



Universidad de Valparaíso
Facultad de Odontología
Escuela de Odontología
Cátedra de Endodoncia

Evaluación In Vitro de la Desinfección de Conductos Radiculares mediante el uso del Sistema Endox en comparación con la Preparación Biomecánica Convencional

**Trabajo de Investigación
Requisito para optar al
Título de Cirujano Dentista**

Alumnos: M^a Loreto Massó Quiroz
Joseline Maugard Tepper
Pablo Montiel Tello

Docente Guía: Dr. Luis Moya C.
Docente Colaborador: Dr. Jorge Torres M.

Valparaíso
2007

Al fin se concreta un sueño, el cual no hubiese sido posible sin la ayuda de Dios y de muchas personas importantes en mi vida , por esto agradezco al concretar esta etapa

A mis padres, Norka y Pedro, los cuales han estado conmigo entregándome su apoyo incondicional desde la distancia, ayudándome en las buenas y en las malas, viajando si era necesario cuando los necesitaba. Gracias por todo su amor y enseñanza, lo que me ha hecho ser lo que soy hoy, sin sus palabras y ejemplo no creo que esto sería posible.....Los quiero mucho.

A mis hermanos José, Daniela y Javiera, quienes me han apoyado y ayudado siempre. Hemos peleado como típicos hermanos, pero ustedes son parte importante y valiosa de mi vida y también han contribuido en concretar esta etapa de una u otra forma Los quiero hermanos.

A mi familia y en especial a Mis Abuelos Hernán y Gina, los cuales desde el cielo me han apoyado siempre, los adoro abuelos, me encantaría que pudieran compartir este momento conmigo, aunque sé que desde arriba lo hacen.

A Rodrigo, tú me has entregado tu apoyo en toda esta etapa otorgándome tu amor para sacarme adelante, apoyándome en todo lo que fuera necesario y siempre entregándome una palabra de aliento cuando la necesitaba ...Te amo. Gracias por todo.

A mis queridos compañeros de tesis, Joseline y Pablo, con los cuales he pasado toda esta etapa final.....Los quiero niños, juntos hicimos un buen equipo...les deseo la mejor de las suertes...

A mis queridas amigas y compañeras, juntas hicimos un muy buen grupo compartiendo tanto en la Universidad como en todos los fines de semana que se podía.....las quiero mucho niñas, ojalá que a todas les vaya muy bien en la vida....gracias por su compañía y cariño en toda esta etapa importante de nuestras vidas.

Y a todas las personas que de una u otra forma hicieron que esto fuera posible...Gracias de corazón.

Loreto

*C*ulmina una etapa en mi vida.....se veía tan lejana, pero gracias a muchos ha llegado a su fin....A todos ustedes... Gracias....

¿Qué habría hecho sin tí?.....Cuando pensaba que ya no podía más, que todo estaba en contra, ahí estabas tú, incondicional, siempre feliz, aunque limitara tanto nuestro compartir, entendiendo a tu manera el que tuviese que partir diariamente, pero guardando el mejor de los recibimientos para cuando volvíamos a estar juntos. Fiel compañero de estudio, donde fuera éramos dos. “¿Dónde vas?” “Yo te acompaño”. Tantos besitos y abrazos para, como tú decías, hacerme sentir mucho mejor. Todo esto fue gracias a tí y para tí. ¡Te Amo Hijo! Gracias Alvarito.

Mamá, gracias por todo tu apoyo en estos años, gracias por tu disposición. Cada vez que necesité apoyo, estuviste ahí, con una palabra de aliento, un consejo, un abrazo. Fuiste capaz de dejar muchas cosas por ser la mejor de las abuelas, para cuidar de mi Alvarito como nadie lo hubiese hecho jamás. Por todo esto y mucho más, Gracias.

Papá, tu presencia ha sido fundamental en este proceso, has sido el mejor papá que pudo haber elegido Dios para mí. Te agradezco infinitamente tus sacrificios eternos, tus viajes de Tata de tantas mañanas por hacerme un poquito más liviano el día. Tanta entrega, trabajo de lunes a lunes por obsequiarme esto. Gracias por postergar todo para que nada me faltara, para que nada se interpusiera en el camino de hacer esto una realidad.

*A ustedes dos, ¡gracias por confiar en mí!
Gracias Mamá, Gracias Papá...¡Los Amo!.....¡Misión cumplida!*

A mis hermanos, Sergio y Roberto, ¡gracias por soportar y comprender mis enojos, mis berrinches, mis gritos! A sus maneras siempre me apoyaron, siempre estuvieron ahí, siendo los tíos mas divertidos del mundo cada vez que tenía que estudiar, desinteresadamente ayudando a que esto estuviera cada vez más cerca. ¡Los amo hermanitos!

A tí Álvaro, gracias por comprenderme y por estar ahí cuando te necesité, por saber alegrarme en momentos difíciles, por estar siempre dispuesto a escuchar mis problemas, por ayudarme a salir adelante tantas veces y por ser capaz de dejar tanto por estar conmigo. ¡Te Amo!

A toda mi familia....Mi gran familia....Gracias a todos por la preocupación que cada uno demostró, por el cariño brindado, por los consejos y buenos deseos, por la disposición de todos los que estuvieron dispuestos a ser mis pacientes, por confiar en mí, todo por ayudarme en mi gran deseo.

A mis compañeros de tesis, Loreto y Pablo, tantos momentos compartidos en busca de esto, nuestra meta...Los quiero mucho.

Joseline

Llega el final de la etapa y muchos me ayudaron para que esto fuera posible, para ellos mis profundas gratitudes...

A Dios, por que siempre está a mi lado.... Nunca me fallaste...

A mis padres, Ricardo y María, sin duda las personas más maravillosas del mundo, son pocas las palabras para agradecerles todo lo que han hecho por mí, me dieron la vida, me dieron su orgullo, su sentido de la responsabilidad, su pasión por el conocimiento y lo más importante, su amor... Los Amo.

A mi hermano, Ricardo, siempre un apoyo, tú sabes que hay muchas cosas que he aprendido de ti y muchas cosas de las cuales me falta aprender, pero lo más importante, que me enseñas siempre a ser buen hermano...Te quiero.

A mi Familia en General, siempre con una palabra de aliento y su deseo de verme avanzar en la vida, sin duda muchos involucrados, Tíos, Primos, mi Sobrina, entre otros....Gracias por Apoyarme

A mi gran amigo José Antonio, una persona de la cual he aprendido mucho, hemos estado en las buenas y en las malas, pero seguimos fuertes, espero nunca perder tu amistad. Y algo que encontrarás familiar...Te considero un Hermano.

A Felipe Lorca, Héctor Torres, Carlos Torres, Juan Carlos Zamora, Felipe Ducassou, Luís Cortes y en especial a Gustavo Pizarro (QEPD) grandes amigos.... Gracias por su amistad...

A Joseline y Loreto, mis compañeras de Tesis, gracias por creer en mí como parte de un grupo, por los momentos que compartimos en nuestra búsqueda del conocimiento y por su confianza.... Gracias por comprenderme.

A todos los que de una u otra manera han aparecido en mi vida y han dejado su huella.... Me ayudaron a crecer...

Pablo

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a nuestro Guía de Tesis, el Prof. Dr. Luis Moya Calderón, por su ayuda, comprensión y apoyo en la elaboración de este proyecto de investigación, que nos ayuda a avanzar en esta especialidad tan importante como es la Endodoncia.

Al Prof. Dr. Jorge Torres M. por su apoyo y colaboración desinteresados en la realización de esta investigación, que nos involucraba en un complejo mundo como lo es la microbiología, el estudio de la vida a niveles que el hombre no ve.

A la Prof. Dra. Rosa Moya Calderón, por su ayuda desinteresada en el desarrollo de la tesis en niveles estadísticos, sin duda, su forma amable de explicar nos tranquilizó en momentos de crisis, gracias.

Al Departamento de Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Valparaíso, pero en una forma muy especial al Sr. Antonio Basáez, de por su apoyo en la realización de este proyecto de investigación y por sus enseñanzas.

A las Escuela de Odontología de la Universidad de Valparaíso, por la facilitación de las instalaciones para el desarrollo de este estudio, no esperábamos menos de nuestra Alma Mater.

A los funcionarios de la Escuela de Odontología, un aporte importante y siempre dispuestos a ayudarnos, incluso desde el 1º año.

A los Hospitales Dr. Gustavo Fricke, Carlos Van Buren y los Consultorios Jean Marie Therrie y Barón.

A Biofotónica Chile, en especial a su Gerente Ángel Valle, por proporcionar el Sistema Endox, utilizado en este estudio y por el apoyo en la realización.

A las casas dentales Dental Laval y Dental Guzmán, y a la Empresa Pharmabrill por suministrar desinteresadamente insumos utilizados en este estudio, sin ellos no se hubiera podido cumplir las expectativas de este estudio.

Y a todos los que de una u otra manera influyeron en el desarrollo de la investigación, ya sea directa o indirectamente, o inclusive con sólo su apoyo, para ellos muchas gracias.

INDICE

CONTENIDOS	Paginas
Introducción	9
Marco Teórico	10
Capítulo 1: Anatomía Endodóntica	10
1.1 Incisivo Central Superior	10
1.2 Canino Superior	11
1.3 Segundo Premolar Superior	11
Capítulo 2: Preparación Biomecánica	12
2.1 Objetivos	12
2.2 Factores que dificultan la obtención de los objetivos de la PBM	12
Capítulo 3: Soluciones de Irrigación	13
3.1 Objetivos de la irrigación de los conductos radiculares	13
3.2 Hipoclorito De Sodio	14
3.2.1 Estructura Química	15
3.2.2 Mecanismo de Acción	15
3.2.3 Concentraciones	
3.2.4 Aplicaciones Clínicas	16
3.2.5 Ventajas	16
3.2.6 Desventajas	16
3.2.7 Usos combinados	16
3.3 Suero Fisiológico	17
Capítulo 4: Microbiología de los conductos Endodónticos	18
4.1 Microbiología de los conductos Endodónticos	18
4.2 Microorganismos presentes en la patología pulpar	20
4.3 Combinaciones en la infección bacteriana	21

4.4 Hongos en la Cavidad Oral	22
	23
Capítulo 5: Cultivos Endodónticos	
5.1 Cultivos Endodónticos	23
5.2 Medios de Cultivo	24
5.2.1 Caldo Nutritivo	24
5.2.2 Agar Sangre de Cordero	25
Capítulo 6: Esterilización	26
6.1 Método de Esterilización	26
6.1.2 Vapor a Presión: Autoclave	26
6.2 Verificación de la Esterilización	26
Capítulo 7: Sistema Endox	27
7.1 Antecedentes	27
7.2 Propiedades	28
7.3 Ventajas	29
7.4 Desventajas	29
7.5 Contraindicaciones	29
7.6 Especificaciones	30
7.7 Precauciones en su uso	31
7.8 Mecanismo de Acción	31
7.9 Efectos en tejidos Circundantes	32
7.10 Forma de Utilización	32
Hipótesis y Objetivos	35
Materiales y Métodos	36
Resultados	47
Discusión	58
Conclusión	62

Resumen	63
Sugerencias	64
Bibliografía	65
Anexos	69

INTRODUCCIÓN

En la odontología actual, la endodoncia juega un rol esencial en la preservación de las estructuras dentarias y en consecuencia, en la función y equilibrio del sistema estomatognático.

Uno de los objetivos principales del tratamiento endodóntico es lograr la desinfección completa del sistema de conductos radiculares, para así, garantizar el éxito del tratamiento.

Para lograr este objetivo es primordial, durante los procedimientos de limpieza y conformación del sistema de conductos radiculares, la eliminación de los microorganismos.

El conocimiento minucioso de la morfología interna de las piezas dentarias es fundamental para lograr la limpieza del sistema de conductos radiculares. La diversidad en la anatomía topográfica, tanto en lo macroscópico como en lo microscópico de las distintas piezas dentarias sumada a la compleja variabilidad del sistema de conductos, exigen la evaluación de las técnicas de preparación químico-bio-mecánica en cuanto a su eficacia en la desinfección del sistema.

Es importante hoy en día, estar al tanto de los nuevos sistemas que permiten la desinfección de los conductos radiculares, como es el caso del Sistema Endox, el cual aporta soluciones para alcanzar la excelencia en tratamientos de endodoncia.

En la presente investigación, evaluaremos una de las propiedades del Sistema Endox, que es la efectividad antimicrobiana, en la desinfección de los conductos radiculares, mediante la comparación con el Sistema Convencional de preparación biomecánica ampliamente utilizado en la Universidad de Valparaíso, y con la combinación de ambos sistemas.

MARCO TEÓRICO

CAPITULO 1

ANATOMÍA ENDODÓNTICA

La eficacia de la desinfección en la terapia endodóntica está íntimamente relacionada con la anatomía topográfica, ya que a mayor complejidad anatómica mayor dificultad para la llegada de los instrumentos y de las soluciones irrigantes a la totalidad de las paredes y accidentes topográficos del sistema de conductos radiculares.

El conocimiento minucioso de la anatomía endodóntica debe recrearse como punto de partida fundamental para el tratamiento de las afecciones pulpares. Es indispensable tenerla en cuenta al elegir el instrumental, la técnica para desinfectar y la conformación del sistema de conductos radiculares infectados.

La variabilidad anatómica hace que cada tratamiento deba ser planificado individualmente, e implica que no existen técnicas ni instrumental infalibles que garanticen, en todos los casos, la conformación y desinfección del sistema de conductos radiculares.

A continuación describiremos la anatomía endodóntica de los dientes que utilizaremos en nuestra investigación.

1.1 Incisivo Central Superior:

El incisivo central superior, tiene la corona de forma trapezoidal, con el eje cervicoincisal algo mayor que el mesiodistal y presenta una sola raíz, de forma cónico-piramidal, que en la mayoría de los casos es recta (Soares et al., 2002). Su longitud media es de 22.6 mm. (De Deus, 1992)

Su cámara pulpar es alargada en sentido mesiodistal y bastante estrecha en sentido vestibulopalatino, lo que reproduce el aspecto externo de la corona dental. Presenta dos divertículos bien pronunciados que corresponden a los ángulos mesial y distal de la corona.

Su conducto radicular es único, amplio y recto.

Los cortes transversales radiculares muestran el conducto radicular con forma aproximadamente triangular a nivel cervical, transformándose en una sección circular a medida que se aproxima al ápice radicular.

Los conductos radiculares múltiples son raros, mientras que, con relativa frecuencia puede ser detectada la presencia de conductos laterales y accesorios. (Cohen, 2002)

1.2 Canino Superior:

El canino superior es el diente más largo de la arcada, su longitud media es de 27,2 mm. alcanzando longitudes muchas veces inusuales, en ocasiones superiores a 30 mm.

La corona presenta forma pentagonal y la raíz es única, de forma cónico piramidal, con sección aproximadamente triangular. (Soares et al., 2002)

Con relativa frecuencia su porción apical posee curvatura hacia distal y a veces en sentido vestibulodistal.

La cámara pulpar reproduce en líneas generales la forma externa de la corona; posee un divertículo bastante pronunciado, en razón de la forma cuspeada del canino.

El conducto radicular es único, recto, amplio y presenta en el nivel cervical y medio una sección ovoidea, con la dimensión vestibulopalatina bastante mayor que la mesiodistal; en el tercio apical su forma es aproximadamente circular.

La morfología del canino rara vez varía, los conductos laterales y accesorios son menos frecuentes en este diente que en los incisivos superiores. (Cohen, 2002)

1.3 Segundo Premolar Superior:

La corona del segundo premolar superior, tienen aspecto cuboide, con dos cúspides, una vestibular y una palatina .Su dimensión vestíbulo palatina es mayor que la mesiodistal. Su longitud media es de 21,8 mm.

Presenta en un 95%, una sola raíz y en un 54% un solo conducto radicular muy achatado en sentido mesiodistal y amplio en sentido vestibulopalatino lo que le confiere una forma ovoide en un corte transversal, aunque en el nivel apical adopta forma circular. (Soares et al., 2002)

Sin embargo, incluso en los casos en que presenta una sola raíz, puede tener dos conductos radiculares, capaces de adoptar las más variadas conformaciones para terminar en apical a través de un foramen único o de forámenes independientes. Son posibles los conductos accesorios y laterales, pero resultan menos frecuentes que los incisivos.



Fig.1: Dientes Ocupados como Cuerpos de Prueba

PREPARACIÓN BIOMECÁNICA

El debridamiento completo del conducto radicular es esencial para el éxito del tratamiento endodóntico. La preparación biomecánica del conducto radicular no consiste solamente en remover tejido pulpar, restos necróticos, microorganismos y dentina infectada, sino también en la conformación que facilita la obturación que sellará el sistema de conductos radiculares. El objetivo final de la preparación químico-bio-mecánica es proveer limpieza en el conducto radicular y lograr paredes dentinarias lisas a las cuales el material obturador pueda adherirse. (Soares et al., 2002)

2.1 Objetivos:

- Remover la pulpa residual o necrótica, exudados, resto de medicamentos y/o materiales.
- Remover la dentina blanda e infiltrada.
- Alisar las irregularidades del conducto radicular, obstrucciones, calcificaciones, etc.
- Aumentar la superficie de contacto dentinario con las soluciones medicamentosas usadas durante la irrigación o entre sesiones.
- Aumentar la permeabilidad dentinaria a los medicamentos.
- Obtener una forma de conveniencia que permita alojar un material de obturación radicular en la forma más eficiente.

2.2 Factores que dificultan la obtención de los objetivos de la PBM:

- **Anatómicos:**
 - Edad del paciente.
 - Historia clínica del diente a tratar.
 - Tipo de diente (unirradicular o multirradicular).
 - Anatomía externa e interna del diente.
- **Mecánicos:**
 - Limitado efecto de arrastre de las soluciones irrigantes.
 - Rápido deterioro físico del instrumental de corte.
- **Clínicos:**
 - Dificultad para determinar el límite CDC.
 - Limitaciones de la Radiología.
 - Limitaciones de la Odontometría.
 - Dificultad para determinar el momento de obtención de la PBM.
- **Químicos:**
 - Poder irritante de las soluciones irrigantes o de los medicamentos utilizados.
 - Soluciones irrigantes se sobresaturan en las paredes radiculares.
 - Corrosión de los instrumentos.

CAPITULO 3

SOLUCIONES DE IRRIGACIÓN

La irrigación en endodoncia se define como la introducción de una o más soluciones en la cámara pulpar y en los conductos radiculares, con el fin de eliminar todas las bacterias del interior del sistema de conductos. Es un complemento fundamental de la instrumentación, puesto que residuos de tejido pulpar, bacterias y restos de dentina pueden permanecer en el conducto radicular aún después de una adecuada preparación biomecánica. (Lasala, 1992)

La morfología del sistema genera dificultades para lograr el total debridamiento del contenido del conducto radicular, ya que con la sola instrumentación manual no se tiene acceso a todas las zonas de éste. Por tal razón, se obliga a utilizar sustancias irrigantes que permitan llegar a estas zonas con el fin de obtener una mejor desinfección del conducto radicular. (Andersen et al., 1992; Siqueira et al., 2002)

3.1 Objetivos de la irrigación de los conductos radiculares

- Limpieza o arrastre físico de pulpa, sangre, limalla dentinaria, plasma, exudados, restos alimenticios, etc., con el fin de evitar el taponamiento del conducto radicular. Disolución, de agentes orgánicos e inorgánicos del conducto radicular.
- Acción detergente y de lavado por la formación de espuma y burbujas de oxígeno de los medicamentos usados.
- Acción antiséptica o desinfectante, y lubricante propio de los fármacos empleados.
- Acción de clareamiento, debido a la presencia de oxígeno liberado.

(Weine, 1997; Siqueira et al., 2002; Cohen, 2002; Walton & Torabinejad, 1997; Leonardo et al., 1999)

Según los Postulados de Grossman, la solución irrigante ideal debe tener propiedades que le permitan actuar eficazmente:

- Capacidad de disolver tejido orgánico e inorgánico.
- Acción antiséptica.
- Acción de arrastre y lavado.
- Biocompatible.
- Baja toxicidad.
- Descalcificar dentina para mejorar su remoción.
- Baja tensión superficial.
- Lubricante y detergente.
- No colorear dentina.
- Disponibilidad.
- Costo.
- Adecuado periodo y facilidad de almacenamiento.
- Fácil manipulación.

