ⁵	2 <10 ⁵	0	100%	8	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
9	6 >10 ⁵	2 <10 ⁵	0	100%	9	5 >10 ⁵	2 <10 ⁵	0	100%
10	5 >10 ⁵	3 <10 ⁵	1	99.99%	10	4 >10 ⁵	2 <10 ⁵	1	99.99
11	5 >10 ⁵	2 <10 ⁵	1	99.99%	11	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
12	4 >10 ⁵	2 <10 ⁵	0	100%	12	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
13	4 >10 ⁵	2 <10 ⁵	1	99.99%	13	1 >10 ⁵	1 <10 ⁵	4 >10 ⁵	75%
14	13 >10 ⁵	2 <10 ⁵	0	100%	14	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
15	6 >10 ⁵	4 <10 ⁵	1	99.99%	15	3 >10 ⁵	1 <10 ⁵	0	100%
Media	7 >10 ⁵			99.99%	Media	3.7 >10 ⁵			98.33%
Mediana	4 >10 ⁵			100.00%	Mediana	3 >10 ⁵			100%

Tabla 3. Porcentaje de reducción de conteo macroscópico (carga bacteriana) expresado en UFC entre grupos de estudio (Mann-Whitney test, p=0.1631)

En esta tabla se puede observar el porcentaje de reducción de ambos coadyuvantes, en la cuál Activación Ultrasónica tuvo un porcentaje mayor (99.99%) contra XP-endo Finisher (98.33%) ya que en una de las muestras de XP-endo Finisher se encontró mayor contaminación después de la activación del irrigante.

En la Activación Ultrasónica no hubo una respuesta mayor a 1 UFC, mientras que en XP-endo Finisher se encontró una sola respuesta mayor a 4 UFC.

En la mayoría de las muestras sí hubo una reducción gradual de desinfección en el conducto radicular.

