



**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE SAN LUIS POTOSI
FACULTAD DE ESTOMATOLOGIA
MAESTRIA EN ENDODONCIA**

**“EVALUACION DE LA CAPACIDAD DE DESINFECCION
EMPLEANDO EL ANILLO ULTRASONICO HBW”**

ESTUDIO IN VITRO

AUTOR:

L.E. JESUS MAXIMILIANO MACIEL CASTELLANOS

Tesis presentada para obtener el grado de:

MAESTRO EN ENDODONCIA

Co-Director.....MSc. Ana María Guadalupe González Amaro

Co-DirectorDra. María Verónica Méndez González

Asesor externo.....Dra. Norma Verónica Zavala Alonso

Asesor externo.....Dr. Heriberto Bujanda Wong



Ala Vanguardia por la excelencia...

**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE SAN LUIS POTOSI
FACULTAD DE ESTOMATOLOGIA
MAESTRIA EN ENDODONCIA**

**“EVALUACION DE LA CAPACIDAD DE DESINFECCION
EMPLEANDO EL ANILLO ULTRASONICO HBW”**

ESTUDIO IN VITRO

AUTOR:

L.E. JESUS MAXIMILIANO MACIEL CASTELLANOS

Tesis presentada para obtener el grado de:

MAESTRO EN ENDODONCIA

Co-Director.....MsC. Ana María Guadalupe González Amaro

Co-Director.....MsC. María Verónica Méndez González

Asesor externo.....Dra. Norma Verónica Zavala Alonso

Asesor externo.....Dr. Heriberto Bujanda Wong



**“EVALUACION DE LA CAPACIDAD DE DESINFECCION
EMPLEANDO EL ANILLO ULTRASONICO HBW”
ESTUDIO IN VITRO**

AUTOR:

L.E. JESUS MAXIMILIANO MACIEL CASTELLANOS

Tesis presentada para obtener el grado de:

MAESTRO DE EN ENDODONCIA

CO-DIRECTOR

MsC. ANA MARÍA GUADALUPE GONZÁLEZ AMARO
Profesor – Investigador

Facultad de Estomatología, UASLP
San Luis Potosí, S.L.P., México.

CO-DIRECTOR

MsC. MARÍA VERÓNICA MÉNDEZ GONZÁLEZ
Profesor – Investigador

Facultad de Estomatología, UASLP
San Luis Potosí, S.L.P., México

ASESOR EXTERNO

DR. HERIBERTO BUJANDA WONG
Consulta Privada

Hermosillo Sonora, México.

ASESOR EXTERNO

DRA. NORMA VERÓNICA ZAVALA ALONSO

Profesor – Investigador

Facultad de Estomatología, UASLP

San Luis Potosí, S.L.P., México



"EVALUACION DE LA CAPACIDAD DE DESINFECCION EMPLEANDO EL ANILLO ULTRASONICO HBW"

ESTUDIO IN VITRO

Trabajo de grado aprobado para su presentación en el nombre de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Facultad de Estomatología, Maestría en Endodoncia, por los siguientes asesores:

MsC. ANA MARÍA GUADALUPE GONZÁLEZ AMARO

MsC. MARÍA VERÓNICA MENDEZ GONZÁLEZ

DR. HERIBERTO BUJANDA WONG

DRA. NORMA VERÓNICA ZAVALA ALONSO

San Luis Potosí, SLP junio 2020



"EVALUACION DE LA CAPACIDAD DE DESINFECCION EMPLEANDO EL ANILLO ULTRASONICO HBW"

ESTUDIO IN VITRO

Trabajo de grado aprobado para su presentación en el nombre de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Facultad de Estomatología, Maestría en Endodoncia, por los siguientes sinodales:

DRA. ERIKA DEL CARMEN ROMERO RODRIGUEZ

DR. ALEJANDRO LÓPEZ ALDRETE

DR. FRANCISCO JAVIER DUCOING HERNÁNDEZ

San Luis Potosí, SLP junio 2020



**"EVALUACION DE LA CAPACIDAD DE DESINFECCION
EMPLEANDO EL ANILLO ULTRASONICO HBW"
ESTUDIO IN VITRO**

**AUTOR: L.E. JESUS MAXIMILIANO MACIEL
CASTELLANOS**

Trabajo de grado aprobado para su presentación en el nombre de la Universidad
Autónoma de San Luis Potosí, Facultad de Estomatología, Maestría en
Endodoncia, por las siguientes autoridades:

Dr. Ricardo Martínez Rider
Director de la Facultad de Estomatología.

Dra. María Verónica Méndez González
Coordinadora de la Maestría en Endodoncia.

Dra. Yolanda Hernández Molinar
Jefa de la División de posgrados de la Facultad de Estomatología



Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW. Estudio In Vitro por Jesús Maximiliano Maciel Castellanos se distribuye bajo una [Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/).

**“Proyecto apoyado por el programa de
fortalecimiento a la calidad educativa
UASLP/PFCE2019”**

Dedicatorias

A mis padres, Raquel y Francisco, que siempre han estado para mí, amándome y cuidándome hasta la fecha, sacándome a delante y alentándome a ser mejor persona, sin ustedes nada habría sido posible.

A mis hermanos Ale y Car, gracias por siempre apoyarme y defenderme en todo momento, son mi ejemplo de superación.

A toda mi familia Maciel-Castellanos, Gala y Camila, el COVID19 nos separó, pero el amor siempre nos mantiene unidos, a la distancia.

Dra. Gabriela Andrade y familia, por ser un ejemplo, guía en formación y amiga.

Familia Enríquez Armas, Romero Macías y Doña Pino, familia elegida

A mis amigos, por siempre sacar lo mejor de mí.

A los que ya no están, siempre los recordaré.

Marucha.

**“EVALUACION DE LA CAPACIDAD DE DESINFECCION EMPLEANDO EL ANILLO
ULTRASONICO HBW”
ESTUDIO IN VITRO**

AUTOR:

L.E. JESUS MAXIMILIANO MACIEL CASTELLANOS

Maestría en Endodoncia
Facultad de Estomatología
Universidad Autónoma de San Luis Potosí
San Luis Potosí, México
Junio 2020

Introducción: Los microorganismos y sus productos son los principales factores etiológicos responsables de las enfermedades pulpares y periapicales, y desempeñan un papel importante en la inducción y progresión de estas condiciones. Por lo tanto, el objetivo principal de la terapia endodóntica es realizar la conformación y limpieza adecuadas del sistema de conductos radiculares utilizando instrumentos endodónticos y procedimientos de descontaminación eficaces.

Objetivo: El objetivo de este estudio fue evaluar la disminución de la carga bacteriana mediante el uso del anillo HBW

Metodología: Se trabajaron las raíces mesiales de un total de 70 piezas dentales, las cuales fueron aleatorizadas en los grupos de estudio: Grupo A (Wave One Gold), Grupo B (ProTaper Next), Grupo C (Anillo HBW), Grupo D (Controles), Se realizó, acceso, patencia con limas K #10 y #15, para posteriormente formar un biofilm mixto de flujo laminar de *Enterococcus faecalis* y *Cándida albicans* por 5 semanas, posterior a la formación, se trabajaron los grupos de manera escalonada, se tomaron muestras pre y post instrumentación para realizar conteo en escala de Mcfarland así como de unidades formadoras de colonia (UFC).

Resultados: Se observó una diferencia significativa en la escala de Mcfarland entre las muestras pre y post instrumentación, después del uso de Grupo A (Wave One Gold), Grupo B (ProTaper Next) y Grupo C (Anillo HBW) mostrando una de $P < 0.0001$, (Prueba *U Mann Whitney*). Comparando los grupos se observó una diferencia estadísticamente significativa en la reducción bacteriana en relación con la escala de Mcfarland mostrando una $P < 0.05$, comparado con WOG ($P < 0.0001$), pero no hay diferencia significativa entre PTN y el anillo HBW, los mismos resultados se encontraron cuando se evaluó mediante Log UFC.

Conclusiones: Los sistemas probados redujeron la carga bacteriana, el sistema del anillo HBW activado ultrasónicamente, mostró mayor reducción, por encima del sistema mecanizado recíprocante de Wave One Gold, e igual eficacia comparado con ProTaper Next, por lo cual es una herramienta útil en el tratamiento de conductos dando como resultado, tratamientos más predecibles.

Palabras clave: Biofilm, Anillo ultrasónico HBW, Ultrasonido, Sistemas mecanizados, reducción bacteriana Mcfarland.

INDICE

1	MARCO TEÓRICO	2
1.1	TÉCNICAS DE INSTRUMENTACIÓN	2
	a) Técnicas apicocoronales	3
	b) Técnicas coronoapicales	5
1.2	SISTEMAS DE INSTRUMENTACIÓN	8
	a) ProTaper Next (mecanizado rotatorio).....	9
	b) Wave One Gold (mecanizado rotatorio)	11
	c) Anillo ultrasónico HBW (activación ultrasónica).....	14
1.3	TÉCNICAS DE IRRIGACIÓN.....	16
	a) Irrigación con jeringa	16
	b) Irrigación ultrasónica.....	17
1.4	BIOFILM EN ENDODONCIA.....	19
2	JUSTIFICACIÓN.....	22
2.1	Pregunta de investigación	22
3	OBJETIVOS.....	23
3.1	Objetivo general	23
3.2	Objetivos específicos	23
4	HIPOTESIS.....	23
5	METODOLOGÍA	24
5.1	Lugar de realización	24
5.2	Diseño del estudio.....	24
5.3	Criterios de selección	24
5.4	Definición conceptual y operacional de las variables	25
5.5	Análisis estadístico.....	26
5.6	Consideraciones éticas	26
5.7	Fase experimental.....	27
6	RESULTADOS	48
7	DISCUSIÓN.....	60
8	CONCLUSION.....	66
	BIBLIOGRAFÍA	68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Representación del proceso endodóntico, pasando por los principios básicos, instrumentación, irrigación y obturación.	2
Figura 2. Se muestran áreas de peligro en conductos mesiales, la técnica de limado anti curvatura es una opción segura a emplear	3
Figura 3. Preparación del conducto radicular con la técnica Step Back la lima maestra apical alcanza la constricción manteniendo permeable el conducto y aislando pequeños escalones creados en los retrocesos con limas de calibre superior (A) secuencia de retrocesos (B)	4
Figura 4. Secuencia de limado en la técnica Step Down	5
Figura 5. Se muestra el uso de la técnica fuerzas balanceadas combinada con Crown-Down, primero se gira el instrumento en sentido horario de 90 a 180°, posteriormente se vuelve a girar, esta vez en sentido antihorario 120°, con ligera presión apical para producir el corte de la dentina	6
Figura 6. Modo de uso de las fresas Gates Glidden para ampliar la porción cervical.	7
Figura 7 Motor endodóntico que proporciona en conjunto con las limas, una acción de instrumentación mecánica	8
Figura 8 Sistema de instrumentación mecanizado	10
Figura 9. Secuencia de limas del sistema reciprocante Wave One Gold	11
Figura 10. el movimiento del instrumento reciprocante Wave One Gold proporciona un giro de 120° (A) y el corte de su sección transversal en paralelogramo ayuda a la liberación eficaz de dentina	12
Figura 11 Anillo HBW	15
Figura 12 Representación gráfica del uso de aguja para irrigar con salida lateral	16
Figura 13. Dispositivo ultrasónico actualmente usado (NSK Varios 370)	17
Figura 14 Representación de corriente observada en limas activadas A) ultrasónica y B) Sónica	18
Figura 15 Micrografía que muestra la formación de un biofilm mono especie	19
Figura 16 Esquema mostrando las etapas antes mencionadas para la formación del biofilm.	20
Figura 17. Radiografías digitales preoperatorias de las muestras, tomadas al azar (A,B,C)	28
Figura 18 Total de muestras seleccionadas para realizar la aleatorización en los diferentes grupos de estudio.	29
Figura 19 Muestras aleatorizadas en los distintos grupos de estudio.	30
Figura 20. Baño ultrasonico donde las muestras estan en proceso de limpieza con distintas soluciones para dicho fin.	31
Figura 21. Se observa la reactivación de las cepas suspendidas en medio liquido por separado (A), asi como la siembra de las mismas tanto en tubo, como en placa con medios ideales para el desarrollo de cada una.	32
Figura 22. Placas de agar BHI con E. faecalis y Dextrosa S. con C. albicans en incubadora bacteriológica	33
Figura 23. Tinción de Gram, mostrando cocos Gram + correspondientes a E. faecalis	33
Figura 24. Tinción de Gram, donde se observa la forma característica levaduriforme de C. albicans.	33
Figura 25. Placa de agar modificado, donde se observa desarrollo conjunto de E. faecalis y C. albicans (A), Tinciones de Gram mostrando forma característica de los microorganismos antes mencionados (B,C)	34
Figura 26. Medios de cultivo deshidratados idóneos para el desarrollo de E. Faecalis (BHI) y C. albicans (Dextrosa S.)	35
Figura 27. Placas de agar de medio modificado	35
Figura 28. Tubos conteniendo medio mixto modificado	35
Figura 29 Tubos con medio mixto estéril, piezas dentales Grupo A.	38
Figura 30. Inoculación del medio mixto con mezcla de E. faecalis y C. albicans.	38
Figura 31. Tubos de medio mixto, conteniendo piezas dentales, inicio de formación de biofilm.	38
Figura 32 Soluciones empleadas en la desinfección el campo operatorio.	39

Figura 33. Aislamiento y desinfección del campo operatorio mediante las soluciones antes mencionadas.	39
Figura 34. Toma de muestra con hisopo para comprobar la esterilidad del campo operatorio y siembra en Agar soya tripticasa.	39
Figura 35. Toma de muestra con puntas de papel estériles dentro de conducto radicular.	40
Figura 36. Tubos de medio mixto estéril conteniendo puntas de papel de la muestra pre instrumentación	40
Figura 37 Representación del sistema Wave One Gold (Dentsply, Sirona)	42
Figura 38. El procedimiento clínico inicio con la toma de muestra pre instrumentación (A), seguido de la utilización del sistema, dependiendo el Grupo de estudio (B), siempre utilizando el mismo protocolo de irrigación para evitar cualquier sesgo (C) y finalizando con la toma post- instrumentación (D).	42
Figura 39 Representación del sistema ProTaper Next (Dentsply Sirona)	43
Figura 40 Anillo HBW	44
Figura 41. Toma de muestra Post- instrumentación	45
Figura 42 Muestras post-instrumentación en medio mixto	45
Figura 43. Esquema donde se ilustra el proceso de diluciones seriadas y siembra en agar para contar UFC (UFC x Factor de dilución/ descarga en ml)	46
Figura 44. Se trabajó en la campana de flujo laminar, la cual nos proporciona la esterilidad necesaria (A), las diluciones seriadas se realizaron con 1000 µl del tubo primario (B), la siembra en agar modificado fue realizada con 100 µl de la última dilución (C), se realizó una corrida completa desde 10^{-1} - 10^{-10} , para visualizar cual era la que entraba en una escala contable de 25 a 250 UFC (D)	46
Figura 45 Corrida completa, donde se observa la disminución de microorganismos dependiente de la dilución.	47
Figura 46 Micrografía perteneciente al grupo de no formación de biofilm o control negativo, podemos observar tubulillos dentarios permeables, sin obliteraciones o presencia de microorganismos	48
Figura 47 Micrografía perteneciente al grupo de crecimiento o formación de biofilm, donde podemos observar una capa característica de biofilm, recubriendo toda la superficie de los tubulillos dentarios y con algunas cocos y levaduras por encima de los polímeros extracelulares	48
Figura 48. Se observa una diferencia significativa en la escala de Mcfarland	51
Figura 49 Disminución en la carga bacteriana evaluado mediante log UFC, en la post instrumentación comparado con la pre instrumentación, del sistema del grupo A (Wave One Gold)	51
Figura 50 Se observa una diferencia significativa en la escala de Mcfarland entre las muestras pre y post, del sistema del grupo B (Protaper Next)	54
Figura 51 Disminución en la carga bacteriana evaluado mediante log UFC,	54
Figura 52 Figura 53 Se observa una diferencia significativa en la escala	57
Figura 54 Disminución en la carga bacteriana evaluado mediante log UFC, en la post instrumentación comparado en la post instrumentación comparado con la pre instrumentación, con el sistema HBW	57
Figura 55 En esta grafica se observa una diferencia significativa $P < 0.05$ en la reducción de Grupo A (Wave One Gold) y Grupo B (ProTaper Next) comparado con el anillo HBW, pero no hay diferencia estadísticamente significativa entre Grupo B (ProTaper Next) y el anillo HBW.	58
Figura 56 En esta grafica se observa una diferencia significativa $P < 0.05$ en la reducción de Grupo A (Wave One Gold) y Grupo B (ProTaper Next) comparado con el anillo HBW, pero no hay diferencia estadísticamente significativa entre Grupo B (ProTaper Next) y el anillo HBW.	59

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Grupos de estudio	30
Tabla 2. Calendarización donde se muestran las semanas empleadas para la formación del biofilm de manera estática y una semana extra donde se aplicación los sistemas a comparar dentro de este estudio, asi como los grupos control.	36
Tabla 3 Se muestran los valores de la toma pre y post instrumentación de cada uno de los conductos mesiales (M1,M2), obtenidos en el Grupo A perteneciente al sistema Wave One Gold	49
Tabla 4 Se muestran los valores de la toma pre y post instrumentación de cada uno de los conductos mesiales (M1,M2), obtenidos en el Grupo B perteneciente al sistema ProTaper Next	52
Tabla 5 Se muestran los valores de la toma pre y post instrumentación de cada uno de los conductos mesiales (M1,M2), obtenidos en el Grupo C perteneciente al sistema HBW	55

INTRODUCCIÓN

El tratamiento endodóntico comprende todos aquellos procedimientos dirigidos a mantener la salud de la pulpa dental o parte de la misma. Cuando la pulpa sufre alguna lesión o alteración, el tratamiento va dirigido a mantener o restablecer la salud de los tejidos periradiculares, evitando la periodontitis apical y consiste normalmente en prevenir o eliminar la infección microbiana dentro del sistema de conductos radiculares.

Por lo tanto es necesario poner en práctica métodos para eliminar con eficacia el tejido orgánico e inorgánico, así como los microorganismos en estado de biofilm o planctónico, mediante un conjunto de procedimientos; desde un buen acceso que nos permita una buena visibilidad y fácil introducción de instrumentos, un aislamiento adecuado, la preparación del conducto radicular que engloba la preparación mecánica con uso de sistemas de instrumentación y una irrigación constante, el uso de medicación intraconducto en casos necesarios y una restauración que apruebe el sellado hermético para evitar la filtración, estos procedimientos siendo coadyuvantes con el fin de tener éxito en el tratamiento de conductos.

1 MARCO TEÓRICO

1.1 TÉCNICAS DE INSTRUMENTACIÓN

Los microorganismos y sus productos son los principales factores etiológicos responsables de las enfermedades pulpares y periapicales, y desempeñan un papel importante en la inducción y progresión de estas condiciones. Por lo tanto, el objetivo principal de la terapia endodóntica es realizar la conformación y limpieza adecuadas del sistema de conductos radiculares utilizando instrumentos endodónticos y procedimientos de descontaminación eficaces.

Schilder (1974) propone el concepto de que los sistemas de conductos radiculares se deben limpiar de remanentes orgánicos y preparar para recibir una obturación hermética tridimensional en todo el espacio del conducto como se muestra en la figura 1. La preparación biomecánica consiste en obtener un acceso directo y franco a la unión cemento–dentina–conducto, para una completa desinfección y perfecta obturación.

La preparación biomecánica del conducto radicular es el conjunto de procedimientos clínicos que tienen como objetivo la limpieza, desinfección y conformación del conducto radicular.¹

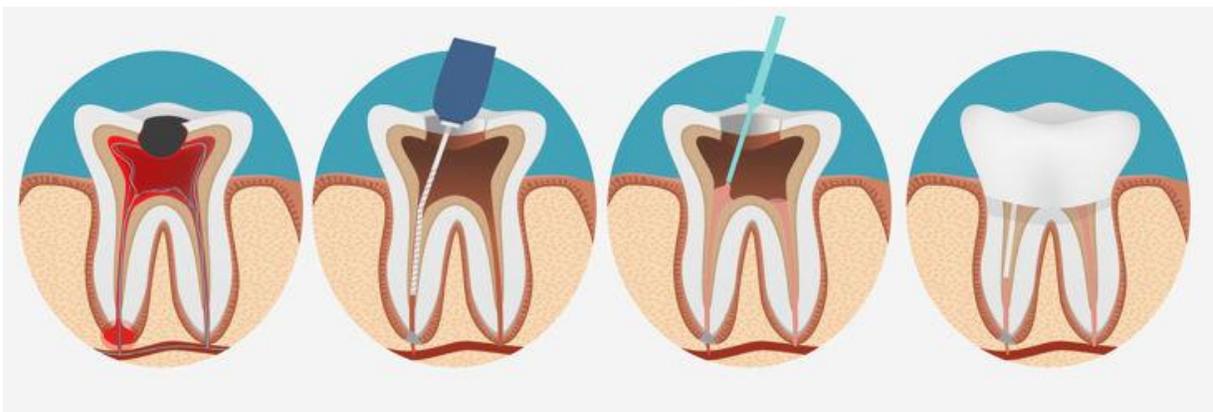


Figura 1. Representación del proceso endodóntico, pasando por los principios básicos, instrumentación, irrigación y obturación.

Existen muchas técnicas propuestas para la instrumentación manual de los conductos radiculares y algunos recurren al ensanchamiento de la zona media y coronal mediante el uso de instrumental rotatorio, mientras que el concepto manual se centra en la zona apical del conducto. Las distintas técnicas se pueden clasificar en dos grandes grupos, técnicas apicocoronales y técnicas coronoapicales, a continuación, se mencionan las más importantes de cada una:

a) Técnicas apicocoronales

En las que se inicia la preparación del conducto en la zona apical tras determinar la longitud de trabajo y luego se va progresando hacia coronal.

1. **Técnica seriada de Schilder**

En 1974 Schilder propuso una técnica seriada secuencial mediante instrumentos manuales pre curvado y una recapitulación constante para mantener la permeabilidad del foramen apical y conseguir una conicidad suficiente para poder obturar los conductos con la técnica de gutapercha caliente, con frecuencia elige como límite apical de la instrumentación el ápice radiográfico.