- Acción rápida y sostenida

(Weine, 1997; Siqueira et al., 2002; Cohen, 2002; Walton & Torabinejad, 1997; Leonardo et al., 1999; Gomes et al., 2001; Yamashita et al., 2003; Smith & Wayman, 1986; Öncag Ö. et al., 2003; Tasman et al., 2000; Hülsmann, 1998)

La irrigación es un paso en la terapia endodóntica tan importante como la correcta instrumentación y obturación. La sustancia irrigante escogida debe permitir la neutralización e inactivación de toxinas bacterianas mediante un completo debridamiento y desinfección del espacio del conducto radicular, mediante la suspensión y capacidad de arrastre mecánico, lo cual es fundamental para el éxito del tratamiento, al igual que una completa obturación de éste. (Leonardo et al., 1999; Vahdaty, 1993)

Entre las soluciones más aceptadas actualmente por cumplir con la mayoría de estos objetivos se encuentran el Hipoclorito de Sodio, la Clorhexidina al 2%, Suero y EDTA en diferentes concentraciones a pH neutro.

A continuación se describirán sólo los irritantes que serán utilizados en este estudio.

3.2 Hipoclorito De Sodio

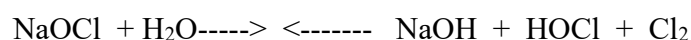
Ha sido definido por la Asociación Americana de Endodoncistas como un líquido claro, pálido, verde-amarillento, extremadamente alcalino y con fuerte olor clorino, que presenta una acción disolvente sobre el tejido necrótico y restos orgánicos y además es un potente agente antimicrobiano.

Durante muchos años el hipoclorito de sodio ha sido usado como irrigante intraconducto para la desinfección y limpieza. Se le ha reconocido como agente efectivo contra un amplio espectro de microorganismos patógenos: Gram. Positivos, Gram. Negativos, hongos, esporas y virus incluyendo el virus de inmunodeficiencia adquirida. (Cohen, 2002; Leonardo et al., 1999; Smith & Waymans, 1986)

3.2.1 Estructura Química

El hipoclorito de sodio corresponde a una sal formada de la unión de dos compuestos químicos, el ácido hipocloroso y el hidróxido de sodio, que presenta como características principales sus propiedades oxidantes.

Las soluciones de hipoclorito de sodio exhiben un equilibrio dinámico de acuerdo a la siguiente ecuación:



El ácido hipocloroso (HOCl) sufre una descomposición por acción de la luz y del calor liberando cloro libre y secundariamente oxígeno libre:



El análisis e interpretación de esta ecuación puede explicar las acciones del hipoclorito de sodio.

3.2.2 Mecanismo de Acción

El NaOCl ejerce su acción antibacteriana por medio del contacto directo con el microorganismo o por vaporización. Al tener un pH alcalino, de aproximadamente 10 – 12, neutraliza la acidez del medio evitando el desarrollo bacteriano.

Su uso clínico es generalizado, en concentraciones que van desde 0.5% hasta el 5.25%. El proceso químico por el cual el NaOCl realiza su acción antimicrobiana ocurre por disociación en ácido hipocloroso e hidróxido de sodio (HOCl y NaOH):

El NaOH actúa como poderoso solvente orgánico, permitiendo la saponificación de las membranas celulares.

El HOCl tiene propiedades antimicrobianas que ocurren cuando se destruye la membrana y quedan componentes solubles e insolubles, ya que el HOCl se une a los componentes insolubles y los transforma en solubles para posteriormente, desaparecerlos. La acción oxidativa celular responsable de la acción antimicrobiana ocurre con la inactivación enzimática irreversible en la degradación de lípidos y ácidos grasos, disolviendo el tejido necrótico y permitiendo que el NaOCl penetre y limpie mejor las áreas infectadas. El HOCl se divide en HCl₂ y oxígeno libre:

El HCl₂ se disocia, y el Cl se libera y se combina con grupos amina de proteínas bacterianas formando cloraminas, las que destruyen enzimas favoreciendo el olor en conjunto con el oxígeno libre, además de producir la desnaturalización del microorganismo.

El oxígeno libre actúa como blanqueador y desodorante. (Drake & Wiemann, 1994)

3.2.3 Concentraciones

Las soluciones utilizadas son: al 5.25%, 2,5% (Solución de Labarraque), 1% (Solución de Milton), 0.5% neutralizado con ácido bórico (Solución de Dakin), 0.5% con bicarbonato de Sodio (Dausfrene). (Drake & Wiemann, 1994)

Se ha encontrado que a mayor dilución existe menor irritación, pero también habrá menor poder desinfectante, pues cuando se encuentra en una concentración de 1% puede penetrar 100 micras a los canalículos dentinarios, al 2,5% penetra 220 micras y al 5,25% penetra 350 micras.

(Mérida & Díaz, 1999). La solución de Dakin no es utilizada en endodoncia, ya que debido a su baja concentración, sólo actúa como agente bacteriostático. La solución de mayor uso es al 2,5%.

3.2.4 Aplicaciones Clínicas

- Necropulpectomía.
- Durante la PBM.

3.2.5 Ventajas

- Baja tensión superficial.
- Disolvente orgánico.
- pH alcalino.
- Neutralizante.
- Excelente lubricante, blanqueador y desodorizante.
- Vida media de almacenamiento prolongada (en recipiente adecuado).
- Bajo costo.

(Cohen, 2002; Tasman et al., 2000; Sabala & Powell, 1989; Leonardo & Leal, 1994; Johnson & Remeikis, 1994; Kuruvilla & Kamath, 1998; Piskin & Türkün, 1994)

3.2.6 Desventajas

- Por sí solo no remueve el barro dentinario.
- Potencialmente irritante de tejidos blandos y periapicales (dolor intenso, hemorragia del tejido periapical y tumefacción extensa).
- Corrosión de instrumentales.
- Inefectividad frente a algunos microorganismos.
- No diferencia entre tejido vital y necrótico al contacto.

(Cohen, 2002; Sabala & Powell, 1989; Kuruvilla & Kamath, 1998; Di Lenarda & Cadenaro, 2000)

3.2.7 Usos combinados

El hipoclorito de sodio puede y ha sido utilizado en combinación efectiva con otros irrigantes, tales como:

- Peróxido de hidrógeno (Fórmula de Grossman, actualmente en desuso por riesgo de causar enfisema).
- Agentes quelantes.

- Gluconato de clorhexidina al 2% (con irrigación intermedia de suero fisiológico).

(Walton & Torabinejad, 1997; Mérida & Díaz, 1999; Kuruville & Kamath, 1998; Calt & Serper, 2000; Baumgarther, 1987; Gutierrez et al., 1990; Ingle, 2002; Byström & Sundqvist, 1985, Ciocchi et al., 1989; Goldman et al., 1976; Goldberg & Abramovich, 1977)

3.3 Suero Fisiológico

El suero fisiológico se compone principalmente de Agua bidestilada y cloruro de sodio al 0.9%.

Este presenta una compatibilidad biológica buena, sobre todo con los tejidos periapicales, es el irrigante de elección en biopulpectomías, donde actúa arrastrando el detritus de la instrumentación y humecta las paredes dentinarias.

En cuanto a su función esta no es desinfectar, sino limpiar y eliminar saliva, sangre y posibles restos de materiales extraños, ya que su efecto es principalmente de lubricante. A veces sirve para controlar hemorragias en los conductos radiculares. (Fuentes & Corsini, 2006)

CAPITULO 4 MICROBIOLOGÍA DE LOS CONDUCTOS ENDODÓNTICOS

4.1 Microbiología de los Conductos Endodónticos

Es ampliamente conocido que el factor microbiológico es el culpable de casi la totalidad de las afecciones pulpares y de los tejidos periapicales, por lo cual se hace imperativo hacer un reconocimiento de cuales son los agentes microbiológicos que actúan, además de la forma en que lo hacen y sus implicancias. Todo esto con el objetivo de marcar las pautas de evaluación del Sistema Endox, relacionado con la desinfección de los conductos endodónticos.

La pulpa es una estructura encargada de la producción de la dentina además de la sensibilidad dentaria. Tanto la dentina como la pulpa forman un complejo, “Complejo dentinopulpar”, el cual se ve protegido por el esmalte y el cemento, de sustancias provenientes de la cavidad oral y de contenidos microbiológicos variados. (Love & Jenkinson, 2002).

En 1679 Anton van Leeuwenhoek observó por primera vez la microbiota bucal, mediante el uso del microscopio, con él determinó especies de microorganismos que denominó “animáculos”, los cuales en rigor corresponden a los actuales protozoos, provenientes de bacterias obtenidas de su propio tártaro y saliva. Luego Miller por el año 1890, fue el primero en investigar la asociación bacteriana en la enfermedad pulpar. Todo esto es ratificado con el trabajo de (Kakehashi et al., 1965) el cual deja claro la presencia de microorganismos en la pulpa, en casos de enfermedad pulpar. Sundqvist en 1976, demostró que sólo podían ser detectados signos de reacción inflamatoria en los tejidos periapicales de dientes que presentaran infección bacteriana dentro del sistema de conductos radiculares. (Love & Jenkinson, 2002; Ingle, 2002).

La invasión de la pulpa es comúnmente asociada a la caries dental, donde bacterias invaden y se multiplican en el interior de los túbulos dentinarios. Estos túbulos dentinarios presentan tamaños de 1 a 4 micrones de diámetro, mientras que las bacterias en su mayoría no pasan del micrón. Por lo tanto el perder estructuras como el cemento y el esmalte pueden llevar a la contaminación de la pulpa por medio de los túbulos dentinarios expuestos. (Ingle, 2002).

El cultivo de los microorganismos presentes en las infecciones endodónticas tiene un alto grado de dificultad, esto debido a las interacciones polimicrobianas y a los requisitos alimenticios de cada especie a la hora de realizar el cultivo. Por lo tanto, hasta los años ‘70 se conocían muy pocos tipos de especies de anaerobios, debido a que era muy difícil lograr un ambiente sin oxígeno. Es por esto que la real importancia de las bacterias anaerobias en la enfermedad pulpar y periapical, se ha revelado mediante el desarrollo del cultivo bacteriológico anaerobio y gracias al uso de medios de cultivos selectivos y no selectivos. Sin embargo, con el correr de los años y con las mejoras en la tecnología, bacterias que se creían incultivables se han ido develando así como descubriendo nuevas especies dentro del sistema de conductos radiculares. (Ingle, 2002; Adib et al., 2004).

La mayor parte de las bacterias en una infección endodóntica son anaerobios estrictos. Estas bacterias crecen solamente en ausencia de oxígeno, pero varían en su sensibilidad a este elemento. Funcionan con potenciales bajos del óxido-reducción y carecen generalmente de

superóxido dismutasa y catalasa. Las bacterias anaerobias facultativas pueden crecer dentro de un ambiente con oxígeno, pero su energía deriva principalmente de vías anaerobias. Los anaerobios facultativos crecen en la presencia o la ausencia del oxígeno y tienen, generalmente, las enzimas superóxido dismutasa y catalasa. Los aerobios requieren del oxígeno para el crecimiento y poseen ambas enzimas.

La mayoría de las especies en infecciones endodónticas también se ha aislado en infecciones periodontales. Lo que las diferencia es la ausencia en la formación de complejos, que ocurre en las infecciones periodontales. (Ingle, 2002; Adib et al., 2004).

La dinámica que presentan las bacterias en conductos radiculares infectados se ha estudiado en monos. Después de infectar los conductos radiculares con bacterias orales indígenas, estos fueron sellados y controlados por 3 años. Inicialmente, las bacterias anaerobias facultativas predominaron; sin embargo, con el tiempo, las bacterias facultativas eran desplazadas por bacterias anaerobias. Los resultados indican que ocurre un proceso selectivo que permite a las bacterias anaerobias generar una creciente capacidad de sobrevivir y multiplicarse, encontrando a los 3 años en su mayoría, bacterias anaerobias.

El sistema de conductos radiculares es un hábitat selectivo, ya que permite el crecimiento de ciertas especies de bacterias en preferencia de otras. Los productos de la descomposición de la pulpa necrótica proveen de alimentos ricos en polipéptidos y aminoácidos. Estos alimentos junto a la baja tensión de oxígeno y los subproductos bacterianos determinarán el tipo bacteriano predominante.

Por lo demás, las relaciones antagónicas pueden ocurrir entre las bacterias. Algunos metabolitos pueden ser, dependiendo de la concentración, un alimento o una toxina. Además, las bacterias pueden producir bacteriocinas, que como un antibiótico inhibe otras especies de bacterias. (Ingle, 2002; Adib et al., 2004; Siqueira Jr, 2003).



Fig.2: Presencia de bacterias en la pared del conducto radicular, vista al microscopio electrónico de barrido (Fuentes & Corsini, 2006)

4.2 Microorganismos presentes en la patología pulpar

En 1976 Sundqvist, usando técnicas de anaerobiosis, marcó una guía en la tipificación de microorganismos anaerobios estrictos y anaerobios facultativos involucrados en las lesiones pulpares y periapicales, pudiendo existir virus y especies de hongos.

El uso de la genética molecular empleada para la identificación de patógenos bucales, ha permitido la tipificación de cada vez más especies relacionadas con la infección endodóntica, lo que desencadena una serie de variaciones en la taxonomía microbiológica, definiendo un nuevo tipo de microbiota de los conductos radiculares.

Según estos estudios y gracias a los resultados de múltiples investigaciones se puede afirmar que el sistema de conductos radiculares puede ser altamente infectado y, consecuentemente, alojar microorganismos en todas las áreas del mismo. En general, las especies más frecuentes en infecciones primarias de conductos radiculares infectados pertenecen usualmente a los géneros *Fusobacterium*, *Prevotella*, *Porphyromonas*, *Treponema*, *Peptostreptococcus*, *Eubacterium*, *Actinomyces* y *Streptococcus*. Sin embargo, difícilmente puede asegurarse que una cepa determinada, ya sea individual o combinada, cause una cierta sintomatología específica.

El siguiente cuadro busca representar las especies microbiológicas presentes en los conductos radiculares y señalados por diferentes autores:

Tabla I: Especies Microbiológicas presentes en Conductos Radiculares

Microbiología Endodóntica	
<i>Actinomyces israeli</i>	<i>Lactobacillus plantarum</i>
<i>Actinomyces eyeri</i>	<i>Lactobacillus salivarius</i>
<i>Actinomyces naeslundii</i>	<i>Peptostreptococcus anaerobius</i>
<i>Actinomyces odontolyticus</i>	<i>Peptostreptococcus asaccharolyticus</i>
<i>Actinomyces viscosus</i>	<i>Peptostreptococcus magnus</i>
<i>Bacteroides capillosus</i>	<i>Peptostreptococcus micros</i>
<i>Bacteroides forsythus</i>	<i>Peptostreptococcus prevotii</i>
<i>Bacteroides fragilis</i>	<i>Peptostreptococcus productus</i>
<i>Bifidobacterium adolescentes</i>	<i>Peptostreptococcus saccharolyticus</i>
<i>Bifidobacterium breve</i>	<i>Porphyromonas endodontalis</i>
<i>Campylobacter gracillis</i>	<i>Porphyromonas gingivalis</i>
<i>Candida tropicalis</i>	<i>Prevotella bivia</i>
<i>Capnocytophaga ochracea</i>	<i>Prevotella buccalis</i>
<i>Clostridium acetobutylicum</i>	<i>Prevotella buccae</i>
<i>Clostridium bifermentum</i>	<i>Prevotella corporis</i>
<i>Clostridium butyricum</i>	<i>Prevotella denticola</i>
<i>Clostridium clostridiiforme</i>	<i>Prevotella intermedia</i>
<i>Clostridium hastiforme</i>	<i>Prevotella loescheii</i>
<i>Clostridium novyi</i>	<i>Prevotella melaninogénica</i>
<i>Clostridium subterminale</i>	<i>Prevotella orallis</i>

<i>Dialister pneumosintes</i>	<i>Prevotella prevotii</i>
<i>Eggerthella lenta</i>	<i>Propionibacterium acnes</i>
<i>Enterococcus faecalis</i>	<i>Propionibacterium propionicus</i>
<i>Enterococcus faecium</i>	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>
<i>Eubacterium aerofaciens</i>	<i>Selenomonas sputigena</i>
<i>Eubacterium alactolyicum</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
<i>Eubacterium lentum</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
<i>Eubacterium limosum</i>	<i>Staphylococcus lentus</i>
<i>Eubacterium moniliforme</i>	<i>Staphylococcus saccharolyticus</i>
<i>Eubacterium nodatum</i>	<i>Staphylococcus anginosus</i>
<i>Eubacterium timidum</i>	<i>Streptococcus constellatus</i>
<i>Filifactor alosis</i>	<i>Streptococcus gordonii</i>
<i>Fusobacterium negrogenes</i>	<i>Streptococcus intermedius</i>
<i>Fusobacterium necrophorum</i>	<i>Streptococcus milleri</i>
<i>Fusobacterium nucleatum</i>	<i>Streptococcus mitis</i>
<i>Fusobacterium varium</i>	<i>Streptococcus mutans</i>
<i>Gemella haemolysans</i>	<i>Streptococcus oralis</i>
<i>Gemella morbillorum</i>	<i>Streptococcus sanguis</i>
<i>Haemophilus aphrophilus</i>	<i>Tissierella praecuta</i>
<i>Haemophilus parainfluenzae</i>	<i>Treponema denticola</i>
<i>Lactobacillus acidophilus</i>	<i>Treponema maltophilum</i>
<i>Lactobacillus casei</i>	<i>Treponema pectinovorum</i>
<i>Lactobacillus cateniformis</i>	<i>Treponema socranskii</i>
<i>Lactobacillus jensenii</i>	<i>Treponema vicentii</i>
<i>Lactobacillus minutus</i>	<i>Veillonella parvula</i>
<i>Lactobacillus paracasei</i>	<i>Wolinella recta</i>

(Love & Jenkinson, 2002; Ingle, 2002; Adib et al., 2004; Siqueira Jr, 2003; Gomes et al., 1996; Gomes et al., 2004; Jacinto et al., 2003; Stock et al., 1997)

4.3 Combinaciones en la infección bacteriana

Se han encontrado combinaciones específicas de bacterias en los conductos radiculares y éstas pueden contribuir a cambios en la microbiota por medio de diferentes mecanismos de interacción. Por ejemplo, una especie o una combinación de especies pueden favorecer a otra proporcionando factores de crecimiento o cambiando el ambiente físico-químico. Nuevamente las combinaciones desarrolladas pueden contribuir al desarrollo de signos y síntomas.

Peters y cols., en el 2002, indican que los patógenos endodónticos no se encuentran en forma aleatoria, más bien, están en combinaciones específicas. Estas combinaciones pueden contribuir al desarrollo de signos y síntomas. (Peters et al., 2002)

4.4 Hongos en la Cavidad Oral

Dentro de las levaduras (hongos) la *Cándida albicans* es la especie oral más dominante. También encontramos: *C. glabrata*, *C. krusei*, *C. tropicales*, *C. glliermondii*, *C. kefy* y *C. parapsilosis*. También se sugiere la aparición ocasional de la *C. dubliniensis* que es la especie más relacionada con la *C. albicans*. Otros géneros de hongos han sido aislados de la microbiota normal oral, por ejemplo, *Saccharomyces spp.* y *Geotrichum spp.* Se han reportado otros tipos de cepas, pero que generalmente se asocian con enfermedades sistémicas. (Waltimo et al., 2003)

Estas especies de hongos (*cándida*) pueden tener importante implicancias clínicas, particularmente en casos de abscesos periapicales crónicos. Sin embargo, la administración de medicamentos en los conductos radiculares es eficaz contra la *Cándida* y puede mejorar sus resultados de tratamiento.

CAPITULO 5

CULTIVOS ENDODÓNTICOS

5.1 Cultivos Endodónticos

En los últimos años se le ha dado especial atención al rol que cumple la microbiología en el diagnóstico de los microorganismos de la cavidad bucal. Es por ello que se han desarrollado y perfeccionado diversas técnicas microbiológicas para conocer mejor la ecología microbiana y, a su vez, los mecanismos de patogenicidad de los microorganismos más importantes.

El estudio de la microbiota bucal y de las enfermedades infecciosas de la cavidad bucal involucra una serie de etapas que van desde la toma y transporte de la muestra hasta el aislamiento e identificación de los agentes etiológicos, por procedimientos especiales de cultivo bacteriológico y pruebas diferenciales de las especies aisladas.