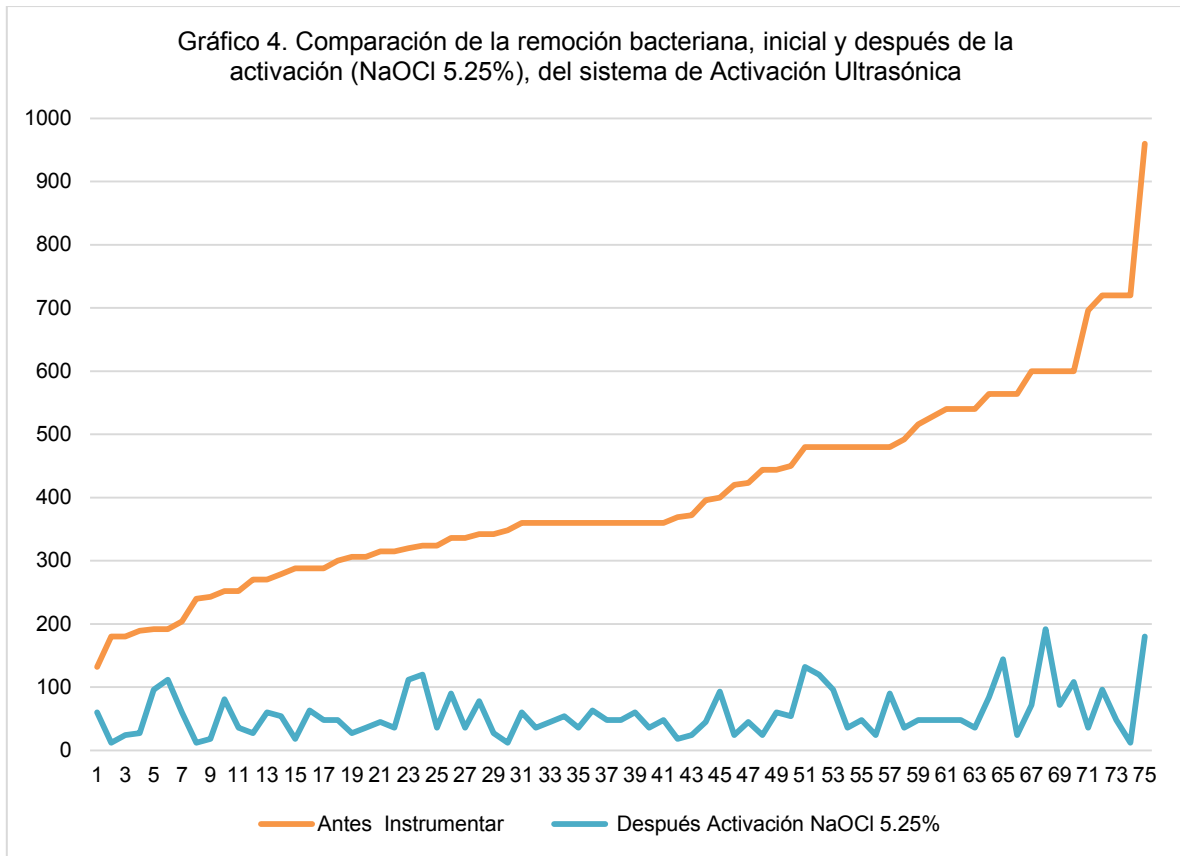


Figura 12. En esta gráfica se puede observar una reducción en la remoción bacteriana, tomando como punto de partida la toma de la primera muestra (valores hasta casi 1000), hasta la muestra final tomada después de la activación del irrigante, con Activación Ultrasónica, con valores máximos de 200.

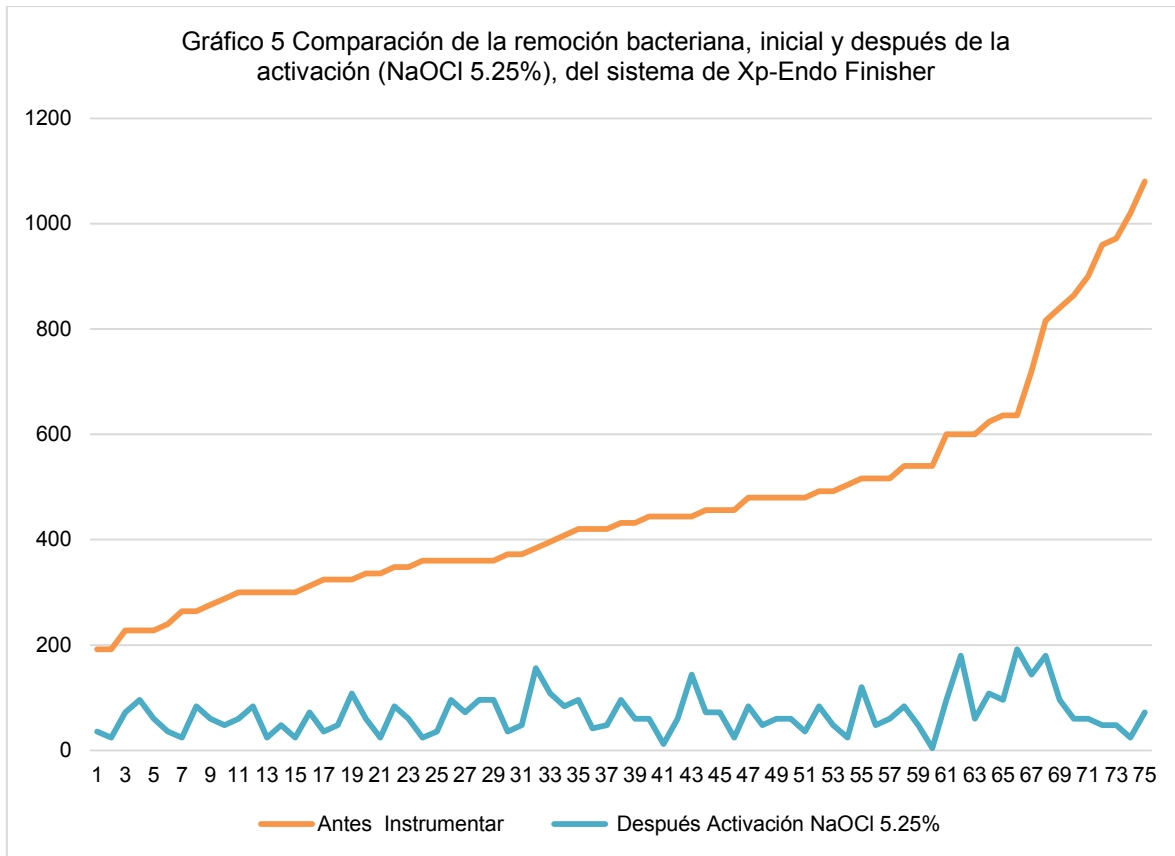


Figura 13. En esta gráfica se puede observar que existieron valores cercanos 1100 antes de instrumentar, y a la activación con XP-endo Finisher, se encontraron valores cercanos hasta 200, por lo que nos demuestra una amplia desinfección del conducto radicular.