2. **Limado Anti curvatura.**

También llamada de desgastes compensatorios, el cual consiste en ensanchar el tercio medio de los conductos curvos como en la figura 2, mediante limado circunferencial. Aunque puede tener el peligro de poder perforarse y poder provocar transporte apical.²

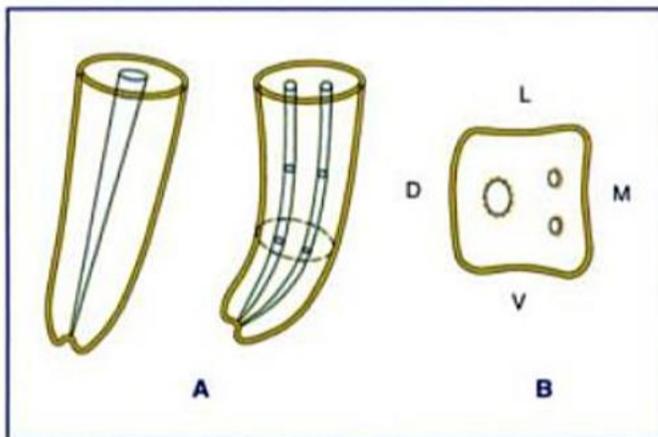


Figura 2. Se muestran áreas de peligro en conductos mesiales, la técnica de limado anti curvatura es una opción segura a emplear

3. Técnica escalonada (Step Back).

También llamada técnica retrograda, piramidal, telescópica o de Step Back; esta técnica fue propuesta por Mullaney en el año 1968. El objetivo de esta técnica es preservar la anatomía original del conducto, como se muestra en la figura 3 y ensanchar la porción apical de los conductos acentuadamente curvos, por lo menos hasta el instrumento N° 25, considerado de flexibilidad óptima si es utilizado en orden secuencial a partir de la Lima Inicial Apical, que por lo general sería del N° 08 a 10.

También nos ayudaría a ensanchar de forma secuencial el conducto radicular con retrocesos escalonados progresivos de 1 mm, para atribuirle una conformación cónica de apical hacia cervical. El objeto de esta instrumentación es abrir y preparar espacio para el instrumento siguiente, de diámetro inmediatamente superior.²

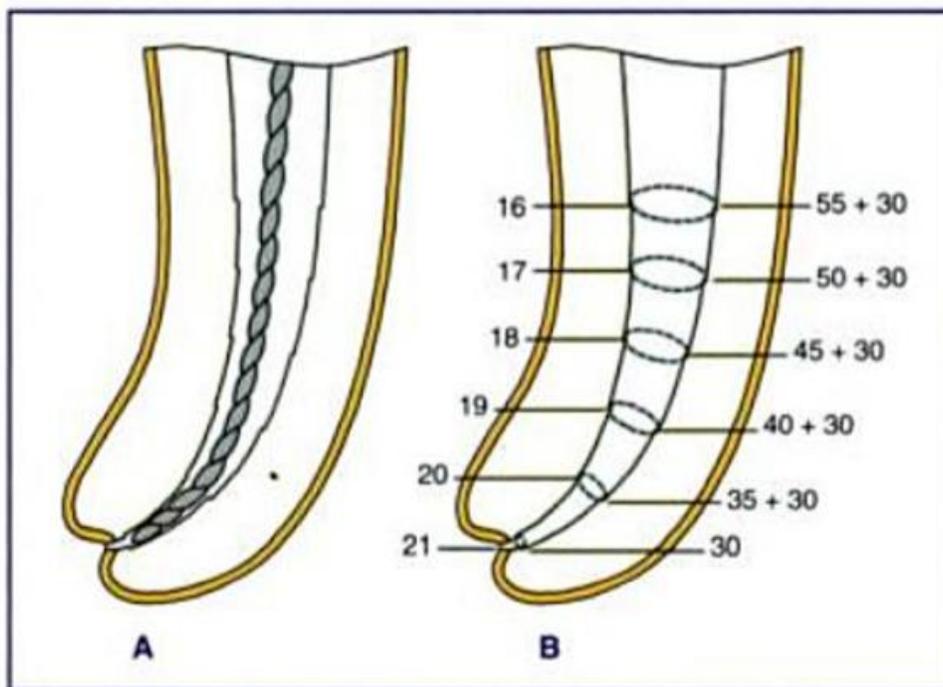


Figura 3. Preparación del conducto radicular con la técnica Step Back la lima maestra apical alcanza la constricción manteniendo permeable el conducto y aislando pequeños escalones creados en los retrocesos con limas de calibre superior (A) secuencia de retrocesos (B)

b) Técnicas coronapicales

En las que se prepara el principio las zonas media y coronal del conducto, posponiendo la determinación de la longitud de trabajo para ir progresando la instrumentación hasta alcanzar la construcción apical.

1. Técnica de Setp-Down

En 1982, Goerig y cols. presentaron la técnica de Setp-Down en la que por primera vez se ponía énfasis en ensanchar las porciones coronales del conducto antes de preparar la zona apical, con la intención de evitar interferencias de la lima a lo largo de las paredes del conducto y permitir su acción en la zona apical con mayor libertad, además, se conseguía una descontaminación progresiva del conducto, una mayor luz para el paso de las agujas de irrigación hasta el final del mismo y una obturación más fácil. La técnica se realiza de la siguiente manera y se esquematiza en la figura 4:

- Una vez permeabilizada la entrada del conducto con una Lima 20, la preparación del tercio coronal y medio del conducto con taladros Gates Glidden números 4, 3, 2 y 1 hasta encontrar cierta resistencia en la entrada cameral del conducto, se alisan las paredes con limas H calibre 15 a 35.
- Se determina la longitud de trabajo, se prepara la zona apical del conducto con limas K hasta un calibre suficiente 25 o 30.
- Para dar una conicidad a la preparación se instrumenta la zona del conducto que queda entre las ya preparadas en las fases anteriores mediante limas K o H en retrocesos progresivos².

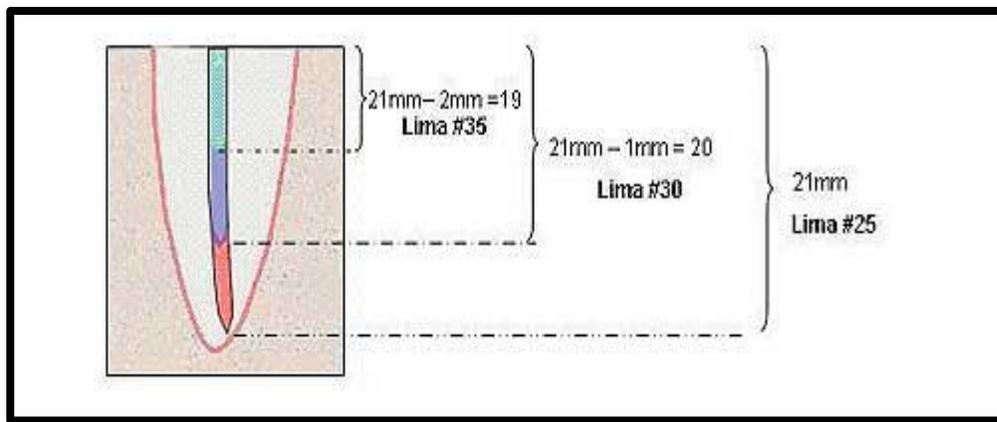


Figura 4. Secuencia de limado en la técnica Step Down

2. Técnica de fuerzas balanceadas

Propuesta por Roane y cols, esta técnica se inicia con la preparación de la cavidad de acceso radicular mediante el uso de limas K y de fresas Gates Glidden en la cual se propone 3 fases descritas a continuación y esquematizadas en la figura 5:

- Primera fase: se introduce una lima K y se hace un giro horario siempre menor a 180° y sin realizar mucha presión hacia apical.
- Segunda fase: se realiza el corte de la dentina, luego se gira la lima K en sentido antihorario, cabe recalcar que nunca se debe realizar giros de menos de 120° y siempre con leve presión hacia apical.
- Tercera fase: se efectúan 1 o 2 giros completos de la lima en sentido horario, luego la secuencia se repite con limas de menor calibre, hasta alcanzar la constricción apical.²

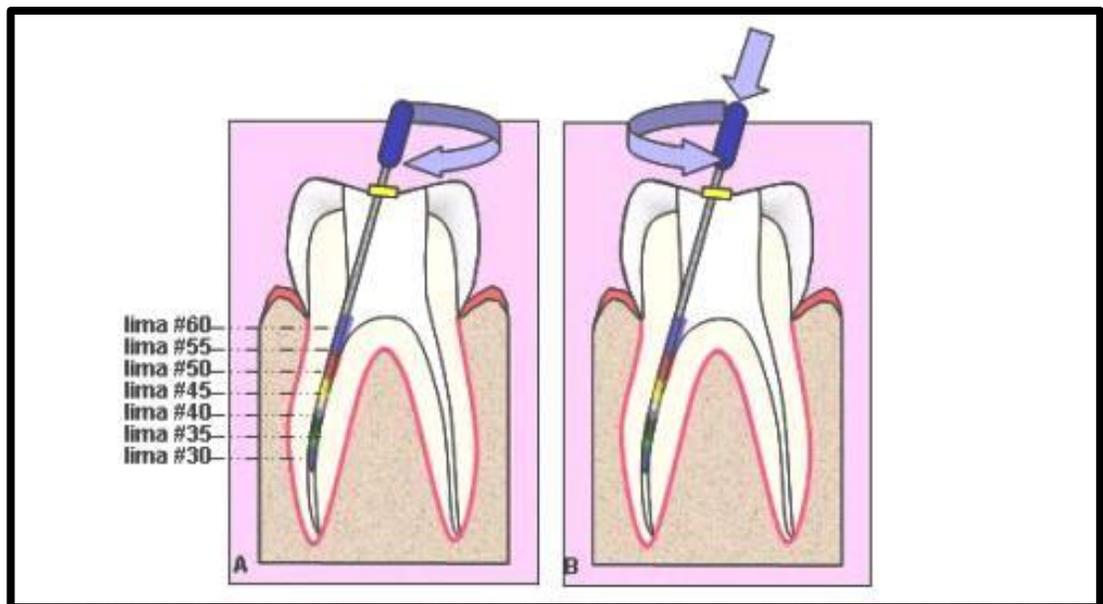


Figura 5. Se muestra el uso de la técnica fuerzas balanceadas combinada con Crown-Down, primero se gira el instrumento en sentido horario de 90 a 180° , posteriormente se vuelve a girar, esta vez en sentido antihorario 120° , con ligera presión apical para producir el corte de la dentina

3. Técnica Crown Down.

En esta técnica se inicia la instrumentación con una Lima K número 35, sin ejercer presión hacia apical hasta encontrar resistencia. Si no progresa, se inicia el acceso con limas finas hasta el número 35. Una vez que este holgada en el conducto, se utilizan fresas Gates Glidden número 2, 3 y 4 en forma pasiva como se muestra en la figura 6, luego se pasa a comprobar por radiografía si la resistencia es por estrechamiento del conducto, o en su defecto identificar si es por una curvatura.

Se continúa con una lima número 30, girándola en sentido horario 2 veces, se repite, con una lima de calibre inferior hasta acercarse al ápice, luego se realiza una radiografía con la lima en el conducto y se establece la longitud de trabajo provisional.

Se progresa con limas más finas, número 15 o número 10, hasta suponer que se ha alcanzado la constricción apical, luego se determina la longitud de trabajo verdadera, luego llegando a la Lima número 10, se repite la secuencia iniciando en una Lima número 40, llegando hasta la Lima número 15, luego se vuelve a repetir comenzando con una Lima número 45, llegando a 20 o 25.²

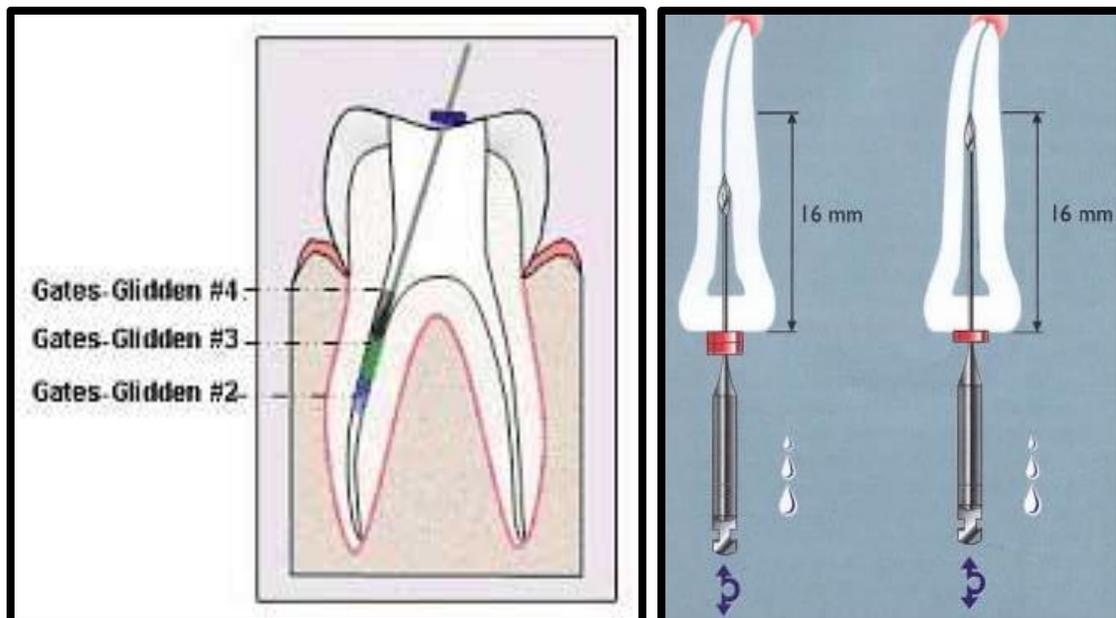


Figura 6. Modo de uso de las fresas Gates Glidden para ampliar la porción cervical.

1.2 SISTEMAS DE INSTRUMENTACIÓN

Centrados en las técnicas manuales y con la tentativa de agilizar y facilitar la realización del tratamiento endodóntico se ha llevado a la industria dental, junto con los endodoncistas, a procurar instrumentos y técnicas que posibiliten la preparación mecánica del conducto con instrumentos accionados a motor. (Figura 7).³

Estos sistemas mecanizados, basadas en la técnica de instrumentación Crown Down, se pueden dividir en dos dependiendo del tipo de lima: rotatorio, en el cual la lima hace su corte girando en sentido a las manecillas del reloj y recíprocante, donde hace movimientos tanto en sentido horario como anti horario.⁴



Figura 7 Motor endodóntico que proporciona en conjunto con las limas, una acción de instrumentación mecánica

Por otro lado, surge como propuesta el uso de la instrumentación ultrasónica, la cual como su nombre lo indica, consta de instrumentos activados ultrasónicamente, que promueven tener los mismos efectos de limpieza y desinfección que los sistemas mecanizados, fácil manipulación, durabilidad y disminución en el uso de material necesario para realizar endodoncias con resultados predecibles.

En base a lo anterior y a la búsqueda constante de nueva información, se propone el uso de dos sistemas mecanizados y uno ultrasónicamente activado, para evaluar su eficacia en cuanto a desinfección, los cuales se mencionan a continuación:

a) ProTaper Next (mecanizado rotatorio)

La parte cortante de estos instrumentos de conformación (X1 a X5) figura 8 está fabricada con una aleación de níquel titanio denominada m-wire® y la parte cortante del instrumento Xa está fabricada con NiTi, la secuencia es la siguiente:

- ProTaper Next® Xa: instrumento de conicidad variable auxiliar
- ProTaper Next® X1 / 017 /04 instrumento de conicidad variable
- ProTaper Next® X2 / 025 /06 instrumento de conicidad variable
- ProTaper Next® X3 / 030 /07 instrumento de conicidad variable
- ProTaper Next® X4 / 040 /06 instrumento de conicidad variable
- ProTaper Next® X5 / 050 /06 instrumento de conicidad variable

Instrucciones de uso

1. Preparar un acceso en línea recta al orificio de entrada del conducto.
2. Explorar el conducto utilizando limas manuales pequeñas, determinar la longitud de trabajo, verificar la permeabilidad y comprobar que haya una permeabilidad suave, reproducible.
3. Si es necesario, utilizar la lima ProTaper Next Xa (auxiliar) para mejorar el acceso radicular.
4. Irrigar siempre y, si es necesario, aumentar la permeabilidad utilizando limas manuales pequeñas o limas para permeabilidad mecanizadas específicas.
5. Ante la presencia de NaOCl, cepillar y seguir a lo largo de la permeabilidad con la lima protaper next x1 (017/04), en una o más pasadas, sino con limas manuales pequeñas si es necesario, hasta alcanzar la longitud de trabajo.
6. Utilizar una ProTaper Next X2 (025/06), exactamente como se describió para la lima ProTaper Next x1, hasta alcanzar pasivamente la longitud de trabajo.
7. Examinar las espiras apicales de la lima ProTaper Next X2. Si están cargadas de dentina, se ha acabado con la conformación; luego, se debe introducir un cono master de gutapercha del tamaño adecuado o el verificador de tamaño y el conducto está listo para la desinfección.

8. Si no, calibrar el tamaño del foramen con una lima manual número 025 y, si la lima ofrece resistencia al alcanzar la longitud de trabajo, el conducto ya está conformado, listo para la desinfección.
9. Si la lima manual número 025 queda suelta al alcanzar dicha longitud, hay que seguir trabajando con la lima ProTaper Next X3 (30/07) y, si es necesario, la ProTaper Next X4 (040/06) o la ProTaper Next X5 (050/06), calibrando, después de utilizar cada instrumento, con las limas manuales número 030, 040 o 050, respectivamente.

Durante el protocolo de uso, irrigar y volver a utilizar una lima manual pequeña después de cada instrumento ProTaper Next de la secuencia y volver a irrigar. ⁵

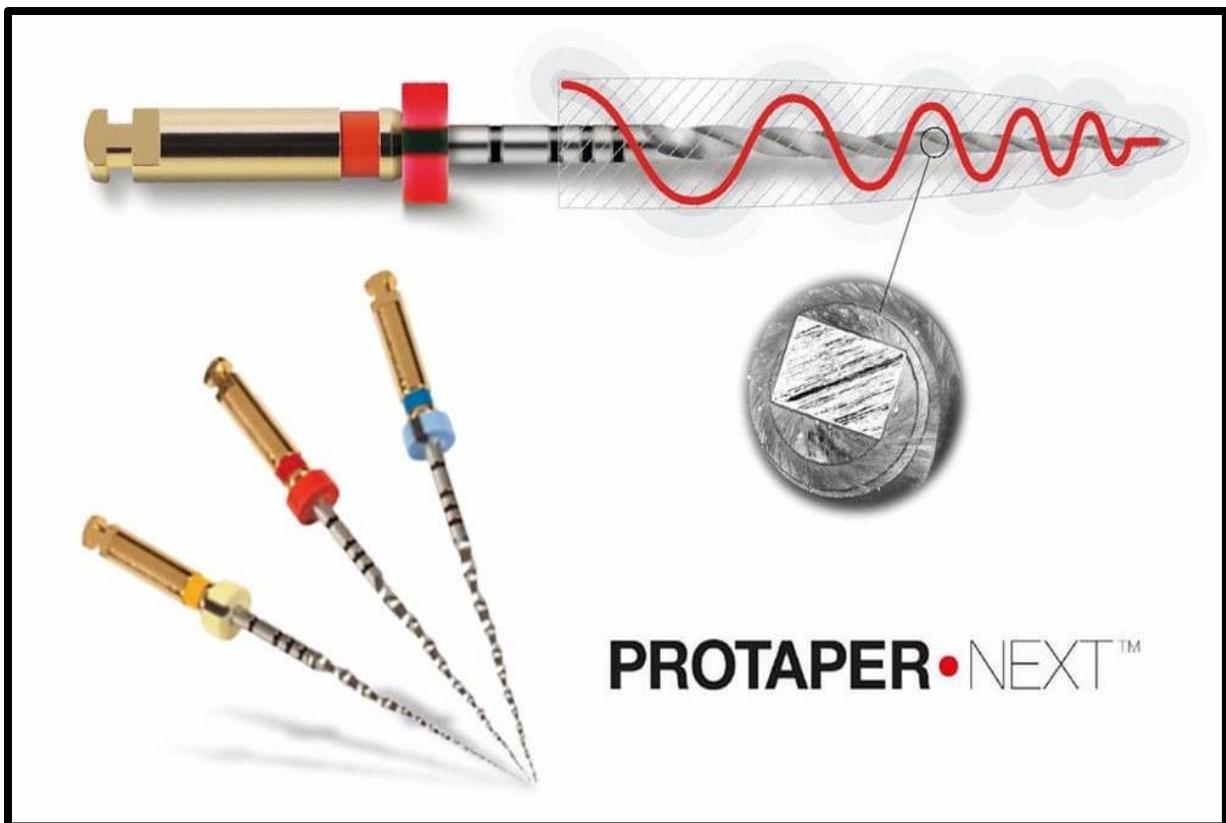


Figura 8 Sistema de instrumentación mecanizado

b) Wave One Gold (mecanizado rotatorio)

El sistema Wave One Gold, es una nueva versión de la conocida Wave One beneficiándose de los últimos avances tecnológicos que incluyen tanto la tecnología “Gold”, como el diseño de los nuevos instrumentos. Incluye cuatro instrumentos: Small, Primary, Medium, y Large con anillos de identificación de colores en el mango, respectivamente, amarillo, rojo, verde y blanco como se muestra en la figura 9 y con movimiento recíprocante. En relación a la longitud de las limas están disponibles en tres longitudes clásicas: 21, 25 y 31 mm, tienen un mango corto de 11 mm para mejorar el acceso a los dientes posteriores.⁶



Figura 9. Secuencia de limas del sistema recíprocante Wave One Gold

Es un sistema con movimiento recíproco con un giro de 150° en dirección anti horario (AH), que sirve para cortar dentina, posteriormente gira la lima 30° en dirección horario (H) como se muestra en la figura 10, para liberar el instrumento. Después de cada ciclo de corte AH/H, el movimiento de limas neto es de 120° y después de 3 ciclos de corte, la lima ha girado 360° . Los ángulos bidireccionales desiguales permiten a la lima avanzar de forma más segura y eficiente impulsar los residuos fuera del conducto de manera más eficaz. ⁷