Los procedimientos para la toma y transporte de muestras, son considerados determinantes en la calidad del análisis, en los resultados obtenidos y, por consiguiente, en el éxito de la terapia a instaurar.

Cabe señalar, que el diagnóstico microbiológico es una herramienta importante que puede ser utilizada para estudiar, conocer e investigar la etiología microbiana de las enfermedades infecciosas de la cavidad bucal y la eficacia de los tratamientos que se realicen para lograr la desinfección. No obstante, la clave del diagnóstico microbiológico, va a depender de una adecuada toma de muestra, su cuidado en la manipulación y transporte al laboratorio, por parte del clínico. (Goldman et al., 1976)

Uno de los sistemas más importantes para la identificación de microorganismos es observar su crecimiento en sustancias alimenticias artificiales preparadas en el laboratorio. El material alimenticio en el que crecen los microorganismos es el Medio de Cultivo y el crecimiento de los microorganismos es el cultivo.

El cultivo de microorganismos consiste en proporcionarles las condiciones físicas químicas y nutritivas adecuadas para que puedan multiplicarse de forma controlada.

Históricamente se ha realizado el cultivo de microorganismos como comprobación de un conducto radicular desinfectado antes de la obturación radicular, y puede ser de gran ayuda en la detección e identificación de microorganismos en los conductos radiculares.

Actualmente, es un método práctico que evalúa microbiológicamente el sistema de conductos radiculares y, pedagógicamente, se utiliza para evaluar la rigurosidad de la técnica aséptica y la eficiencia de la preparación biomecánica. También es útil para aislar la microbiota oral con el fin de realizar antibiogramas en presencia de infecciones persistentes.

Es preciso tener en cuenta que el valor del cultivo bacteriológico depende tanto del cuidado con que se haya recogido la muestra, de la naturaleza, características y composición del medio de cultivo, de la temperatura, del tiempo de incubación como de la interpretación de los

resultados obtenidos. Como limitaciones del cultivo bacteriológico podemos mencionar el tiempo que consume esta etapa, la imposibilidad de cultivar todo tipo de bacterias (especialmente anaerobios en un solo medio) y el hecho que un pequeño porcentaje de cultivos catalogados como negativos a las 48 horas, se tornan positivos a los 10 días. (Goldberg & Abramovich, 1977)

En relación con la interpretación de los cultivos bacteriológicos se obtienen cultivos negativos, cuando: (Yesilsoy & Whitaker, 1995)

- El conducto radicular y los tejidos periapicales están “estériles”.
- Muy pocos microorganismos están presentes para iniciar un crecimiento discernible.
- Muy pocos microorganismos están presentes al tiempo de juzgar el cultivo y permitir una turbidez discernible.
- Muestras inadecuadas, donde la aguja o la punta de papel debe idealmente penetrar la longitud total del conducto radicular o por lo menos llegar al tercio apical.
- Transferencia de una concentración inhibitoria de medicamento intraconducto.
- Se utiliza un medio inadecuado para mantener el crecimiento de la cepa de microorganismos presentes.
- Existe un error inherente a la técnica de cultivo.

5.2 Medios de Cultivo Bacteriológico

Los medios de cultivo bacteriológico son una mezcla equilibrada de nutrientes que, en concentraciones adecuadas y en condiciones físicas óptimas, permiten un buen crecimiento de los microorganismos. Contienen una base mineral, fuente de carbono, nitrógeno y azufre, una atmósfera adecuada y factores de crecimiento, indispensables para el desarrollo celular. Los medios de cultivo que se utilizan en endodoncia son, en general, el agar tioglicolato, el caldo de soya triptinasa con agar al 0.5%, el agar sangre al 5% enriquecido con vitamina K, el caldo de glucosa ascitis, el caldo de infusión cerebro corazón y el caldo de glucosa sérica. A estos medios de cultivo se les puede aumentar el agar para proveer condiciones anaeróbicas, la glucosa para microorganismos acidogénicos, inactivadores de drogas, sangre desfibrinada para bacterias hemolíticas, etc. (Masataka & Koichi, 1996)

Por las condiciones especiales que se requieren para realizar cultivos de microorganismos aerobios, particularmente para este caso, los medios más comunes son:

5.2.1 Caldo Nutritivo:

Indicado para el cultivo de aerobios y microaerofilicos .La fórmula aproximada por litro de agua purificada:

- Pluripetano 5.0 g
- Extracto de Carne 3.0 g
- pH Final de 6.9 +- 0.2

Para su preparación se emplean 8.0 gr. de polvo, el cual se mezcla con un litro de Agua Destilada, hasta disolverlo completamente. Se coloca en el horno por un minuto para ayudar a homogenizar la solución, para luego distribuir 5 ml. en distintos tubos de ensayo (100 mm. de largo por 13 mm. de diámetro) y se esterilizan en autoclave a 118°- 121° durante quince minutos. Posteriormente, se refrigeran hasta su utilización.

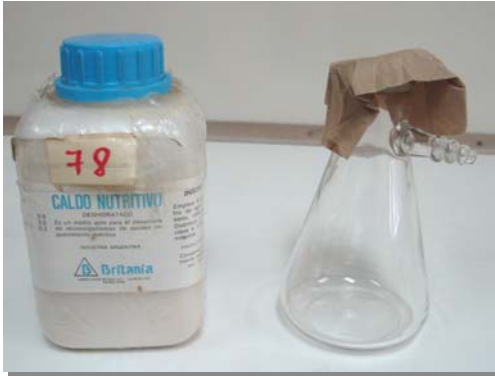


Fig.3: Caldo Nutritivo Deshidratado y matraz que contendrá la solución

5.2.2 Agar Sangre de Cordero

Medio nutriente rico, compuesto por una base de Agar Soya Trypticase en adición de 5% de Sangre de Cordero desfibrinada, está especialmente formulado para la diferenciación de cepas por la hemólisis producida por sus colonias. En este medio se deben investigar *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus Beta hemolítico*, *Corynebacterium vaginalis*, *Listeria monocytogenes*.

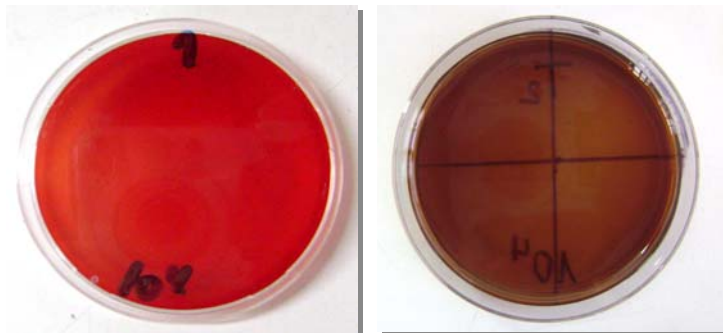


Fig.4: Placas Agar Sangre de Cordero

CAPITULO 6

ESTERILIZACIÓN

El campo en que se trabaja en endodoncia es un campo estéril, por lo tanto hay que controlar todos los aspectos que se producen dentro de una infección, para esto debemos realizar:

- Desinfección del diente.
- Protección personal, para evitar contaminación del diente.
- Técnica aséptica.
- Esterilización de instrumentos.
- Desinfección de superficies, para prevenir infecciones cruzadas. (Fuentes & Corsini, 2006)

6.1 Método de Esterilización

6.1.2 Vapor a Presión: Autoclave

Consiste en la muerte por coagulación de las proteínas, a través de la destrucción del ADN y ARN, además de la liberación de constituyentes intracelulares de bajo peso molecular.

Esteriliza a 121°C en 15-40 minutos a 150 psi (libras de Presión). Es calor húmedo, por lo tanto permite esterilizar ropa, plásticos, látex, etc.

Dentro de las ventajas que posee, es un ciclo relativamente breve que no destruye telas ni algodón, y es verificable con los tipos de indicadores. En sus desventajas encontramos que genera corrosión, oxidación y pérdida de filo en los instrumentos. (Fuentes & Corsini, 2006)

6.2 Verificación de la Esterilización

Esto puede ser comprobado mediante el uso de indicadores. Existen dos tipos:

- Indicador Biológico: Es una preparación de microorganismos, generalmente esporas bacterianas, que sirven como comprobantes del ciclo de esterilización.
- Indicador de Procesos: Consiste en una cinta que se coloca al interior del material a esterilizar, la cual contiene tintas o sustancias químicas que poseen un indicador que cambia de color cuando son sometidas a calor, vapor de agua o vapor químico. Éstas nos indican que los instrumentos pasaron por el ciclo de esterilización, pero no son 100% certeros en indicar que la esterilización se ha logrado. Esto actúa como guía y nos permite evaluar este proceso, pero no es una verificación exacta. (Fuentes & Corsini, 2006)

CAPITULO 7

SISTEMA ENDOX

El Sistema Endox es un instrumento creado en Italia por Sacchi que corresponde a un localizador apical de segunda generación, capaz de realizar fulguración electrónica dentro de la raíz del diente produciendo la eliminación de la pulpa y la esterilización del sistema radicular. Éste localiza el ápice radicular bajo el principio de la impedancia, lo cual se relaciona con el hecho de que la dentina, a medida que se acerca al ápice, se vuelve más transparente y eso es lo que detecta la impedancia con relación a la constricción.

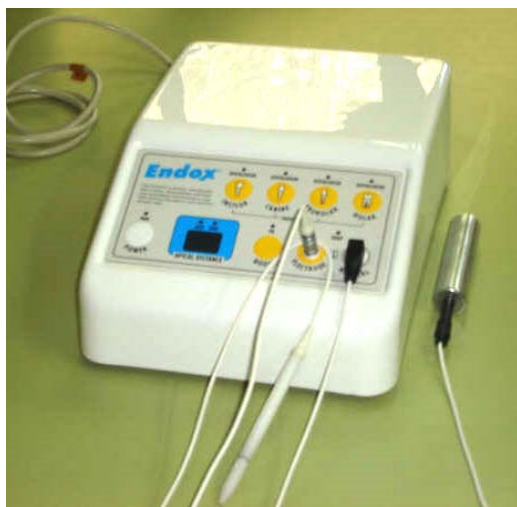


Fig.5: Sistema Endox

Este sistema, patentado internacionalmente, consta de unos dosificadores perfectamente adecuados a los distintos tipos de dientes que permiten aplicar, mediante la introducción en la raíz de una sutilísima sonda de metal muy flexible, una breve fulguración electrónica de muy alta intensidad y alta frecuencia, 600MHz, en un tiempo inferior a una décima de segundo. Esta fulguración vaporiza instantáneamente la pulpa que rodea la sonda y se introduce por todos los túbulos adyacentes, provocando su absoluta desinfección, con lo que el diente queda listo para la obturación.

Si el conducto radicular es demasiado estrecho para recibirla, habrá que ampliarlo con la instrumentación tradicional adecuada hasta obtener la mínima anchura que lo permita. (Gutiérrez & Toruño, 2004)

7.1 Antecedentes

El diseño y la producción de algunas unidades de localizadores apicales se remontan a las investigaciones realizadas por Suzuki en 1942. Éste realizó investigaciones en perros vivos y

descubrió que la resistencia eléctrica en la membrana periodontal y la mucosa bucal presentaba un valor constante de casi 6.5 kilohmios. (Gutiérrez & Toruño, 2004)

Los localizadores apicales electrónicos los podemos clasificar por generaciones en:

- Primera Generación: A ella pertenecen los localizadores Exoct-Apex, Apex-finder, Sonoexplorer, Mark I, entre otros. Son llamados también de resistencia, pues se basaban en la teoría de resistencia eléctrica desarrollada por Suzuki (1942), Sunada (1962) y Neville (1972). Estas unidades, al hacer avanzar la lima por el conducto radicular, tocan el tejido periodontal apical, entonces la resistencia eléctrica del localizador apical y aquella entre la lima y la mucosa bucal son iguales, así el aparato indica que la lima llegó al ápice. Sus inconvenientes, descritos por Walton (1991), eran que los conductos radiculares tenían que estar secos. (Gutiérrez & Toruño, 2004)
- Segunda Generación: Aparece en los años '80. Uno de ellos es el Endocarter, el cual es de tipo impedancia. Detecta el decremento súbito de ésta en la constricción. Miden conductos radiculares húmedos gracias a un capuchón de plástico colocado en una sonda especial, el que se deteriora y trava en la entrada del conducto radicular. (Gutiérrez & Toruño, 2004)
- Tercera Generación: Surgió en los años '90. Es llamada también de doble frecuencia, pues mide la impedancia a dos frecuencias eléctricas distintas. Los más usados actualmente son: Apit (Osada Electric Co; Tokio, Japón) también conocido como Root ZX (J Morita Corp Tustin C.A.; Justin II Yosida Co, Japón). (Gutiérrez & Toruño, 2004)

7.2 Propiedades

1. Eliminación del tejido pulpar, permitiendo obtener la limpieza y esterilización del conducto radicular, dejándolo libre de restos pulpares y exento de barrillo dentinario. Así la superficie queda apta para recibir directamente el material de obturación. (Biofotónica, 2005). El sistema Endox nos permite, mediante el uso de una corriente alterna de alta frecuencia (600kHz por 1/10 seg.), la vaporización del tejido pulpar y del contenido bacteriano. (Chaparro et al., 2001)
2. Eliminación bacteriana, reducción del orden del 99,98%. (Haffner et al., 2000)
3. Ahorro de tiempo, permite reducir de manera significativa los tiempos de intervención. Las fulguraciones se producen en cuestión de segundos, eliminando los restos y esterilizando el conducto radicular.
4. Máxima precisión de la medición, ya que incluye un sofisticado sistema de localización apical con indicaciones de tipo opto-acústico (señala milímetros y décimas).
5. Produce la cauterización instantánea de los vasos con los que entra en contacto, evitándose así posibles hemorragias.
6. Protección de las estructuras circundantes. Los exámenes histológicos y anatómicos realizados han confirmado que la acción de Endox no provoca daños a las estructuras adyacentes al conducto radicular, garantizando la integridad de diente y periodonto.

7. Precisión de la intervención. Gracias al sistema de medición de la distancia apical incorporada, asegura la máxima precisión en su acción en completa autonomía. La tolerancia mínima garantiza máximo resultado al quedar detectadas todas las vías accesorias al conducto principal, lo que permite efectuar tantas fulguraciones por conducto como ramificaciones se hagan presentes.

7.3 Ventajas (Gutiérrez & Toruño, 2004)

- Reduce drásticamente el tiempo total del tratamiento endodóntico.
- Reduce más del 99,9% de toda la presencia bacteriana.
- Reduce o elimina la necesidad de re-tratamientos y sus complicaciones.
- Remueve los residuos pulpares a través de vaporización.
- Reduce el tiempo de instrumentación.
- Reduce los costos del tratamiento.
- Elimina la necesidad de utilizar químicos desinfectantes.
- Evita el dolor que puede resultar luego del trabajo biomecánico del conducto radicular.
- Posee sistema endométrico, Localizador Apical de Segunda Generación.

7.4 Desventajas (Gutiérrez & Toruño, 2004)

- Costo elevado.
- No es de gran ayuda como localizador apical en dientes multirradiculares.
- En un porcentaje de pacientes genera una sensación de pinchazo o calambre.
- Vida útil de sólo 6 años.

7.5 Contraindicaciones del Sistema Endox

- Pacientes con marcapaso.
- Válvulas cardíacas metálicas.
- Operados de cataratas.
- Portadores de lentes de contacto.
- Embarazo.
- Apexogénesis incompleta.
- Pacientes con bajo umbral de dolor.
- Pacientes con audífono para la sordera.

El Sistema Endox es un aparato que busca mejorar la calidad del tratamiento de los conductos radiculares y simplificar la sistemática de trabajo, ya que nos permite, en un primer momento, localizar el ápice del conducto radicular (sistema endométrico) y, posteriormente, la vaporización del tejido pulpar con reducción del contenido bacteriano del sistema canalicular por

el aumento breve de la temperatura (1/10 seg.) producida tras la aplicación de corriente de alta frecuencia (600 kHz). (Ardines et al., 2005)

7.6 Especificaciones del Sistema Endox (Biofotónica Chile, 2005)

Tabla II: Características del Sistema Endox

Especificaciones del Sistema Endox	
Modelo:	Endox Endodontic System
Tipo	Digital.
Fabricante:	Lysis srl.
Potencia en Stand By:	28 Va. Alimentado a 230 Vac 8 Va alimentado a 110 Vac.
Potencia Máxima:	360 Va. Alimentado a 230 Vac; 250 Vac alimentando a 110 Vac.
Dimensiones	210 x 100 x 300 mm (LxAxP).
Peso:	2.5 kgs.
Operación a T° ambiente:	10° - 40 °C.
Humedad Ambiental:	30% - 75%.
Temperatura de almacenaje:	de - 40° a 70°C.
Humedad de Almacenaje	10% a 100% con condensación.
Frecuencia de trabajo:	312.5 Khz.
Potencia de emisión:	110 W per140 mSeg. (con resistencia de carga de1000 O).
Fusible:	T 1.6° 250V. Tamaño 5x20 mm.
Batería recargable:	Recargable Ni-cd 9V 120 mA/h.
Clasificación:	Clase I del tipo BF.
Condiciones de Uso:	Funcionamiento continuo con carga temporal.
Clase según la regulación:	93/42/ Cee:IIb.
Referencia Estándar:	EN60601-1; EN60601-1-2.
Partes Aplicadas:	Electrodos neutros a tierra.
Vida Útil:	6 años.

El Sistema Endox permite realizar en una primera fase la medición de la longitud de trabajo y en una segunda fase la vaporización del paquete vasculo-nervioso y microorganismos del conducto radicular, para luego realizar la obturación sin necesidad de la preparación biomecánica tradicional.

A través de la utilización de un electrodo, el cual consiste en una aguja de acero muy fina y flexible que se introduce en el conducto radicular, se logra actuar de la misma forma como lo hace un localizador apical de segunda generación. Luego, mediante una corriente alterna de alta frecuencia (600 kHz) aplicada por un lapso de tiempo muy breve (1/10 seg.), se permite vaporizar la pulpa radicular y eliminar el contenido bacteriano del sistema de conductos del diente en tratamiento y sus conductos laterales. (Gutiérrez & Toruño, 2004).

Posee un panel de control donde están ubicados varios comandos como pulsadores, indicadores, botones y dos conexiones, una para el electrodo activo y otro para el neutro. El electrodo activo posee un mango donde se coloca la punta adecuada dependiendo del tamaño del conducto radicular. El electrodo neutro consiste en un cilindro metálico que debe sujetar el

paciente en su mano para cerrar el circuito. A través de este panel de control es posible calibrar el instrumento para su uso en distintos tipos de dientes y visualizar el localizador apical.

Dispone de tres tipos de puntas: (Constela, 2005)

- Una negra, de 30 mm. de longitud y 0,20 de diámetro.
- Una roja, más fina, de 24 mm. de longitud y 0,15 de diámetro.
- Una verde, recubierta de teflón (aislante) que se utiliza en los casos de dientes con pulpa necrótica para la medición de la longitud del conducto radicular y no para la vaporización del tejido pulpar, ya que al estar recubierto sólo dispara con la punta concentrándose toda la energía en ella pudiendo provocar daños.

Las anteriores, en casos de pulpa necrótica, no sirven.

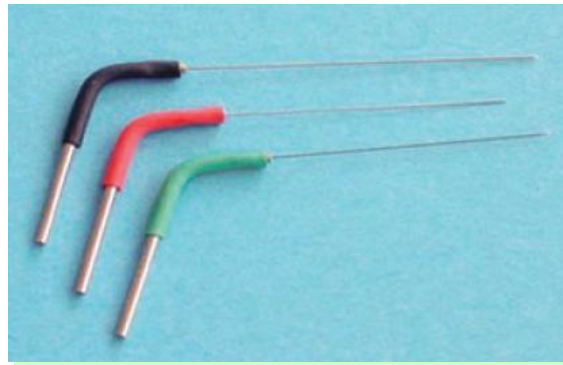


Fig.6: Puntas Activas del Sistema (Lendini et al., 2005)

7.7 Precauciones en su uso

- Apagar celulares, para que no ocurran interferencias con la señal.
- Verificar conexión a tierra para que se produzca la descarga, ya que si no se realiza aumenta la sensibilidad en los pacientes.
- En el caso de restauraciones metálicas muy extensas, por el gran volumen metálico, la aguja se puede cortar si se acerca la aguja a las paredes de la restauración.
- En pacientes con aparato de ortodoncia, evitar que la aguja del sistema los toque durante la fulguración.