7. DISCUSIÓN

En la práctica clínica diaria, las bacterias son la principal causa, por la cuál se presentan lesiones, las cuales llevan a la necrosis pulpar. Aunque el tratamiento endodental sigue siendo el principal tratamiento de elección, en la totalidad de las ocasiones no pueden garantizar el objetivo de conformar y limpiar el sistema de conductos radiculares. (Dioguardi *et al*, 2019) Como la irrigación es realizada principalmente con una jeringa y una aguja, este método no es suficiente para limpiar áreas remotas en el sistema de conductos radiculares, por lo tanto, varios métodos han sido elaborados con el fin de aumentar el éxito de la limpieza (Căpută *et al*, 2019)

Es por eso que en este estudio, se decidió utilizar dos métodos de coadyuvantes a la irrigación: Activación Ultrasónica, y XP-endo Finisher, con la finalidad de comparar ambos métodos y tener alternativas en nuestra práctica clínica. Hay nula información acerca de XP-endo Finisher *in vivo*, y este fue un motivo por el cuál se decidió hacerlo de esa manera.

En 1936, Walker reconoce la importancia de la solución irrigadora, recomendando el uso del agua clorinada, doblemente reforzada para el proceso de irrigación, debido a sus propiedades de disolver las proteínas y por su acción germicida, consiguiendo con ello la eliminación total del tejido pulpar.

El Hipoclorito de Sodio se considera la solución irrigadora más utilizada en la práctica actual, por ser la que más se acerca a las condiciones ideales por su efectividad para eliminar tejido vital y no vital y además de poseer un amplio efecto antibacteriano, matando rápidamente bacterias, esporas, hongos y virus (incluyendo el VIH, rotavirus, HSV-1 y el virus de la Hepatitis A y B (Siqueira *et al*, 2000)

Gracias a la revisión sistemática, y meta-análisis realizado por Virdee y cols en el 2017, se sabe que los coadyuvantes en la irrigación limpian una porción amplia del conducto, y por ello, son recomendados durante todo el procedimiento del sistema de conductos radiculares. Además, a 1 mm del ápice, hubo una mejoría en la limpieza.

Tanto Beus, en el 2012, como Vianna, en el 2006, utilizaron el protocolo de desinfección del área de trabajo, descrita por Möller en 1966. Para el presente estudio, se utilizó el mismo protocolo. Para la toma de muestra, se siguió el mismo protocolo que utilizó Beus.

En este estudio, se instrumentaron los órganos dentarios con la técnica rotatoria V-Taper 2H, ya que Shenoi, en el 2017, nos da información acerca de ventajas de este instrumento, tales como flexibilidad, menor riesgo de fractura, y además, produjo significativamente menor transportación y se mantuvo centrado al conducto original, en comparación de ProTaper Next y Hyflex CM.

Se utilizó Hipoclorito de Sodio al 5.25%, ya que Forough Reyhani y cols, en el 2017, reportaron que al utilizarlo en esta cantidad, se causó la inhibición completa del crecimiento de biofilm de *Enterococcus faecalis* en cualquier etapa de desarrollo. Y Petridis y cols, en el 2019, demostró que no hubo diferencia significativa en el uso de concentraciones diferentes del NaOCl, pero que concentraciones más altas han sido asociadas con una mejoría en el resultado del tratamiento.

Zhao y cols, en el 2019, compararon en setenta molares mandibulares con conductos en forma de C, el uso de XP-endo Finisher (XP-F), Activación Ultrasónica (AU) e Irrigación con Jeringa y Aguja. Teniendo como resultado que XP-F y AU hubo mayor eliminación de debris que Irrigación con Jeringa y Aguja, y que no existió diferencia significativa entre XP-F y AU. En esta presente investigación, también nos da como resultado que XP-F y AU no presentan diferencia estadísticamente significativa.