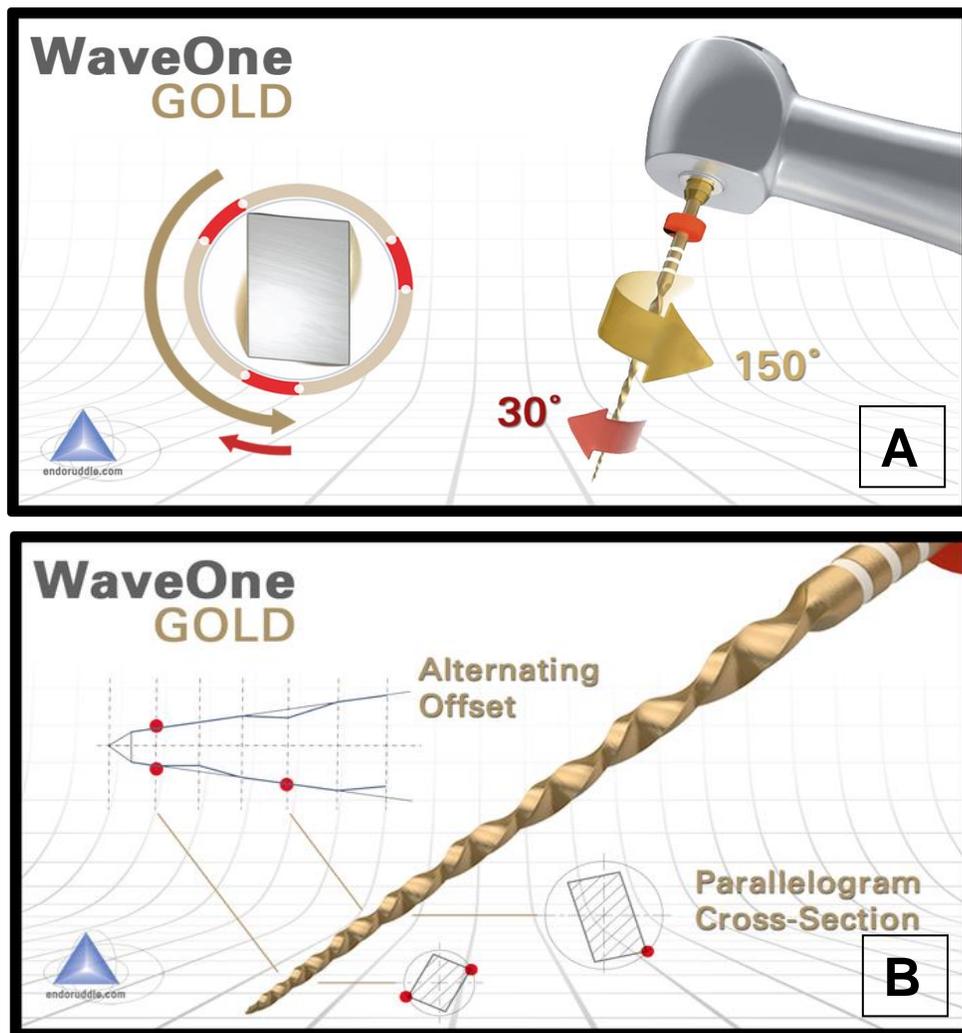


Figura 10. el movimiento del instrumento recíprocante Wave One Gold proporciona un giro de 120° (A) y el corte de su sección transversal en paralelogramo ayuda a la liberación eficaz de dentina

Instrucciones de uso

1. Exploración de 2/3 coronales del conducto con una lima 8 y/o 10, posteriormente se realiza una vía de deslizamiento o Glydepath con la lima ProGlyder (Maillefer) hasta el conducto previamente explorado.
2. Elegir cuál de las 4 limas Wave One Gold se va emplear, en el 80% de los casos es usada la lima Primary 25./07.
3. Trabajar esos 2/3 coronales previamente preparados con ProGlyder, con eso se tendría preparado el tercio coronal y medio del conducto.
4. Permeabilizar el conducto hasta apical (una vez que ya se hayan eliminado todas las interferencias coronales), y determinado la longitud de trabajo.
5. Se realiza la vía de deslizamiento o Glydepath del conducto en toda su extensión con la lima ProGlyder.
6. Una vez que ya está el conducto perfectamente permeable y con vía de deslizamiento confirmada, se emplea la lima Wave One Gold acorde al conducto y se instrumenta hasta apical.

El movimiento de la lima Wave One Gold debe ser: presionar tres veces para avanzar apicalmente, sacar el instrumento, limpiarlo, permeabilizar con la lima del 10 y volver a introducir la lima Wave One Gold elegida, volviendo a hacer tres presiones apicales, así hasta llegar a longitud de trabajo. ⁶

c) Anillo ultrasónico HBW (activación ultrasónica)

El anillo ultrasónico HBW es una punta ultrasónica que está fabricada de acero inoxidable 316, el cual es un acero quirúrgico, como el de cualquier otro instrumento ultrasónico. Ya que es un instrumento de acero inoxidable es durable y su durabilidad depende de varios factores como la intensidad de la frecuencia con la que se use y el número de tratamientos efectuados, como todo instrumento ultrasónico, sufre fatiga cíclica.

El anillo ultrasónico HBW, es una punta ultrasónica que activa instrumentos endodónticos y dentales transformándolos en potenciales instrumentos ultrasónicos, los cuales pueden ser utilizados en tratamientos endodónticos tanto en el acceso, como en la instrumentación del sistema de conductos radiculares. Se realiza simultáneamente la irrigación, retirando del conducto limalla y demás restos orgánicos; a lo que se define como función de dualidad del sistema. Dentro de otras funciones es minimizar riesgos de procedimiento y soluciona algunos inconvenientes como fractura de limas, ofreciendo mejor calidad, una mayor protección a la práctica endodóntica, y mayor beneficio a los pacientes.

El sistema HBW, debido a su gran capacidad de corte de la lima junto con la activación del irrigante, crea un glide path seguro y confiable, donde la lima inicial sigue fielmente la anatomía del conducto, aun en conductos estrechos, calcificados y curvos, al mismo tiempo logra que el irrigante activado ultrasónicamente penetre, en ocasiones antes que la misma lima.

El tema central de este sistema es la activación de instrumentos por medio de ultrasonido dentro de conductos radiculares normales y complicados. Con esta aplicación es posible aprovechar las ventajas del ultrasonido, promoviendo accesos más conservadores, así como una eficiente instrumentación de los conductos radiculares, una efectiva remoción de limalla, restos de tejidos pulpaes y condiciones de mayor desinfección, todo esto simultáneamente.⁸

Ventajas del anillo HBW con activación ultrasónica

1. Promoción de accesos conservadores, se elimina la necesidad de crear una línea de acceso en línea recta al conducto, lo que favorece una mayor conservación de estructura dental y evita en la mayor posibilidad fracturas radiculares.
2. Facilita la posibilidad de guiar la instrumentación a nivel apical en casos de conductos con anatomías complicadas o conductos calcificados
3. Crea una mayor desinfección a través del proceso de instrumentación quimio-mecánica hasta la longitud de trabajo, la cual se efectúa simultáneamente durante la instrumentación, sin el uso de agujas u otros aditamentos o equipos dentro del conducto.
4. Reducción significativa de riesgos asociados a la instrumentación radicular como son las fracturas de limas, perforaciones, transportaciones, taponamientos apicales, escalones y desobturaciones.
5. Reducción del número de instrumentos utilizados en la instrumentación⁸

Técnica propuesta por el Dr. Heriberto Bujanda Wong, para el uso del anillo ultrasónico HBW

1. Limas Maní K-File 8, 15 y 25
2. Irrigación simultánea con NaOCl al 5.25%
3. Cada lima se activa durante un minuto
4. Se realiza protocolo de irrigación final con EDTA al 17% por 1min.⁹



Figura 11 Anillo HBW

Peters y cols. comprobaron que la instrumentación deja de un 35 a 40% de las paredes del conducto radicular sin instrumentar y estas áreas pueden albergar detritus, bacterias organizadas en biofilm, así como sus productos de desecho, los cuales pueden impedir una correcta adaptación del material de obturación y resultar posteriormente en un fracaso endodóntico, por lo que necesitamos irrigantes desinfectantes para eliminar los microorganismos de los lugares donde no llegan los instrumentos.

El propósito de la irrigación es eliminar el tejido de la pulpa y los microorganismos del sistema de conductos radiculares, así como eliminar la carga bacteriana y la capa de debris formadas despues de la instrumentación mecánica. ¹⁰

Existen diversas técnicas de irrigación, pero a continuación se mencionan las relevantes para este estudio:

1.3 TÉCNICAS DE IRRIGACIÓN

a) Irrigación con jeringa

La técnica de irrigación convencional, también llamada pasiva, consiste en depositar el irrigante mediante una jeringa con agujas de diversos calibres (figura 12) ya sea de forma pasiva o con agitación, introduciendo y retirando gentilmente la aguja en el conducto radicular.^{11, 12}

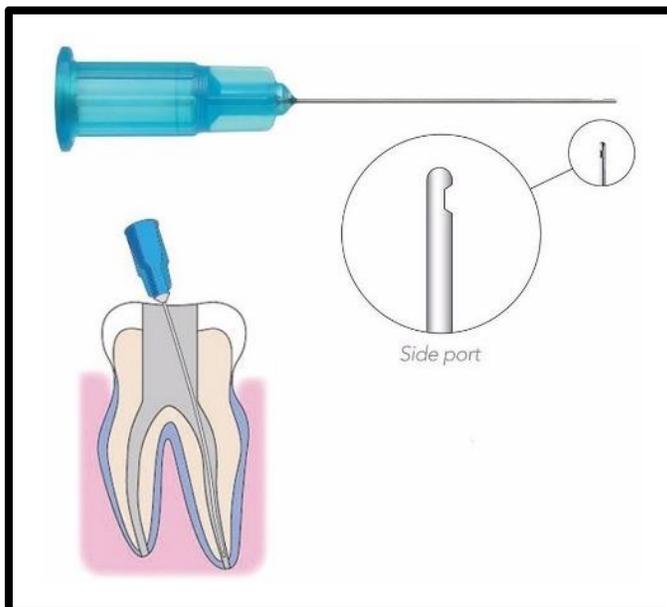


Figura 12 Representación gráfica del uso de aguja para irrigar con salida lateral

La irrigación convencional aguja con jeringa se ha recomendado como un método eficiente de suministro irrigante antes del advenimiento de la irrigación ultrasónica pasiva. El diseño y calibre de la punta tiene un impacto significativo en el patrón de flujo de la irrigación, en la velocidad de flujo, en la profundidad de la penetración y en la presión sobre las paredes y el ápice del conducto.¹¹⁻¹²

La aguja calibre 30 es el tamaño de punta recomendado para procedimientos endodónticos rutinarios. Estudios han demostrado que el irrigante tiene solamente un efecto limitado más allá de la punta de la aguja ya que las burbujas de aire en la parte apical del conducto radicular impiden la penetración apical de la solución.¹³

b) Irrigación ultrasónica

Se han propuesto diferentes técnicas para mejorar la distribución de irrigantes dentro del sistema de conductos radiculares. La irrigación ultrasónica pasiva (PUI, por sus siglas en inglés) es un protocolo de irrigación no invasiva que se aplica con puntas o limas activados por ultrasonidos, y se puede usar con un flujo continuo o intermitente de irrigante ¹⁴

Los dispositivos ultrasónicos (figura 13) se introdujeron por primera vez en la endodoncia por Richman en 1957. El ultrasonido produce una vibración de onda acústica de la misma naturaleza que el sonido, pero a una frecuencia mayor que la frecuencia más alta perceptible para el oído humano (aproximadamente 20, 000 Hz).^{15,16}



Figura 13. Dispositivo ultrasónico actualmente usado (NSK Varios 370)

Hay dos métodos básicos para la producción de energía ultrasónica:

- El primer método: la magnetostricción que convierte la energía electromagnética en energía mecánica, alterando las vibraciones que produce el campo magnético como resultado.
- El segundo método, basado en el principio piezoeléctrico, utiliza un cristal que cambia de tamaño cuando se aplica una carga eléctrica. Cuando el cristal se deforma, entra en oscilación mecánica sin producir calor.

Además de las ventajas del ultrasonido en el campo físico, también se encontró que el desplazamiento de desechos de las paredes del conducto se produce a través de cavitación (Figura 14), que ocurre dentro de la solución de irrigación

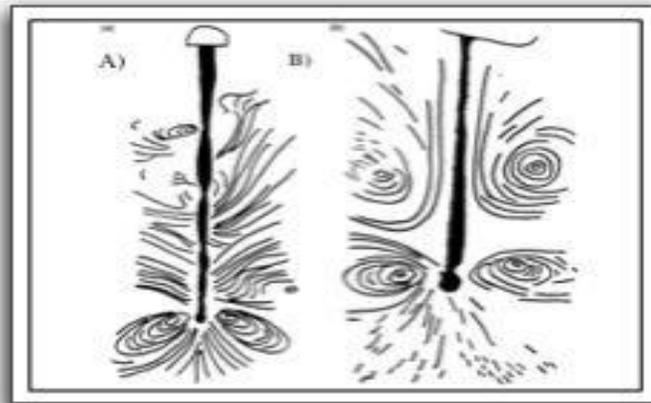


Figura 14 Representación de corriente observada en limas activadas A) ultrasónica y B) Sónica

La eficacia de limpieza PUI implica la eliminación efectiva de residuos dentinarios, microorganismos (planctónico o en biofilm) y tejido orgánico del conducto radicular. Debido al flujo activo del irrigante, su potencial de contacto con una mayor área de superficie de la pared del conducto mejorará. PUI es capaz de interrumpir el biofilm endodóntico, facilitando mejor penetración de los irrigantes a lo largo de las paredes dentinarias.¹⁷

El principio de la técnica PUI, consiste en la transmisión de energía desde un lima o punta de oscilación por medio de ondas ultrasónicas, produciendo una corriente y cavitación de la solución de irrigación que interrumpe la burbuja de aire.

El uso de NaOCl combinado con el ultrasonido o un sistema de vibración de ondas mejora el intercambio de las sustancias en el conducto, permite un calentamiento de la sustancia irrigante potencializando su efecto, elimina restos dentinarios, logrando así un mayor efecto de limpieza. Cameron en 1987, refiere que al usar NaOCl al 4% con ultrasonido durante 3 minutos, logra remover completamente la capa de desecho.¹

El mayor desafío de la irrigación aunada a la instrumentación es la eliminación de las bacterias agrupadas dentro de un polímero extracelular que crean para defenderse de agresores externos a este conjunto de bacterias agrupadas lo definimos como biofilm endodóntico.

1.4 BIOFILM EN ENDODONCIA

Un biofilm es una comunidad de microorganismos de una o varias especies, altamente organizada embebida de una matriz de polímeros extracelulares unida a una superficie sólida y rodeada por canales de comunicación que transportan nutrientes y eliminan el desecho (figura 15).¹⁸⁻¹⁹

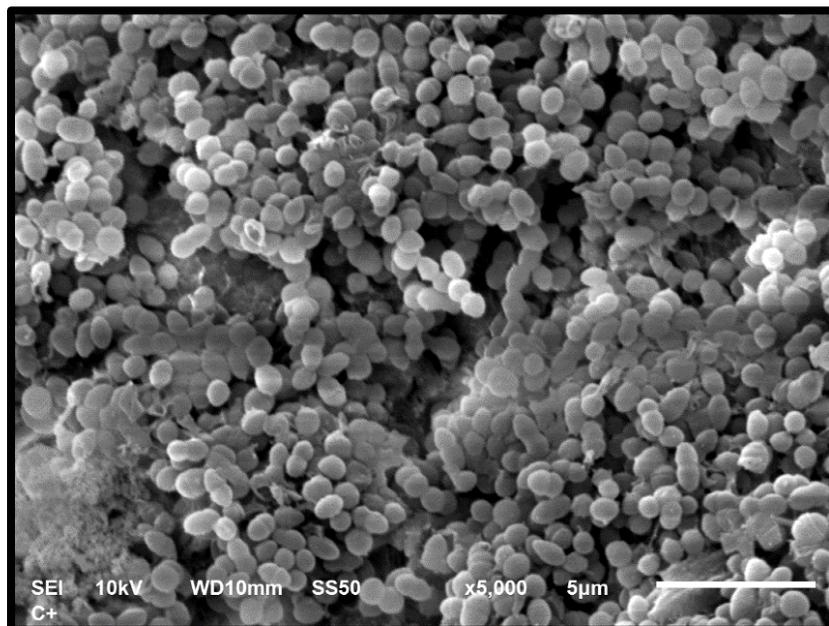


Figura 15 Micrografía que muestra la formación de un biofilm mono especie

Chávez de Paz y cols. opinan que el biofilm no es raro ni infrecuente en el conducto necrótico, sino que es la forma de vida bacteriana más habitual, y que es incorrecto pensar que son entidades excepcionales solo porque sea reciente su conocimiento y estudio en endodoncia. Sin embargo, el proceso de formación del Biofilm en el conducto radicular es aún desconocido, a pesar de ello la teoría más aceptada consta de cuatro fases como se describe en la figura 16 y fue descrita por Svensäter y Bergenholtz.¹⁹

1. En la primera fase se forma una película adhesiva sobre la dentina promovida por el depósito de proteínas y otros compuestos derivados de las bacterias en suspensión, del proceso de necrosis y/o inflamación.
2. En la segunda fase, se fijan algunas bacterias específicas con capacidad de adhesión, de todas las que están en suspensión.
3. En la tercera fase, la primera capa de bacterias ya adherida, segrega mediadores que van fijando más bacterias, y por otro lado, va formando la matriz extracelular de polímeros, como primera barrera defensiva característica del Biofilm.
4. En la cuarta y última fase, el Biofilm va madurando y creando sistemas de defensa más complejos. Al mismo tiempo arroja bacterias al exterior que cronifica la respuesta inflamatoria del huésped.

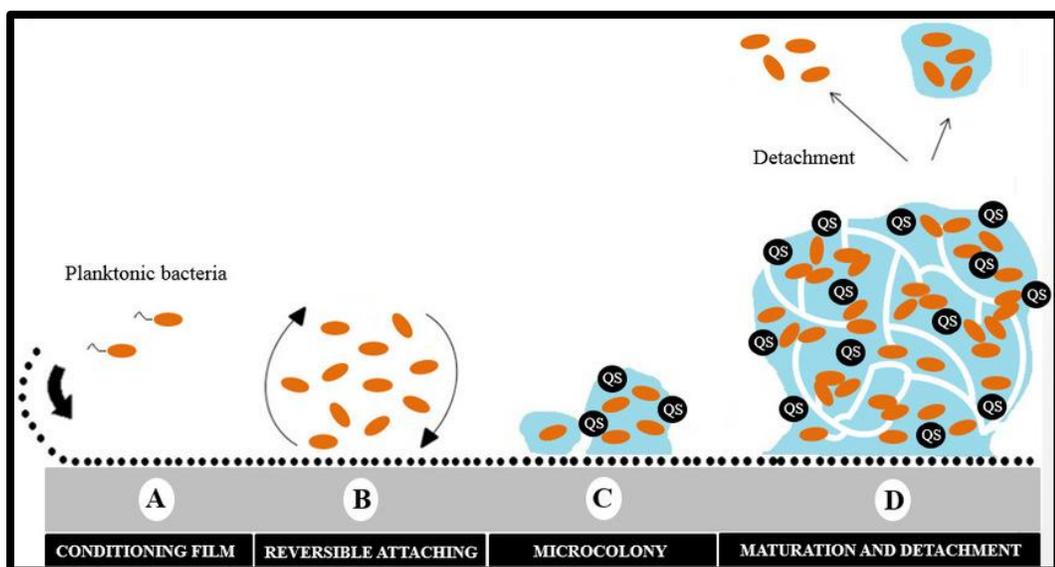


Figura 16 Esquema mostrando las etapas antes mencionadas para la formación del biofilm.

Siqueira y Rôças exponen que, en esta etapa, el conjunto de biofilm puede consistir en 15% de bacterias y 85% de matriz de polímeros, además de contar con más de 300 capas de bacterias superpuestas.

Dicha asociación bacteriana puede ser de una sola especie o de distintas especies. La primera de ellas se denomina autoagregación y la segunda coagregación. La autoagregación se define como la adherencia de las bacterias que pertenecen a la misma cepa, mientras que la coagregación bacteriana es un resultado de dos o más especies diferentes de microorganismos que interactúan para formar un compuesto agregado estable. La coagregación es altamente específica y se considera un factor de virulencia.²⁰

Los estudios de adherencia bacteriana han demostrado que los biofilms formados en entornos de baja turbulencia, que es como se forma dentro del conducto radicular, tienen una baja resistencia a la tracción y se rompen con facilidad, por lo tanto, es importante probar diferentes sistemas de instrumentación para evaluar la capacidad de disminución de microbiota presente dentro de los conductos radiculares y así tener tratamientos más predecibles.²¹

2 JUSTIFICACIÓN

El tratamiento de endodoncia busca la completa desinfección del sistema de conductos radiculares, la complejidad del mismo, hace imposible que la sola instrumentación lo limpie por completo, existen numerosos estudios que muestran, que una parte importante de la pared del conducto radicular no es tocada durante la instrumentación, por lo cual una correcta irrigación es fundamental para reducir de manera significativa la carga bacteriana

Actualmente se sabe que un irrigante por sí solo no logra una desinfección óptima, y los avances en la última década han llevado a la creación de nuevos sistemas de irrigación que permiten tener una amplia variedad de mecanismos para potencializar la acción de los irrigantes utilizados en el tratamiento endodóntico. La poderosa técnica de irrigación ultrasónica pasiva (PUI) ha demostrado ser capaz de eliminar más restos que la irrigación convencional, el irrigante se activa con el uso de un instrumento ultrasónico oscilante, y se ha demostrado que la transmisión acústica produce suficiente fuerza de corte como para desalojar los desechos en el conducto radicular instrumentado.