7.8 Mecanismo de Acción

El sistema Endox se vale como método de acción del uso de impulsos eléctricos de alta frecuencia. Podemos definir sencillamente a los impulsos como la variación breve (unos pocos microsegundos) en intensidad o tensión de una corriente pulsante continua (sufre cambios

regulares de magnitud a partir de un valor constante). El fin de esto es eliminar el tejido al interior del conducto radicular.

Los tejidos poseen una estructura molecular sensible a la acción de campos electromagnéticos generados por una corriente eléctrica de alta frecuencia. El flujo de electrones genera un paquete de ondas electromagnéticas que libera gran cantidad de energía en el área afectada por la descarga eléctrica y en sus alrededores inmediatamente. (Lendini et al., 2005)

Hay tres efectos principales:

- Aumento de la temperatura local (entre 300 y 500 °C).
- Aumento del porcentaje de ozono (O₃) debido a la ionización del medio.
- Producción de rayos UV.

Los últimos son un subproducto de la chispa generada por el flujo de electrones en el medio. Se asume que estos tres efectos actúan sinérgicamente, eliminando el contenido del conducto radicular por vaporización de elementos orgánicos e inorgánicos. (Lendini et al., 2005)

7.9 Efectos en Tejidos Circundantes

Mediciones hechas in Vitro indican que el incremento de temperatura en la región apical alcanzaría un máximo de $19 \pm 4^\circ\text{C}$ seguido al impulso eléctrico. Y la media del tiempo de enfriamiento fue de 40 ± 6 segundos. Este incremento no dañaría las estructuras perirradiculares. (Lendini, 2005 citado de Haffner et al., 1999)

De acuerdo con otros estudios, un nivel de 10°C sostenido por 1 minuto se considera compatible con la normal reparación ósea, pero mayores tiempos o temperaturas pueden causar necrosis y reemplazo de este hueso por tejido graso. (Lendini, 2005 citado de Ericsson & Albrektsson, 1983; Bailey et al., 2004)

7.10 Forma de Utilización

Para realizar el tratamiento, el paciente debe estar siempre anestesiado, evitando la sensación de “pinchazo” que produce la utilización de corriente de alta frecuencia dentro del conducto radicular. Además, el diente a tratar debe estar seco y aislado con goma dique para evitar cualquier contacto metálico. (Biofotónica, 2005)

Enseguida, se realiza la apertura de la cámara pulpar y la eliminación del tejido pulpar hasta visualizar la entrada de los conductos radiculares, luego, se le pide al paciente que sostenga en su mano el electrodo neutro, y se va introduciendo lentamente la punta elegida del electrodo activo en el interior del conducto radicular. El equipo emitirá un sonido intermitente muy rápido, que se hace un poco más lento al alcanzar la constricción apical, si supera ésta, el sonido se hace continuo. (Biofotónica, 2005)

En caso de hemorragia, se debe utilizar agua oxigenada para la hemostasia y secar la entrada de los conductos radiculares con puntas de papel o algodón. En los casos en que la pulpa esté necrótica, lavar el interior del conducto radicular con suero fisiológico para garantizar el paso de la corriente. No se debe utilizar hipoclorito de sodio, ya que al ser ionizante impide el paso de la corriente de alta frecuencia al interior del conducto radicular. (Biofotónica, 2005)

En este momento se puede marcar con un tope de goma en la punta, como punto de referencia de la longitud radicular. A continuación, se pisa el pedal para cambiar el modo de localizador apical y permitir el paso de la corriente de alta frecuencia que produce la vaporización del tejido pulpar y del contenido bacteriano. Se pisa el pedal por segunda vez provocando la fulguración electrónica que vaporiza inmediatamente la pulpa que rodea la punta del electrodo activo, en el conducto principal y conductos accesorios, logrando la eliminación, casi absoluta (99,98%), de las bacterias presentes en los conductos radiculares y túbulos dentinarios en la zona de la fulguración. Este procedimiento se realiza comenzando por el tercio coronario, luego el tercio medio y finalmente en el tercio apical, repitiendo varias fulguraciones en cada tercio, sin ningún riesgo para el paciente, ya que el equipo posee un sistema de seguridad que le impide realizar fulguraciones si la punta del electrodo ha sobrepasado el foramen apical.



Fig.7: Modo de Empleo, utilizado como Localizador Apical (Endox.org)



Fig. 8: Modo de Empleo, fulgurización en tercio coronal radicular (Endox.org)



Fig. 9: Modo de Empleo: Eliminación del contenido orgánico/microbiológico y continuación con el tercio medio radicular (Endox.org)



Fig.10: Modo de Empleo. Conducto Radicular Descontaminado (Endox.org)

Terminada la desvitalización, se extrae la punta del conducto radicular y se comprueba de forma manual la ausencia de detritus, continuando con la obturación radicular, según metodología del profesional.

El Sistema Endox se puede utilizar también en casos de retratamiento, no siendo necesario la eliminación completa del material de relleno, pero sin llegar al ápice. Se lava con suero fisiológico, secando el exceso con aire o puntas de papel, dejando el conducto radicular ligeramente húmedo. Se mide la longitud de trabajo con control radiológico y colocando un tope de goma en la punta elegida a dicha longitud y se procede según instrucciones.

HIPOTESIS Y OBJETIVOS

Hipótesis

Sistema Endox y Preparación Biomecánica Convencional son capaces de crear una disminución de la carga bacteriana séptica, en conductos radiculares afectados con necrosis pulpar.

Objetivos

General:

Evaluar la efectividad antimicrobiana en la desinfección de los conductos radiculares mediante el uso del Sistema Endox en comparación con el sistema convencional de Preparación Biomecánica y la combinación de ambos sistemas.

Específicos:

- Determinar la efectividad de la desinfección del sistema de conductos lograda al utilizar el Endox en forma única.
- Determinar la efectividad de la desinfección del sistema de conductos lograda al utilizar el Sistema Endox, como complemento de la Preparación Biomecánica manual convencional.
- Determinar la efectividad de la desinfección del sistema de conductos lograda al utilizar la Preparación Biomecánica convencional, para fines comparativos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para la realización del siguiente estudio experimental in Vitro fueron seleccionados 45 dientes recientemente extraídos, dentro de los cuales encontramos tres tipos de dientes: Incisivo Central Superior, Canino Superior y Segundo Premolar Superior. Estos dientes fueron mantenidos en suero fisiológico y, posteriormente, organizados en grupos de 15 dientes cada uno.

El objetivo primordial de este estudio es evaluar la efectividad antimicrobiana en la desinfección de los conductos radiculares mediante el uso del Sistema Endox en comparación con la técnica de Preparación Biomecánica de conductos radiculares convencional y la combinación de ambos. En cuanto a esto último podemos afirmar que existen diversos estudios (Menezes et al., 2004; Sedgley et al., 2005, Colak et al., 2005) en los cuales se han cultivado cepas bacterianas presentes en los conductos radiculares para comparar la efectividad del Sistema Endox con otros agentes de desinfección, tales como Hipoclorito de Sodio, utilizado durante la Preparación Biomecánica.

Selección y Preparación de la muestra

Se recolectaron 100 dientes recién extraídos, los cuales fueron lavados y mantenidos en suero. Estos dientes fueron obtenidos en los Servicios de Urgencia de los Hospitales Carlos Van Buren de Valparaíso y Dr. Gustavo Fricke de Viña del Mar, además de los Consultorios de Salud Barón y Jean Marie Therrie de Valparaíso. De este total de dientes, se realizó una selección específica, con el objetivo de obtener cuerpos de muestras estandarizados para disminuir las variables de nuestro estudio. Esto se logró basándonos en parámetros anatómicos principalmente, donde requeríamos que cada diente fuera unirradicular, de forma recta y con un conducto radicular aparentemente recto, además de considerar la mayor integridad coronaria posible. Con esto llegamos a la selección de 45 dientes. Dentro del grupo de dientes se eligió:

- Incisivo Central Superior
- Canino Superior
- Segundo Premolar Superior

Estos dientes, después de su extracción, fueron mantenidos en suero fisiológico. Luego se procedió a realizar una minuciosa limpieza externa con ultrasonido (Cavitron, Denstply, EE.UU.) y los sitios que presentaban caries fueron eliminados con alta velocidad y piedras redondas de diamante. Después de esto, cada diente fue montado en una rejilla especial manufacturada para mantener los dientes en un medio aséptico y en posición vertical.

Posteriormente, se llevó a cabo la Preparación Dentaria, donde se procedió a acondicionar los dientes que están distribuidos en grupos de 15, con una cantidad homogénea de cada tipo de ellos.

En la Preparación Dentaria se realizó la apertura endodóntica bajo aislamiento absoluto (Flexi Dam, Roeko, Alemania) con desinfección de campo siguiendo los patrones de aperturas endodónticas tipo según el diente (anatomía). Se comenzó con la apertura coronaria con una piedra de diamante redonda y la apertura cameral con una fresa de carbide redonda, nueva y estéril. (Meisinger, Alemania)

Una vez obtenido el acceso a la cavidad pulpar, se debridó con lima tipo K N°15, se removió la pulpa con extirpadores pulpares (Maillefer) y se procedió a explorar el conducto radicular con la misma lima tipo K N°15 (Mani, Japón).

Con el fin de obtener una preparación dentaria adecuada del sistema de conductos radiculares, se aumentó el diámetro de éste hasta una lima tipo K N° 20 (Mani, Japón), con el fin de facilitar, al momento de la inoculación, la penetración del medio de cultivo junto con las cepas bacterianas hasta el ápice radicular, según se ha descrito en estudios anteriores con este tipo de metodología. (Menezes et al., 2004; Sedgley et al., 2005; Colak et al., 2005)

Luego de la preparación dentaria se procedió a esterilizar los dientes en Autoclave con el fin de evitar contaminación de las muestras de cultivo bacteriológico. Esta etapa se realizó en un aparato diseñado para este efecto, compuesto por una rejilla adaptada a una caja metálica que permita su esterilización, la cual se mantuvo sellada y en ambiente seco hasta el momento de su utilización. Cabe destacar que, posteriormente, se realizó la verificación de la esterilización mediante Indicadores de Procesos.

Solución Estándar

Para obtener dicha solución se extrajo una muestra de contenido microbiológico de un diente con diagnóstico de necrosis pulpar séptica, la cual se traspasó al caldo nutritivo (Laboratorio Britania, Argentina) para su crecimiento, y fue llevada por 72 hrs. a estufa (Heraeus, Hanau). La solución obtenida de esto se consideró como solución estándar, en la que se obtuvo un recuento microbiológico mediante placas de agar sangre de cordero (Laboratorio Linsan, Chile), lo que permitió conocer la carga microbiológica de estas soluciones.



Fig. 11: Solución Estándar

Obtención de la muestra

Detallando el punto anterior, estas muestras se obtuvieron de tres pacientes que presentaban algún diente con diagnóstico de necrosis pulpar séptica. Estos pacientes fueron seleccionados en el servicio de UCEOT de la Facultad de Odontología de la Universidad de Valparaíso. Para la toma de la muestra se realizó aislamiento absoluto mediante el uso de Optradam (Ivoclar Vivadent, Liechtenstein) y desinfección del campo operatorio del diente seleccionado con Lugol al 5%, para posteriormente efectuar la apertura endodóntica.

Una vez terminada la etapa de apertura endodóntica, un cono de papel estéril N°25 (Roeko, Alemania) fue tomado con una pinza igualmente estéril y embebido en el caldo nutritivo que se encontraba en el tubo de ensayo (5 ml.). Posteriormente, fue introducido en el conducto radicular, hasta alcanzar la zona apical, siendo mantenido allí por 1 minuto y realizando movimientos constantes para homogenizar la muestra. El cono fue cortado para evitar la posibilidad de contacto con la goma dique. El tubo de ensayo fue flameado y se procedió a retirar el cono del interior del conducto radicular, cortándolo cerca del eje de bisagra de la tijera, para dejarlo caer dentro del líquido que contenía el tubo de ensayo. Inmediatamente, la muestra fue sellada, rotulada y llevada a la estufa (Heraeus, Hanau) a 37° por 72 horas.

El protocolo anteriormente señalado fue utilizado con las tres muestras tomadas.

Una vez completadas las 72 horas, se procedió a la selección de una de las tres muestras, basándose en el mayor recuento de bacterias. Esto se determinó mediante un recuento microbiológico sobre placas de agar sangre (Agar Sangre de Cordero, Laboratorio Linsan, Chile).

Recuento Microbiológico en Solución Estándar

Para esto se realizó la dilución de cada muestra tomando una pipeta de 0.1 ml., con la cual se extrajo esta misma cantidad de la muestra 1, se diluyó en 0.9 ml. de suero estéril, el que se encontraba en un tubo de ensayo, obteniéndose así la solución 1. Luego, se procedió a extraer 0.1ml. de esta solución y se diluyó en 0.9 ml. de suero estéril, teniendo así la solución 2. Nuevamente se extrajo 0.1 ml., ahora de la solución 2 y se colocó junto a 0.9 ml. de suero para obtener la solución 3. Por último, se extrajo 0.1 ml. de la solución 3 que se unió con 0.9 ml. de suero para obtener la solución 4.

Posteriormente, de cada solución se sacó una pequeña muestra que se colocó en una placa petri de 10 cm. con Agar Sangre de Cordero, la cual fue sembrada con un rastrillo. Este procedimiento se realizó con las cuatro soluciones y con las tres muestras de necrosis pulpar séptica, dando un total de 12 placas, las que fueron sometidas a estufa (Heraeus, Hanau) para su cultivo por 72 horas a 37°C.

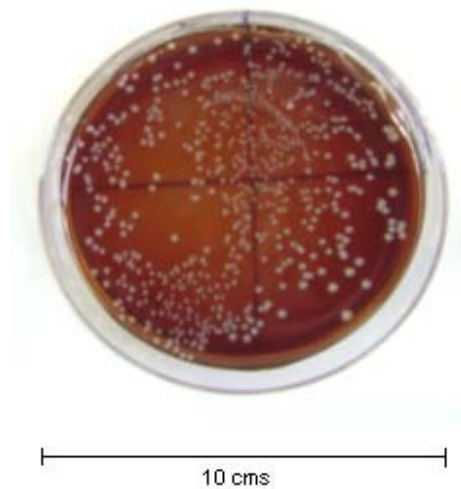


Fig.12: Placa para Recuento Microbiológico de Solución Estándar

Experimentación Propiamente Tal

Inoculación Dentaria

Para este proceso, previamente se realizó la selección de la muestra estándar en base al recuento bacteriano. Se seleccionó la muestra N°3, la que presentaba más de 300 UFC (unidades formadoras de colonias).

Esta solución estándar fue inoculada en los 45 dientes, que fueron esterilizados previamente. La inoculación se hizo mediante una jeringa de insulina, ya que se presentaba como la mejor opción por poseer una aguja de poco calibre, por lo tanto, permitía la inoculación del interior del conducto radicular. Posteriormente, estos dientes fueron sellados con cemento temporal (Coltosol F, Coltene, Argentina) estéril y llevados a la estufa de cultivo (Heraeus, Hanau) por 72 horas a 37°C. La esterilización fue verificada con el uso de Indicadores de Procesos.



Fig.13: Inoculación de la Solución Estándar

Agrupación Dentaria según tipo de tratamiento a efectuar

Los dientes fueron divididos en tres grupos de 15, para realizar la evaluación de la efectividad del sistema Endox en comparación con una preparación biomecánica convencional y la combinación de ambos:

- Grupo 1: Dientes tratados con PBM Convencional según la técnica de la Universidad de Valparaíso para conductos aparentemente rectos.
- Grupo 2: Dientes tratados con sistema Endox.
- Grupo 3: Dientes tratados con sistema Endox y con PBM convencional según técnica de la Universidad de Valparaíso.



Fig.14: Grupos estudios dispuestos en los Contenedores diseñados para este estudio

Procedimientos de descontaminación o tratamiento de los dientes

Los grupos dentarios fueron instrumentados en un mismo día para evitar un aumento significativo en la cantidad de bacterias inoculadas.

Anterior a la realización de la PBM o la utilización del Sistema Endox, se procedió a tomar al azar 5 dientes por grupo para extraer una muestra de contenido microbiológico y verificar si se mantenía una relación con la solución estándar, para corroborar que la cantidad de bacterias inoculadas se encontraba en similar cantidad en todos los dientes. Además se realizó un recuento microbiológico para estas muestras usando placas con Agar Sangre de Cordero, siendo cultivadas por 72 horas en el horno a 37°C.

Desde este momento se comenzó el tratamiento de los dientes de la muestra, separados por grupo y siguiendo los procedimientos según el protocolo:

Grupo 1: Dientes tratados con PBM Convencional según la técnica de la Universidad de Valparaíso para conductos aparentemente rectos

Se siguió el siguiente método:

- Preparación de Campo:

Se aislaron los dientes con goma dique (Flexi Dam, Roeko, Alemania) y se montaron en mini arcos para aislamiento diseñados especialmente para este experimento, y se realizó la desinfección de campo usando Lugol al 5%.

- Preparación Biomecánica:

Se retiró el cemento temporal y se efectuó el acceso radicular (tercio coronario y medio) con fresas Gates Glidden (Mani, Japón) nuevas y estériles con la secuencia 1-3-2-1. Todas fueron graduadas a $\frac{3}{4}$ de Le-1mm. Fueron utilizadas con movimientos cortos tipo pumping, con ligera presión apical y con abundante irrigación de hipoclorito de sodio al 2,5% con 4 ml., entre cada una de ellas.

La longitud de estudio fue determinada de forma visual, primero midiendo el diente externamente con una regla estéril, luego con una lima tipo K N°15 se traspasa hasta verla en el ápice dentario, para finalmente, con un tope de goma, determinar la longitud del conducto.

Luego se continuó con la preparación del tercio apical, siguiendo el protocolo de la técnica endodóntica de la Universidad de Valparaíso, con la primera serie de Limas tipo K (Mani, Japón), irrigando con 4 ml. de hipoclorito de sodio al 2.5% entre cada lima y recapitulando con una tipo K N°15.

Se llegó a la configuración final del conducto radicular o Flaring, donde se regularizó tanto el tercio apical como los 2/3 coronarios previamente trabajados. Para esto se utilizó una lima tipo K que correspondía al número de la Lima Maestra o MAF (Master Apical File), la cual se gradúo a $\frac{3}{4}$ de Lt y se utilizó sólo con movimiento de limado.

Se realizó la irrigación con suero fisiológico para eliminar los residuos de hipoclorito y se secó, tanto la cámara como el conducto radicular, con algodón y conos de papel estéril, respectivamente.

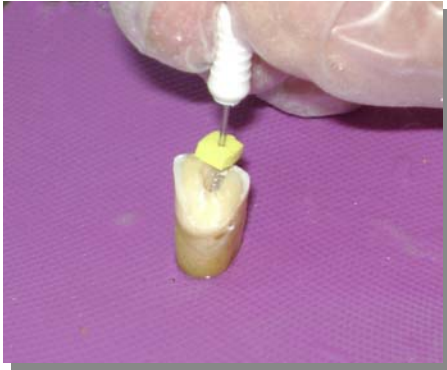


Fig.15: Preparación Biomecánica de los Conductos Radiculares

- Toma de Cultivo Bacteriológico:

Luego de la preparación, se tomó una muestra para cultivo bacteriológico usando un cono de papel estéril tomado con una pinza también estéril. El cono de papel se embebió en una solución de caldo nutritivo que se encontraba en un tubo de ensayo. Este cono humedecido se colocó en el conducto radicular hasta llegar a la zona apical y se mantuvo allí por un minuto, pasado el tiempo, se retiró y se introdujo en el caldo nutritivo que se encontraba en un tubo de ensayo, que previamente había sido flameado. Para llevarlo al caldo nutritivo, se cortó con una tijera estéril cerca del eje de bisagra y se dejó caer dentro del tubo. Posteriormente, se rotuló y se llevó al horno de incubación a 37°C por 72 horas.

