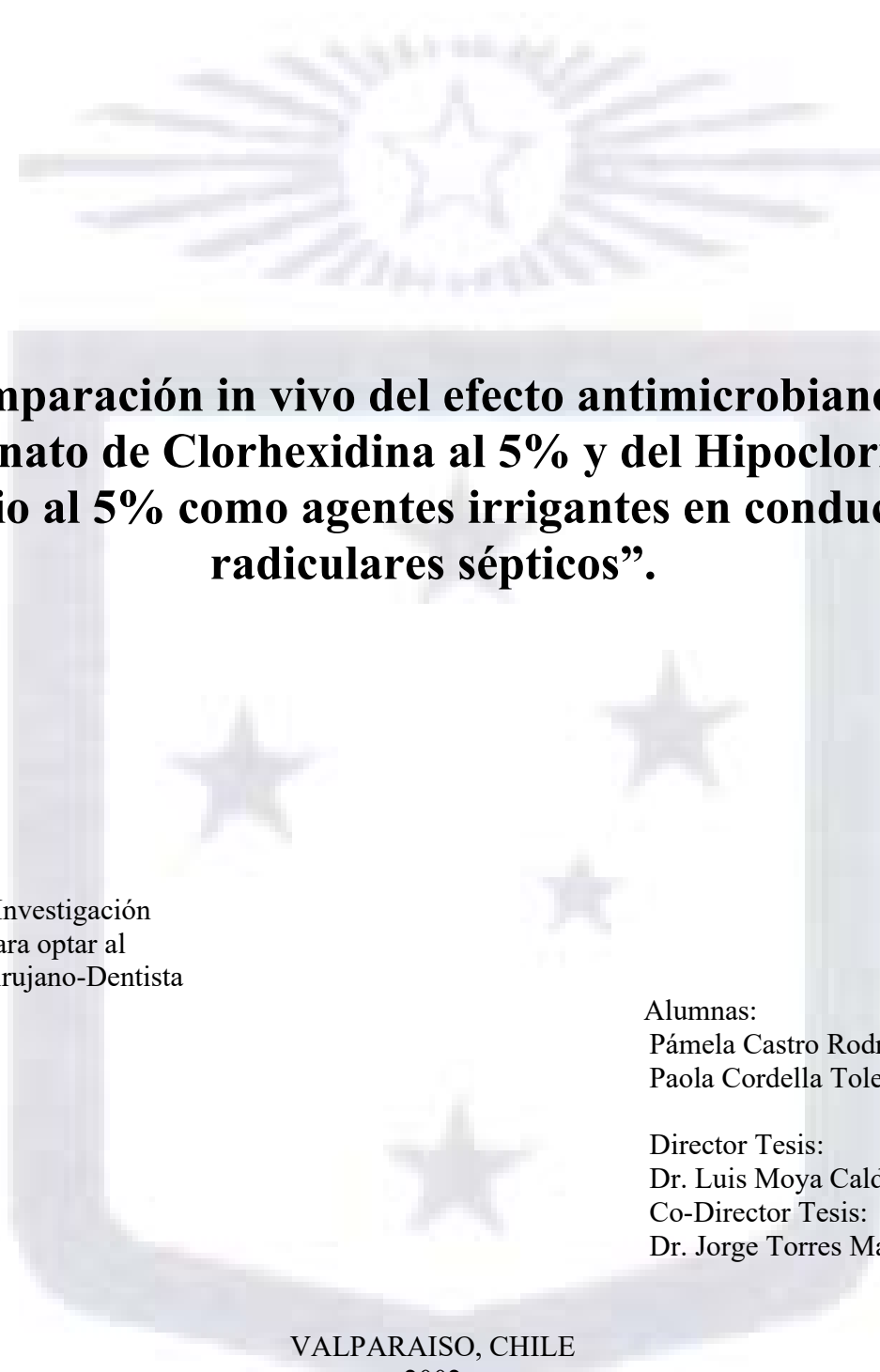


UNIVERSIDAD DE VALPARAISO
FACULTAD DE ODONTOLOGÍA
ESCUELA DE ODONTOLOGIA
CATEDRA DE ENDODONCIA



**“Comparación in vivo del efecto antimicrobiano del
Gluconato de Clorhexidina al 5% y del Hipoclorito de
Sodio al 5% como agentes irrigantes en conductos
radiculares sépticos”.**

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

Alumnas:
Pámela Castro Rodríguez.
Paola Cordella Toledo.