Tomando esto en cuenta, surge el interés de evaluar la capacidad de instrumentación y desinfección en el sistema de conductos, brindada por el anillo HBW cuyo dispositivo nos asegura una instrumentación y desinfección adecuada con un recambio constante de las soluciones desinfectantes a longitud de trabajo, evitando así, el riesgo de extrusión más allá del ápice.

2.1 Pregunta de investigación

- ¿Presenta el anillo HBW mayor disminución en la carga bacteriana comparado con los sistemas WOG o ProTaper Next en presencia de un biofilm mixto?

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

- Evaluar la disminución de la carga bacteriana mediante el uso del anillo HBW

3.2 Objetivos específicos

- Formar un Biofilm mixto de forma estática en premolares y raíces mesiales de primeros y segundos molares, con curvatura de 25-30°.
- Cuantificar la carga bacteriana pre y post instrumentación mediante unidades formadoras de colonias (UFC).

4 HIPOTESIS

- **Hipótesis 01:** El sistema de instrumentación ultrasónica del anillo HBW, presenta mayor disminución de carga bacteriana, comparado con los sistemas mecanizados Wave One Gold o ProTaper Next
- **Hipótesis nula 01:** El sistema de instrumentación ultrasónica del anillo HBW, no presenta mayor disminución de carga bacteriana, comparado con los sistemas mecanizados Wave One Gold o ProTaper Next.

5 METODOLOGÍA

En esta sección, se describen a detalle la metodología experimental utilizada en el desarrollo de este trabajo.

5.1 LUGAR DE REALIZACIÓN

- Preclínica de la Maestría de Endodoncia de la UASLP
- Laboratorio de Microbiología de la Maestría de Endodoncia de la UASLP

5.2 DISEÑO DEL ESTUDIO

- Comparativo, transversal, prospectivo

Tipo de estudio

- Experimental in vitro

5.3 CRITERIOS DE SELECCIÓN

a) Criterios de inclusión

- Primeros y segundos molares inferiores
- 3 o más paredes clínicas
- Curvatura de 25-30°
- Ápices maduros

b) Criterios de exclusión

- Dientes con raíces completas
- Dientes con menos de 2 paredes de corona clínica
- Dientes con conductos calcificados
- Dientes con ápice abierto
- Terceros molares

c) Criterios de eliminación

- Dientes con separación de instrumentos
- Dientes con fisuras/ fracturas

5.4 DEFINICIÓN CONCEPTUAL Y OPERACIONAL DE LAS VARIABLES

a) Variables Independientes

▪ Sistemas de Instrumentación

- **Definición conceptual:** Sistemas rotatorios o manuales con el propósito de facilitar el procedimiento de la preparación del sistema radicular. Estos sistemas cuentan con diferentes ventajas como flexibilidad, conicidad, rigidez, movimientos rotatorios o reciprocantes con el fin de limpiar y conformar el conducto radicular.
- **Definición operacional:** Actualmente, una gran variedad de sistemas de instrumentación fue introducidos en el mercado odontológico, con el propósito de cumplir los tres principios esenciales para la conformación del conducto; seguridad, eficacia y simplicidad. Dando características particulares como sistemas de una sola lima o sistemas seriados y movimientos reciprocantes o movimientos rotatorios.
- **Escala de medición:** Categórica Nominal

▪ Ultrasonido

- **Definición conceptual:** dispositivo para activar ultrasónicamente limas endodónticas, produciéndose una oscilación de 20 a 30 kHz, creando un patrón de nodos y antinodos alrededor de este
- **Definición operacional:** se utilizarán limas para activar soluciones irrigantes.
- **Escala de medición:** continua de razón

b) Variables dependientes

▪ Desinfección

- **Definición conceptual:** Reducir o erradicar las bacterias en su totalidad en cierta zona o lugar.
- **Definición operacional:** Se mide mediante la toma de muestra con puntas de papel de un conducto pre-instrumentación y post-instrumentación de las diferentes muestras realizando diluciones seriadas de McFarland de la suspensión resultante (10⁻³, 10⁻⁴ y 10⁻⁵) y alícuotas de 0.1 ml se sembrarán en agares y se incubarán durante 24 horas a 37°C (con 5% de CO₂). Después se contarán las colonias y se calculará el número de unidades formadoras de colonias por mililitro (CFU mL⁻¹).
- **Escala de medición:** Continua de Razón

5.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El análisis de los datos se realizó en el software GraphPad PRISM v5.0.

La normalidad de los datos se realizó mediante la prueba de Kolmogorov-Smirnov. Las pruebas de significancia estadística empleadas fueron mediante U Mann Whitney para la comparación de 2 grupos y para la comparación de 3 grupos ANOVA no paramétrica Kruskal-Wallis. Se consideró como estadísticamente significativa un valor de $p < 0.05$

5.6 CONSIDERACIONES ÉTICAS

Este proyecto fue aprobado por el comité de ética en investigación de la Facultad de Estomatología de la UASLP, bajo la clave CEI-FE-035-019

Los residuos fueron manejados como indica la NORMA Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental –Salud ambiental– Residuos peligrosos biológico-infecciosos- Clasificación u especificaciones de manejo.

5.7 FASE EXPERIMENTAL

Para cumplir la necesidad de llevar a cabo en forma correcta la fase experimental de este proyecto de investigación, se dividió en 5 fases como se describe a continuación:

1. *Primera Fase: Preclínica:*

- a) Obtención de las muestras y limpieza externa
- b) Toma de radiografías
- c) Aleatorización de las piezas
- d) Acceso, patencia y limpieza interna

2. *Segunda Fase: Microbiológica I*

- a) Preparación de medios de cultivo y reactivación de las cepas.

3. *Tercera Fase: Formación de biofilm por sistema de flujo laminar*

- a) Inoculación de las muestras y recambio cada 48 horas

4. *Cuarta fase: Clínica*

- a) Aislamiento y desinfección del campo operatorio
- b) Toma de muestra de conducto previo a la instrumentación
- c) Instrumentación de los conductos

5. *Quinta fase: Microbiológica II*

- a) Toma de muestra post instrumentación y conteo de UFC

1. PRIMERA FASE: FASE PRECLÍNICA

a) **Obtención de las muestras y limpieza externa**

La recolección de las piezas dentales extraídas por razones protésicas, ortodónticas y periodontales, se llevó a cabo gracias a la donación de centros de salud, clínicas particulares y de hospitales públicos, todas proporcionando el visto bueno y la autorización para el empleo de las mismas en este estudio.

Una vez recolectadas 110 piezas dentales, se realizó una limpieza exhaustiva en toda su parte externa, mediante el uso de curetas periodontales, para así poder apreciar su anatomía macroscópica y facilitar su manipulación.

b) Toma de radiografías

Posterior de realizar la limpieza de las 110 piezas dentales, a cada una de ellas se les tomó una radiografía digital, con el objetivo de observar que el conducto se encontrara presente, así como para medir las curvaturas en un rango de 25° a 35° , esto se realizó con el programa AutoCAD 2019.

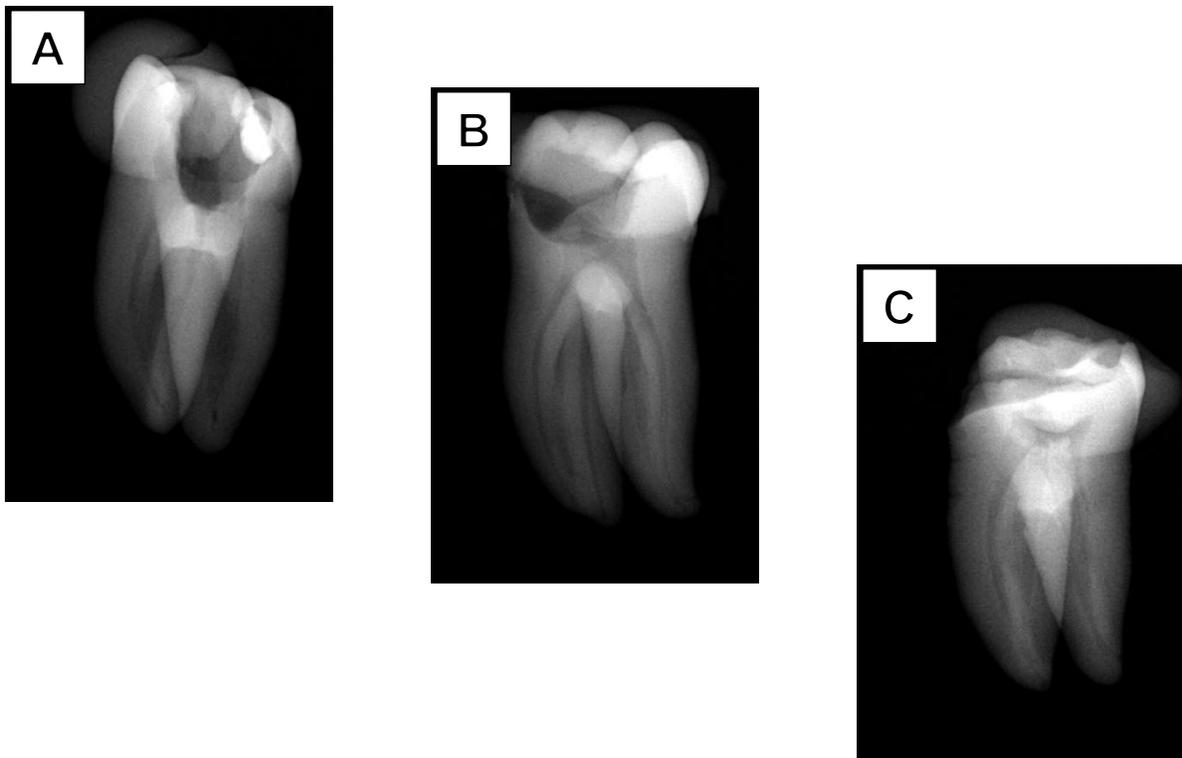


Figura 17. Radiografías digitales preoperatorias de las muestras, tomadas al azar (A,B,C)

c) Aleatorización de las piezas

De las 110 piezas se seleccionaron un total de 70 piezas dentales las cuales fueron aleatorizadas en los grupos de estudio: Grupo A (Wave One Gold), Grupo B (ProTaper Next), Grupo C (Anillo HBW), Grupo D (Controles).

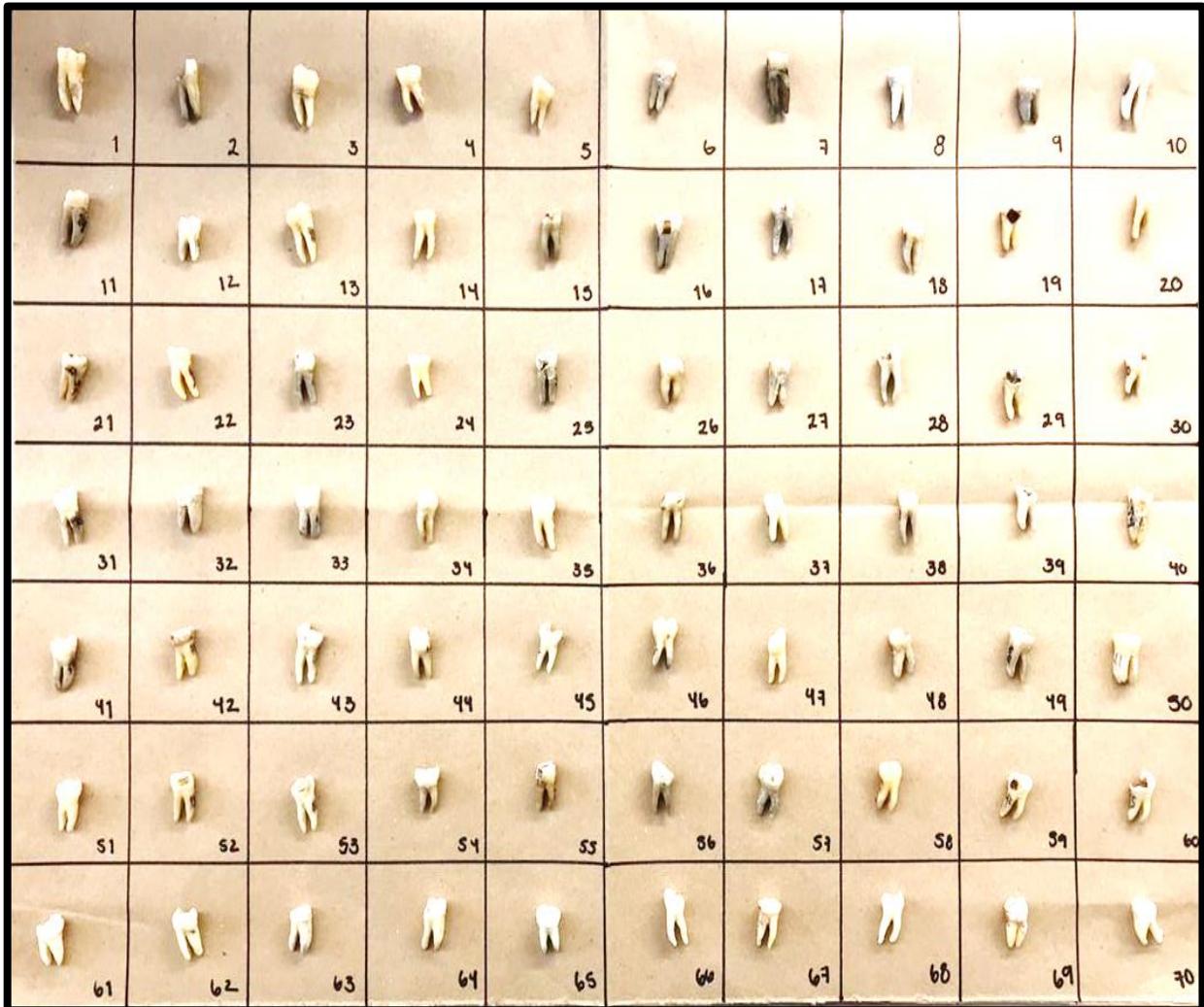


Figura 18 Total de muestras seleccionadas para realizar la aleatorización en los diferentes grupos de estudio.

Tabla 1. Grupos de estudio

GRUPO	SISTEMA	ACCIÓN	No. DE MUESTRA
A	Wave One Gold	Mecanizado (reciprocante)	20
B	ProTaper Next	Mecanizado (rotatorio)	20
C	Anillo HBW	Activado Ultrasónicamente	20
D	Controles	-	10

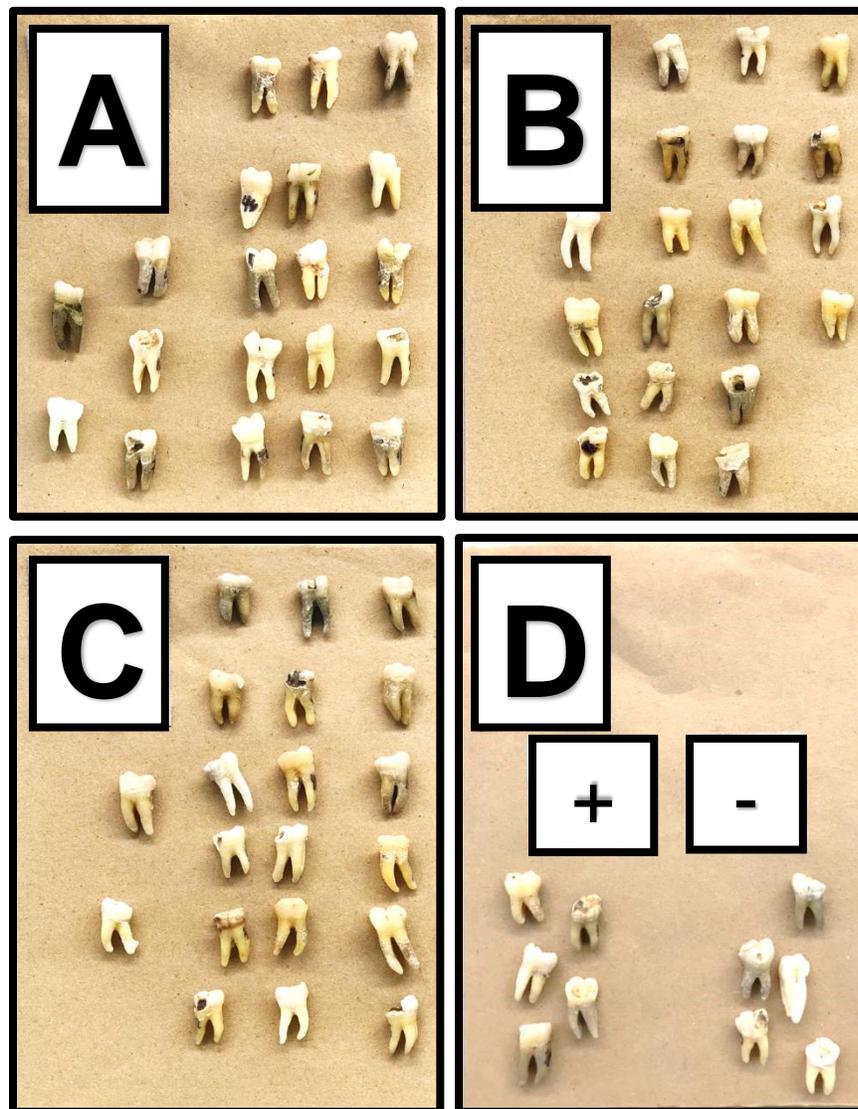


Figura 19 Muestras aleatorizadas en los distintos grupos de estudio.

d) Acceso, patencia y limpieza interna

Una vez que las piezas dentales fueron aleatorizadas, a cada una de ellas se les realizó el acceso cameral, tratando de conservar la mayor estructura dental posible, esto se llevó a cabo con fresa de carburo #4, una vez realizado el acceso, se localizaron los conductos mesiales de la raíz mesial con un explorador endodóntico, DG16 (Hu-Friedy), para posteriormente patentizar los mismos con limas k #10 Y #15 (Dentsply Sirona).

Las piezas dentales fueron llevadas a un baño ultrasónico para realizar la limpieza interna, con el objetivo de eliminar tejido orgánico e inorgánico según el protocolo de Haapasalo et al. Fueron secadas en papel filtro y colocadas en secciones de 5 piezas en bolsas para esterilizar (6 cm x 12 cm) en autoclave durante 15 minutos a una temperatura de 121° y guardadas hasta su uso



Figura 20. Baño ultrasónico donde las muestras están en proceso de limpieza con distintas soluciones para dicho fin.

2. SEGUNDA FASE: FASE MICROBIOLÓGICA

a) Preparación de medios de cultivo y reactivación de las cepas.

Se prepara medio de cultivo idóneo para cada microorganismo tanto en agar como en caldo de: 1) Infusión Cerebro Corazón (BHI) (BD. BBLTM) para *Enterococcus faecalis* y 2) Dextrosa Sabouraud (BD. BBLTM 20) para *Candida albicans*.

Estos medios son necesarios para reactivar las cepas de los microorganismos por separado y confirmar su pureza. Las cepas utilizadas fueron donadas del cepario del Laboratorio de Microbiología de la Maestría en Endodoncia, UASLP, dichas cepas fueron aisladas de pacientes que acudieron a la clínica de la Maestría en Endodoncia, con diagnóstico de fracaso endodóntico e identificadas. La reactivación se realizó en siembra en agar y caldo ideal para cada microorganismo; como se muestra en la figura No.21

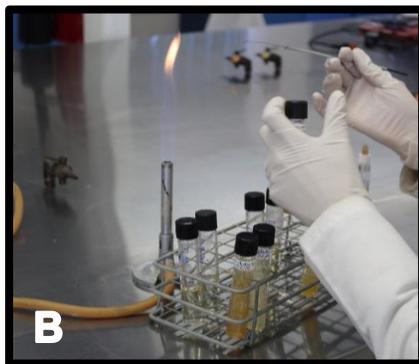
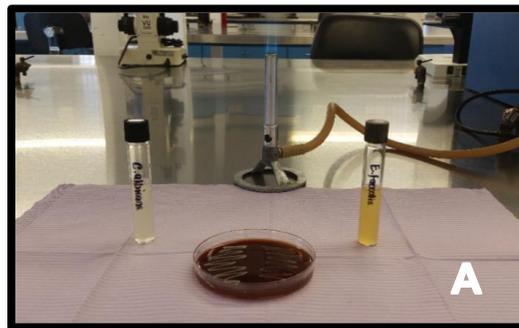


Figura 21. Se observa la reactivación de las cepas suspendidas en medio líquido por separado (A), así como la siembra de las mismas tanto en tubo, como en placa con medios ideales para el desarrollo de cada una.

Se incubaron en estufa bacteriológica (FELISA®) durante 48 horas a $35\pm 2^\circ$ y posteriormente se observó desarrollo de microorganismos en los diferentes medios de cultivo. En los medios líquidos el desarrollo se observó por medio de la turbidez que presentaban, mientras que en las placas hubo desarrollo de colonias características de ambos microorganismos, se comprobó su pureza por medio de la tinción de Gram, observando las formas clásicas de cocos Gram + para *Enterococcus faecalis* y levaduras para *Candida. albicans* en ambos medios de cultivo como se muestra en las figuras 22-24.



Figura 22. Placas de agar BHI con *E. faecalis* y Dextrosa S. con *C. albicans* en incubadora bacteriológica

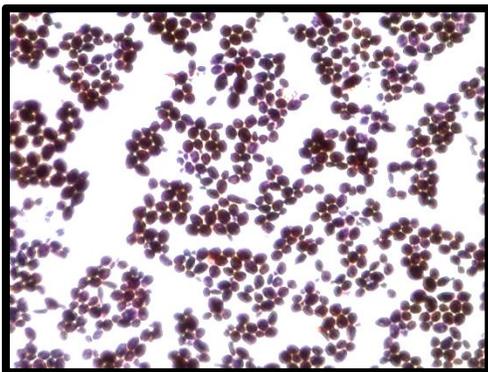


Figura 24. Tinción de Gram, donde se observa la forma característica levaduriforme de *C. albicans*.