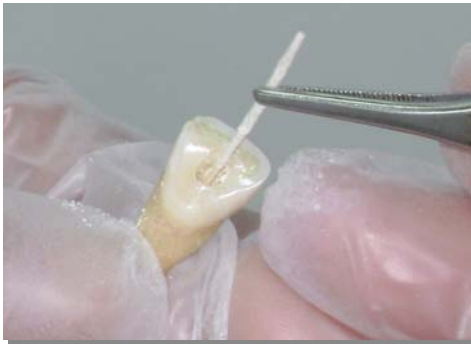


Fig.16: Toma de Cultivo Microbiológico



Fig. 17: Caldo de Nutritivo Inoculado con el Contenido del Conducto Radicular



Fig.18: Estufa de Incubación

Grupo 2: Dientes Tratados con Sistema Endox

- **Preparación de Campo:**

Se aislaron los dientes con goma dique (Flexi Dam, Roeko, Alemania) y se montaron en mini arcos para aislamiento absoluto diseñados especialmente para este experimento, y se realizó la desinfección de campo usando Lugol al 5%.

- **Preparación Biomecánica:**

Se retiró el cemento temporal, para luego lavar el conducto radicular con suero fisiológico (4 ml.). Luego de esto se aplicó el Sistema Endox con la punta activa de color rojo. Se precisó la longitud dentaria mediante la medición externa con una regla y se determinaron los 3 tercios radiculares. Se realizaron dos fulguraciones por tercio, o sea, dos en coronal, dos en medio y dos en apical.

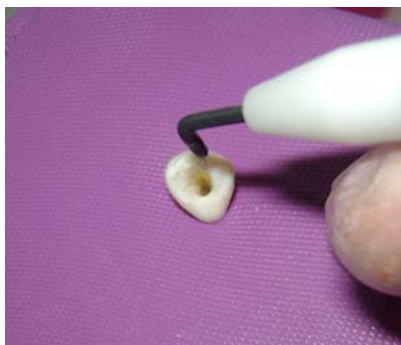


Fig. 19: Aplicación del Sistema Endox al interior del conducto radicular

- Toma de Cultivo Bacteriológico:

Siguiendo el protocolo anterior, se tomó una muestra para cultivo usando un cono de papel estéril tomado con una pinza estéril. El cono de papel fue embebido en una solución de caldo nutritivo dentro de un tubo de ensayo. Este cono humedecido se colocó en el conducto radicular hasta llegar a la zona apical y se mantuvo allí por un minuto. Se retiró y se introdujo en el caldo nutritivo del tubo de ensayo previamente flameado. Se cortó con una tijera estéril cerca del eje de bisagra para evitar la contaminación y se dejó caer dentro del tubo. Se rotuló y se llevó al horno de incubación a 37°C por 72 horas.

Grupo 3: Dientes tratados con Preparación Biomecánica Convencional en conjunto con Sistema Endox

- Preparación de Campo: Se realizó de la misma forma que en los grupos anteriores.
- Preparación Biomecánica: Este grupo combina los dos tipos de tratamiento. Se comenzó con la preparación biomecánica para luego aplicar el sistema Endox. Por lo tanto, lo primero fue retirar el cemento temporal y preparar los $\frac{2}{3}$ coronarios con fresas Gates Glidden (Mani, Japón) nuevas y estériles. Luego, se continuó con la preparación del tercio apical, siguiendo el protocolo de la técnica endodóntica de la Universidad de Valparaíso, con la primera serie de Limas tipo K, irrigando con suero fisiológico entre el limado y realizando la recapitulación con la Lima tipo K 15, luego se continuó con la segunda serie hasta llegar a la Lima maestra o MAF (Master Apical File) del diente correspondiente, para pasar a la aplicación del Sistema Endox, como en el grupo anterior con 2 fulguraciones por tercio (coronal, medio y apical).
- Toma de Cultivo Bacteriológico: Al igual que en el grupo anterior, luego de tratar los dientes se tomó una muestra para cultivo bacteriológico con el mismo sistema anteriormente señalado.

Procedimientos para cultivos bacteriológicos en placas de Recuento Total.

Para todos los grupos el sembrado de las placas se realizó de la misma forma. El proceso fue el siguiente:

Se tomó el tubo de ensayo con el caldo nutritivo ya cultivado. Se debió tener para esta etapa 4 tubos de ensayo estériles con 9 ml. de suero fisiológico cada uno, a los cuales denominamos Tubos de Dilución. Estos fueron designados Tubos 10^1 , 10^2 , 10^3 y 10^4 (relacionado con el factor de dilución). Además, se debió contar con 4 placas petri con agar sangre de cordero a las que también se les asignó el nombre según el tubo del cual fue sacado el contenido a sembrar, siendo estas Placas 10^1 , 10^2 , 10^3 y 10^4 , respectivamente.

Del tubo con el caldo nutritivo cultivado se extrajo con una pipeta estéril 1 ml. de contenido, el que se depositó en el tubo 10^1 . El tubo 10^1 se agitó y a su vez de él se extrajo 1 ml. con una pipeta estéril nueva, para evitar contaminaciones que pudiesen alterar la muestra, que fue depositado en el tubo 10^2 . El mismo proceso se repitió en este tubo, agitándolo y retirando 1 ml. con una nueva pipeta estéril, cuyo contenido fue llevado al tubo 10^3 . Finalmente, del tubo 10^3 se extrajo 1 ml. con pipeta estéril que se depositó en el tubo 10^4 , obteniendo cuatro tubos con distintas diluciones del cultivo principal.

Luego, de cada tubo se retiró 0,1 ml., los que fueron sembrados en cada placa de agar sangre de cordero, dispersándolos en la totalidad de su superficie con un rastrillo de vidrio estéril para obtener una dispersión uniforme de la muestra. De esto se obtuvo 4 placas sembradas con las distintas diluciones, las cuales fueron llevadas a la estufa de cultivo, manteniéndolas allí por 72 horas a una temperatura constante de 37 °C.

Cuando el tiempo de incubación fue cumplido, las placas se extrajeron, se analizaron y, mediante una cuadrícula que divide la placa en 4 campos, se realizó el conteo.



Fig.20: Tubos de dilución para Recuento Microbiológico



Fig. 21: Sembrado del Contenido en las placas de Recuento Microbiológico

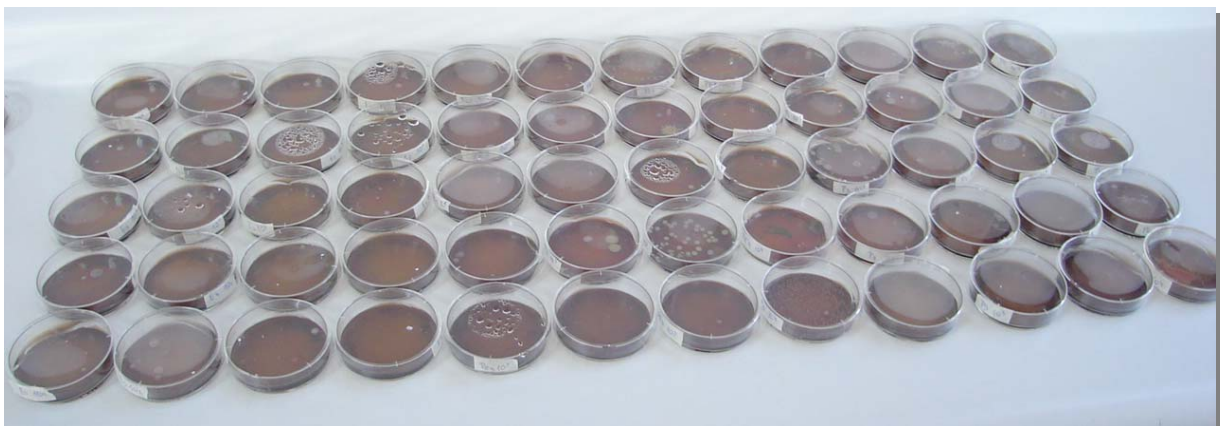


Fig. 22: Grupo de Placas para Recuento, Grupo 1

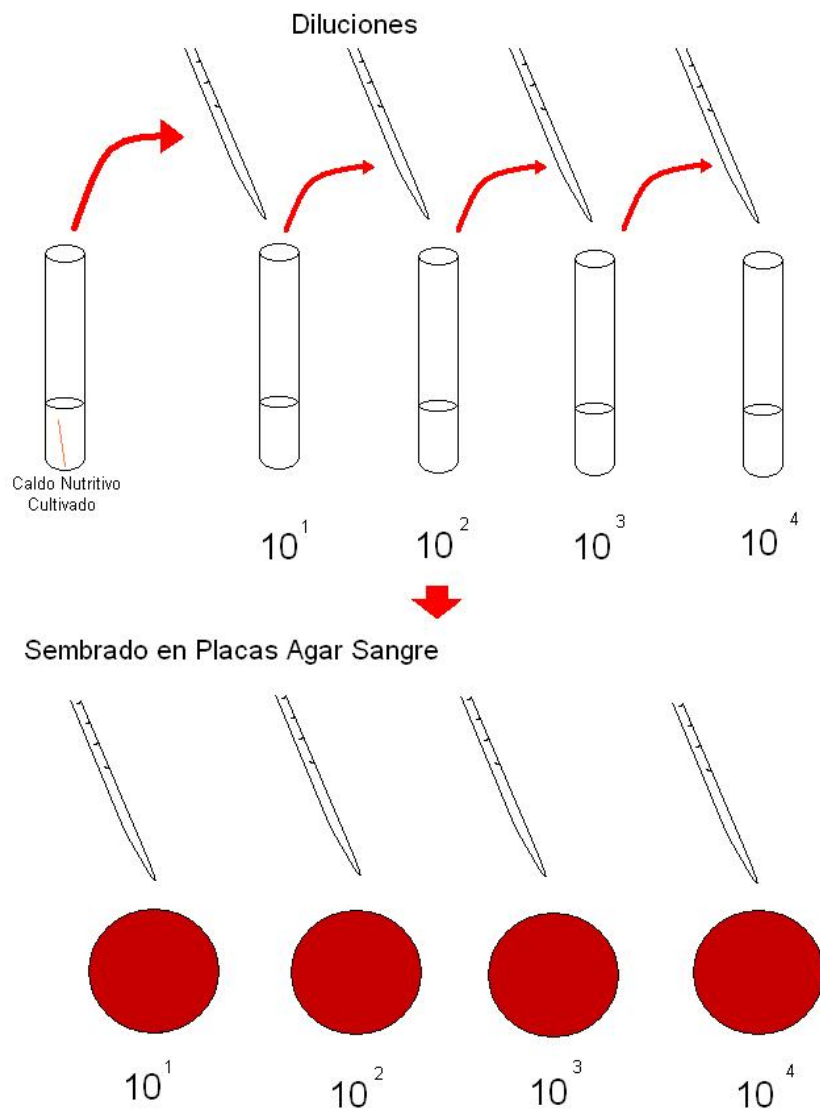


Fig. 23: Esquema de diluciones y siembra de placas

RESULTADOS

La siguiente tabla corresponde a los valores encontrados en los distintos cultivos de dientes con necrosis pulpar, tomados in vivo, donde según estos valores se pudo seleccionar la solución con mayor recuento microbiológico.

Tabla III: Cantidad de UFC/ml en Cultivos de Dientes con Necrosis Pulpar in Vivo

Muestra del cultivo de Dientes con Necrosis Pulpar in Vivo				
Dilución	10¹	10²	10³	10⁴
Diente 1	> 300	> 300	98	77
Diente 2	> 300	> 300	89	74
Diente 3	> 300	> 300	105	93
Promedio	> 300	> 300	95	81,33

La dilución con mayor carga microbiológica, corresponde a la del diente 3, la cual fue denominada solución estándar. Ésta fue posteriormente inoculada a todos los dientes del estudio.

La tabla que sigue muestra lo que resultó luego de tomar la muestra para el cultivo de 15 dientes al azar, para comprobar que la solución estándar inoculada se encontrara al interior de los dientes a tratar.

Tabla IV: Cantidad de UFC/ml en Muestra de Cultivo de Dientes inoculados con Solución Estándar

Muestra del Cultivo de Dientes inoculados con solución estándar				
Dilución	10¹	10²	10³	10⁴
Diente 1	>300	>300	85	78
Diente 2	>300	>300	93	62
Diente 3	>300	>300	108	89
Diente 4	>300	>300	84	74
Diente 5	>300	>300	81	66
Diente 6	>300	>300	115	104
Diente 7	>300	>300	89	75
Diente 8	>300	>300	92	89
Diente 9	>300	>300	107	98
Diente 10	>300	>300	90	77
Diente 11	>300	>300	91	69
Diente 12	>300	>300	101	95
Diente 13	>300	>300	89	74
Diente 14	>300	>300	96	79
Diente 15	>300	>300	109	93
Promedio	>300	>300	95,33	81,46

La siguiente tabla constituye la base de datos. En ella se identifica cada tratamiento realizado en los distintos dientes, posterior a la inoculación con la solución estándar, y el resultado de estos en la observación de cantidad de colonias encontradas en cada caso. Las colonias son registradas como UFC.

Tabla V: Cantidad de UFC/ml en Cultivos de Dientes tratados con PBM

Endox + PBM				
Dilución	10¹	10²	10³	10⁴
Diente 1	5	3	2	2
Diente 2	2	2	1	1
Diente 3	8	4	3	2
Diente 4	3	2	2	1
Diente 5	0	0	0	1
Diente 6	3	3	2	1
Diente 7	3	2	1	1
Diente 8	7	4	2	1
Diente 9	3	2	1	1
Diente 10	0	0	0	0
Diente 11	3	3	2	2
Diente 12	2	2	1	1
Diente 13	7	4	2	2
Diente 14	3	2	2	1
Diente 15	2	1	0	0

Tabla VI: Cantidad de UFC/ml en Cultivos de Dientes tratados con Sistema Endox

Endox				
Dilución	10¹	10²	10³	10⁴
Diente 1	2	2	2	2
Diente 2	2	1	1	1
Diente 3	1	2	2	3
Diente 4	1	0	0	0
Diente 5	6	6	2	1
Diente 6	2	2	2	1
Diente 7	2	1	1	1
Diente 8	3	3	1	1
Diente 9	1	0	0	0
Diente 10	6	3	2	2
Diente 11	3	3	2	1
Diente 12	2	1	1	1
Diente 13	1	1	3	2
Diente 14	2	2	1	1
Diente 15	3	6	2	1

Tabla VII: Cantidad de UFC/ml en Cultivos de Dientes tratados con Sistema Endox y PBM

Endox + PBM				
Dilución	10¹	10²	10³	10⁴
Diente 1	0	0	0	0
Diente 2	2	2	1	1
Diente 3	2	2	0	0
Diente 4	3	2	1	1
Diente 5	3	2	2	1
Diente 6	3	2	1	0
Diente 7	0	0	0	0
Diente 8	1	1	1	1
Diente 9	3	3	2	1
Diente 10	1	0	0	0
Diente 11	1	3	4	2
Diente 12	1	2	1	1
Diente 13	2	2	2	2
Diente 14	2	2	1	1
Diente 15	2	2	1	1

La cantidad de UFC se ve disminuida a medida que se aumenta la dilución, es decir, en la dilución 10¹ el número de colonias es mayor que en las otras tres diluciones.

Análisis Estadístico

Estadística Descriptiva por Medias para cada Tratamiento

La muestra (n=45) fue dividida en tres grupos de 15 dientes cada uno, en los que se realizaron distintos tratamientos Endox, PBM+Endox y PBM. De estos se tomó la media de cada una para realizar la Estadística Descriptiva.

Tabla VIII: Estadística Descriptiva

Estadística Descriptiva		PBM media	Endox media	Endox +PBM media
Media		2,05	1,8333	1,3333
Error típico		0,31547	0,25315	0,1992
Intervalo de confianza para la media al 95%	Limite Superior	1,3734	1,2904	0,9061
	Limite Inferior	2,7266	2,3763	1,7606
Media recortada al 5%		2,0417	1,8148	1,3426
Mediana		2	1,75	1,5
Varianza		1,493	0,961	0,595
Desv. típico		1,22183	0,98046	0,77152
Mínimo		0	0,25	0
Máximo		4,25	3,75	2,5
Rango		4,25	3,5	2,5
Amplitud intercuartil		1,5	1	1
Asimetría		0,115	0,261	-0,547
Error típ.		0,58	0,58	0,58
Curtosis		-0,403	0,076	-0,447
Error típ.		1,121	1,121	1,121

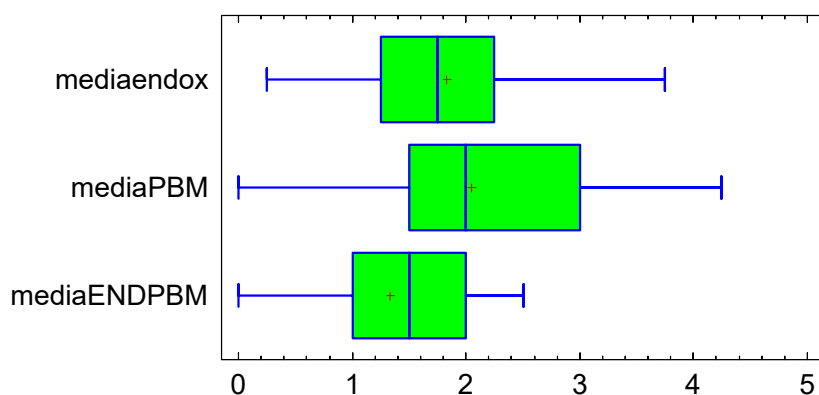


Gráfico 1: Distribución del Promedio de UFC/ml según Tratamiento

El grupo PBM es el más heterogéneo en cantidad de colonias, en tanto que el grupo Endox+PBM es el de mejor comportamiento al presentar 2 o menos colonias en el 75% de los casos.

Pruebas de Normalidad para Media de grupos

Se aplicaron los test de Kolmogorov-Smirnov(a) y de Shapiro Wilk, para comprobar o rechazar la hipótesis nula que plantea que los datos siguen una distribución normal.

Tabla IX: Prueba de Normalidad

Pruebas de Normalidad						
	Kolmogorov-Smirnov(a)			Shapiro Wilk		
	Estadístico	gl	Sig	Estadístico	gl	Sig
PBM media	,126	15	,200(*)	,971	15	,865
ENDOX media	,166	15	,200(*)	,950	15	,521
END_PBM media	,186	15	,175	,927	15	,245

* Este es un límite inferior de la significación verdadera.
a Corrección de la significación de Lilliefors.

Dado que el p-valor es $> 0,05$ en los 3 tratamientos, no se rechaza la hipótesis nula, es decir, los datos siguen una distribución aproximadamente normal.