En el 2016, Azim y cols. estudiaron la eficacia de 4 protocolos de irrigación para la remoción de bacterias colonizadas en túbulos dentinarios, en el cuál XP-F mostró una reducción significativamente alta en el conducto principal, comparado con EndoActivator y Transmisión Fotoacústica inducida por Fotones (PIPS por sus siglas en inglés),

Bao, en el 2017, nos presenta evidencia, de que al realizar la irrigación en 3 pasos, se encontraba menos biofilm remanente en la superficie de la dentina, que al realizar el protocolo continuo, con XP-F. Esto indica que un protocolo intermitente es más efectivo que un protocolo continuo. Esta información soporta los resultados de Druttman y Stock, en 1989, quien notó que la efectividad del reemplazo de irrigante aumenta cuando el número de ciclos de la irrigación incrementaba. Y también, Macedo y cols. en el 2014, reportaron que al realizar 3 ciclos consecutivos de recambio con AU del NaOCl, podría producir un incremento, acumulativo de la reacción del NaOCl.

De-Deus y cols. en el 2019, compararon *in vitro* a AU y XP-F en la remoción de debris acumulado en conductos en forma oval, y se demostró que presentaron la misma efectividad en la eliminación de debris, sin embargo, no lo eliminó por completo, pero que ambos fueron efectivos. En nuestro caso, ambos coadyuvantes demostraron tener una eficacia en la remoción de bacterias dentro del conducto radicular.

Se comparó la eficacia de eliminar bacterias utilizando XP-F y AU, en 22 molares mandibulares extraídas, la cuál da como resultado que ambos presentan eficacia antimicrobiana, pero ellos solamente pueden causar una reducción significativa después de la preparación quimicomecánica. Y ninguno fue eficaz en desinfectar istmos. Este estudio fue realizado por Alves y cols, en el 2016. En nuestro caso, los dos sistemas demostraron una eficacia antimicrobiana posterior a la instrumentación.

Leoni, y cols, en el 2016, compararon 4 técnicas de activación del irrigante: XP-F, AU, irrigación convencional, y Self Adjustive File (SAF), en la eliminación de debris en conductos mesiales de molares mandibulares, y demuestra que XP-F y AU presentaron menores niveles de debris que la irrigación convencional y SAF. Comparado a esta investigación, XP-F y AU de igual manera demostraron eliminar debris.

En el 2016, Wigler y cols, demostraron que XP-F y AU presentan mayor efectividad al retirar Hidróxido de Calcio de surcos artificiales en el tercio apical, que la Irrigación Manual Dinámica. En esta investigación, no se estudió la eliminación de Hidróxido de Calcio, pero se estudia la remoción bacteriana, la cual nos da como resultado que son coadyuvantes aceptables en la remoción de algún material.

8. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones experimentales del presente estudio se llegaron a las siguientes conclusiones:

- La Activación Ultrasónica y XP-endo Finisher son coadyuvantes en la activación del irrigante que se comportan de igual forma en la desinfección del conducto radicular.
- La Activación Ultrasónica demostró tener una mayor eficacia en la desinfección del conducto radicular, que XP-endo Finisher. Sin embargo, XP-endo Finisher también presentó una buena desinfección.
- Ambos coadyuvantes de la activación del irrigante son una buena herramienta para poder presentar el menor número de bacterias en conducto radicular, y así aumentar el éxito del tratamiento.

9. LITERATURA CITADA

1. Adorno C, Fretes V, Ortiz C, Mereles R, Sosa V, Yubero M, Escobar P, Heilborn C. Comparison of two negative pressure systems and syringe irrigation for root canal irrigation: an ex vivo study. *Int Endod J.* 2016;49(2):174-83
2. Akyuz Ekim SN, Erdemir A. Comparison of different irrigation activation techniques on smear layer removal: an in vitro study. *Microsc Res Tech.* 2015;78(3):230-9.
3. Alves FR, Andrade-Junior CV, Marceliano-Alves MF, Pérez AR, Rôças IN, Versiani MA, Sousa-Neto MD, Provenzano JC, Siqueira JF Jr. Adjunctive Steps for Disinfection of the Mandibular Molar Root Canal System: A Correlative Bacteriologic, Micro-Computed Tomography, and Cryopulverization Approach. *J Endod.* 2016;42(11):1667-1672.
4. Ballal NV, Mala K, Bhat KS. Evaluation of the effect of maleic acid and ethylenediaminetetraacetic acid on the microhardness and surface roughness of human root canal dentin. *J Endod.* 2010;36(8):1385-8.
5. Bao P, Shen Y, Lin J, Haapasalo M. In Vitro Efficacy of XP-endo Finisher with 2 Different Protocols on Biofilm Removal from Apical Root Canals. *J Endod.* 2017;43(2):321-325.
6. Belli S, Eraslan O, Eraslan O, Eskitascioglu M, Eskitascioglu G. Effects of NaOCl, EDTA and MTAD when applied to dentine on stress distribution in post-restored roots with flared canals. *Int Endod J.* 2014;47(12):1123-32.
7. Beus C, Safavi K, Stratton J, Kaufman B. Comparison of the effect of two endodontic irrigation protocols on the elimination of bacteria from root canal system: a prospective, randomized clinical trial. *J Endod.* 2012;38(11):1479-83.