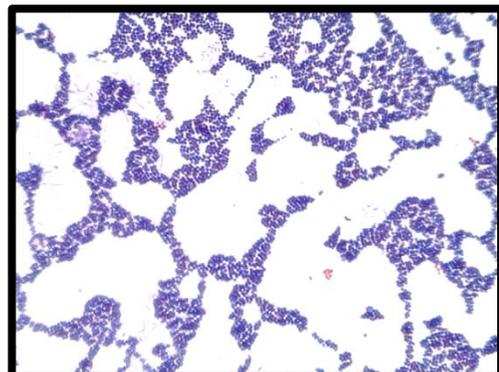


Figura 23. Tinción de Gram, mostrando cocos Gram + correspondientes a *E. faecalis*

Confirmada la pureza de las sepas el siguiente paso fue la elaboración de un medio de cultivo idóneo para que ambos microorganismos presentaran un buen desarrollo, para este propósito se llevó a cabo la preparación del medio tanto en liquido así como en medio solido con una mezcla de 3:1. El medio consiste en 3 partes (75%) de Infusión cerebro corazón por 1 parte (25%) de Dextrosa Saboraud, esta proporción basado en estudios anteriores donde se demostró el buen desarrollo de ambos microorganismos como se observa en la figura 25.

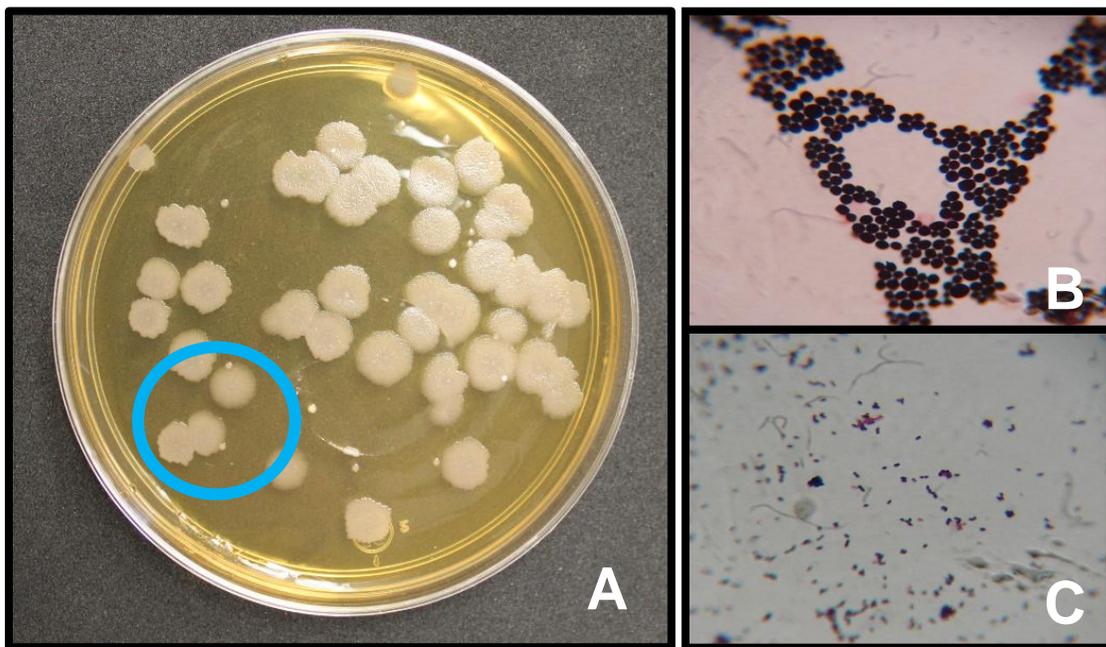


Figura 25. Placa de agar modificado, donde se observa desarrollo conjunto de *E. faecalis* y *C. albicans* (A), Tinciones de Gram mostrando forma característica de los microorganismos antes mencionados (B,C)

El procedimiento de la elaboración del medio modificado se ilustra en las figuras 26-28



Figura 26. Medios de cultivo deshidratados idóneos para el desarrollo de *E. Faecalis* (BHI) y *C. albicans* (Dextrosa S.)

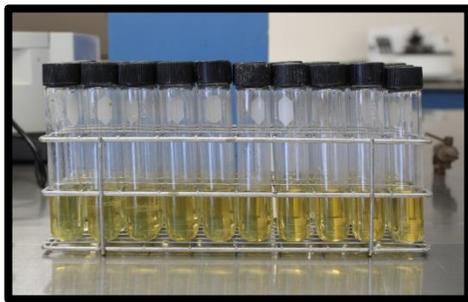


Figura 28. Tubos conteniendo medio mixto modificado

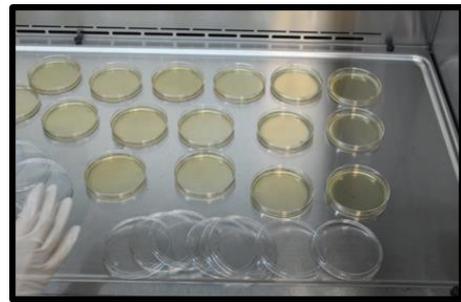


Figura 27. Placas de agar de medio modificado

De esta manera se preparan el número necesario de medios de cultivo para la formación del Biofilm mixto de *Enterococcus faecalis* y *Candida albicans*.

3. TERCERA FASE: FASE FORMACIÓN DE BIOFILM ESTATICO

Para dar inicio a la formación del Biofilm de 5 semanas de los grupos de estudio en sistema de flujo laminar (estático) se realizó una calendarización con la finalidad de optimizar tiempos en el manejo de las muestras (TABLA No. 2)

Tabla 2. Calendarización donde se muestran las semanas empleadas para la formación del biofilm de manera estática y una semana extra donde se aplicación los sistemas a comparar dentro de este estudio, así como los grupos control.

GRUPO	SEMANA								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
A Wave One Gold	■	■	■	■	■				
A Fase clínica						■			
B ProTaper Next		■	■	■	■	■			
B Fase clínica							■		
C Anillo HBW			■	■	■	■	■		
C Fase clínica								■	
D Controles				■	■	■	■	■	
D Fase clínica									■

a) Inoculación de las muestras y recambio cada 48 horas

Se trabaja en la campana de flujo laminar, la cual mantiene la esterilidad necesaria bajo el siguiente procedimiento:

1. Se toman 100 µl de *Enterococcus faecalis* y 100 µl de *Candida albicans* a una escala de Mcfarland de 0.5 (150×10^6 /ml) y se inocula en un tubo con medio de cultivo mixto (BHI 75% / D-S 25%) previamente preparado y esterilizado el cual va a ser el **inóculo inicial**.
2. En tubos de (15 x 20 mm) que contienen 15 ml. de medio mixto (BHI 75% / D-S 25%) se introducen los dientes estériles (5 muestras por tubo)
3. Se realiza la contaminación de los dientes con 100 µl del **inóculo inicial** (*Enterococcus faecalis* y *Candida albicans*) y se incuban en la estufa bacteriológica a 35°C durante 48 horas
4. Se realizan recambios cada 48 horas de medio de cultivo fresco por un periodo de 5 semanas, siendo monitoreado la pureza del cultivo por medio de tinción de gram en cada recambio.
5. Se realiza el mismo procedimiento en cada uno de los grupos restantes según la calendarización programada. (figuras 29-33)

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro



Figura 29 Tubos con medio mixto estéril, piezas dentales Grupo A.

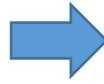


Figura 30. Inoculación del medio mixto con mezcla de *E. faecalis* y *C. albicans*.



Figura 33. Grupos de estudio y controles, formados bajo las mismas condiciones.

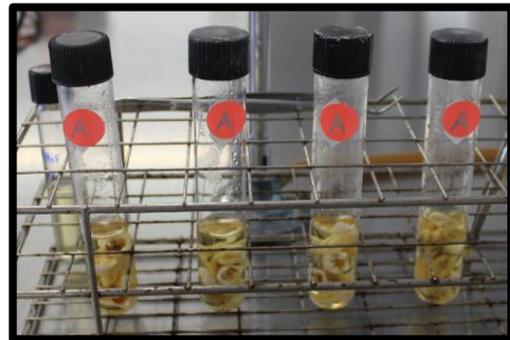


Figura 31. Tubos de medio mixto, conteniendo piezas dentales, inicio de formación de biofilm.

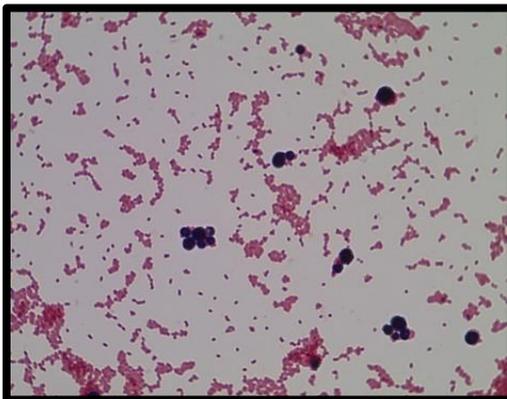


Figura 32. Recambio a las 48 horas de medio modificado, junto con tinción de Gram para comprobar pureza y desarrollo de ambos microorganismos.



4. CUARTA FASE: FASE CLINICA

a) Aislamiento y desinfección del campo operatorio

Previo a la instrumentación, se realizó el aislamiento absoluto con dique de hule (nic tone 5x5) y arco de Young, fue necesario tomar una muestra del campo operatorio, previamente se realizó la desinfección del mismo, con el uso de peróxido de hidrogeno al 30%, hipoclorito de Sodio al 5.25% y Tiosulfato 10% (figura 34), de manera inmediata se tomó una muestra y se realizó la siembra en agar soya tripticasa (figura 35-36) este fue incubado a $35 \pm 2^\circ$ durante 24 horas confirmando que el campo operatorio estuviera libre de contaminación.



Figura 32 Soluciones empleadas en la desinfección el campo operatorio.



Figura 33. Aislamiento y desinfección del campo operatorio mediante las soluciones antes mencionadas.



Figura 34. Toma de muestra con hisopo para comprobar la esterilidad del campo operatorio y siembra en Agar soya tripticasa.

b) Toma de muestra de conducto previo a la instrumentación.

Para la toma de muestra pre instrumentación fue necesario colocar una punta de papel estéril de tamaño # 15 o #20, dentro de cada uno de los conductos radiculares durante 1 minuto como se muestra en la figura 37, este procedimiento se realizó 3 veces, con fin de obtener 3 puntas de cada conducto y luego se transfirió con ayuda de unas pinzas estériles a medio modificado mixto (75% BHI / 25% Dextrosa), como se muestra en la figura 38.

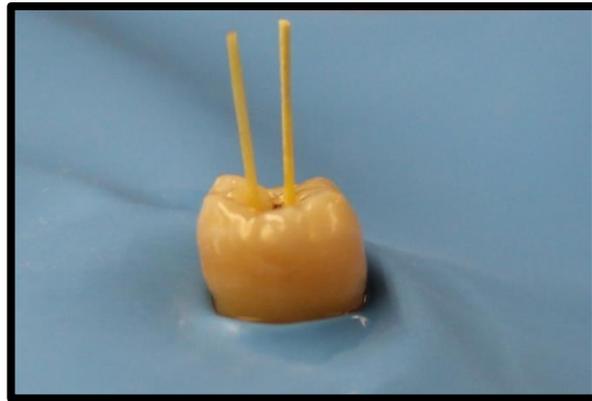


Figura 35. Toma de muestra con puntas de papel estériles dentro de conducto radicular.

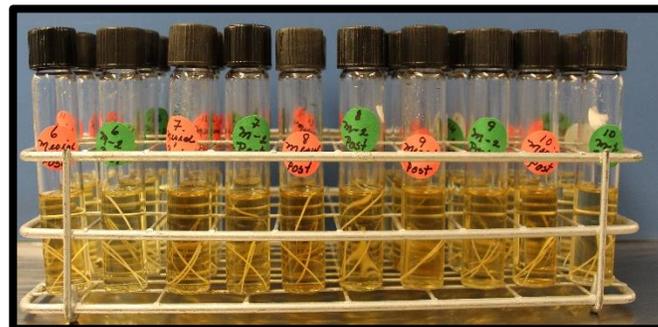


Figura 36. Tubos de medio mixto estéril conteniendo puntas de papel de la muestra pre instrumentación

Las muestras pre- instrumentación fueron llevadas a la estufa incubadora a $35 \pm 2^\circ$ durante 24 horas para posteriormente realizar diluciones seriadas de McFarland y siembras en agar.

c) Instrumentación de los conductos

Las muestras de cada grupo se instrumentaron de la siguiente manera (de acuerdo a la recomendación del fabricante), por un mismo operador:

Grupo 1 Instrumentación con Wave One Gold (Dentsply, Sirona)

El fabricante recomienda, hacer una exploración de los 2/3 coronales del conducto con una lima #8 y #10, posteriormente realizar una vía de deslizamiento o Glydepath con la lima ProGlyder (Maillefer) hasta longitud de trabajo. (Después de la toma de muestra pre-instrumentación, se ajustó el motor endodóntico X Smart plus (Dentsply Maillefer, Ballaigues, Suiza).

El instrumento Primary fue introducido en el conducto radicular inundado de hipoclorito de sodio, para trabajar los primeros 2/3 coronales previamente preparados con ProGlyder, se hicieron movimientos presionando ligeramente tres veces para avanzar apicalmente (se retiró el instrumento, se limpiaron las estrías) y el siguiente paso fue permeabilizar el conducto hasta apical con una lima #10 y posteriormente se realizó la vía de deslizamiento con ProGlyder. Una vez que el conducto estuviese perfectamente permeable y con vía de deslizamiento confirmada, utilizamos de nuevo la lima Primary con el fin de instrumentar hasta apical, volviendo a hacer tres presiones apicales, hasta llegar a longitud de trabajo.

Los conductos fueron irrigados con 2 ml de NaOCl al 5.25% utilizando una jeringa desechable de 5 ml y una aguja Endoeze (Ultradent, Products, INC., USA), haciendo la aspiración simultánea del contenido del conducto y la solución irrigante, al terminar la instrumentación de los conductos, se realizó el protocolo de irrigación final que incluyó el uso de NaOCl al 5.25% y EDTA al 17% por 1 minuto, con lavados de solución salina entre soluciones. Entonces se procedió a la toma de muestra post-instrumentación, cuyo protocolo se describe más adelante, el procedimiento completo se muestra en las siguientes figuras 39-40.

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro



Figura 37 Representación del sistema Wave One Gold (Dentsply, Sirona)

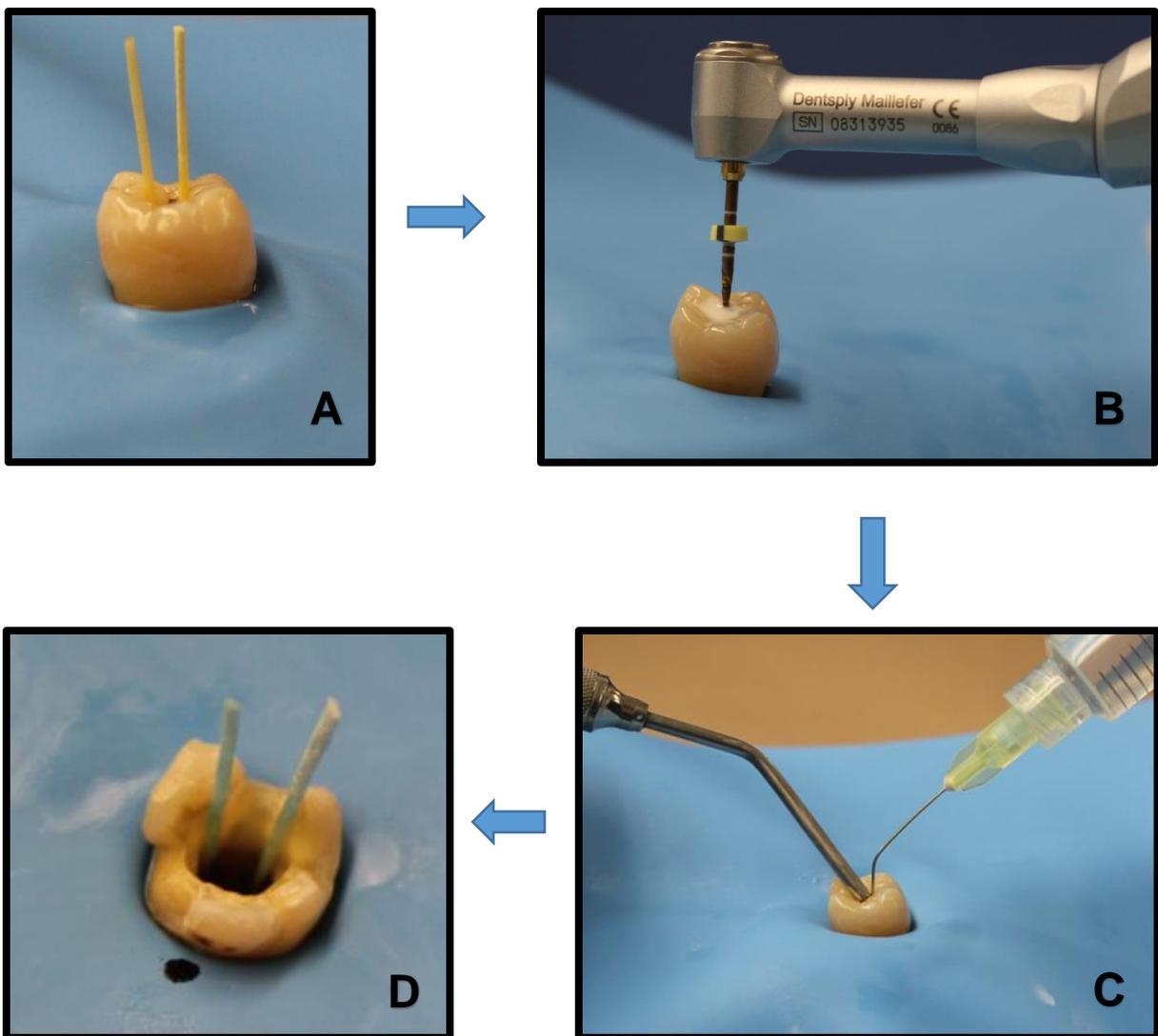


Figura 38. El procedimiento clínico inicio con la toma de muestra pre instrumentación (A), seguido de la utilización del sistema, dependiendo el Grupo de estudio (B), siempre utilizando el mismo protocolo de irrigación para evitar cualquier sesgo (C) y finalizando con la toma post- instrumentación (D).

Grupo 2. Instrumentación con ProTaper Next (Dentsply, Sirona)

El fabricante recomienda la exploración del conducto con limas manuales de pequeño calibre #8 o #10, determinar la longitud de trabajo, verificar la permeabilidad y comprobar que haya una permeabilidad suave y reproducible.

Si es necesario se utilizara la lima ProTaper Next XA, la cual sera auxiliar en el acceso radicular, se recomienda siempre la copiosa irrigación y la continua permeabilización del conducto, utilizando nuevamente limas de pequeño calibre.

Ante la presencia de NaOCl, cepillar y seguir a lo largo de la permeabilidad con la lima ProTaper Next X1, en una o mas pasadas, hasta alcanzar la longitud de trabajo, siempre irrigando continuamente y limpiando las estrias del instrumento, por ultimo se utilizo la lima ProTaper Next X2, exactamente como se describio para la lima ProTaper Next X1, hasta alcanzar pasivamente la longitud de trabajo. Al terminar la instrumentación de los conductos, se realizó el protocolo de irrigación final que incluyó el uso de NaOCl al 5.25% y EDTA al 17% por 1 minuto, con lavados de solución salina entre soluciones. Entonces se procedió a la toma de muestra post-instrumentación, cuyo protocolo se describe más adelante.

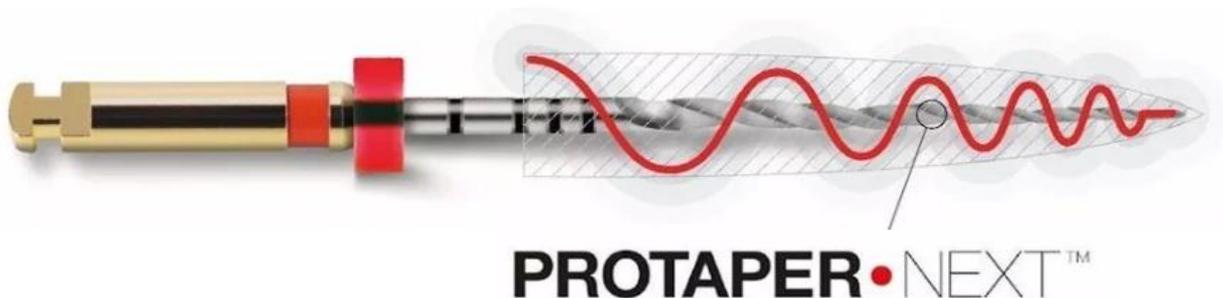


Figura 39 Representación del sistema ProTaper Next (Dentsply Sirona)

Grupo 3. Instrumentación con Anillo HBW, (Bujanda Heriberto)

Las recomendaciones del fabricante en primera instancia es siempre tener embebida la cámara pulpar con NaOCl al 5.25% y en un constante recambio de la solución, por lo cual se aspiró e irriego continuamente durante todo el tratamiento.

Se utilizaron limas K Maní #8, con un movimiento de picoteo, hasta lograr la longitud de trabajo, esto por 1 minuto, una vez obtenida la longitud de trabajo, se continuo con limas K *Flexofile* (Maillefer) #10, #15 y #20, el movimiento de picoteo, cambio por uno de “serrucho” como lo llama el autor, se realizó un barrido contra las paredes del conducto, de manera seriada, todas las limas fueron activadas ultrasónicamente mediante el anillo HBW y ultrasonido NSK: Varios 370, asi como la continua irrigación y aspiración del conducto, al terminar la instrumentación de los conductos, se realizó el protocolo de irrigación final que incluyó el uso de NaOCl al 5.25% y EDTA al 17% por 1 minuto, con lavados de solución salina entre soluciones. Entonces se procedió a la toma de muestra post-instrumentación, cuyo protocolo se describe más adelante.



Figura 40 Anillo HBW

5. QUINTA FASE: MICROBIOLÓGICA II

a) Toma post instrumentación y conteo de UFC

Posterior a la irrigación final, los conductos se secan con puntas de papel estériles, se introducen 2 gotas de medio modificado (25% Dextrosa sabourad / 75% BHI) con el fin de humedecer el conducto para la toma de muestra post instrumentación.