Gráfico prueba de normalidad para promedio de colonias

Gráfico Q-Q normal de PBMmedia

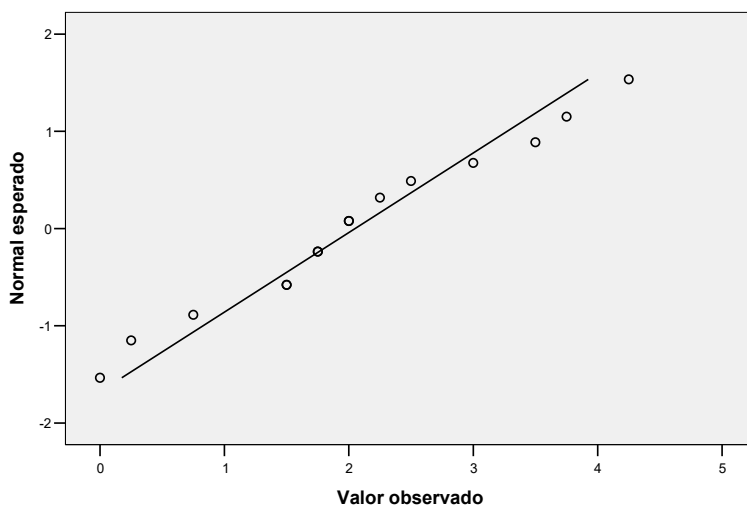


Gráfico 2: Prueba de Normalidad para recuento de UFC/ml Grupo PBM

Gráfico Q-Q normal de ENDOXmedia

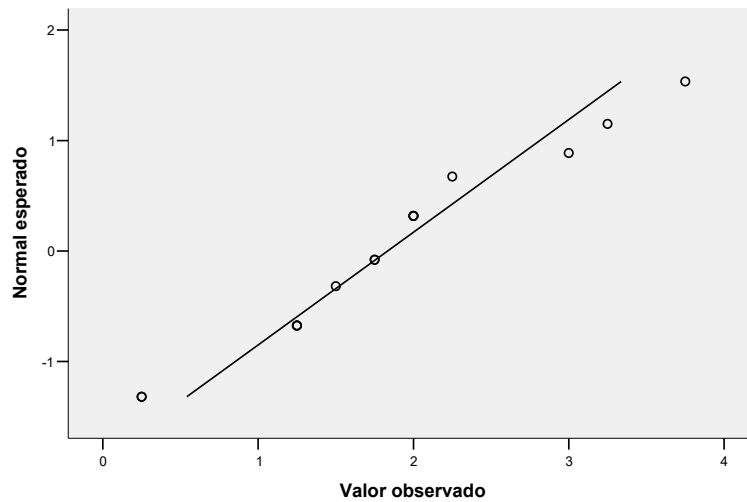


Gráfico 3: Prueba de Normalidad para recuento de UFC/ml Grupo Endox

Gráfico Q-Q normal de END_PBMmedia

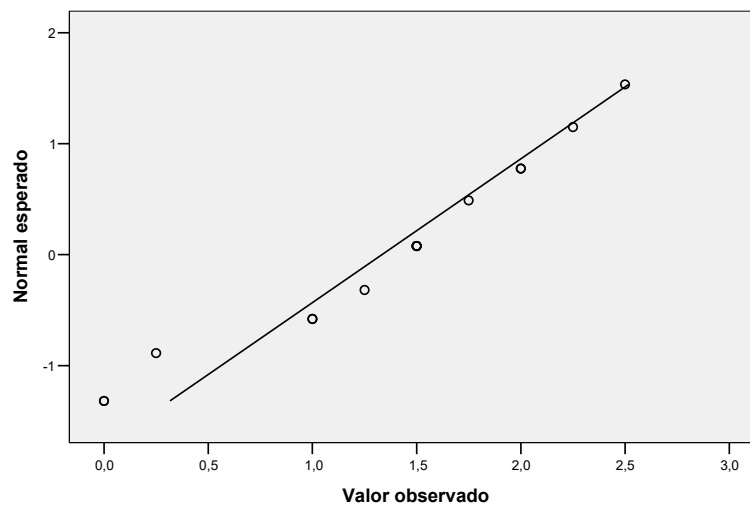


Gráfico 4: Prueba de Normalidad para recuento de UFC/ml Grupo Endox+PBM

Media e Intervalo de Confianza del Promedio de Colonias según Tratamiento

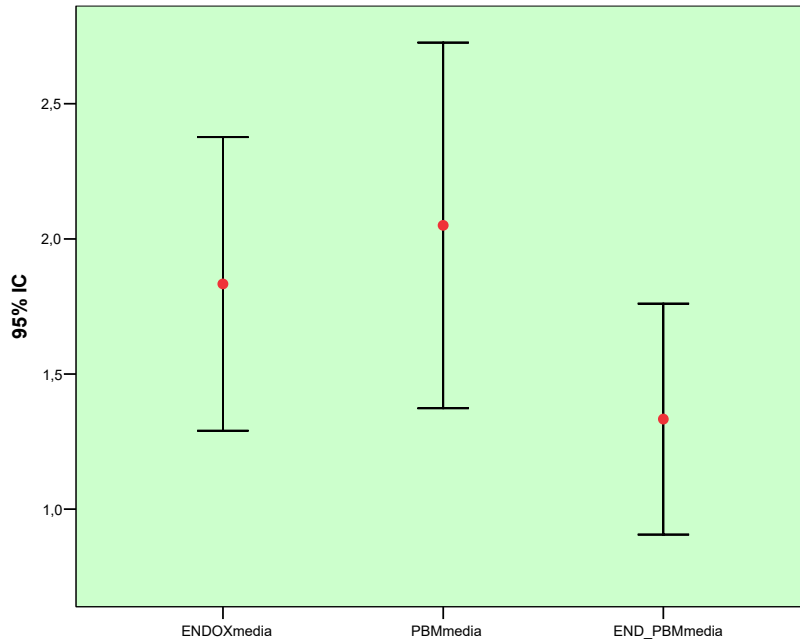


Gráfico 4: Media e Intervalo de Confianza del Promedio de Colonias según Tratamiento

El grupo Endox+PBM es el que desarrolló una menor cantidad de UFC/ml. (media: 1,33; IC: 0,91 a 1,76). El tratamiento que presentó mayor cantidad de UFC/ml. fue el grupo PBM (media: 2,05; IC: 1,37 a 2,73).

Para determinar si las diferencias encontradas entre los grupos son producto del azar se realizó el siguiente análisis estadístico:

Contrate de Hipótesis

H₀: No existe diferencia en la media de UFC /ml. entre los tratamientos.

H₁: Existe diferencia en la media de UFC /ml. entre los tratamientos

Tabla X: Análisis de Varianza

ANOVA					
Análisis de Varianza					
Fuente	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado medio</i>	<i>Cociente-P</i>	<i>P-Valor</i>
Entre Grupos	4,05278	2	2,02639	1,99	0,1489
Intra Grupos	42,6917	42	1,01647		
Total	46,7444	44			

Puesto que el p-valor del test F es superior o igual a 0,05, no hay diferencia estadísticamente significativa entre las medias de las 3 variables a un 95,0% de confianza. No hay suficientes evidencias para rechazar la hipótesis nula, las diferencias entre grupo pueden ser por azar.

Test de Kruskal-Wallis

Bajo el supuesto de que existen valores atípicos que pueden estar afectando a las medias se realizará el test Kruskal-Wallis que compara las medianas en lugar de las medias.

Tabla XI: Test de Kruskal-Wallis para Medias de Grupo

Test Kruskal-Wallis		
	Tamaño Muestral	Rango Medio
PBM media	15	26,8
Endox media	15	24,2333
END_PBM media	15	17,9667

Estadístico = 3,63014 P-valor= 0,162827

El test de Kruskal-Wallis prueba la hipótesis nula de igualdad de las medianas dentro de cada una de las 3 columnas. Puesto que el p-valor es superior a 0,05, no hay diferencia estadísticamente significativa entre las medianas a un nivel de confianza del 95,0%.

Contraste de Varianza

Bajo el supuesto de que el tamaño de la muestra puede estar influyendo en los test antes utilizados, se comprobará si existen diferencias significativas entre pares de grupos mediante el test de student. Es preciso determinar previamente si las varianzas entre los grupos son iguales o no.

Tabla XII: Contraste de Varianza

Contraste de Varianza			
Contraste C de Cochran	0,489557	P-valor	0,207844
Contraste de Bartlett	1,07128	P-valor	0,246239
Test de Levene	1,07172	P-valor	0,351596

Se comprueba la hipótesis nula de que la varianza dentro de cada una de las 3 columnas es la misma. Así lo demuestran los tres p-valores al ser mayores que el valor crítico (0,05) de modo que no hay diferencia estadísticamente significativa entre las varianzas para un nivel de confianza del 95,0%.

- A) **H₀**: No existe diferencia en el n° de UFC/ml promedio entre Endox y PBM.
H₁: Existe diferencia en el n° de UFC/ml promedio entre Endox y PBM.

Test de student para muestras independientes con varianzas iguales

Intervalo de confianza (95,0%) para la diferencia entre medias [-1,04526; 0,61186]
Estadístico t = -0,535738 p-valor = 0,59637

Contraste W de Mann-Whitney (Wilcoxon) para comparar medianas
W = 126,5 P-Valor = 0,573583

Ambos test demuestran que no se rechaza la hipótesis nula para alpha = 0,05. Las diferencias entre grupos Endox y PBM pueden deberse al azar.

El gráfico presenta la distribución de UFC/ml promedio en los grupos Endox y PBM.

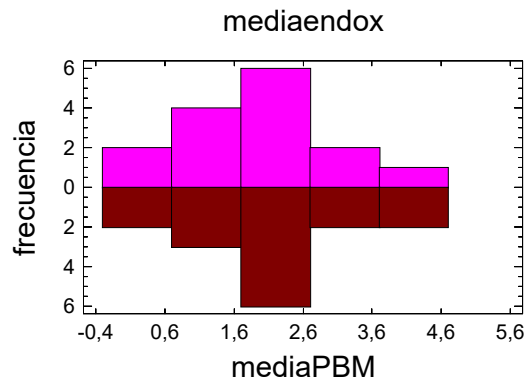


Gráfico 5: Distribución de UFC/ml promedio en los grupos Endox y PBM

- B) **H₀**: No existe diferencia en el n° de UFC/ml promedio entre Endox y Endox-PBM.
H₁: Existe diferencia en el n° de UFC/ml promedio Endox y Endox-PBM.

Test de student para muestras independientes con varianzas iguales

Intervalo de confianza (95,0%) para la diferencia entre medias [-0,159861; 1,15986]
Estadístico t = 1,55215 P-Valor = 0,131857

Contraste W de Mann-Whitney (Wilcoxon) para comparar medianas
W = 80,0 P-Valor = 0,181419

Ambos test demuestran que no se rechaza la hipótesis nula para alpha = 0,05. Las diferencias entre grupos Endox y Endox-PBM pueden deberse al azar.

El gráfico presenta la distribución de colonias promedio en los grupos Endox y Endox-PBM.

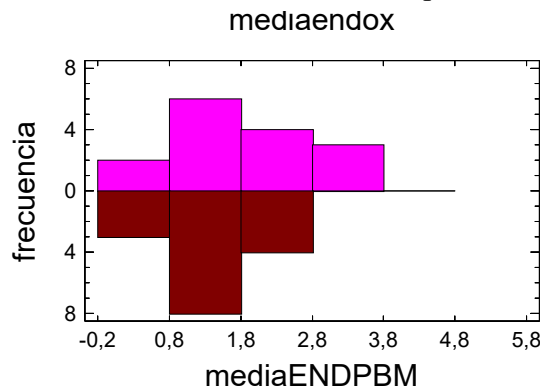


Gráfico 6: Distribución de UFC/ml promedio en los grupos Endox y Endox-PBM

- C) H_0 : No existe diferencia en el n° de colonias promedio entre PBM y Endox-PBM
 H_1 : Existe diferencia en el n° de colonias promedio entre PBM y Endox-PBM

Test de student para muestras independientes con varianzas iguales

Intervalo de confianza (95,0%) para la diferencia entre medias [-0,0476031,1,48094]
Estadístico t = 1,92082 P-Valor = 0,06499

Contraste W de Mann-Whitney (Wilcoxon) para comparar medianas
W = 69,5 P-Valor = 0,0760459

Ambos test demuestran que no se rechaza la hipótesis nula para $\alpha = 0,05$. Las diferencias entre grupos PBM y ENDOX-PBM pueden deberse al azar.

El gráfico presenta la distribución de colonias promedio en los grupos PBM y Endox-PBM.

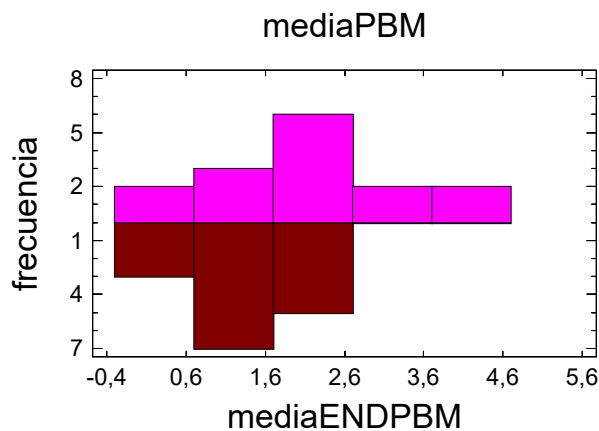


Gráfico 7: Distribución de UFC/ml promedio en los grupos PBM y Endox-PBM

DISCUSIÓN

Debido a la falta de estudios existentes, y como una forma de aportar al desarrollo de materiales actuales, este estudio se enfocó en la evaluación de las posibles diferencias en la efectividad antimicrobiana en la desinfección de los conductos radiculares mediante el uso del Sistema Endox en comparación con el Sistema Convencional de preparación biomecánica y con la combinación de ambos sistemas.

En nuestra investigación escogimos trabajar con un tipo de medición que corresponde a UFC/ml., con la cual obtuvimos valores en base a lo encontrado después de aplicar el tratamiento según cada grupo. Para trabajar con cada uno de estos y que la mezcla fuera homogénea, se escogieron dientes con características anatómicas similares, los que fueron sometidos a los distintos tratamientos. En cada caso se escogió a un experimentador para aplicar cada tratamiento, para que no existiera variación en cuanto al manejo de las distintas muestras. Para el análisis de recuento total, se eligió otro experimentador el cual fue calibrado por un investigador experto en microbiología, indicándole cuales eran los tipos y formas de colonias y por su puesto, el método de conteo.

Los resultados obtenidos en nuestro estudio, nos entregan una visión en la cual no hay una diferencia significativa en los dientes tratados con Preparación Biomecánica Convencional, Sistema Endox y el uso conjunto de ambos en lo que a eliminación del contenido microbiológico presente en estos, se refiere.

El estudio realizado es novedoso, debido a que en la bibliografía propuesta no se realizan trabajos midiendo efectivamente el contenido microbiológico al interior de los conductos radiculares, ni tampoco se efectúa una comparación directa entre los mismos, pero, existen estudios donde, pese a la diferente metodología efectuada, los resultados que allí se proponen, nos sirven de indicador a la hora de usarlos como forma de validar nuestra investigación.

Como método de discusión proponemos a nuestro análisis como un estudio inicial en cuanto a la forma, de las cuales, las comparaciones vendrán de posibles investigaciones futuras.

Ahora bien, al momento de discutir nuestros resultados es imperativo aclarar el sentido por el cual comparamos los datos obtenidos.

En rigor, el fin de la instrumentación y la irrigación es remover tanto el tejido orgánico como, tejidos duros del sistema de conductos, y dar a éste la forma que permita un fácil desbridamiento y facilitar la de medicación y posterior obturación radicular.

Microbiológicamente, el fin de la instrumentación y la irrigación es remover y/o eliminar todos los microorganismos del sistema de conductos, además de neutralizar algún antígeno del componente microbiológico que se mantenga en el conducto. (Haapasalo et al., 2005)

Este mismo fin es el que busca cumplir el Sistema Endox y, por esto, el propósito de compararlo con la instrumentación convencional endodóntica.

Con la finalidad de encontrar una relación objetiva, se decidió evaluar las dos formas de tratamiento, por separado y también utilizarlas en conjunto, de ahí surgió la idea de determinar la eliminación del contenido microbiológico del sistema de conductos. Para esto, en la parte de experimentación se decidió tomar un cultivo tipo de un diente con necrosis pulpar séptica, y luego de aplicar las distintas formas de tratamiento y, en base a estos resultados, realizar el recuento microbiológico de colonias, a través de UFC/ml.

En este punto, a la luz de los análisis presentados en la parte de resultados, estos arrojaron la no existencia de diferencias significativas entre lo esperado por nosotros y lo obtenido dentro de este estudio, por lo que ambos tipos de sistema de descontaminación de conductos, presentaron una eficacia similar, la cual para el caso de nuestro estudio in Vitro fue muy satisfactoria, cumpliéndose la hipótesis nula planteada.

La efectividad del Sistema Endox ha tratado de ser demostrada por diversos medios, sin que estos sean comparables entre sí en cuanto a metodología aplicada para su experimentación. Sin embargo, existe una idea central de la cual todos estos estudios dan como resultado que su eficacia es por sobre un 98% de eliminación del contenido microbiológico, lo que resulta importante evaluar comparativamente con el tratamiento convencional.

En el método propuesto por nosotros para el estudio, planteamos comparar la efectividad del sistema Endox por sí solo y acompañado de preparación. Un estudio similar a éste lo encontramos en el año 2005, con Lendini et al., el cual encontró una asociación exitosa entre la preparación biomecánica y el uso del Endox, entregándonos buenos valores de efectividad de remoción bacteriológica, los que eran mejores cuando se utilizaban ambos métodos, o sea la preparación biomecánica acompañada del sistema, pero esto, relacionado con el tratamiento convencional, no mostraban la existencia de diferencias entre los grupos, lo que tendría una asociación positiva con nuestro estudio.

Se ha realizado de otras formas, como en el 2005 por Ardines et al., la evaluación del sistema Endox en relación a la terapia convencional (instrumentación biomecánica), pero no es homologable con este modelo de estudio debido ya que efectúa mediciones en relación a la presencia de dolor post operatorio in vivo, pero este estudio no encontró diferencias significativas entre un método y otro.

En cuanto a la efectividad del Sistema Endox, por sí solo, encontramos el estudio de Roseta et al., que en el año 2005 probaron el sistema en cuerpos de muestras totalmente artificiales, donde midieron el grado de efectividad del sistema en relación con la capacidad de eliminar microorganismos dentro de un caldo de cultivo. Sus resultados fueron significativos en relación al cultivo inicial, determinando un 99% de efectividad. Resultados semejantes a la eficacia del sistema por sí solo.

En los trabajos presentados en el simposio del año 2000 en Málaga, España, en una de las exposiciones del Dr. Benz del Grupo de Investigación en el uso de Corriente de Alta Frecuencia en Endodoncia de la Universidad Ludwig Maximilian, Munich, Alemania se encontró una

efectividad del 97% en la eficacia de eliminación del contenido microbiológico al interior de los conductos, pero no registraba comparaciones con otros sistemas de descontaminación.

Nuestra comparación directa del Sistema Endox fue con la Preparación Biomecánica, en aspectos de efectividad, la que resulta positiva cuando es realizada de buena forma, siguiendo la técnica, que en este caso fue la de la Universidad de Valparaíso.

En relación a esto podemos ver que, en el año 1981, Bystrom & Sundqvist midieron la reducción de la microbiota en cultivos de conductos infectados usando instrumentación manual de acero inoxidable bajo irrigación de suero fisiológico.

Sin embargo, en investigaciones posteriores se encontró que no sólo era el efecto de la instrumentación, sino además tomaba importancia preponderante el uso del irrigante, como lo estudiado en el año 1991 por Orstavik et al., y que incluso Cvek et al. el año 1976 había comparado la instrumentación biomecánica con suero fisiológico versus hipoclorito de sodio, encontrando resultados discrepantes entre ambos ya que había una mejor capacidad antibacteriana en el hipoclorito

Haapasalo et al., en su revisión del 2005, deja clarificado este punto, donde podemos decir que la eficiencia de la instrumentación biomecánica basa su poder en potentes soluciones irrigantes, lo que es un elemento importante para su eficacia.

Una vez presentados los resultados, nos parece bueno señalar que los efectos antibacterianos de ambos sistemas se potencian, pero como vemos, en general, estos no son significativos con la eficacia demostrada por cada uno de los sistemas descontaminantes estudiados.

Si bien el método de cultivo es diferente y solo encuentra cepas aerobias para ser contadas, sabemos también que existe una relación entre la presencia de cepas aerobias y anaerobias al interior de un conducto, y que la eliminación de las primeras sería indicador de esterilidad al interior del conducto.

Por lo tanto, un estudio con muestras anaerobias nos habría sacado de esta hipótesis supuesta, debido a que según la bibliografía, todas las cepas de la microbiota endodóntica se verían afectadas por los sistemas de descontaminación de los conductos (Haapasalo et al. 2005)

Continuando con lo anterior, la mayoría de las investigaciones contemporáneas que estudian eficacia de tratamiento o de descontaminación de sistema de conductos en base a cultivos como, por ejemplo, *Enterococcus faecalis*, han mostrado que un microorganismo resistente y causante de las monoinfecciones endodónticas. Es el caso del trabajo de Menezes et al. que en el año 2003 ocuparon un modelo similar al propuesto en el estudio para evaluar irrigantes y medicamentos intraconductos, infectados con *Enterococcus faecalis*. También lo vemos presentado en el trabajo de Colak et al. en el año 2005, comparando técnicas de instrumentación endodóntica en dientes inoculados con *E. faecalis*.