8. Bhandary S, Kakamari S, Srinivasan R, Chandrappa MM, Nasreen F, Junjanna P. A comparative evaluation of the effect of 8% and 17% ethylenediaminetetraacetic acid exposure for 1 min and 10 min on the fracture resistance of endodontically treated roots: An in vitro study. *J Conserv Dent* . 2017;20(1):21-24.
9. Boutsoukis C, Kastrinakis E, Lambrianidis T, Verhaagen B, Versluis M, van der Sluis LW. Formation and removal of apical vapor lock during syringe irrigation: a combined experimental and Computational Fluid Dynamics approach. *Int Endod J*. 2014;47(2):191-201.
10. Brito PR, Souza LC, Machado de Oliveira JC, Alves FR, De-Deus G, Lopes HP, Siqueira JF Jr. Comparison of the effectiveness of three irrigation techniques in reducing intracanal *Enterococcus faecalis* populations: an in vitro study. *J Endod*. 2009;35(10):1422-7.
11. Cabreira LJ, Gominho LF, Rôças IN, Dessaune-Neto N, Siqueira JF Jr, Alves FR. Quantitative analysis of apically extruded bacteria following preparation of curved canals with three systems. *Aust Endod J*. 2018.
12. Cao H, Qi Z, Jiang H, Zhao J, Liu Z, Tang Z. Detection of *Porphyromonas endodontalis*, *Porphyromonas gingivalis* and *Prevotella intermedia* in primary endodontic infections in a Chinese population. *Int Endod J*. 2012;45(8):773-81.}
13. PE, Retsas A, Kuijk L, Chávez de Paz LE, Boutsoukis C. Ultrasonic Irrigant Activation during Root Canal Treatment: A Systematic Review. *J Endod*. 2019;45(1):31-44
14. Cohen, S, (2016), *Vías de la Pulpa*, Barcelona España, Elsevier.

15. Darcey J, Jawad S, Taylor C, Roudsari R, Hunter M. Modern Endodontic Principles Part 4: Irrigation. *Dent Update*. 2016;43(1):20-2, 25-6,28-30.
16. De-Deus G, Belladonna FG, de Siqueira Zuolo A, Perez R, Carvalho MS, Souza EM, Lopes RT, Silva EJNL. Micro-CT comparison of XP-endo Finisher and passive ultrasonic irrigation as final irrigation protocols on the removal of accumulated hard-tissue debris from oval shaped-canals. *Clin Oral Investig*. 2019;23(7):3087-93.
17. Dioguardi M, Di Gioia G, Illuzzi G, Arena C, Caponio VCA, Caloro G, Zhurakivska K, Adipietro I, Troiano G, Lo Muzio L. Inspection of the Microbiota in Endodontic Lesions. *Dent J (Basel)*. 2019;7(2):47
18. Druttman AC, Stock CJ. An in vitro comparison of ultrasonic and conventional methods of irrigant replacement. *Int Endod J*. 1989;22(4):174-8.
19. Eleazer P.D. et al, (2016). Glossary of Endodontic Terms. Chicago, IL: American Association of Endodontists.
<http://www.nxtbook.com/nxtbooks/aae/endodonticglossary2016/index.php#/18>
20. Ethem Yaylali I, Kececi A, Ureyen Kaya B. Ultrasonically Activated Irrigation to Remove Calcium Hydroxide from Apical Third of Human Root Canal System: A Systematic Review of In Vitro Studies. *J Endod*. 2015;41(10):1589-99.
21. Erriu M, Blus C, Szmukler-Moncler S, Buogo S, Levi R, Barbato G, Madonnaripa D, Denotti G, Piras V, Orrù G. Microbial biofilm modulation by ultrasound: current concepts and controversies. *Ultrason Sonochem*. 2014;21(1):15-22.
22. Fouad AF. Endodontic Microbiology and Pathobiology: Current State of Knowledge. *Dent Clin North Am*. 2017;61(1):1-15.