Las puntas de calibre 30, se colocan dentro del conducto radicular durante 1 minuto, cada punta fue retirada usando pinzas estériles y colocándolas dentro del caldo modificado, se realizó 3 veces, con fin de obtener 3 puntas por conducto.

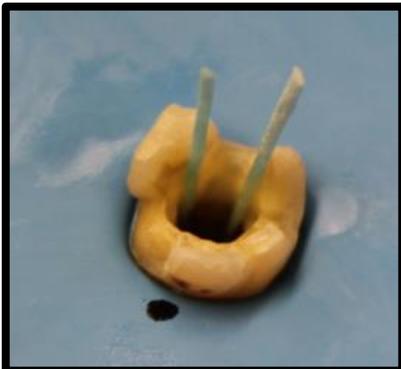


Figura 41. Toma de muestra Post-instrumentación

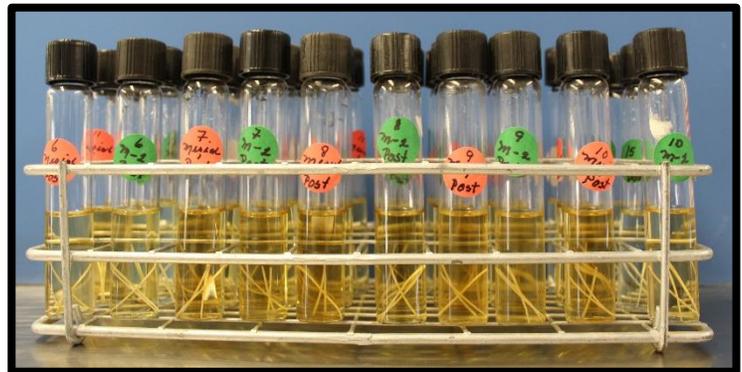
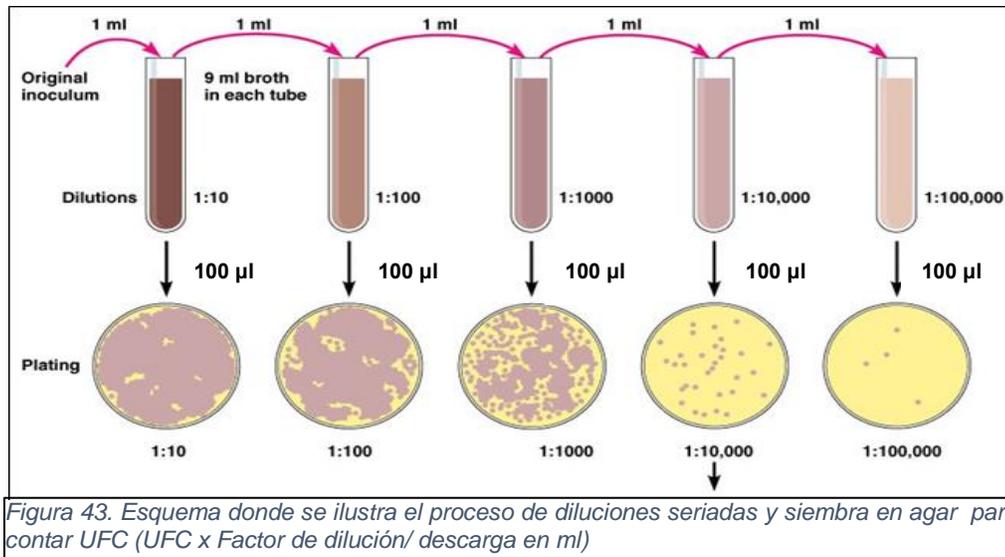


Figura 42 Muestras post-instrumentación en medio mixto

Las muestras post- instrumentación fueron llevadas a la estufa bacteriológica a una temperatura de $35C \pm 2^\circ$ durante 24 horas, para observar turbidez, conforme a la turbidez obtenida en los tubos se realizan diluciones seriadas (10-n), para posteriormente realizar la siembra en placas de agar, ejemplificadas en la figura 43.

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro



Las siembras en agar fueron realizadas con una aza en L (L-spread Shape), incubadas durante 24 horas a $35^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}$, para posteriormente realizar el conteo de las colonias y calcular el número de unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC mL⁻¹) las placas contabilizadas fueron aquellas que entraban en rango de 25- 250 UFC, el proceso de muestra en la figura 44.

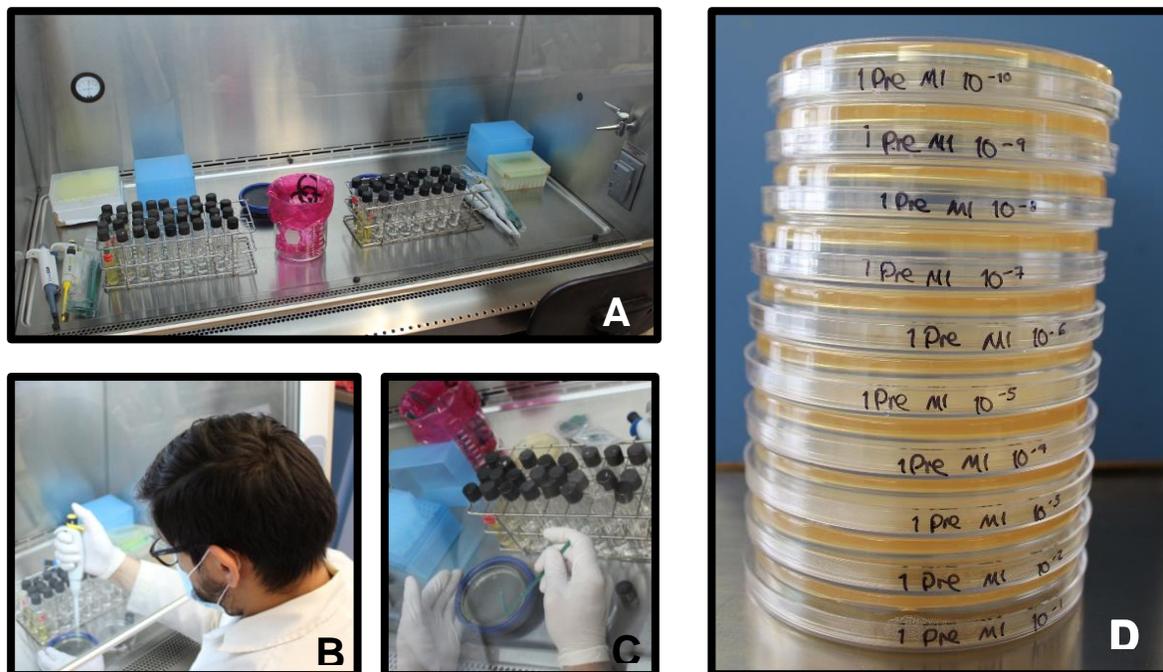


Figura 44. Se trabajó en la campana de flujo laminar, la cual nos proporciona la esterilidad necesaria (A), las diluciones seriadas se realizaron con 1000 µl del tubo primario (B), la siembra en agar modificado fue realizada con 100 µl de la última dilución (C), se realizó una corrida completa desde 10⁻¹ -10⁻¹⁰, para visualizar cual era la que entraba en una escala contable de 25 a 250 UFC (D)

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro

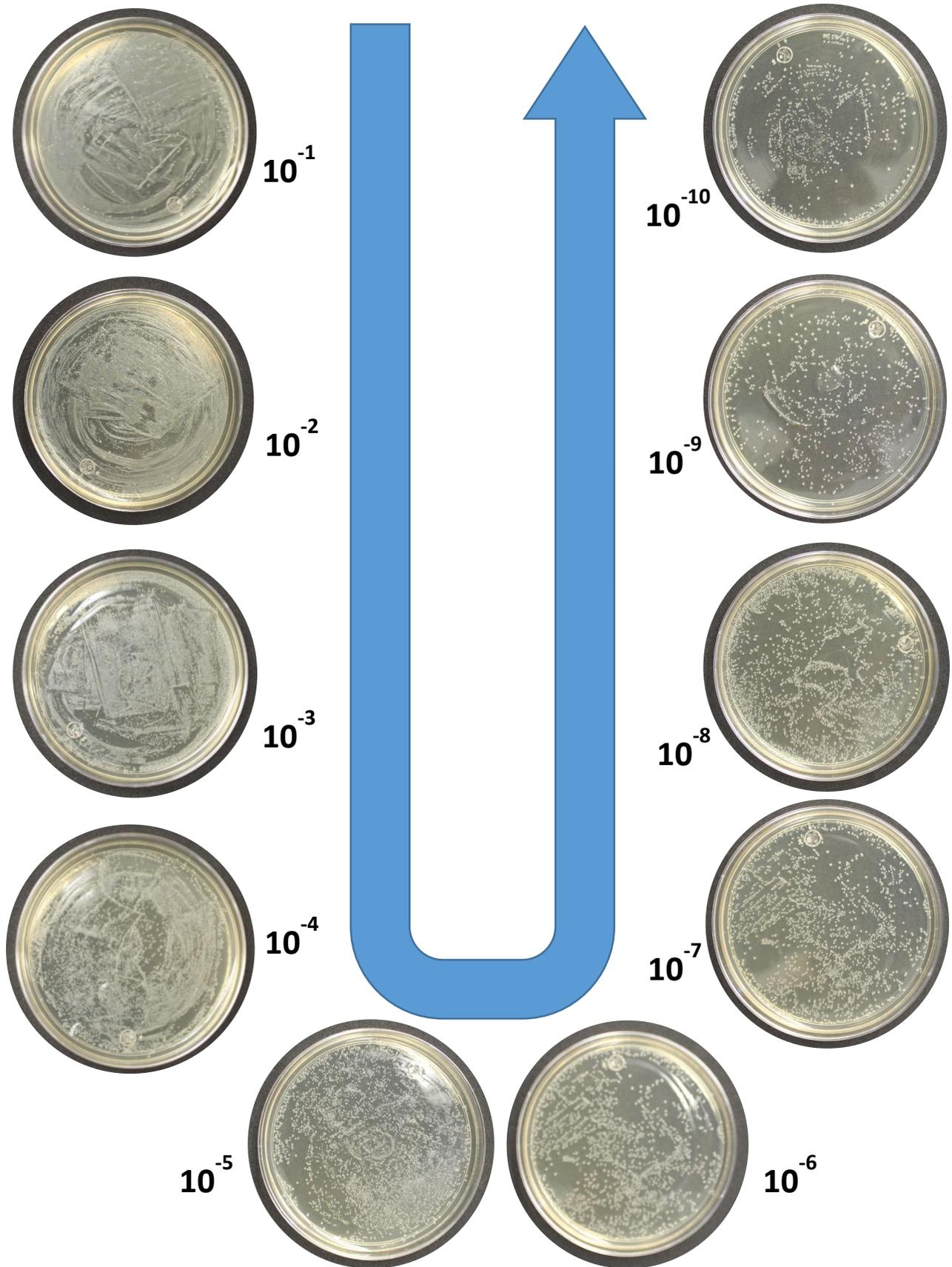


Figura 45 Corrida completa, donde se observa la disminución de microorganismos dependiente de la dilución.

6. RESULTADOS

Se presentan los controles de formación de biofilm; control positivo (formación de biofilm) donde se observa una capa de polímeros extracelulares que cubre el piso de la dentina y en la superficie de ella microorganismos metabólicamente activos y control negativo, donde se observan los túbulos dentinales sin presencia de microorganismos

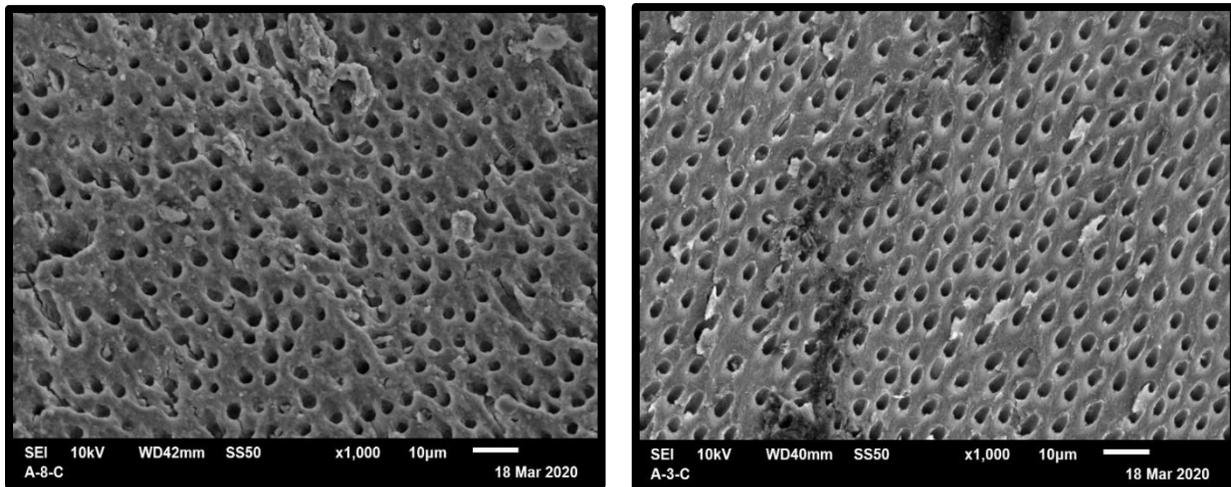


Figura 46 Micrografía perteneciente al grupo de no formación de biofilm o control negativo, podemos observar tubulillos dentarios permeables, sin obliteraciones o presencia de microorganismos

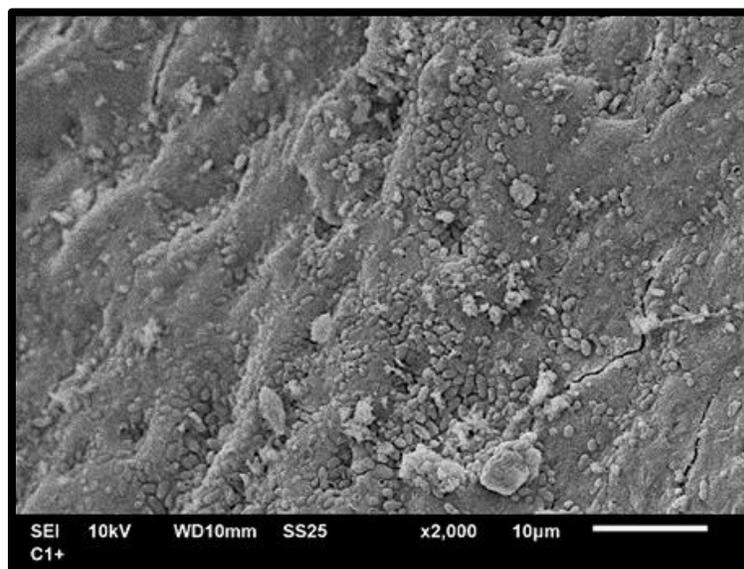


Figura 47 Micrografía perteneciente al grupo de crecimiento o formación de biofilm, donde podemos observar una capa característica de biofilm, recubriendo toda la superficie de los tubulillos dentinarios y con algunas cocos y levaduras por encima de los polímeros extracelulares

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro

Tabla 3 Se muestran los valores de la toma pre y post instrumentación de cada uno de los conductos mesiales (M1, M2), obtenidos en el Grupo A perteneciente al sistema Wave One Gold

GRUPO A (WAVE ONE GOLD) PRE INSTRUMENTACIÓN						GRUPO A (WAVE ONE GOLD) POST INSTRUMENTACIÓN					
No.	CONDUCTO	MC	No.	F.	No UFC/ ML	No.	CONDUCTO	MC	No.	F.	No. UFC/ ML
1	M1	7.5	53	1.00E+11	5.3E+13	1	M1	0	0	0	0
1	M2	7.5	43	1.00E+11	4.3E+13	1	M2	0	0	0	0
2	M1	7.5	11	1.00E+09	1.1E+11	2	M1	5	53	1.00E+09	5.3E+11
2	M2	7.5	11	1.00E+09	1.1E+11	2	M2	5	244	1.00E+09	2.44E+12
3	M1	7.5	95	1.00E+08	9.5E+10	3	M1	0.5	61	1.00E+08	6.1E+10
3	M2	7.5	13	1.00E+09	1.3E+11	3	M2	0.5	12	1.00E+06	120000000
4	M1	7.5	56	1.00E+09	5.6E+11	4	M1	0	0	0	0
4	M2	7.5	160	1.00E+09	1.6E+12	4	M2	0.5	15	0	0
5	M1	7.5	152	1.00E+09	1.52E+12	5	M1	0.5	90	1.00E+08	9E+10
5	M2	7.5	124	1.00E+09	1.24E+12	5	M2	0.5	212	1.00E+09	2.12E+12
6	M1	7.5	53	1.00E+11	5.3E+13	6	M1	0	0	0	0
6	M2	7.5	43	1.00E+11	4.3E+13	6	M2	0.5	4	0	0
7	M1	7.5	114	1.00E+09	1.14E+12	7	M1	0	0	0	0
7	M2	7.5	114	1.00E+09	1.14E+12	7	M2	0	0	0	0
8	M1	7.5	95	1.00E+08	9.5E+10	8	M1	0	0	0	0
8	M2	7.5	139	1.00E+09	1.39E+12	8	M2	0	0	0	0
9	M1	7.5	56	1.00E+09	5.6E+11	9	M1	0	0	0	0
9	M2	7.5	160	1.00E+09	1.6E+12	9	M2	0	0	0	0
10	M1	7.5	152	1.00E+09	1.52E+12	10	M1	0.5	45	1.00E+06	450000000
10	M2	7.5	124	1.00E+09	1.24E+12	10	M2	2	150	1.00E+08	1.5E+11
11	M1	7.5	53	1.00E+11	5.3E+13	11	M1	3	49	1.00E+06	490000000
11	M2	7.5	43	1.00E+11	4.3E+13	11	M2	0	0	0	0
12	M1	7.5	11	1.00E+09	1.1E+11	12	M1	0	0	0	0
12	M2	7.5	11	1.00E+09	1.1E+11	12	M2	0.5	1	0	0
13	M1	7.5	95	1.00E+08	9.5E+10	13	M1	0	0	0	0
13	M2	7.5	13	1.00E+09	1.3E+11	13	M2	0	0	0	0

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro

14	M1	7.5	56	1.00E+09	5.6E+11	14	M1	0	0	0	0
14	M2	7.5	160	1.00E+09	1.6E+12	14	M2	0	0	0	0
15	M1	7.5	152	1.00E+09	1.52E+12	15	M1	0	0	0	0
15	M2	7.5	124	1.00E+09	1.24E+12	15	M2	0	0	0	0
16	M1	7.5	53	1.00E+11	5.3E+13	16	M1	0	0	0	0
16	M2	7.5	43	1.00E+11	4.3E+13	16	M2	0	0	0	0
17	M1	7.5	114	1.00E+09	1.14E+12	17	M1	0	0	0	0
17	M2	7.5	114	1.00E+09	1.14E+12	17	M2	0	0	0	0
18	M1	7.5	95	1.00E+08	9.5E+10	18	M1	0	0	0	0
18	M2	7.5	139	1.00E+09	1.39E+12	18	M2	0	0	0	0
19	M1	7.5	56	1.00E+09	5.6E+11	19	M1	0.5	26	0	0
19	M2	7.5	160	1.00E+09	1.6E+12	19	M2	0.5	2	0	0
20	M1	7.5	152	1.00E+09	1.52E+12	20	M1	0	0	0	0
20	M2	7.5	124	1.00E+09	1.24E+12	20	M2	0.5	5	0	0

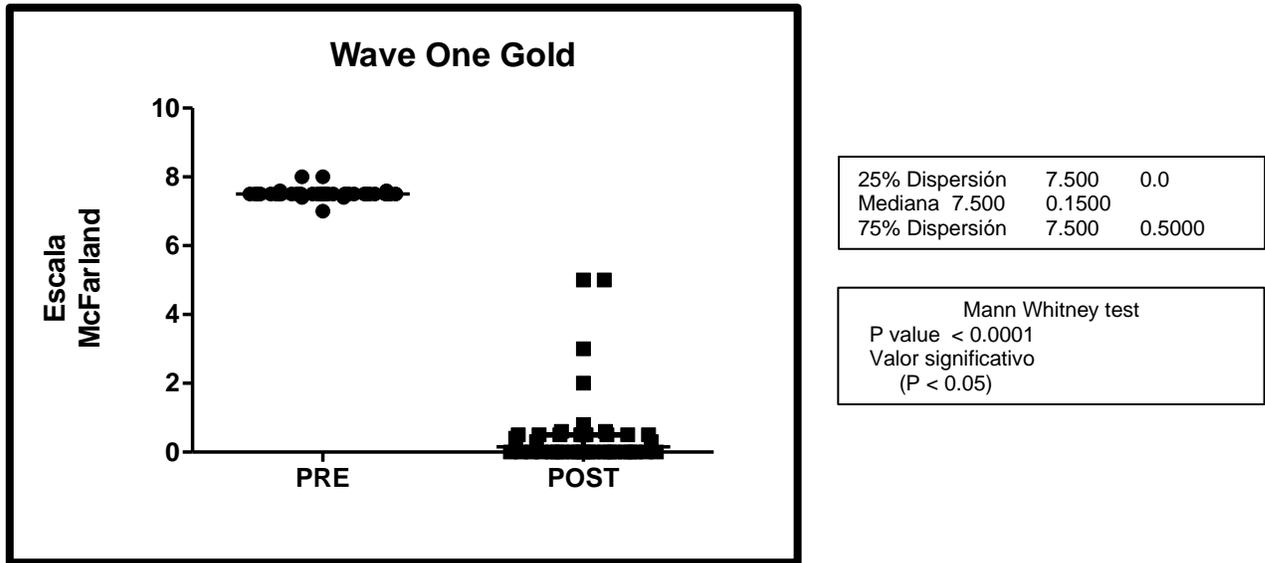


Figura 48. Se observa una diferencia significativa en la escala de McFarland entre las muestras pre y post del uso del sistema del grupo A (Wave One Gold)