Director Tesis:
Dr. Luis Moya Calderón.
Co-Director Tesis:
Dr. Jorge Torres Maldonado.

VALPARAISO, CHILE

----- 2002 -----

DEDICATORIA

A mis padres, por todo el apoyo y comprensión que me brindaron durante mis años de carrera y por ser quienes gozaron con mis logros y apoyaron mis decisiones.

A una gran amiga, Gilda, por estar presente en esos momentos cuando más la he necesitado. Gracias por todo.

Pámela

Le dedico el esfuerzo de estos años, en primer lugar, a Dios, ya que es el pilar fundamental de mi vida.

A mi familia, por ser la estructura base de mi entorno sobre la cual me apoyo.

A mi madre, por ser un modelo perfecto de mujer, madre y amiga..

A mi padre, por la confianza que siempre depositó en mí.

Y al amor de mi vida, por ser el complemento ideal que le da a mi vida plenitud.

Paola

AGRADECIMIENTOS

- Al doctor Luis Moya Calderón, director de tesis, por su asesoría en la realización de este seminario y por el entusiasmo que mostró desde un principio en el estudio, lo que nos motivó a realizar nuestro mayor esfuerzo.
- Al doctor Jorge Torres Maldonado, co-director de tesis, que apoyó nuestro seminario desde la perspectiva microbiológica.
- Al doctor Gabriel Zamora Salinas, director del hospital Dr. Gustavo Fricke del Servicio de Salud Viña del Mar-Quillota, por permitir la obtención de pacientes del Servicio de Endodoncia y efectuar en él los procedimientos clínicos necesarios para la realización de este estudio y por autorizar el uso las dependencias del Laboratorio Clínico para la realización de la siembra.
- Al doctor Eduardo Santa María Muenas, de la Cátedra de Endodoncia y del Servicio de Endodoncia del Hospital Dr. Gustavo Fricke, por ser el nexo de unión que nos permitió llegar a dicho hospital y por la preocupación que mostró durante el transcurso del estudio.
- Al equipo de salud del hospital antes mencionado por la buena disposición con que nos recibieron y el apoyo que nos brindaron durante nuestra estadía, en especial a la señora Margarita Bernal Ponce, auxiliar dental, que se preocupaba de que cada sesión tuviéramos un número adecuado de pacientes.
- A la señora Inelia Bustamante Martínez, técnico de laboratorio del Departamento de Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Valparaíso, por su rol fundamental en la preparación de los medios de cultivo, y por la excelente disposición que tuvo para colaborar en el estudio.
- A la señora María Soledad García García, tecnólogo médico del Hospital de Niños y Cunas de Viña del Mar, por instruirnos en el método correcto de sembrado de muestras en placas de agar.
- Al laboratorio Maver limitada, por contribuir en el aporte de Oralgene-Pro (gluconato de clorhexidina al 5%), solución que sería evaluada en este estudio.