23. Forough Reyhani M, Rezagholizadeh Y, Narimani MR, Rezagholizadeh L, Mazani M, Barhaghi MHS, Mahmoodzadeh Y. Antibacterial effect of different concentrations of sodium hypochlorite on *Enterococcus faecalis* biofilms in root canals. *J Dent Res Dent Clin Dent Prospects*. 2017;11(4):215-221.
24. Freire LG, Iglecias EF, Cunha RS, Dos Santos M, Gavini G. Micro-Computed Tomographic Evaluation of Hard Tissue Debris Removal after Different Irrigation Methods and Its Influence on the Filling of Curved Canals. *J Endod*. 2015;41(10):1660-6.
25. Generali L, Cavani F, Serena V, Pettenati C, Righi E, Bertoldi C. Effect of Different Irrigation Systems on Sealer Penetration into Dentinal Tubules. *J Endod*. 2017;43(4):652-656.
26. Gu LS, Kim JR, Ling J, Choi KK, Pashley DH, Tay FR. Review of contemporary irrigant agitation techniques and devices. *J Endod*. 2009;35(6):791-804.
27. Gutmann JL, Gao Y. Alteration in the inherent metallic and surface properties of nickel-titanium root canal instruments to enhance performance, durability and safety: a focused review. *Int Endod J*. 2012;45(2):113-28
28. Hulsmann M, Peters OA, Dummer PM. Mechanical preparation of root canals: Shaping goals, techniques and means. *Endod Top*. 2005;10:30–76
29. Jamleh A, Suda H, Adorno C. Irrigation effectiveness of continuous ultrasonic irrigation system: An ex vivo study. *Dent Mater J*. 2017;30(5):10-5.
30. Kaloustian MK, Nehme W, El Hachem C, Zogheib C, Ghosn N, Michetti J, Naaman A, Diemer F. Evaluation of Two Shaping Systems and Two Ultrasonic

Irrigation Devices in Removing Root Canal Filling Material from Mesial Roots of Mandibular Molars: A Micro CT Study. *Dent J (Basel)*. 2019;7(1):2

31. Kazim M. A Review of Root Canal Irrigants in Endodontic Practice. *EC Dental Science*. 2016(5):1182-1189.
32. Keleş A, Alçin H, Sousa-Neto MD, Versiani MA. Supplementary Steps for Removing Hard Tissue Debris from Isthmus-containing Canal Systems. *J Endod*. 2016;42(11):1677-1682.
33. Kontakiotis EG, Filippatos CG, Tzanetakis GN, Agraftoti A. Regenerative endodontic therapy: a data analysis of clinical protocols. *J Endod*. 2015;41(2):146-54.
34. Leoni GB, Versiani MA, Silva-Sousa YT, Bruniera JF, Pécora JD, Sousa-Neto MD. Ex vivo evaluation of four final irrigation protocols on the removal of hard-tissue debris from the mesial root canal system of mandibular first molars. *Int Endod J*. 2017;50(4):398-406.
35. Lombardo TB, Marcantonio RA, Spin R, Alves MP, Grenier D, Spolidorio LC, Spolidorio DP. *Porphyromonas endodontalis* in chronic periodontitis: a clinical and microbiological cross-sectional study. *J Oral Microbiol*. 2012;4(1):1-23
36. Macedo RG, Verhaagen B, Wesselink PR, Versluis M, van der Sluis LW. Influence of refreshment/activation cycles and temperature rise on the reaction rate of sodium hypochlorite with bovine dentine during ultrasonic activated irrigation. *Int Endod J*. 2014;47(2):147-54.
37. Mancini M, Cerroni L, Iorio L, Dall'Asta L, Cianconi L. FESEM evaluation of smear layer removal using different irrigant activation methods (EndoActivator, EndoVac, PUI and LAI). An in vitro study. *Clin Oral Investig*. 2017;22(2):993-999.