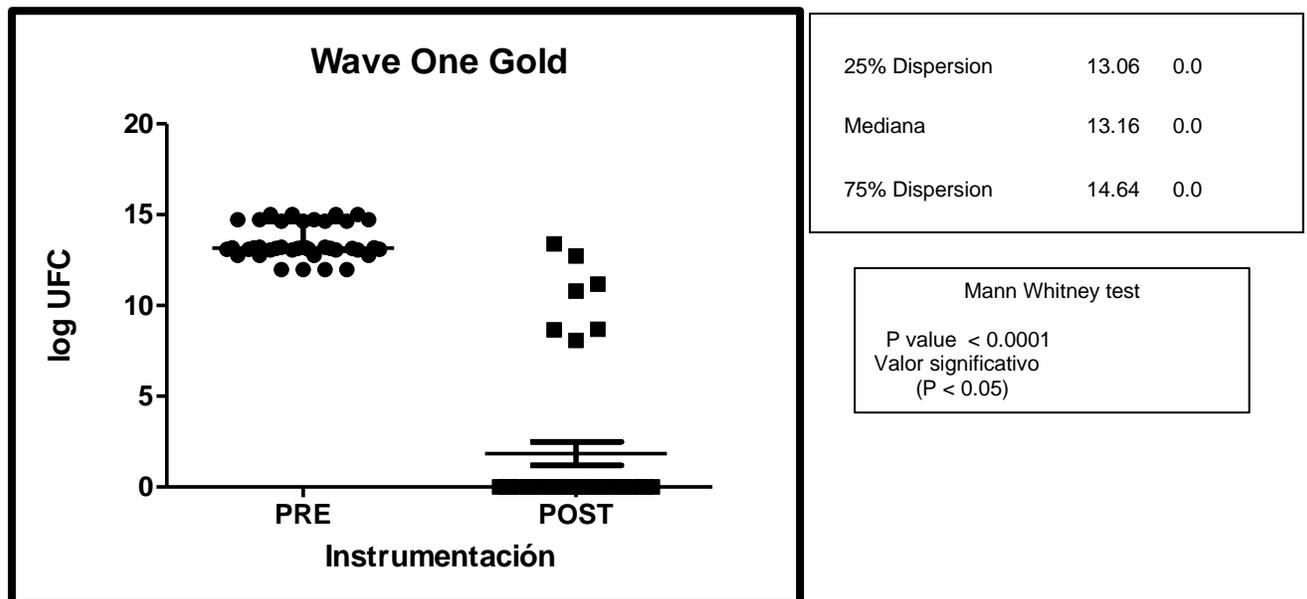


Figura 49 Disminución en la carga bacteriana evaluado mediante log UFC, en la post instrumentación comparado con la pre instrumentación, del sistema del grupo A (Wave One Gold)

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro

Tabla 4 Se muestran los valores de la toma pre y post instrumentación de cada uno de los conductos mesiales (M1, M2), obtenidos en el Grupo B perteneciente al sistema ProTaper Next

GRUPO B (PROTAPER NEXT) PRE INSTRUMENTACIÓN						GRUPO B (PROTAPER NEXT) POST INSTRUMENTACIÓN					
NO.	CONDUCTO	MC FARLAND	No. UFC	F. DILUCIÓN	No. UFC/ ML	NO.	CONDUCTO	MC FARLAND	No. UFC	F. DILUCIÓN	No UFC/ ML
1	M1	7	24	1.00E+12	2.4E+14	1	M1	2	2	1.00E+03	20000
1	M2	8	92	1.00E+12	9.2E+14	1	M2	0	0	0	0
2	M1	8	172	1.00E+12	1.72E+15	2	M1	0	1	0	0
2	M2	8	296	1.00E+12	2.96E+15	2	M2	0	0	0	0
3	M1	8	68	1.00E+12	6.8E+14	3	M1	7	24	1.00E+12	2.4E+14
3	M2	8	75	1.00E+12	7.5E+14	3	M2	0	0	0	0
4	M1	8	164	1.00E+12	1.64E+15	4	M1	0	0	0	0
4	M2	8	106	1.00E+12	1.06E+15	4	M2	0	0	0	0
5	M1	2	2	1.00E+03	20000	5	M1	0	0	0	0
5	M2	2	1	1.00E+03	10000	5	M2	0	0	0	0
6	M1	8	245	1.00E+12	2.45E+15	6	M1	0	0	0	0
6	M2	8	92	1.00E+12	9.2E+14	6	M2	7	164	1.00E+12	1.64E+15
7	M1	8	172	1.00E+12	1.72E+15	7	M1	0	0	0	0
7	M2	8	29	1.00E+12	2.9E+14	7	M2	0	0	0	0
8	M1	8	68	1.00E+12	6.8E+14	8	M1	0	0	0	0
8	M2	8	75	1.00E+12	7.5E+14	8	M2	0	0	0	0
9	M1	8	164	1.00E+12	1.64E+15	9	M1	0	0	0	0
9	M2	8	106	1.00E+12	1.06E+15	9	M2	0	0	0	0
10	M1	2	2	1.00E+03	20000	10	M1	0	0	0	0
10	M2	2	1	1.00E+03	10000	10	M2	0	3	0	0
11	M1	8	245	1.00E+12	2.45E+15	11	M1	0	0	0	0
11	M2	8	92	1.00E+12	9.2E+14	11	M2	0	0	0	0
12	M1	8	172	1.00E+12	1.72E+15	12	M1	0	0	0	0
12	M2	8	29	1.00E+12	2.9E+14	12	M2	0	0	0	0
13	M1	8	68	1.00E+12	6.8E+14	13	M1	0	0	0	0
13	M2	8	75	1.00E+12	7.5E+14	13	M2	0	1	0	0
14	M1	8	164	1.00E+12	1.64E+15	14	M1	0	1	0	0
14	M2	8	106	1.00E+12	1.06E+15	14	M2	0	1	0	0
15	M1	2	2	1.00E+03	20000	15	M1	0	0	0	0

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro

15	M2	2	1	1.00E+03	10000	15	M2	0	15	0	0
16	M1	8	24	1.00E+12	2.4E+14	16	M1	0	0	0	0
16	M2	8	92	1.00E+12	9.2E+14	16	M2	0	0	0	0
17	M1	8	172	1.00E+12	1.72E+15	17	M1	0	1	0	0
17	M2	8	296	1.00E+12	2.96E+15	17	M2	0	0	0	0
18	M1	8	68	1.00E+12	6.8E+14	18	M1	0	0	0	0
18	M2	8	75	1.00E+12	7.5E+14	18	M2	0	0	0	0
19	M1	8	164	1.00E+12	1.64E+15	19	M1	0	0	0	0
19	M2	8	106	1.00E+12	1.06E+15	19	M2	0	0	0	0
20	M1	2	2	1.00E+03	20000	20	M1	0	0	0	0
20	M2	2	1	1.00E+03	10000	20	M2	0	0	0	0

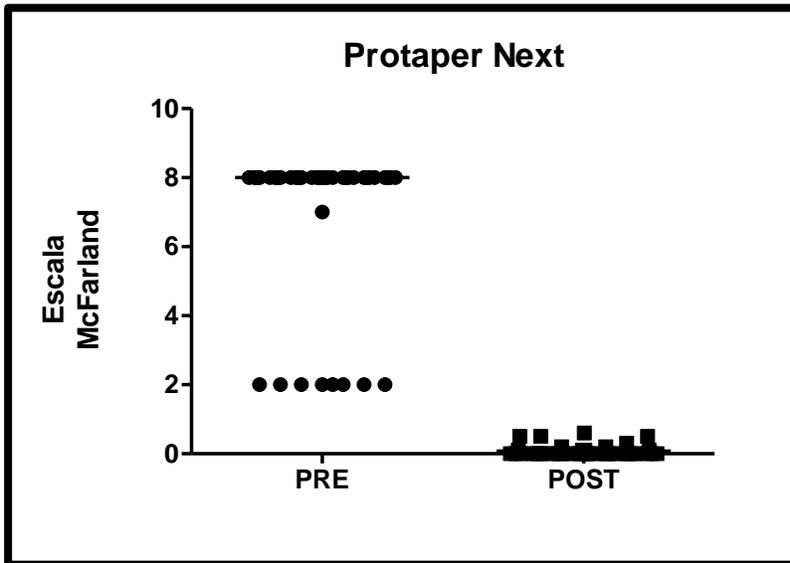


Figura 50 Se observa una diferencia significativa en la escala de McFarland entre las muestras pre y post, del sistema del grupo B (Protaper Next)

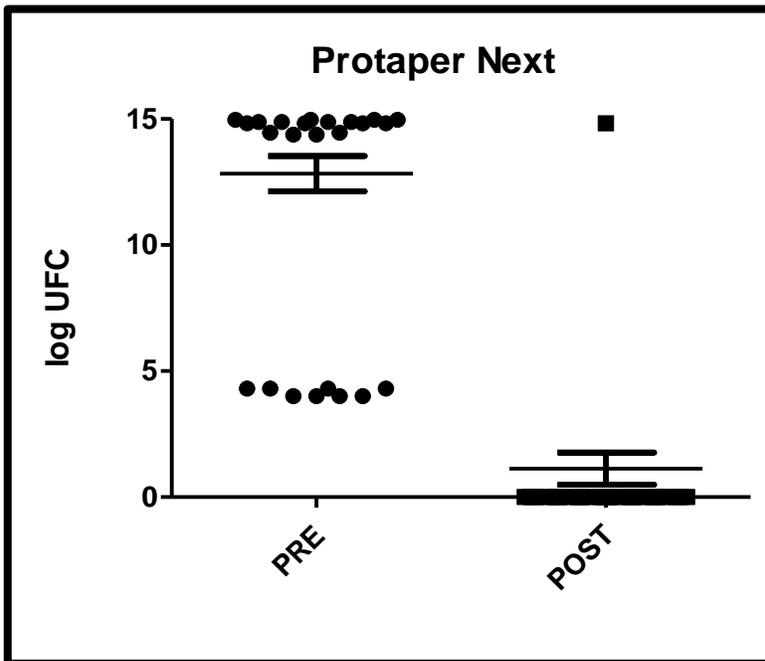


Figura 51 Disminución en la carga bacteriana evaluado mediante log UFC, en la post instrumentación comparado con la pre instrumentación, del sistema del grupo B (Protaper Next)

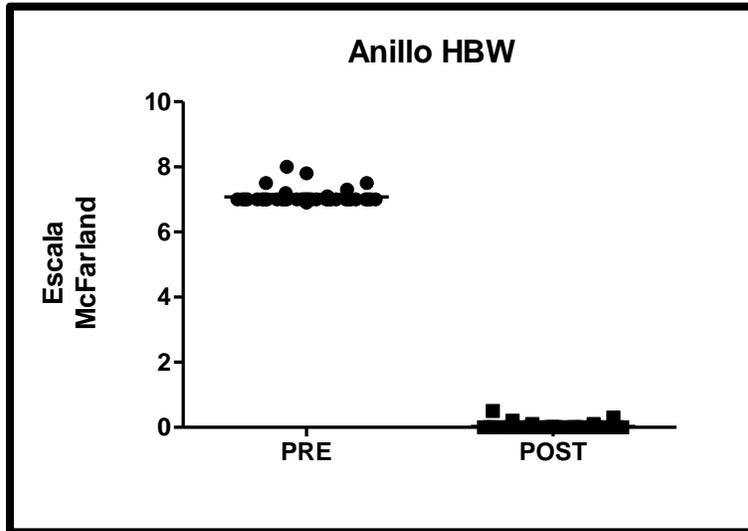
Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro

Tabla 5 Se muestran los valores de la toma pre y post instrumentación de cada uno de los conductos mesiales (M1,M2), obtenidos en el Grupo C perteneciente al sistema HBW

GRUPO C (ANILLO HBW) PRE INSTRUMENTACIÓN						GRUPO C (ANILLO HBW) POST INSTRUMENTACIÓN					
No. MUESTRA	CONDUCTO	MC FARLAND	No.UFC	F. DILUCIÓN	No. UFC/ ml	No. MUESTRA	CONDUCTO	MC FARLAND	No.UFC	F. DILUCIÓN	NO UFC/ ml
1	M1	7	31	1.00E+12	3.1E+14	1	M1	0	0	0.00E+00	0
1	M2	7	92	1.00E+12	9.2E+14	1	M2	0	0	0.00E+00	0
2	M1	7	55	1.00E+12	5.5E+14	2	M1	0	0	0.00E+00	0
2	M2	7	48	1.00E+12	4.8E+14	2	M2	0	0	0.00E+00	0
3	M1	7	204	1.00E+12	2.04E+15	3	M1	0	0	0.00E+00	0
3	M2	7	140	1.00E+12	1.4E+15	3	M2	0	0	0.00E+00	0
4	M1	7	54	1.00E+12	5.4E+14	4	M1	0	0	0.00E+00	0
4	M2	7	62	1.00E+12	6.2E+14	4	M2	0	0	0.00E+00	0
5	M1	7	162	1.00E+12	1.62E+15	5	M1	0	0	0.00E+00	0
5	M2	7	159	1.00E+12	1.59E+15	5	M2	0	0	0.00E+00	0
6	M1	7	32	1.00E+12	3.2E+14	6	M1	0	0	0.00E+00	0
6	M2	7	92	1.00E+12	9.2E+14	6	M2	0	0	0.00E+00	0
7	M1	7	55	1.00E+12	5.5E+14	7	M1	0	0	0.00E+00	0
7	M2	7	48	1.00E+12	4.8E+14	7	M2	0	0	0.00E+00	0
8	M1	7	204	1.00E+12	2.04E+15	8	M1	0	0	0.00E+00	0
8	M2	7	140	1.00E+12	1.4E+15	8	M2	0	0	0.00E+00	0
9	M1	7	54	1.00E+12	5.4E+14	9	M1	0	0	0.00E+00	0
9	M2	7	62	1.00E+12	6.2E+14	9	M2	0	0	0.00E+00	0
10	M1	7	162	1.00E+12	1.62E+15	10	M1	0	0	0.00E+00	0
10	M2	7	159	1.00E+12	1.59E+15	10	M2	0	0	0.00E+00	0
11	M1	7	31	1.00E+12	3.1E+14	11	M1	0	0	0.00E+00	0
11	M2	7	92	1.00E+12	9.2E+14	11	M2	0	0	0.00E+00	0
12	M1	7	55	1.00E+12	5.5E+14	12	M1	0	0	0.00E+00	0
12	M2	7	48	1.00E+12	4.8E+14	12	M2	0	0	0.00E+00	0
13	M1	7	204	1.00E+12	2.04E+15	13	M1	0	0	0.00E+00	0
13	M2	7	140	1.00E+12	1.4E+15	13	M2	0	0	0.00E+00	0

Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW
Estudio in vitro

14	M1	7	54	1.00E+12	5.4E+14	14	M1	0	0	0.00E+00	0
14	M2	7	62	1.00E+12	6.2E+14	14	M2	0	0	0.00E+00	0
15	M1	7	162	1.00E+12	1.62E+15	15	M1	0	0	0.00E+00	0
15	M2	7	159	1.00E+12	1.59E+15	15	M2	0	0	0.00E+00	0
16	M1	7	32	1.00E+12	3.2E+14	16	M1	0	0	0.00E+00	0
16	M2	7	92	1.00E+12	9.2E+14	16	M2	0	0	0.00E+00	0
17	M1	7	55	1.00E+12	5.5E+14	17	M1	0	0	0.00E+00	0
17	M2	7	48	1.00E+12	4.8E+14	17	M2	0	0	0.00E+00	0
18	M1	7	204	1.00E+12	2.04E+15	18	M1	0	0	0.00E+00	0
18	M2	7	140	1.00E+12	1.4E+15	18	M2	0	0	0.00E+00	0
19	M1	7	54	1.00E+12	5.4E+14	19	M1	0	0	0.00E+00	0
19	M2	7	62	1.00E+12	6.2E+14	19	M2	0	0	0.00E+00	0
20	M1	7	162	1.00E+12	1.62E+15	20	M1	0	0	0.00E+00	0
20	M2	7	159	1.00E+12	1.59E+15	20	M2	0	0	0.00E+00	0

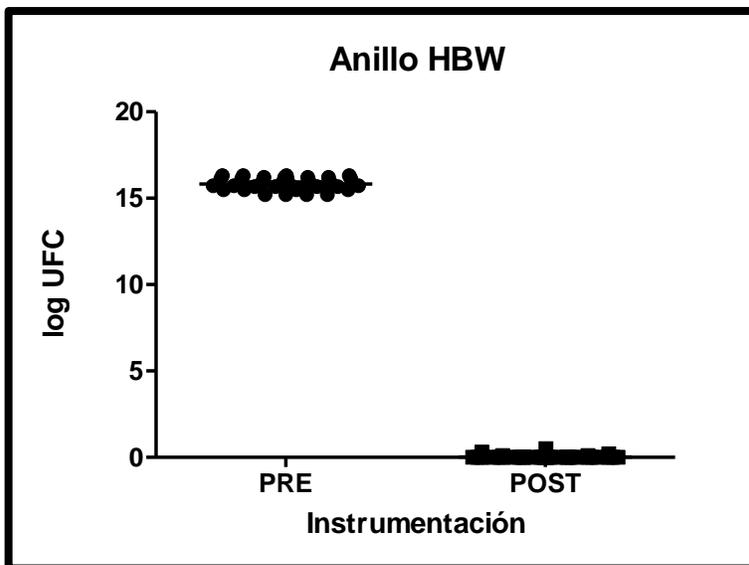


25% Dispersión	7.000	0.0
Mediana	7.000	0.0
75% Dispersión	7.000	0.0

Mann Whitney test

P value < 0.0001
Valor significativo
(P < 0.05)

Figura 52 Figura 53 Se observa una diferencia significativa en la escala de McFarland entre las muestras pre y post, después del uso de HBW



25% Dispersión	15.68	0.0
Median	15.77	0.0
75% Dispersión	16.15	0.0

Mann Whitney test

P value < 0.0001
Valor significativo
(P < 0.05)

Figura 54 Disminución en la carga bacteriana evaluado mediante log UFC, en la post instrumentación comparado con la pre instrumentación, con el sistema HBW

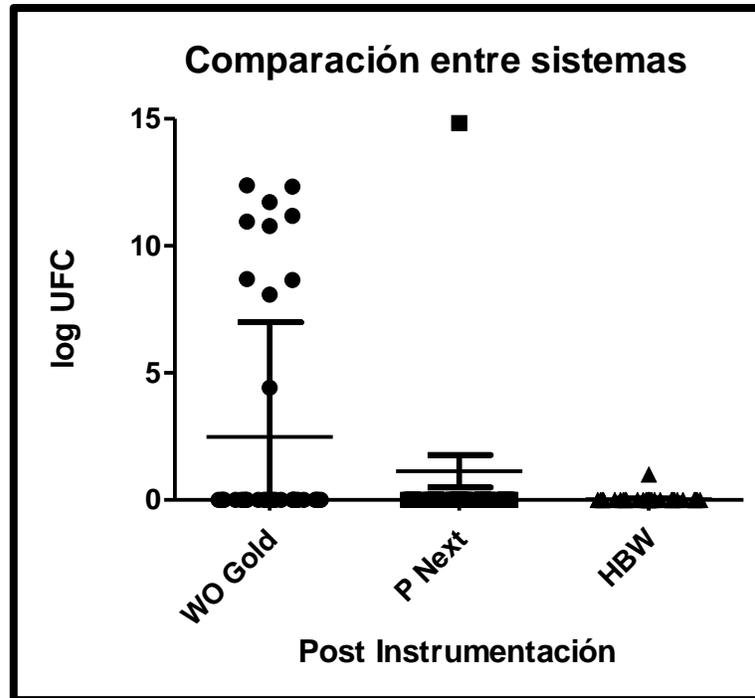


Figura 56 En esta grafica se observa una diferencia significativa $P < 0.05$ en la reducción de Grupo A (Wave One Gold) y Grupo B (ProTaper Next) comparado con el anillo HBW, pero no hay diferencia estadísticamente significativa entre Grupo B (ProTaper Next) y Grupo C, el anillo HBW.

Número de grupos 3
 Prueba estadística:
 Kruskal-Wallis
 Valor significativo
 $P < 0.05$
 Valor P 0.0059

WO Gold vs HBW	13.41	si	**
P Next vs HBW	3.575	No	ns

6 DISCUSIÓN.

El objetivo de este estudio se enfocó en evaluar y comparar la capacidad de reducción bacteriana proporcionada por el anillo HBW, el cual se activa ultrasónicamente, así como un sistema de instrumentación recíprocante, de lima única, Wave One Gold y un sistema de instrumentación de limas múltiples con movimiento rotatorio ProTaper Next, en raíces mesiales de molares inferiores a las cuales se les formó un biofilm intraconducto de flujo laminar multiespecie de *E. faecalis* y *C. albicans*.

Los biofilms multiespecie están descritos desde 1991, en un estudio realizado por Siebel, donde evalúa biofilms de diferentes especies, entre ellas *K. pneumoniae* y *P. aeruginosa*, entre sus resultados menciona que los biofilms multiespecie son más gruesos y estables frente al estrés ambiental que los monoespecie, concluyendo que, en una superficie, el grosor medio de los biofilms monoespecie es de 15 - 30 μm aproximadamente, mientras que un biofilm formado por 2 o más especies bacterianas presenta un grosor de 40 μm .²²

Los primeros reportes de biofilms multiespecie se dieron en la industria ya hace tiempo, siendo los pioneros en investigación al respecto, esto se puede señalar en el artículo de Kumar 1988 donde menciona la importancia de los biofilms en la obliteración de las tuberías, hace referencia que aquellos formados por varias especies son más gruesos y más estables al estrés ambiental que los monoespecie. Esto debido a la producción de una variedad de polímeros extracelulares (EPS) que resultan de la actividad metabólica de los diferentes microorganismos.²³

En el área de la salud específicamente en el de la odontología, el estudio de los biofilms es descrito por primera vez en 1987 por Nair Ramachandran²⁴, posterior a este tiempo se han realizado numerosos estudios iniciando con biofilms monoespecie y actualmente con multiespecie. En el presente estudio se decidió utilizar un biofilm mixto para acercarse lo más posible a una realidad clínica, ya que los biofilms formados dentro del conducto radicular son de diversos microorganismos coexistiendo en un mismo ambiente y al unir un microorganismo proveniente de célula eucariota como es *E. faecalis* y con una levadura formada por célula procariota como *C. albicans*, en un

ambiente propicio para el desarrollo de ambos, estos generan un polímero más complejo y estable como menciona Kumar y Siebel en sus estudios.