ÍNDICE

	Págs.
Introducción	1
Anatomía dentaria	2
Microbiología endodóntica	4
Cultivo de microorganismos	7
Medios de cultivos	8
Preparación biomecánica	10
Irrigación	11
Suero fisiológico	15
Hipoclorito de Sodio	16
- Reseña histórica	16
- Generalidades	17
- Mecanismo de acción	17
- Propiedades	18
- Citotoxicidad	20
- Dilución	22
Gluconato de Clorhexidina	23
- Reseña histórica	23
- Generalidades	24
- Mecanismo de acción	25
- Propiedades	26
- Citotoxicidad	27
Hipótesis	29
Objetivos	29
Materiales y Métodos	30
- Etapa preclínica	32
- Etapa clínica	34
- Etapa de laboratorio	37

Resultados	39
Discusión	44
Conclusiones	49
Sugerencias	50
Resumen	51
Referencias bibliográficas	52
Anexos	58

INTRODUCCIÓN

El rol de las bacterias en la patogénesis de la enfermedad pulpar y en los casos de reinfección del conducto radicular ha sido ampliamente reconocido, por lo que es fundamental la desinfección del sistema de conductos previo a la obturación radicular (Sundquist, 1998). En base a lo antes mencionado, la acción de los irrigantes toma vital importancia para asegurar el éxito del tratamiento (Weine, 1997). Por casi un siglo se han utilizado soluciones de hipoclorito de sodio como irrigantes en endodoncia, basados en los múltiples beneficios que éste produce. Sin embargo, el gluconato de clorhexidina parece ser, actualmente, una excelente alternativa al tradicional hipoclorito.

Si bien el hipoclorito de sodio ha sido por mucho tiempo el irrigante de elección por su acción antibacteriana y su efecto disolvente sobre el tejido pulpar (Cohen y Burns, 1998; Leonardo, 1994), presenta inconvenientes como hipersensibilidad en algunos pacientes (D'Arcangelo, 1999) y citotoxicidad (Koulaouzidou, 1999), pudiendo incluso provocar necrosis tanto del ligamento periodontal y del hueso alveolar como de la mucosa oral (Brown, 1995). En cambio, el gluconato de clorhexidina, además de presentar una actividad antibacteriana similar a la del hipoclorito de sodio (White y col, 1997) y una característica tan deseable como la sustantividad (Ayhan, 1997), no presenta los inconvenientes del hipoclorito, por lo que se considera una solución muy biocompatible (Leonardo, 1999).

A pesar que la utilización del hipoclorito de sodio como solución irrigante en endodoncia se remonta a principios del siglo pasado, aún no existe consenso en cuanto a la concentración ideal a la que se debe utilizar. De igual forma, si bien la introducción del gluconato de clorhexidina al mercado odontológico es bastante más reciente, tampoco hay acuerdo con relación a su concentración. La efectividad de ambos irrigantes está avalada por innumerables estudios, mas aún se continúa investigando a fin de conseguir una solución que se acerque de mejor forma a la solución irrigante ideal.

ANATOMÍA DENTARIA

Para realizar un tratamiento endodóntico adecuado es fundamental tener un conocimiento acabado de la anatomía dentaria, pulpar y de los conductos radiculares. En la actualidad se sabe que el conducto radicular está formado por un complejo sistema de conductos, con muchas ramificaciones, zonas donde se divide y otras donde se fusiona, muy particulares para cada diente. Por esta razón es imprescindible contar con una radiografía de estudio, que aunque es de gran utilidad, tiene la limitación de dar imágenes planas, bidimensionales, que distan mucho de la realidad, al no mostrar las posibles curvaturas vestibulolinguales de las raíces o de los conductos.

En cuanto a las características anatómicas de cada grupo dentario, podemos mencionar, en general, que los incisivos superiores presentan una raíz única, recta y cónica, con 1 conducto. Los incisivos laterales presentan una raíz más angosta mesiodistalmente y, en una alta frecuencia, curvada hacia distopalatino en el tercio apical. Los incisivos inferiores son más pequeños que los superiores, y presentan una inclinación de la corona, en relación a la raíz, hacia lingual. Además se observa una marcada compresión radicular en sentido mesiodistal, pudiendo llegar a formar 2 conductos, vestibular y lingual (Benjamin y Dowson, 1974). Como característica general de la anatomía interna de los incisivos, tanto superiores como inferiores, presentan, en la entrada del conducto, una proyección de dentina denominada hombro lingual o palatino, que es el punto donde se une la cámara y el conducto.