38. Mancini M, Cerroni L, Iorio L, Armellin E, Conte G, Cianconi L. Smear layer removal and canal cleanliness using different irrigation systems (EndoActivator, EndoVac, and passive ultrasonic irrigation): field emission scanning electron microscopic evaluation in an in vitro study. *J Endod.* 2013;39(11):1456-60.
39. Merino A, Estevez R, de Gregorio C, Cohenca N. The effect of different taper preparations on the ability of sonic and passive ultrasonic irrigation to reach the working length in curved canals. *Int Endod J* 2013;46(5):427–33.
40. Möller AJ. Microbiological examination of root canals and periapical tissues of human teeth. Methodological studies. *Odontologisk Tidskrift.* 1966;74(1):1–380.
41. Mozo S, Llana C, Forner L. Review of ultrasonic irrigation in endodontics: increasing action of irrigating solutions. *Med Oral Patol Oral Cir Bucal.* 2012;17(3): 512–516.
42. Munoz H, Camacho-Cuadra K. In vivo efficacy of three different endodontic irrigation systems for irrigant delivery to working length of mesial canals of mandibular molars. *J Endod.* 2012;38(4):445-8.
43. Narayanan LL, Vaishnavi C. Endodontic microbiology. *J Conserv Dent.* 2010;13(4):233–239.
44. Neelakantan P, Romero M, Vera J, Daood U, Khan AU, Yan A, Cheung GSP. Biofilms in Endodontics-Current Status and Future Directions. *Int J Mol Sci.* 2017;18(8).
45. Petridis X, Busanello FH, So MVR, Dijkstra RJB, Sharma PK, van der Sluis LWM. Chemical efficacy of several NaOCl concentrations on biofilms of different architecture: new insights on NaOCl working mechanisms. *Int Endod J.* 2019;52(12):1773-1788.

46. Rödiger T, Wagner J, Wiegand A, Rizk M. Efficacy of the ProTaper retreatment system in removing Thermafil, GuttaCore or vertically compacted gutta-percha from curved root canals assessed by micro-CT. *Int Endod J*. 2018;51(7):808-815
47. Rodrigues RCV, Zandi H, Kristoffersen AK, Enersen M, Mdala I, Ørstavik D, Rôças IN, Siqueira JF Jr. Influence of the Apical Preparation Size and the Irrigant Type on Bacterial Reduction in Root Canal-treated Teeth with Apical Periodontitis. *J Endod*. 2017;43(7):1058-1063.
48. Ruan Y, Shen L, Zou Y, Qi Z, Yin J, Jiang J, Guo L, He L, Chen Z, Tang Z. Comparative genome analysis of *Prevotella intermedia* strain isolated from infected root canal reveals features related to pathogenicity and adaptation. *BMC Genomics*. 2015;16(1):122.
49. Saber Sel-D, Hashem AA. Efficacy of different final irrigation activation techniques on smear layer removal. *J Endod*. 2011;37(9):1272-5.
50. Saito D, Leonardo Rde T, Rodrigues JL, Tsai SM, Höfling JF, Gonçalves RB. Identification of bacteria in endodontic infections by sequence analysis of 16S rDNA clone libraries. *J Med Microbiol*. 2006;55(1):101-7.
51. Sakko M, Tjäderhane L, Rautemaa-Richardson R. Microbiology of Root Canal Infections. *Prim Dent J*. 2016;1;5(2):84-89.
52. Shenoi PR, Luniya DA, Badole GP, Makade CS, Kubde R, Khode RT. Comparative evaluation of shaping ability of V-Taper 2H, ProTaper Next, and HyFlex CM in curved canals using cone-beam computed tomography: An in vitro Study. *Indian J Dent Res*. 2017;28(2):181-186.