Concretando este paso, volvemos a indicar que el Sistema Endox es un buen elemento para la endodoncia moderna, pero no hallamos diferencias con la Preparación Biomecánica Convencional, en relación a su efectividad como método de eliminación del contenido microbiológico en dientes con patologías pulpares, o por lo menos, ambos tratamientos tienen similar efectividad en un ambiente in Vitro controlado. Pero en relación a lo anterior el tratamiento combinado tampoco tendría diferencias con los demás grupos. Ahora bien, serían otras las ventajas de este novedoso sistema, a favor del tratamiento endodóntico, como ahorro de tiempo y eliminación en el uso de irrigantes cáusticos como el hipoclorito de sodio, creando tratamientos mucho más amigables.

CONCLUSIÓN

De acuerdo a lo encontrado al terminar este estudio, cuyo objetivo fue evaluar la efectividad antimicrobiana en la desinfección de los conductos radiculares mediante el uso del Sistema Endox en comparación con el Sistema Convencional de preparación biomecánica y con la combinación de ambos sistemas, podemos concluir lo siguiente:

1. El Sistema Endox fue capaz de lograr la desinfección bacteriana de conductos radiculares gracias a sus propiedades de aumento de la temperatura local, aumento del porcentaje de ozono y producción de rayos U.V. Esta desinfección con el uso del sistema en forma única fue altamente lograda, lo que se condice con los distintos estudios descritos anteriormente.
2. Al utilizar el Sistema Endox en conjunto con una preparación biomecánica convencional se nota un leve aumento del efecto de desinfección de conductos radiculares, lo que puede deberse a que ambos potencian sus propiedades, es decir, además de los efectos del Sistema Endox se agrega como coadyuvante, la instrumentación efectuada al realizar la preparación biomecánica.
3. Los resultados obtenidos con el sistema convencional de Preparación Biomecánica fueron levemente menores a los correspondientes al sistema Endox y a los de la combinación de ambos. A pesar de esto, las diferencias entre Preparación Biomecánica y los demás grupos no resulta estadísticamente significativa.
4. El aumento en efectividad en la combinación del Sistema Endox y la Preparación Biomecánica, al ver los datos en relación a su promedio de colonias obtenido en comparación con las muestras iniciales, no es estadísticamente significativo, tal como se demostró en los estudios estadísticos.
5. El sistema Endox, además de su efectividad en la desinfección de conductos, mostró ventajas como el gran ahorro de tiempo clínico y comodidad para el operador. Esto, sumado a la eliminación de irrigantes con acción irritante, significaría un mayor confort para el paciente.

RESUMEN

Se efectuó un estudio experimental in Vitro para evaluar la efectividad antimicrobiana en la desinfección de los conductos radiculares, mediante el uso del Sistema Endox en comparación con el Sistema Convencional de Preparación Biomecánica. Para ello se recolectaron 45 dientes superiores (incisivo central, canino y segundo premolar) en Hospitales y Consultorios de Valparaíso y Viña del Mar, los que fueron mantenidos en suero, despulpados, esterilizados y organizados en 3 grupos. Se obtuvo una muestra de necrosis pulpar, que se inoculó en cada diente, para, posteriormente, ser cultivado. Luego, de cada grupo, se tomaron 5 dientes al azar para comprobar el recuento microbiano. En un primer grupo se utilizó Endox en forma única, en el segundo se realizó la Preparación Biomecánica según la Técnica de la Universidad de Valparaíso, y, en el último grupo se realizó la combinación de ambos sistemas. Para evaluar la efectividad de los distintos tratamientos se tomó una muestra de cada diente para cultivarla y obtener el resultado de la disminución bacteriana posterior a cada tratamiento, mediante un recuento total bacteriológico. De esto resultó que el tratamiento que presentó mayor efectividad fue la combinación de ambos sistemas, seguido de la acción de Endox, y de la Preparación Biomecánica, pero sin presentar diferencias significativas entre ellos para la eliminación microbiana dentro de los conductos radiculares.

SUGERENCIAS

1. Sería importante realizar una investigación donde se aplicaran los sistemas in Vivo, donde se pueda relacionar al Sistema Endox, con la instrumentación mecanizada de los conductos radiculares, y tratar de obtener un pool de pacientes acorde.
2. En cuanto a la microbiología anaerobia, sería interesante realizar una investigación, lo cual eliminaría la posible limitación de nuestro estudio, por lo que es importante obtener los recursos necesarios para esto.
3. En casos de retratamiento, sería importante realizar estudios donde se evalúe el comportamiento del sistema en estos casos, realizando un seguimiento de ellos.
4. En relación a la recolección dentaria, sería valioso considerar todo tipo de dientes para evaluar su comportamiento en dientes con curvatura apical y conductos accesorios, considerándose tanto dientes superiores como inferiores y que pertenezcan al sector tanto anterior como posterior.
5. Otra metodología que podría ser efectiva sería analizar con microscopía electrónica de barrido el estado de las superficies radiculares luego de su aplicación.

BIBLIOGRAFÍA

1. Adib V., Spratt D., Gulabivala Ng & K. (2004) Cultivable microbial flora associated with persistent periapical disease and coronal leakage after root canal treatment: a preliminary study. *International Endodontic Journal*, Vol 37, 542–551.
2. Andersen, M., Lund, A., Andreasen, JO. (1992) In vitro solubility of human pulp tissue in calcium hydroxide and sodium hypochlorite. *Endodontics & Dental Traumatology*. Vol 8 (10):104-108.
3. Ardines P., Linares B., Castillo S., Núñez E., (2005) Endodoncia por el método de fulguración. Instituto Latinoamericano de Ciencias y Humanidades. León, Guanajuato. Febrero del 2005.
4. Baumgarther, JC. (1987) A scanning electron microscopic evaluation of four root canal irrigation regimens. *Journal of Endodontics*. Vol. 13:147.
5. Biofotónica Chile (2005). Endox, La revolución en endodoncia. [En línea] www.biofotonica.cl/productos/endox/index.php [Accesado el día 20 de Noviembre de 2006].
6. Byström A, Sundqvist G. (1981) Bacteriologic evaluation of the efficacy of mechanical root canal instrumentation in endodontic therapy. *Scandinavian Journal of Dentistry Research* 1981: 89:321–328.
7. Byström A., Sundqvist G. (1985) The antibacterial action of sodium hypochlorite and EDTA in 60 cases of endodontic therapy. *International Endodontics Journal*. Vol 18:35-40.
8. Calt, S., Serper, A. (2000) Smear layer removal by EGTA. *Journal of Endodontics*. Vol 26(8): 459-461.
9. Cervone F. Tronstad L. (1990) Hammond B. Antimicrobial effect of chlorhexidine in a controlled release delivery system. *Endodontic and Dental Traumatology*. Vol 6: 33-36.
10. Chaparro Heredia A, Murillo del Castillo C, Haffner C Benz C, Hickel R (2001) Sistema Endox: Desvitalización y esterilización electrónica. Estudio clínico.
11. Ciucchi B, Khettabi M, Holz J. (1989) The effectiveness of different endodontic irrigation procedures on the removal of smear layer: a scanning electron microscopic study. *International Endodontics Journal*. Vol 22:21-8.
12. Cohen, B., (2002) Vías de la pulpa. Editorial Harcourt Brace. Madrid, España Pág. 182.
13. Colak M, Evcil S, Bayindir Y, Yigit N. (2005) The Effectiveness of Three Instrumentation Techniques on the Elimination of *Enterococcus Faecalis* from a Root Canal: An *In Vitro* Study. *The Journal of Contemporary Dental Practice*, Volume 6, No. 1, February 15, 2005.
14. Constela N. (2005) Endox: La Endodoncia Electrónica. Universidad de Concepción. [En línea] www.biofotonica.cl/productos/endox/articulos/constelachile.pdf [Accesado el día 8 de Diciembre de 2006].

15. Cvek M, Nord CE, Hollender L. (1976) Antimicrobial effect of root canal debridement in teeth with immature root. A clinical and microbiologic study. *Odontology Revy* 1976;27: 1–10.
16. De Deus Q.D., (1992) *Endodoncia*, 5ª edición. Medsi, Rio de Janeiro, Brasil, Pág. 695.
17. Di Lenarda, R., Cadenaro, M. (2000) Effectiveness of 1 mol-l citric acid and 15% EDTA irrigation on smear layer removal. *International Endodontics Journal*. Vol. 33:46-52.
18. Drake, D., Wiemann, A. (1994) Bacterial retention in canal walls in vitro: effect of smear layer. *Journal of Endodontics*. Vol 20(2): 78-82.
19. Ercan E., Ozekinci T., Atakul F., Gul K. (2004) Antibacterial activity of 2% chlorhexidine gluconate and 5.25% sodium hypochlorite in infected root canal: in vivo study. *Journal of Endodontics*. Vol 30(2):84-7.
20. Goldberg F, Abramovich A. (1977) Analysis of the effect of EDTAC on the dentinal walls of the root canal. *Journal of Endodontics*. Vol 3: 101-5.
21. Goldman M, Kronman JH, Goldman LB, Clausen H, Grady J. (1976) New method of irrigation during endodontic treatment. *Journal of Endodontics* Vol 2(9):257-60.
22. Gomes B, Ferraz C, Vianna M. (2001) In vitro antimicrobial activity of several concentrations of sodium hypochlorite and chlorhexidine gluconate in the elimination of *Enterococcus faecalis*. *International Endodontics Journal*. Vol 34:424-28.
23. Gomes B, Lilley J, Drucker D. (1996) Variations in the susceptibilities of components of the endodontic microflora to biomechanical procedures. *International Endodontic Journal*. Vol 29(4):235-41.
24. Gomes B, Pinheiro E, Gade-Neto C, Sousa E, Ferraz C, Zaia A, Teixeira F, Souza-Filho F. (2004) Microbiological examination of infected dental root canals. *Oral Microbiology and Immunology*. Vol 19(2):71-6.
25. Gutiérrez A. L, Toruño P, (2004). Comportamiento clínico de Endox como localizador apical y coadyuvante de la desinfección en molares vitales. *Costa Rica*.
26. Gutierrez JH, Jofré A, Villena F. (1990) Scanning electron microscopic study on the action of endodontic irrigants on bacteria invading the dentinal tubules. *Oral Surgery and Oral Medicine and Oral Pathology*. Vol 69:491-501.
27. Haapasalo M., Endal U., Zandi H., Coil J. M. (2005) Eradication of endodontic infection by instrumentation and irrigation solutions. *Endodontic Topics* 2005, 10, 77–102.
28. Hülsmann M. (1998) Irrigación del conducto radicular: objetivos, soluciones y técnicas. *Journal Endodontic Practice*. Edición en español. Vol 4(1): 15-29.
29. Ingle J.I., Bakland L. F. (2002) *Endodontics Fifth Edition*. Hamilton, London, United Kingdom.
30. Jacinto RC, Gomes BP, Ferraz CC, Zaia AA, Filho FJ. (2003) Microbiological analysis of infected root canals from symptomatic and asymptomatic teeth with periapical periodontitis and the antimicrobial susceptibility of some isolated anaerobic bacteria. *Oral Microbiology and Immunology*. Vol 18(5):285-92.

31. Jeansonne, M., White, R. (1994) A comparison of 2.0% chlorhexidine gluconate and 5.25% sodium hypochlorite as antimicrobial endodontic irrigants. *Journal of Endodontics*. Vol 20(6): 276-278.
32. Johnson, B., Remeikis, N. (1993) Effective shelf-life of prepared sodium hypochlorite solution. 1993. *Journal of Endodontics*. Vol 19(1):40-4.
33. Kuruvilla, J., Kamath, P. (1998) Antimicrobial activity of 2.5% sodium hypochlorite and 0.2% chlorhexidine gluconate separately and combined, as endodontic irrigants. *Journal of Endodontics*. Vol 24(7): 472-475.
34. Lasala, A., (1992) *Endodoncia*. 4ta Edición. Editorial Salvat. México D.F., México.
35. Lendini M., Alemanno M, Migliaretti G., Berutti E., (2005) The effect of high-frequency electrical pulses on organic tissue in root canals, *International Endodontic Journal*. Vol 38, 531–538.
36. Leonardo M, Leal J. (1994) *Endodoncia tratamiento de los conductos radiculares*. Editorial Médica Panamericana, Buenos Aires, Argentina. 268-75.
37. Leonardo M.R., Filho M.T., Silva L.A.B. (1999) In vivo antimicrobial activity of 2% chlorhexidine used as a root canal irrigating solution. *Journal of Endodontics*. Vol 25(3): 167-171.
38. Love R.M., Jenkinson H.F. (2002) Invasion of dentinal tubules by oral bacteria, *Critical reviews in oral biology and medicine*. Vol 13(2):171-183.
39. Masataka, Y., Koichi, Y. (1996) Root canal irrigation with citric acid solution. *Journal of Endodontics*. Vol 22(1): 27-29.
40. Medina A. (1997) *La clorhexidina como solución irrigadora en la terapia endodóntica*. Caracas: Universidad Central de Venezuela.
41. Menezes MM., Valera MC., Jorge AOC., Koga-Ito CY., Camargo CHR., Mancini MNG. (2004) In Vitro evaluation of the effectiveness of irrigants and intracanal medicaments on microorganisms within root canals. *International Endodontic Journal*, 37, 311-319.
42. Mérida H, Díaz M. (1999) Estudio con microscopio electrónico de barrido de la acción desinfectante de diez diferentes irrigantes sobre los conductos dentinarios, V *Interamerican Electrón Microscopy Congress*, 1999, Porlamar, Isla de Margarita.
43. Öncag Ö, HosgÖr M, Hilmioglu S, Zekioglu O. (2003) Comparison of antibacterial and toxic effects of various root canal irrigants. *International Endodontics Journal*. Vol 36:423-432.
44. Orstavik D, Kerekes K, Molven O. (1991) Effects of extensive apical reaming and calcium hydroxide dressing on bacterial infection during treatment of apical periodontitis: a pilot study. *Internacional Endodontic Journal* 1991: 24: 1–7.
45. Peters L.B., Wesselink P. R., VanWinkelhoff A. (2002) Combinations of bacterial species in endodontic infections, *International Endodontic Journal*. Vol 35, 698-702.
46. Piskin, B., Türkün, M. (1995) Stability of various sodium hypochlorite solutions. *Journal of Endodontics*. Vol 21(5):253-255. 30.

47. Profs. Dres. Haffner, Benz Y Hickel (2000) Segunda Ponencia. Investigación In-Vitro E In-Vivo. Universidad de Munich.
48. Ragno, J., Szkutnik, A. (1991) Evaluation of 0.12% chlorhexidine rinse on the prevention of alveolar osteitis. *Oral Surgery Oral Medicine and Oral Pathology*. Vol 72:524-526.
49. Sabala, C., Powell, S. (1989) Sodium hypochlorite injection into periapical tissues. *Journal of Endodontics*. Vol 15(10): 490-492.
50. Siqueira J, Rocas I, Santos S. (2002) Efficacy of instrumentation techniques and irrigation regimens in reducing the bacterial population within root canals. *Journal of Endodontics*. Vol 28(3):181-184.
51. Siqueira J.F.Jr. (2003) Microbial causes of endodontic flare-ups. *International Endodontic Journal*, Vol 36 453-463.
52. Smith J, Wayman B. (1986) An evaluation of the antimicrobial effectiveness of citric acid as a root canal irrigant. *Journal of Endodontics*. Vol 12 (2):54-58.
53. Soares I., Goldberg F., (2002) *Endodoncia Técnica Y Fundamentos*, Editorial Médica Panamericana, Madrid, España.
54. Stock C., Walter R., Gulabibala K., Goodman J. (1997) *Atlas de Endodoncia*, segunda Edición, Harcourt Brace, España.
55. Tasman F, Cehereli Z, Ogan C, Etikan I. (2000) Surface tensión of root canal irrigants. *Journal of Endodontics*. Vol 26(10):586-587.
56. Vahdaty A, Pitt Ford T, Wilson R. (1993) Efficacy of clorhexidina in disinfecting dentinal tubules in vitro. *Endodontics & Dental Traumatology*. Vol 9:243-248.
57. Waltimo T.M.T., Sen B.H., Meurman J.H., Ostavik D., Haapasalo M.P.P., (2003) Yeast in apical periodontitis, *Critical reviews in oral biology and medicine*. Vol 14(2):128-13.
58. Walton, R., Torabinejad, M. (1997) *Endodoncia Principios y Práctica*, 2da Edición. Editorial McGraw-Hill Interamericana. México DF. México.
59. Weine FS. (1997) *Tratamiento Endodóntico*. 5ta. Edición, Editorial Harcourt Brace. Madrid.
60. White, R., Hays, G. (1997) Residual antimicrobial activity after canal irrigation with chlorhexidine. *Journal of Endodontics*. Vol 23(4): 229-231.
61. Yamashita J, Tanomaru M, Leonardo M. (2003) Scanning electron microscopic study of the cleaning ability of chlorhexidine as a root-canal irrigant. *International Endodontics Journal*. Vol 36:391-94.
62. Yang, S., Rivera, E. (1996) Canal debridement: effectiveness of sodium hypochlorite and calcium hydroxide as medicaments. *Journal of Endodontics*. Vol 22(10): 521-524.
63. Yesilsoy, C., Whitaker, E. (1995) Antimicrobial and toxic effects of established and potential root canal irrigants. *Journal of Endodontics*. Vol 21(10):513-515.

ANEXOS

ANEXO 1: Gráficos de la cantidad de UFC/ml, considerando la media de cada uno en Cultivos de Dientes tratados con los diversos sistemas y la media encontrada en cada diente al trabajar con los diversos sistemas.