Los caninos presentan una raíz única y un conducto, los que pueden estar curvados hacia distal. Su anatomía interna muestra la presencia de aletas vestibulares y de un hombro lingual. El canino inferior puede presentar 2 raíces, vestibular y lingual, cada una con un conducto.

Los premolares presentan conductos relativamente rectos. Los primeros premolares superiores presentan, en un 60%, 2 raíces, cada una con 1 conducto, y en un 40%, 1 raíz y 2 conductos. Los segundos premolares superiores presentan, en un 85%, 1 raíz y 1 conducto, y en un 15%, 2 raíces y dos conductos. En cuanto a los inferiores, los primeros premolares presentan mayormente 1 raíz y 1 conducto, pudiendo contar también con 1 raíz y 2 conductos, o, en una muy baja frecuencia, 2 raíces y 2 conductos, en tanto que los segundos premolares presentan, por lo general, 1 raíz y 1 conducto.

Los molares superiores tienen, en general, tres raíces y tres conductos: mesiovestibular, mesiopalatina y palatina, pudiendo presentar en la raíz mesiovestibular, un segundo o un tercer conducto (Kulild y Peters, 1990). En los primeros molares, la raíz palatina es recta y voluminosa, muchas veces curvada a vestibular. La raíz distovestibular es más o menos recta, mientras que la mesiovestibular puede estar curvada a distal. Los segundos molares presentan generalmente sus raíces fusionadas, total o parcialmente. Por otro lado, los molares inferiores presentan, en general, dos raíces, mesial y distal, muchas veces curvadas a distal, con tres conductos: dos mesiales y uno distal. Los primeros molares pueden tener 3 raíces: dos mesiales y una distal, o también dos conductos en la raíz distal. Los segundos molares pueden presentar una raíz única con dos

conductos, por la fusión de éstas. Las curvaturas que presentan las raíces de los molares se clasifican en rectas (5 a 10°), moderadas (10 a 20°) y severas (25 a 70°) (Schneider, 1997).

El conducto radicular se comienza a estrechar hacia el ápice hasta llegar a su diámetro menor en la constricción apical, límite de trabajo en el tratamiento endodóntico, ubicado de 0.5 a 1 mm del foramen apical. Luego de la constricción apical continúa el conducto cementario, zona rica en células, que influye en la reparación de la zona periapical. El foramen apical es el orificio final del conducto radicular, que generalmente no coincide con el ápice radicular. Éste varía en tamaño con el tiempo, donde a mayor edad disminuye su diámetro, y puede presentar diferentes formas, existiendo redondos, ovalados, asimétricos, dentados o en forma de túnel.

MICROBIOLOGIA ENDODONTICA

Se considera que los microorganismos y sus productos son el principal factor implicado en el desarrollo de una lesión pulpar o periapical. Por lo tanto, para poder planificar un tratamiento endodóntico correcto es necesario conocer tanto a estos microorganismos y sus características, como su relación con la sintomatología clínica.

Los principios básicos del tratamiento endodóntico corresponden a la supresión total del tejido enfermo o necrosado presente en el conducto radicular, incluyendo también la eliminación de los microorganismos, sus productos y los sustratos que precisan para desarrollarse, así como la obtención de un entorno que impida la reinfección. Es por esto que los cultivos bacteriológicos otorgan un apoyo en la determinación de ausencia de infección en el sistema de conductos radiculares, a la vez que las nuevas técnicas de cultivo de gérmenes anaerobios han permitido conocer la verdadera naturaleza mixta de las infecciones endodónticas. Los cultivos además son útiles a la hora de elegir una antibioterapia en casos de infecciones persistentes o residentes.