53. Siqueira JF Jr, Rocas IN, Favieri A, Lima KC. Chemomechanical reduction of the bacterial population in the root canal after instrumentation and irrigation with 1%, 2.5% and 5.25% sodium hypochlorite. *J Endod.* 2000;26(6):331-4
54. Silva EJM, Belladonna FG, Zuolo AS, Rodrigues E, Ehrhardt IC, Souza EM, De-Deus G. Effectiveness of XP-endo Finisher and XP-endo Finisher R in removing root filling remnants: a micro-CT study. *Int Endod J.* 2018 Jan;51(1):86-91.
55. Sretenovic S, Stojković B, Dogsa I, Kostanjšek R, Poberaj I, Stopar D. An early mechanical coupling of planktonic bacteria in dilute suspensions. *Nat Commun.* 2017;8(1):213.
56. Stojicic S, Shen Y, Qian W, Johnson B, Haapasalo M. Antibacterial and smear layer removal ability of a novel irrigant, QMiX. *Int Endod J.* 2012;45(4):363-71.
57. Stuart CH, Schwartz SA, Beeson TJ, Owatz CB. *Enterococcus faecalis*: its role in root canal treatment failure and current concepts in retreatment. *J Endod.* 2006;32(2):93-8.
58. Tay FR, Gu LS, Schoeffel GJ, Wimmer C, Susin L, Zhang K, Arun SN, Kim J, Looney SW, Pashley DH. Effect of vapor lock on root canal debridement by using a side-vented needle for positive-pressure irrigant delivery. *J Endod.* 2010;36(4):745-50.
59. Thomas AR, Velmurugan N, Smita S, Jothilatha S. Comparative evaluation of canal isthmus debridement efficacy of modified EndoVac technique with different irrigation systems. *J Endod.* 2014;40(10):1676-80.

60. Townsend C, Maki J. An in vitro comparison of new irrigation and agitation techniques to ultrasonic agitation in removing bacteria from a simulated root canal. *J Endod.* 2009;35(7):1040-3.
61. 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(6):415-26.
62. Versiani MA, Alves FR, Andrade-Junior CV, Marceliano-Alves MF, Provenzano JC, Rôças IN, Sousa-Neto MD, Siqueira JF Jr. Micro-CT evaluation of the efficacy of hard-tissue removal from the root canal and isthmus area by positive and negative pressure irrigation systems. *Int Endod J.* 2016;49(11):1079-1087.
63. 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(6):484-92.
64. Virdee SS, Seymour DW, Farnell D, Bhamra G, Bhakta S. Efficacy of irrigant activation techniques in removing intracanal smear layer and debris from mature permanent teeth: a systematic review and meta-analysis. *Int Endod J.* 2018;51(6):605-621.
65. Walker A. A definitive and dependable therapy for pulpless teeth. *J AM Dent Assoc.* 1936;23: 1418-25.
66. Wigler R, Dvir R, Weisman A, Matalon S, Kfir A. Efficacy of XP-endo finisher files in the removal of calcium hydroxide paste from artificial standardized grooves in the apical third of oval root canals. *Int Endod J.* 2017;50(7):700-705.
67. Yilmaz M, Yılmaz S, Dumanı A, Kuden C, Yoldas O. Effects of seven different irrigation techniques on debris and the smear layer: a scanning electron microscopy study. *Niger J Clin Pract.* 2017;20(3):328-334.

68. Yoo YJ, Perinpanayagam H, Oh S, Kim AR, Han SH, Kum KY. Endodontic biofilms: contemporary and future treatment options. *Restor Dent Endod*. 2019;44(1):e7.
69. Zehnder M. Root canal irrigants. *J Endod*. 2006;32(5):389-98.
70. Zhang K, Kim Y, Cadenaro M, Bryan T, Sidow S, Loushine R, Ling J, Pashley D, Tay F. Effects of different exposure times and concentrations of sodium hypochlorite/ethylenediaminetetraacetic acid on the structural integrity of mineralized dentin. *J Endod*. 2010;36(1):105-9.
71. Zhao Y, Fan W, Xu T, Tay FR, Gutmann JL, Fan B. Evaluation of several instrumentation techniques and irrigation methods on the percentage of untouched canal wall and accumulated dentine debris in C-shaped canals. *Int Endod J*. 2019;52(9):1354-1365.

10. RESUMEN BIOGRÁFICO

Ricardo Escalante Badillo

Candidato para el Grado de
Maestría en Ciencias Odontológicas en el Área de Endodoncia

Tesis: EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN BACTERIANA, EN CONDUCTOS RADICULARES IRRIGADOS CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 5.25%, USANDO DOS SISTEMAS DE ACTIVACIÓN DEL IRRIGANTE: XP-ENDO FINISHER Y ACTIVACIÓN ULTRASÓNICA, *IN VIVO*”

Campo del Estudio: Ciencias de la Salud.

Datos Personales: Nacido en Monterrey, Nuevo León el 27 de Enero de 1993, hijo de Manuel Escalante Villarreal y Martha Patricia Badillo Requena

Educación: Egresado de la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL). Generación Enero 2011-Diciembre 2015