1.1 Gráfico de la media de UFC/ml en Cultivos de Dientes tratados con los diversos sistemas

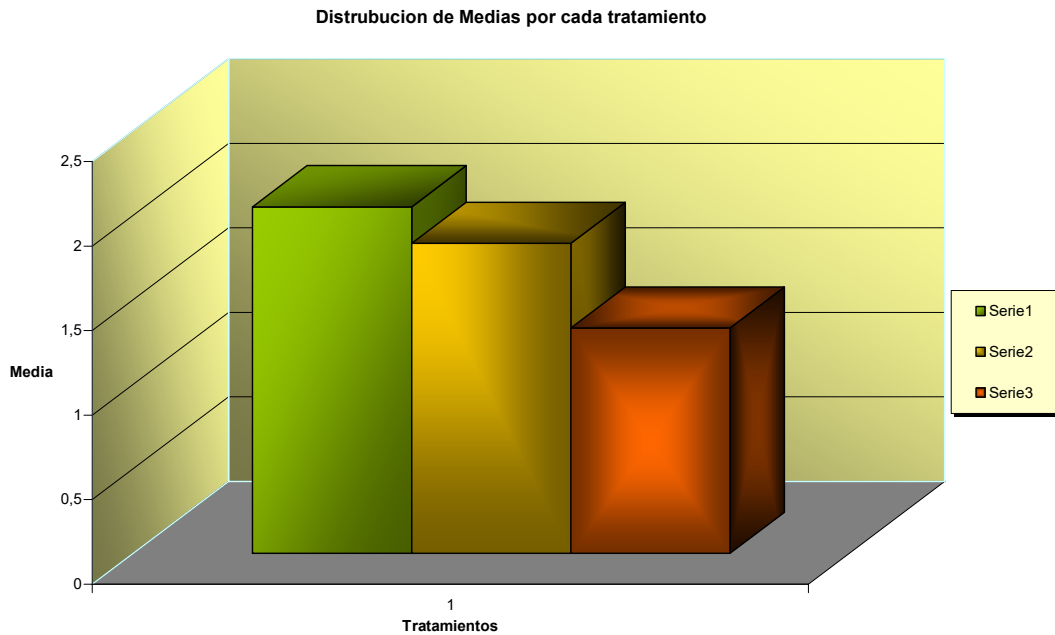


Gráfico 1: Distribución de Medias para cada Tratamiento

1.2 Gráfico de la media de UFC/ml en Cultivos de Dientes tratados con Preparación Biomecánica

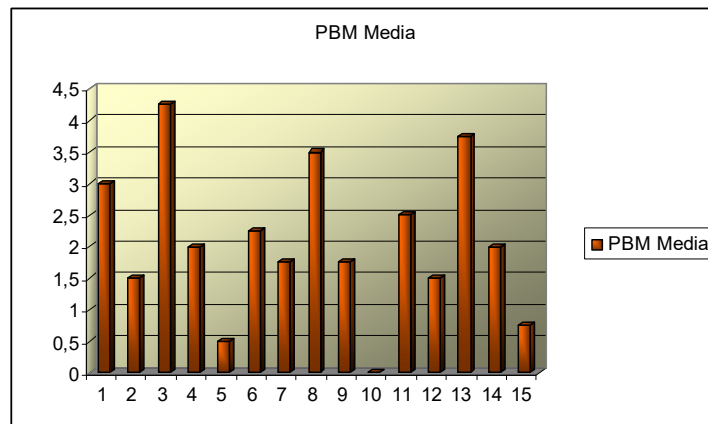


Gráfico 2: Distribución de Medias para PBM

1.3 Gráfico de la media de UFC/ml en Cultivos de Dientes tratados con Endox

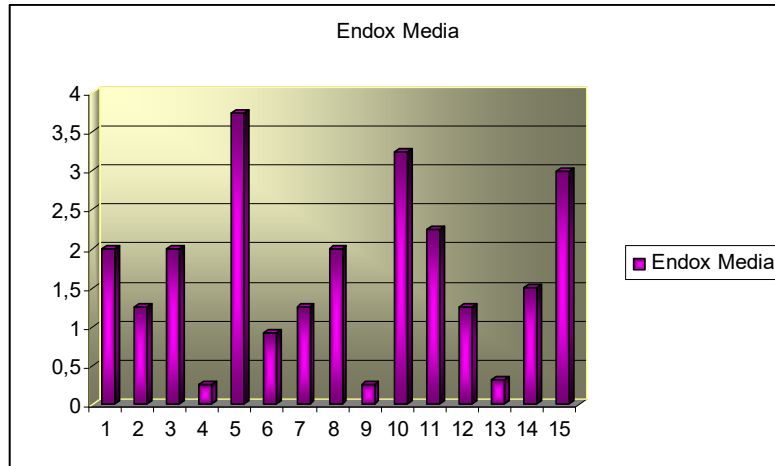


Gráfico 3: Distribución de Medias para Endox

1.4 Gráfico de la media de UFC/ml en Cultivos de Dientes tratados con Endox + PBM

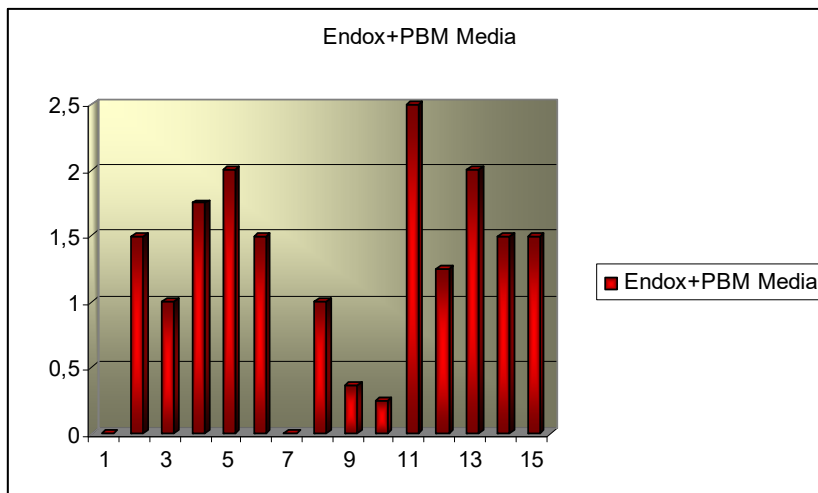


Gráfico 4: Distribución de Medias para Endox + PBM

ANEXO 2:

2.1 Estadística Descriptiva para Dilución 10¹

La muestra (n=45) fue dividida en tres grupos de 15 dientes cada uno, en los que se realizaron distintos tratamientos: PBM, Endox y Endox+PBM. De estos se tomó la dilución 10¹, debido a que fue la que presentaba mejor distribución de datos para realizar la Estadística Descriptiva.

Tabla I: Estadística Descriptiva

Estadística Descriptiva			
	PBM sola	Endox	PBM+Endox
Frecuencia	15	15	15
Media	3,4	2,46667	1,73333
Varianza	5,68571	2,55238	1,06667
Desviación típica	2,38447	1,59762	1,0328
Mínimo	0,0	1,0	0,0
Máximo	8,0	6,0	3,0
Rango	8,0	5,0	3,0
Asimetría tipi.	1,03348	2,41115	-0,445821
Curtosis típicada	-0,106581	1,43098	-0,72487
Inter. Conf Media (95%)	2,07952 a 4,72048	1,58193 a 3,3514	1,16139 a 2,30528

Distribución de Colonias en Dilución 10¹ según Tratamiento

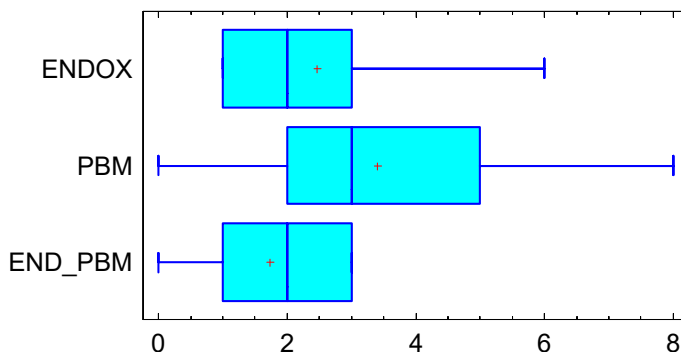


Gráfico 5: Distribución de Colonias en Dilución 10¹ según Tratamiento

2.2 Prueba de Normalidad para Dilución 10¹

Tabla II: Pruebas de Normalidad

Pruebas de Normalidad	Kolmogorov-Smirnov(a)			Shapiro Wilk		
	Estadístico	gl	Sig	Estadístico	gl	Sig
PBM media	,300	15	,001	,882	15	,051
ENDOX media	,282	15	,002	,768	15	,051
END_PBM media	,202	15	,101	,885	15	,056

a. Corrección de la significación de Lilliefors

Dado que el p-valor es > 0,05 en los 3 tratamientos, no se rechaza la hipótesis nula, es decir, los datos siguen una distribución aproximadamente normal.

Contrate de Hipótesis

H₀: No existe diferencia en la dilución de 10¹ de UFC /ml. entre los tratamientos.

H₁: Existe diferencia en la dilución de 10¹ de UFC /ml. entre los tratamientos.

2.3 Test de Rangos Múltiples.

Para determinar las medias que son significativamente diferentes unas de otras, se realizarán Test de Rangos Múltiples.

Tabla III: Test de Rangos Múltiples

Método: 95,0 porcentaje LSD			
	Frecuencia	Media	Grupos Homogéneos
PBM	15	3,4	X
ENDOX	15	2,46667	XX
ENDOX+PBM	15	1,73333	X
Contraste			Diferencias +/- Límites
PBM – ENDOX+PBM			*1.66667 1,29778
ENDOX – ENDOX+PBM			0,733333 1,29778
ENDOX – PBM			-0,933333 1,29778

*Indica una diferencia significativa

El método actualmente utilizado para discernir entre las medias es el procedimiento de las menores diferencias significativas de Fisher (LSD). Con este método, hay un 5,0% de riesgo de considerar cada par de medias como significativamente diferentes cuando la diferencia real es igual a 0. El método demuestra que hay diferencias estadísticamente significativas entre PBM y Endox+PBM.

ANEXO 3

Test de Student

La “efectividad” de los métodos anteriormente utilizados, en términos de reducir la cantidad de colonias existentes al interior de los conductos, es posible de observar al ver las tablas de datos, sin embargo esto lo confirmaremos con el test de Student.

Tabla IV: Recuento de colonias previo al tratamiento

Antes		
PBM	Endox	PBM+Endox
78	78	78
62	62	62
89	89	89
74	74	74
66	66	66
104	104	104
75	75	75
89	89	89
98	98	98
77	77	77
69	69	69
95	95	95
74	74	74
79	79	79
93	93	93

Tabla V: Recuento de colonias posterior al tratamiento

Después		
PBM	Endox	PBM+Endox
3	2	0
2	2	1
4	1	0
2	1	1
0	6	1
3	2	0
2	2	0
4	3	1
2	1	1
0	6	0
3	3	2
2	2	1
4	1	2
2	2	1
1	3	1

En la tabla IV, podemos ver la cantidad de colonias encontradas en cada diente previo a la aplicación de cada sistema, ésta es igual para los tres grupos ya que proviene del recuento que se realizó a la solución estándar inoculada en cada uno de ellos. En la tabla V podemos observar lo que quedó luego de la aplicación de cada sistema.

Tabla VI: T de Student aplicado a recuento de dientes tratados con PBM

PBM		
	<i>Variable 1</i>	<i>Variable 2</i>
Media	81,467	2,27
Varianza	155,410	1,64
Observaciones	15,000	15,00
Diferencia hipotética de las medias	50,000	50,000
Grados de libertad	14,000	14,000
Estadístico t	9,024	9,024
P(T<=t) una cola	0,000	0,000
Valor crítico de t (una cola)	1,761	1,761
P(T<=t) dos colas	0,000	0,000
Valor crítico de t (dos colas)	2,145	2,145

Tabla VII: T de Student aplicado a recuento de dientes tratados con Endox

ENDOX		
	<i>Antes</i>	<i>Después</i>
Media	81,47	2,47
Varianza	155,41	2,55
Observaciones	15,00	15,00
Diferencia hipotética de las medias	50,00	50,00
Grados de libertad	14,00	14,00
Estadístico t	8,94	8,94
P(T<=t) una cola	<0,001	<0,001
Valor crítico de t (una cola)	1,76	1,76
P(T<=t) dos colas	<0,001	<0,001
Valor crítico de t (dos colas)	2,14	2,14

Tabla VIII: T de Student aplicado a recuento de dientes tratados con PBM+Endox

PBM+ENDOX		
	<i>Antes</i>	<i>Después</i>
Media	81,47	0,80
Varianza	155,41	0,46
Observaciones	15,00	15,00
Diferencia hipotética de las medias	50,00	50,00
Grados de libertad	14,00	14,00
Estadístico t	9,51	9,51
P(T≤t) una cola	0,00	0,00
Valor crítico de t (una cola)	1,76	1,76
P(T≤t) dos colas	0,00	0,00
Valor crítico de t (dos colas)	2,14	2,14

Como podemos observar, todos los valores p son $<0,01$. Se partió del supuesto adicional que se esperaba una diferencia hipotética de 50 puntos entre las medias. Aún así los resultados muestran que la H_0 : existe una diferencia de a lo más 50 puntos entre las medias, debe rechazarse, pues la diferencia es aún mucho mayor, siempre con valores $p < 0,01$.

ANEXO 4

Análisis categórico de datos

Dada la naturaleza extremadamente discreta de los datos, la dificultad de comparar diferentes valores exponenciales en presencia de datos cero, y sus rangos tan estrechos, el Instituto de Matemáticas y Estadística de la PUCV sugirió considerarlos de nivel sólo ordinal, más que numérico, agrupándolos en categorías binomiales de éxito (recuento 0 a 1) y fracaso (recuento 2 y +) para todas las diluciones, generando así 8 categorías agrupadas para los tres métodos.

Así agrupados los datos, se realizó un experimento multinomial mediante un análisis de chi² contrastando los recuentos de frecuencias observados v/s los recuentos de frecuencias esperados idealmente para cada método, definidos por el experto, en este caso el profesor guía.

Tabla IX: Valores Esperados en UFC para 8 Categorías

Esperado								
Categorías	10⁴		10³		10²		10¹	
	0 a 1	2 y +	0 a 1	2 y +	0 a 1	2 y +	0 a 1	2 y +
PBM	11	4	10	5	9	6	8	7
Endox	12	3	11	4	10	5	9	6
Endox+PBM	14	1	13	2	12	3	11	4

Tabla X: Valores Observados en UFC para 8 Categorías

Observado								
Categorías	10⁴		10³		10²		10¹	
	0 a 1	2 y +	0 a 1	2 y +	0 a 1	2 y +	0 a 1	2 y +
PBM	11	4	7	8	3	12	2	13
Endox	11	4	7	8	6	9	4	11
Endox+PBM	13	2	11	4	4	11	6	9

Tabla XI: Valores p encontrados

Observado	Estad. De prueba para x²
Categorías	Valor p
PBM	0.002217
Endox	0.013830
Endox+PBM	0.000002

Con estos valores p podemos concluir que existe diferencia significativa, ya que en las 3 categorías de tratamiento estos fueron <0,05.

ANEXO 5: Fotografías Experimentales

5.1 Inoculación de Dientes



Fig. 1: Solución Estándar



Fig. 2: Instrumental para inoculación



Fig. 3: Extracción de Solución Estándar

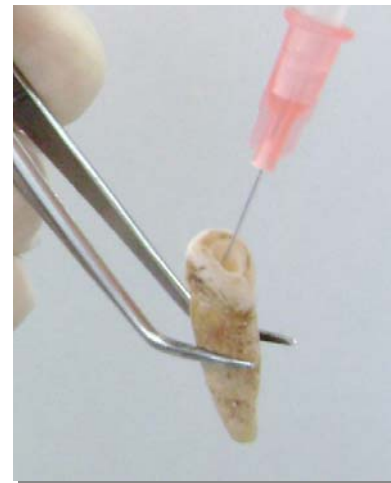


Fig. 4: Inoculación con Solución Estándar



Fig. 5: Sellado Apical

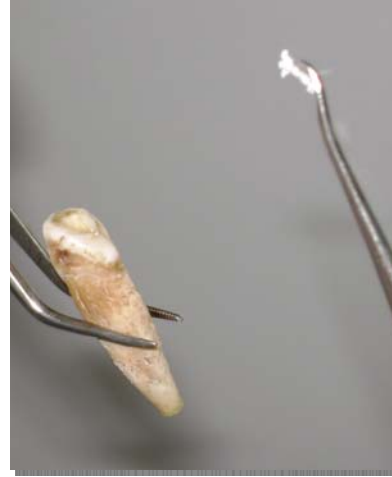


Fig. 6: Sellado Cameral



Fig. 7: Almacenamiento del Cuerpo de Prueba



Fig. 8: Cuerpos de Prueba almacenados

5.2 Tratamiento de las Muestras

5.2.1 Grupo 1: Dientes Tratados con Preparación Biomecánica.

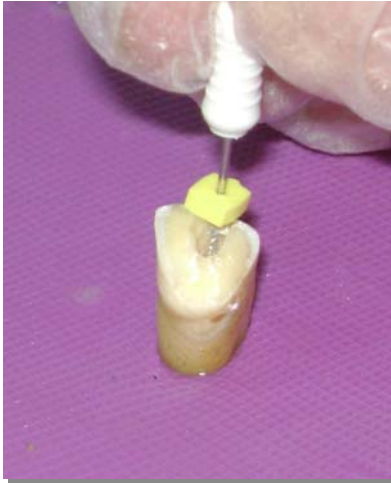


Fig. 9: Acción de Limado



Fig. 10: Irrigación con Hipoclorito de Sodio al 2,5%

5.2.2 Grupo 2: Dientes Tratados con Sistema Endox.



Fig. 11: Aplicación del Sistema Endox



Fig. 12: Aplicación del Sistema Endox

5.2.3 Grupo 3: Dientes Tratados con Sistema Endox y Preparación Biomecánica Convencional



Fig. 13: Irrigación con Suero Fisiológico



Fig. 14: Aplicación del Sistema Endox

5.3 Toma de Cultivo



Fig. 15: Caldo Nutritivo

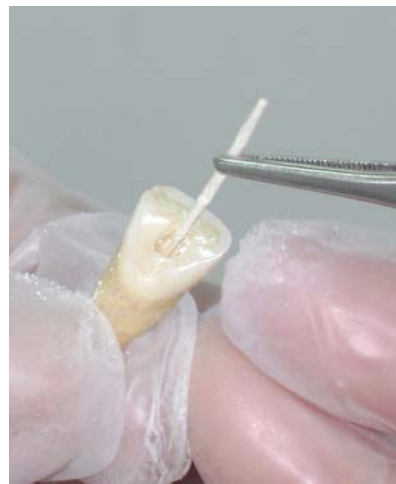


Fig. 16: Toma de Muestra Microbiológica



Fig. 17: Cono con muestra dentro del caldo nutritivo



Fig. 18: Almacenamiento de Muestras



Fig. 18: Muestras al Interior de la Estufa



Fig. 19: Cultivo

5.4 Cultivo de Placas de Recuento

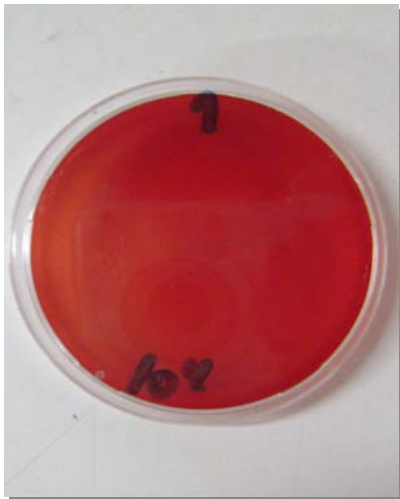


Fig. 20: Placa de Agar Sangre de Cordero de 10 cm



Fig. 21: Muestras ya cultivadas



Fig. 22: Tubos de ensayo para Diluciones



Fig. 23: Sembrado de Placas

5.5 Placas para Recuento Total ya cultivadas.

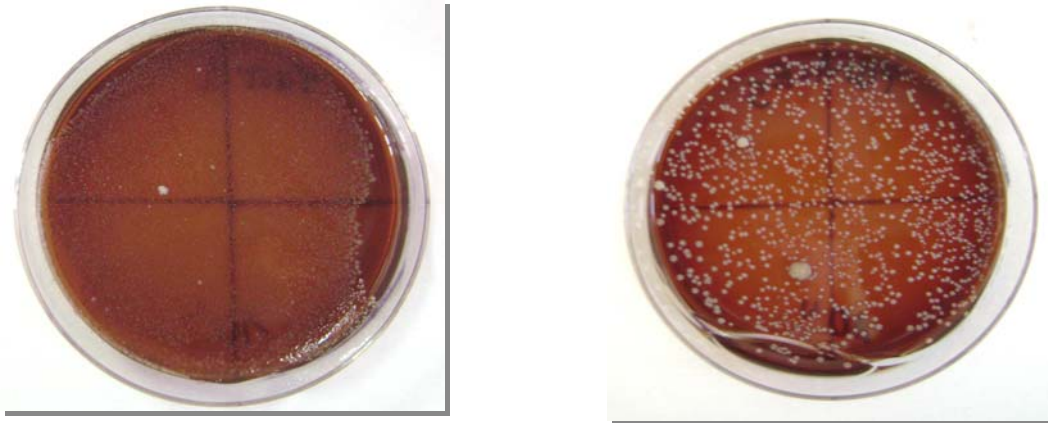


Fig. 24 y 25: Placas Obtenidas Previo al Tratamiento.

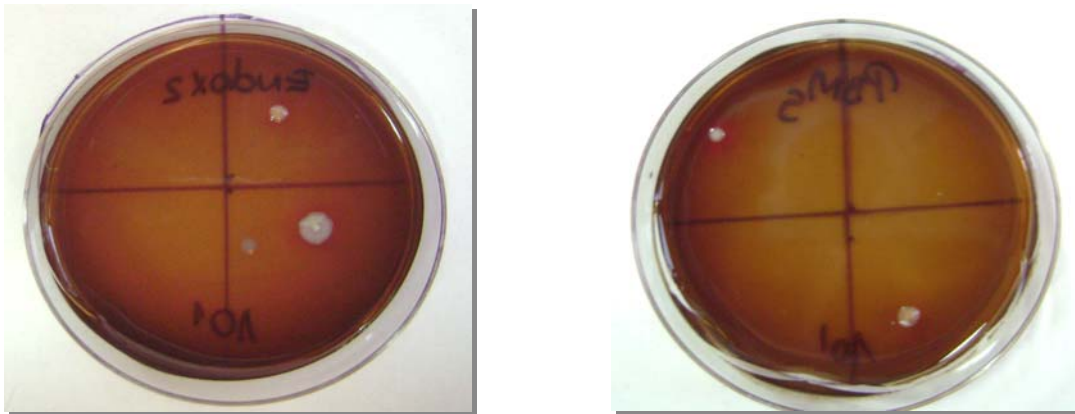


Fig. 26 y 27: Placas Obtenidas Posterior al Tratamiento