MICROORGANISMOS PRESENTES EN LOS CONDUCTOS RADICULARES

La mayoría de los microorganismos que colonizan los conductos radiculares provienen de la cavidad oral. Estos acceden a ellos a través de procesos cariosos, túbulos dentinarios expuestos, conductos laterales o accesorios, traumatismos, enfermedad periodontal con gran lesión periapical y, con menor frecuencia, por vía hematógena (también llamada anacoresis, infección de tejidos crónicamente inflamados por bacterias hematógenas).

El entorno anaerobio de los conductos radiculares permite que sobreviva determinado tipo de microorganismos, por lo que la composición microbiana de los conductos radiculares infectados difiere notablemente de la oral y periodontal. En general, las infecciones de los conductos radiculares son mixtas y comprenden ocho o más cepas, con predominio de tres o cuatro por selección natural. Los tipos y combinaciones bacterianas varían enormemente al cambiar la fuente de nutrientes, las concentraciones de los diversos productos metabólicos y los inhibidores de crecimiento. De esta relación entre los microorganismos y las condiciones imperantes dependerá la cepa que sobrevive, lo que hace que la virulencia de la flora varíe en el tiempo. Dentro de la microbiología mixta de un conducto radicular séptico es posible encontrar tanto bacterias aerobias como anaerobias.

Microorganismos aerobios:

Los microorganismos más frecuentemente aislados en conductos radiculares sépticos son los estreptococos alfa-hemolíticos como el *Streptococcus mitis* y el *Streptococcus salivarius*, que reciben la denominación de estreptococos viridans. También es posible aislar estreptococos beta-hemolíticos y no hemolíticos, enterococos como el *Enterococcus faecalis*. Este último puede

producir monoinfecciones y se considera de difícil eliminación en las infecciones endodónticas debido a su resistencia a muchos antibacterianos.

Microorganismos anaerobios:

Las bacterias comunmente presentes en conductos radiculares infectados son anaerobios facultativos y estrictos. En pulpas necróticas, el 80% de los microorganismos encontrados corresponde a anaerobios estrictos y el 12% a anaerobios facultativos (Sundquist,1986).

Anaerobios facultativos	Anaerobios estrictos
Cocos G(+): Streptococcus (Mutans, Sanguis, Faecalis, Oralis, Intermedios)	Cocos G(+): Streptococcus (Intermedius, Morbillorum, constelatus) Peptoestreptococcus (Anaerobius, Asaccharolyticus, Prevotii)
Bacilos G(+): Actinomyces Lactobacillus Corinebacterium	Bacilos G(+): Actinomyces Lactobacillus
Cocos G(-): Neisseria	Coco G(-): Veillonella parvula
Bacilos G(-): Eikenella corrodens Capnocytophaga	Bacilo G(-): Porphyromonas Prevotella Fusobacterium

Las infecciones por anaerobios suelen producir dolor, hinchazón y un cuadro febril. Una supuración purulenta, maloliente, indica la presencia de metabolitos de bacterias anaerobias, como amoníaco, urea, indol y aminoácidos. Hace más de veinte años se estableció la relación entre sintomatología clínica dolorosa asociada a lesiones periapicales y la presencia de bacilos pigmentados negros, los cuales son aislados de los conductos radiculares infectados con una frecuencia del 30 al 50% (Sundqvist, 1976). Los bacilos pigmentados negros o melanogénicos se dividen en *porphyromonas* (asacarolíticas) y *prevotellas* (sacarolíticas), entre las cuales existen 9 especies bacterianas que se asocian a signos y síntomas como inflamación perirradicular, sensación urente, dolor y exudación. Además se ha asociado estadísticamente a estas bacterias con la presencia de mal olor, tractos fistulosos y sensibilidad a la percusión. De ellas, la especie *porphyromonas endodontalis* se aísla casi exclusivamente en infecciones endodónticas.