Se reportan estudios de la incidencia de *Enterococcus faecalis* desde 1998 como el de Molander, en donde examina el estatus microbiológico de 100 dientes obturados, con presencia de periodontitis apical comprobada por radiografía, y concluye que el microorganismo aislado con mayor frecuencia era *Enterococcus faecalis*, aislado en un 69% del total de los casos, esto fue logrado mediante identificación micro morfológica, morfología de colonias, pruebas físicas y bioquímicas, así como por cromatografía de gases²⁵, posteriormente en 2003 Pinheiro coincide con los estudios de Molander en, donde identifica a *E. faecalis* en un 52.94% del total de los casos fallidos estudiados, el utiliza para este fin placas de agar y pruebas bioquímicas²⁶, posteriormente Waltimo en 2005, en un estudio realizado con el fin de evaluar la eficacia clínica de la preparación quimiomecánica y medicación del conducto radicular y la curación de lesiones periapicales, identifica a *E. faecalis* mediante pruebas bioquímicas en un 17%²⁷. Esta incidencia a través del tiempo confirma que *E. faecalis* es identificado constantemente dentro del conducto radicular, sobre todo en infecciones secundarias, siendo preocupante, ya que es el principal causante del fracaso endodóntico.

Estos hallazgos están relacionados con los factores de virulencia descritos por Rodney en el 2002; como su resistencia inherente a los agentes desinfectantes intraconducto, adaptabilidad a las tensiones ambientales severas, penetración profunda en los túbulos dentinarios y la capacidad de formar biopelículas dentro de los conductos radiculares.²⁸

Con respecto a *Candida albicans* Baumgartner en su estudio, donde toma muestras de conductos radiculares infectados, identificando microorganismos mediante PCR en lugar del cultivo directo, reporta una alta prevalencia de *C. albicans* (21%).²⁹ Posteriormente Waltimo en 2003 reporta en una revisión bibliográfica la presencia de levaduras en infecciones endodónticas, y menciona que *Candida albicans* de igual manera que *E. faecalis* se adapta a condiciones severas para su

supervivencia; debido a sus factores de virulencia; entre ellos la presencia de adhesinas que le proporcionan la capacidad de adherencia a las superficies, posteriormente con la presencia de pseudohifas, propias de su reproducción, le permiten penetrar en los túbulos dentinarios. Estos factores de virulencia pueden conducir a la perpetuación de la enfermedad.³⁰

Es de suma importancia considerar que cuando el tejido pulpar se ha necrosado e infectado, se produce una periodontitis apical, para que este problema se resuelva, la eliminación de la infección del conducto es un punto clave, por lo que el objetivo principal del tratamiento es desinfectar el conducto radicular.

Atendiendo a esta problemática, han surgido distintos sistemas de instrumentación, que prometen tratamientos más efectivos, predecibles y seguros, utilizando para este fin menor cantidad de instrumentos, ya sea con movimientos reciprocantes como el sistema de lima única Wave One Gold el cual es una evolución a la técnica de fuerzas balanceadas³¹, así como los instrumentos rotatorios de níquel titanio (NiTi) como ProTaper Next, el cual se describe como un instrumento con mayor capacidad de limpieza y flexibilidad, o las propuestas más actuales como la del anillo HBW, el cual es una punta ultrasónica que activa instrumentos cortantes como limas, mediante el uso del ultrasonido, este sistema menciona ventajas como durabilidad, facilidad de uso y seguridad, así como reducción en el número de instrumentos utilizados para concluir el tratamiento endodóntico.

En un estudio realizado por Rajendra en 2014, donde evalúa la efectividad de tres sistemas de instrumentación rotatoria y dos manuales de níquel titanio en la reducción de la población intraconducto de *E. faecalis*, concluyo que ProTaper Next, (PTN) proporcionaba mayor reducción bacteriana, esto podría deberse a su diseño transversal, que genera una onda de movimiento denominada "efecto de alarde o serpenteo".³²En el presente estudio el sistema ProTaper Next redujo de manera significativa la carga bacteriana pre y post instrumentación, esto lo aludimos al movimiento de serpenteo, que menciona Rajendra 2014 en donde describe que la lima toca mayor cantidad de paredes dentinarias y elimina más desechos con menos posibilidades de compactación lateral.

Machado en el 2013, compara la reducción bacteriana con sistemas reciprocantes y rotatorios durante la preparación del conducto radicular, en conductos contaminados con un cultivo monoespecie de *E. faecalis*, después de un periodo de incubación de 21 días y como resultado se menciona que el recuento bacteriano de los grupos disminuyo significativamente en comparación con las muestras previas a la instrumentación.³³

S. Bürklein, en el 2012 examina *in vitro* conductos radiculares, involucrando sistemas de instrumentación de un solo instrumento; Reciproc y Wave One contra sistemas seriados; Mtwo y ProTaper, comparando la efectividad de la conformación y limpieza de los diferentes instrumentos, obteniendo como resultado que en los cuatros sistemas, se encontraron áreas parcialmente no instrumentadas, con residuos restantes en todas las secciones.³⁴

A lo largo de la historia endodóntica se ha hablado de diversos sistemas de instrumentación, que en conjunto con técnicas de irrigación como la convencional o la ultrasónica pasiva, ayudan a la reducción bacteriana y a la permeabilidad de tubulillos dentinarios, pero poco se ha centrado en utilizar un instrumento cortante activado ultrasónicamente, tal es la propuesta establecida por Bujanda, que mediante una punta ultrasónica como es el Anillo HBW, el cual activa limas, generando dentro del conducto una dualidad ya que sirve tanto como para instrumentar el conducto, logrando una limpieza meticulosa de todo el sistema radicular, asi como para activar el irrigante dentro de él, basado en el principio de cavitación generado por la lima y las soluciones irrigantes, llegando a aquellos espacios donde la instrumentación convencional no puede llegar mejorando asi el resultado endodóntico.

La irrigación ultrasónica ha sido ampliamente descrita, en 1990 Ahmad menciona que el método de irrigación predominante entre los endodoncistas es la irrigación ultrasónica pasiva (PUI), la cual tiene algunas ventajas, como el efecto de transmisión acústica, descrito por Walmsley en 1987 como el movimiento tipo vórtice o circular rápido alrededor de una lima vibratoria,³⁵ el cual aumenta la tensión sobre la pared del conducto, mejorando asi la ruptura del biofilm intraconducto y la cavitación, que ha sido

implicada como el mecanismo responsable de la muerte de las bacterias cuando se somete a irradiación ultrasónica.³⁶

Leighton en 1994, describe a la cavitación en el contexto mecánico de fluidos como la formación impulsiva de burbujas en un líquido a través de fuerzas de tensión inducidas por flujos de alta velocidad o gradientes de flujo. Estas burbujas se expanden y luego colapsan rápidamente produciendo un foco de energía que conduce a un sonido intenso y daños en la membrana celular de los microorganismos.

Los pioneros en la realización de estudios relacionados con el ultrasonido en endodoncia son Sjögren y Sundqvist, quienes evalúan clínicamente el efecto antibacteriano de la instrumentación ultrasónica en el tratamiento de los conductos radiculares infectados, llegando a la conclusión de que la técnica con ultrasonido es segura, efectiva, de fácil uso y lo más importante, elimina bacterias de los conductos radiculares de manera más eficiente que la instrumentación manual sola³⁷. Los resultados con el presente estudio llega a sostener que la instrumentación realizada con el anillo HBW fue mejor comparada con los sistemas reciprocantes o rotatorios ya que, promovió mayor eliminación y disminución de la carga bacteriana, esto posiblemente debido a la cavitación, como se ha reportado anteriormente, además que con este sistema, no solo se logra la instrumentación del conducto con mayor conservación del calibre apical, sino que también se está generando un recambio constante del irrigante, activándolo y aumentando su temperatura.

Respecto a la temperatura entre los primeros reportes se encuentra el de Cameron en 1988 donde informó que se produce un aumento de la temperatura intraconducto de 37° a 45°C cerca de la punta del instrumento y 37° C alejado de ella cuando el irrigante se activó con ultrasonidos durante 30 segundos.³⁸ Esto se relaciona con el estudio de Else en 2003, donde menciona que la temperatura es un factor determinante en la formación del biofilm. Valores entre 20-30 °C incrementan la probabilidad de su formación, mientras que valores por encima de este rango inciden

negativamente sobre ese proceso, esto fue evaluado mediante SEM y conteo de UFC.³⁹ El anillo HBW, el cual activa el instrumento embebido en el irrigante, pudiera generar un aumento de temperatura dentro del conducto, el supondría una mayor desorganización del biofilm y, por lo tanto, la muerte o reducción bacteriana, como en los resultados vistos en este estudio.

Otro estudio, realizado por Van der Sluis en 2007, donde hace una revisión de la literatura sobre PUI, concluyo que este es más eficaz en la limpieza del conducto radicular, que la irrigación convencional por medio de jeringa.⁴⁰ El cual se relaciona con el trabajo de Mozo del 2017 donde menciona que PUI es más eficaz que la irrigación con jeringas y agujas convencionales para eliminar el tejido pulpar y los restos de dentina, debido a que el ultrasonido crea una mayor velocidad y volumen de flujo del irrigante en el conducto, eliminando así más restos debri, produciendo menos empaquetamiento apical, mejor acceso de la solución a los conductos accesorios e incluso recambio producido por ultrasonido pero no irrigación manual.⁴¹ Lo cual se demostró en el presente estudio, donde gracias al efecto del ultrasonido, el anillo HBW, logro mayor eliminación bacteriana que los otros sistemas.

Estudios más recientes, como el de Zapata en 2013, donde compara diferentes técnicas de irrigación, entre ellas; convencional, Endoactivator, irrigación activada por láser (LAI) e irrigación ultrasónica pasiva (PUI) en la remoción del biofilm, reveló que la disgregación del biofilm se puede mejorar utilizando técnicas como PUI Y LAI.⁴²

Concluyendo que a pesar de que todos los sistemas probados redujeron la carga bacteriana, el sistema del anillo HBW activado ultrasónicamente, mostró mayor reducción, por encima del sistema mecanizado, recíprocante de Wave One Gold, e igual eficacia comparado con ProTaper Next, por lo cual es una herramienta útil en el tratamiento de conductos dando como resultado, tratamientos más predecibles.

7 CONCLUSION.

El objetivo de este estudio se enfocó en evaluar y comparar la capacidad de reducción bacteriana proporcionada por el anillo HBW, el cual se activa ultrasónicamente, con otros sistemas mecanizados de instrumentación.

El sistema de instrumentación ultrasónica del anillo HBW, fue estadísticamente significativo en la reducción bacteriana, tanto en la escala de Mcfarland, como en el conteo de Log UFC, comparado con el sistema reciprocante Wave One Gold.

El sistema de instrumentación ultrasónica del anillo HBW logro la misma reducción bacteriana, tanto en la escala de Mcfarland, como en el conteo de Log UFC, comparado con el sistema rotatorio ProTaper Next.

PERSPECTIVAS

- Evaluar la permeabilidad de los tubulillos dentinarios posterior al uso del sistema ultrasónico HBW.
- Evaluar si existe aumento en la temperatura del irrigante cuando se utiliza el sistema HBW.
- Evaluar diferentes tiempos de activación ultrasónica, usando el anillo HBW.
- Identificar si se crea transporte apical cuando se utiliza el sistema HBW.
- Identificar si con el sistema ultrasonido HBW, se crean micro fisuras en las paredes del conducto radicular.
- Proponer un protocolo para el retiro de instrumentos, mediante el sistema HBW.
- Evaluar si el uso del sistema ultrasónico HBW, previo a diferentes técnicas de instrumentación mecanizadas, facilita la instrumentación del sistema de conductos.

BIBLIOGRAFÍA

1. Souzaa M. A, Pazinattoa B, Frick Bischoffa K, Scartazzini H, Cecchina D, Poli de Figueiredo J.A. *Influence of ultrasonic activation over final irrigants in the removal of photosensitizer from root canal walls after photodynamic therapy.* Photodiagnosis and Photodynamic Therapy. 2017; 17: 216–220
2. Canalda Sahli E, Brau Aguardé E, *Endodoncia- Técnicas clínicas y bases científicas*, 2ª edición, Ed. Elsevier, Cap. 15. 176-181.
3. <file:///C:/Users/max/Desktop/Instrumentación/PREPARACIONBIOMECANICA/DECONDUCTOS.materialcomplementario2016.pdf>
4. <file:///C:/Users/max/Desktop/Instrumentación/prepdelconducto.pdf>
5. Dioguardi M., Troiano G., Laino L., Russo L., Giannatempo G., Lauritano F., Ciccì M., Muzio L. *ProTaper and WaveOne systems three-dimensional comparison of device parameters after the shaping technique. A micro-CT study on simulated root Canals.* International Journal of Clinical and Experimental Medicine. 2015; 10: 30-34.
6. Hapasalo M., Shen Y. *Evolution of nickel–titanium instruments: from past to future.* Endodontic Topics. 2013; 29: 3–17.
7. Aranguren J, Kuttler S. *Wave One Gold. Dentistry Today.* Journal of Endodontic. 2008; 34: 1406-1409.
8. Galván Pacheco Jennifer. (2018). *Evaluación de la capacidad de desinfección empleando el anillo ultrasónico HBW, estudio in vitro.* (tesis de pregrado). Universidad Autónoma de San Luis Potosí, México.

9. Protocolo establecido por el Dr. Heriberto Bujanda Wong
10. Peters O. *Current Challenges and Concepts In The Preparation Of Root Canal Systems: A Review*. Journal Endodontics. 2004; 30:554-67.
11. Park E, Shen Y & Haapasalo M. *Irrigation of The Apical Root Canal*. Endodontic Topics. 2012; 27: 54-73.
12. Salzgeber M. *An Evaluation of The Penetration Of An Irrigant Solution In Root Canals*. Journal of Endodontics 1977; 3: 394-398.
13. Tay Franklin R Et Al. *The Effect Of Vapor Lock On Root Canal Debridement Using A Side-Vented Needle For Positive- Pressure Irrigant Delivery..* Journal Of Endodontics. 2010; 36: 745-750.
14. Sibel K, Nur B, Ersan Ç, Sevinç A, Baran Can S, Mustafa Murat K. *Influence of passive ultrasonic irrigation on the efficiency of various irrigation solutions in removing smear layer: A scanning electron microscope study*. Microsc Res Tech. 2016; 8: 1–6.
15. Ferreira RB, Alfredo E, Porto De Arruda M, Silva Sousa YT, Sousa-Neto M.D. *Histological Analysis Of The Cleaning Capacity If Nickel-Titanium Rotatory Instrumentación With Ultrasonic Irrigation In Root Canals*. Aus Endod J. 2004; 30: 56-58
16. Burleson A, Nusstein J, Reader A, Beck M. *The In Vivo Evaluation Of Hand/Rotatory/ Ultrasound Instrumentation In Necrotic, Human Mandibular Molars*. J Endodon. 2007; 33: 782-7

17. Siqueira JF Jr. *Endodontic infections: concepts, paradigms, and perspectives*. Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod. 2002; 94: 281-93
18. Viviani MJ. *Patología periapical. "Estructura del Biofilm*. Electronic Journal of Endodontics. 2008; 14:65-90.
19. Cohen S. *Vías de la pulpa*. 9ª Edición. Madrid España. .Ed. Elsevier Mosby. 2008;16:164-78
20. García E, Sirvent F. *Biofilm. Un nuevo concepto de infección en endodoncia*. Endodoncia. 2010; 28: 241- 256.
21. Dominguez Rodriguez. *Informe del Comité Científico de la Agencia Española de Seguridad Alimentaria y Nutrición (AESAN) en relación a los biofilms y su repercusión en la seguridad alimentaria*. Revista del comité científico. 2010 nº 12; 38-59.
22. Siebel M. A. Characklis W. G. *Observations of Binary Population Biofilms*. Biotechnology and Bioengineering. 1991, 37: 778-789
23. Ganesh Kumar, S.K. Anand *Significance of microbial biofilms in food industry: a review*. International Journal of Food Microbiology. 1998, 42: 9–27
24. Ramachandran N., *Light and Electron Microscopic Studies of Root Canal Flora and Periapical Lesions*. Journal of Endodontics 1987,13: 1-11
25. Molander A, Reit C, Dahlen G, Kvist T. *Microbiological status of root-filled teeth with apical periodontitis*. Int Endod J 1998, 31;1 –7.
26. Pinheiro ET, Gomes BP, Ferraz CC, Sousa EL, Teixeira FB, Souza-Filho FJ. *Microorganisms from canals of root-filled teeth with periapical lesions*. Int Endod J 2003, 36;1 –11.
27. Waltimo T, Sen B.H., Meurman J.H., Ørstavik D., Haapasalo M.P.P. *Yeasts in apical periodontitis*. Crit Rev Oral Biol Med 2003,14:128-137

28. Rodney M., Donlan J., Costerton W. *Biofilms: Survival Mechanisms of Clinically Relevant Microorganisms*, *Clinical Microbiology Reviews*, Vol 15 No.2, 2002, p. 167–193
29. Baumgartner J. C, Watts C.M., BS, Xia T. *Occurrence of Candida albicans in Infections of Endodontic Origin*. *JOURNAL OF ENDODONTICS*. 2000, 26: 695-698
30. Waltimo T, Trope M, Haapasalo M, Ørstavik D. *Clinical efficacy of treatment procedures in endodontic infection control and one year follow-up of periapical healing*. *J Endod*. 2005, 31:863–866.
31. Roane B J., Sabala L.C., Manville G. Jr. *The balanced force, concept for instrumentation of curved canals*. *Journal of Endodontic*. 1985;11(5):203-211.
32. Rajendra K. T, Sajid A, Surendra K. M, Ashok K, Syed Mukhtar-Un-Nisar A, Asma Z. & Sharique A. *Mechanical reduction of the intracanal Enterococcus faecalis population by Hyflex CM, K3XF, ProTaper Next, and two manual instrument systems: an in vitro comparative study*. *Journal of Investigative and Clinical Dentistry*. 2014, 0;1–6.
33. Machado M., Nabeshima C., Leonardo M., Reis F., Britto M., Cai S. *Influence of reciprocating single-file and rotary instrumentation on bacterial reduction on infected root canals*. *International Endodontic Journal*. 2013, 46; 1083–1087.
34. Bürklein S., Hinschitza K., Dammaschke T., Schäfer E. *Shaping ability and cleaning effectiveness of two single-file systems in severely curved root canals of extracted teeth: Reciproc and WaveOne versus Mtwo and ProTaper*. *International Endodontic Journal*. 2012, 45;449–461.
35. Ahmad M, Pitt Ford TR, Crum LA, Wilson RF. Effectiveness of ultrasonic files in the disruption of root canal bacteria. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol*. 1990, 70; 328-32.
36. Walmsley A. D. *Ultrasound and root canal treatment: the need for scientific evaluation*. *International Endodontic Journal*. 1987, 20:105-111

37. Sjögren, U., & Sundqvist, G. *Bacteriologic evaluation of ultrasonic root canal instrumentation*. Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology, 1987,63: 366–370.
38. Cameron J. A. *The use of ultrasound for the removal of the smear layer. The effect of sodium hypochlorite concentration; SEM study*. Australian Dental Journal. 1988, 33:193-200.
39. Else T. A., Pantle C. R., Amy P. S. *Boundaries for Biofilm Formation: Humidity and Temperature*. Applied and Environmental Microbiology. 2003,69:5006–5010
40. Van der Sluis, L. W. M., Versluis, M., Wu, M. K., & Wesselink, P. R.. *Passive ultrasonic irrigation of the root canal: a review of the literature*. International. 2007, 40: 415–426
41. Mozo S, Llena C, Forner L. *Review of ultrasonic irrigation in endodontics: increasing action of irrigating solutions*. Med Oral Patol Oral Cir Bucal. 2012, 1;17: 512-6.
42. Zapata R.O., Bramante C.M., Aprecio R. M., Handysides R. & Jaramillo D. E. *Biofilm removal by 6% sodium hypochlorite activated by different irrigation techniques*. International Endodontic Journal 2013,1-8

AGRADECIMIENTOS

A la maestría, por abrirme sus puertas y haber confiado en mi

Mta. Anita, gracias por ser mi guía del conocimiento a través de este trabajo, por su labor, por su interés y por creer en mí.

Dra. Marlen, gracias por siempre estar dispuesta a ayudar, por las ganas inmensas de enseñar y la entrega a nosotros, sus alumnos.

Al Dr. Bujanda, por brindarme su tiempo y confianza para este proyecto.

A la Dra. Vero Zavala, por ser tan accesible y cálida.

Dra. Verónica Méndez, por escucharme y jamás negarme ayuda.

Rosa y Janeth, gracias por abrirme las puertas de su casa y brindarme su amistad, queda pendiente las visitas Guamúchil-Veracruz.

Al equipo de laboratorio: Luis y Katia, sin ustedes, este trabajo no hubiera sido posible.

Mariana y Abril, gracias por todas las emociones y experiencias vividas, aprendimos mucho.

Rosilau, porque en tan poco tiempo de conocernos me brindaste tu amistad y me diste el honor de ser tu mentor.

A mis compañeros de generación E27.

Dr, Alejandro, gracias por siempre escuchar, comprender y ayudarnos a resolver las situaciones que se nos presentaban.

Dra Claudia y Dr. Fer, por apoyarnos, por preocuparse más allá de las puertas de la maestría, siempre los recordare.

Ducoing, por siempre estar dispuesto a resolver los casos más complejos en clínica, siempre te agradeceré.

A todos los asesores de clínica, gracias por su paciencia y dedicación.

Dr. Oliva, Dra Mariana, Dr. Silva, Dra Adriana, Dr. Juan Carlos, Dra Tere, Dra Daniela, Dr. Fierro, Dr. Emmanuel, Dra Rebeca y Mta Luz.

Al personal administrativo, Hildita y Maribel, gracias por siempre resolvernos las dudas, a pesar de que fueran muchas.