La presencia del género *actinomyces* es cada vez más frecuente en conductos radiculares y lesiones periapicales y, en algunos casos, en infecciones persistentes. Son bacterias filamentosas gram-positivas anaerobias o microaerófilas, que producen una infección con exudado supurante

de “gránulos de azufre”. Clínicamente la presencia de estas bacterias se asocia fuertemente con la formación de fistulas y abscedación. Las especies más comunes son *actinomyces israeli*, *actinomyces naeslundii* y *arachnia propiónica*.

En resumen, es evidente que ningún microorganismo en particular puede ser responsable de las infecciones endodónticas, sino que existe una relación sinérgica entre las bacterias protagonistas y los microorganismos de apoyo que vencen los mecanismos de defensa del organismo y provocan el estado patológico. Para ello es necesario un entorno pobre en oxígeno, determinados factores de crecimiento que influyen en la virulencia, y la influencia predisponente de los invasores originales (formas aerobias grampositivas). Por consiguiente, el control de los microorganismos y de su posible sustrato debe ser uno de los objetivos principales de todo tratamiento endodóntico.

CULTIVO DE MICROORGANISMOS

Cultivo se denomina al proceso de propagación de microorganismos al brindarles las condiciones ambientales adecuadas para ello. Históricamente se ha realizado el cultivo de microorganismos como comprobación de un conducto desinfectado antes de la obturación radicular, y puede ser de gran ayuda en la detección e identificación de microorganismos en los conductos. Hoy en día 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 flora microbiana con el fin de realizar antibiogramas en presencia de infecciones persistentes.

Es preciso tener presente que el valor del cultivo 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 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 torna positivo a los diez días.

En relación con la interpretación de los cultivos, se obtienen cultivos negativos cuando:

- El conducto radicular y los tejidos periapicales están "estériles".
- Demasiado pocos microorganismos están presentes para iniciar un crecimiento discernible.
- Demasiados 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 o por lo menos llegar al tercio apical.
- Transferencia de una concentración inhibidora 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.

Los cultivos positivos se obtienen cuando:

- Existe presencia de microorganismos en el conducto radicular y/o en el tejido periapical (franca infección).
- Existe contaminación debido a una técnica de cultivo inadecuada.

La toma de muestra en los cultivos bacteriológicos puede ser realizada con puntas absorbentes estériles impregnadas en carbón vegetal o con una jeringa estéril con su respectiva aguja. En ambos casos no se debe exponer la muestra a la atmósfera de la sala.

Para realizar cultivos de microorganismos anaerobios se debe contar con una atmósfera adecuada, la que se puede lograr con una cámara gaseosa con flujo de dióxido de carbono casi puro, con menos del 5% de hidrógeno. También hay mezclas gaseosas sin oxígeno, como la combinación de nitrógeno al 80%, hidrógeno al 10% y dióxido de carbono al 10%. Actualmente existen preparados comerciales que producen las condiciones de anaerobiosis, como el Anaerocult A (MERCK), compuesto de tierra silíceo, hierro en polvo, ácido cítrico y carbonato sódico que reacciona con agua para producir una atmósfera de hidrógeno y dióxido de carbono. Para comprobar la condición de anaerobiosis, existen indicadores como el Anaerotest (MERCK) que está compuesto de azul de metileno, un agente reductor y un estabilizador. Este último en su forma oxidada es de color azul, pero cuando se encuentra en una atmósfera anaerobia vira hacia una forma incolora, lo que puede tardar de 4 a 6 horas.

MEDIOS DE CULTIVO

Los medios de cultivo 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 tripticasa con agar al 0.5%, el agar al 5% enriquecido con vitamina K, el caldo de glucosa aseitis, el caldo de infusión cardiocerebral 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. Por las condiciones especiales que se requieren para realizar cultivos de microorganismos anaerobios, los medios más comunes son:

a. Medio de tioglicolato fluido:

Indicado para el cultivo de aerobios, anaerobios y microaerofílicos. La fórmula aproximada por litro de agua purificada es:

Caseína digerida por enzimas pancreáticas	15,0 g
L-cistina	0,5 g
Dextrosa (anhidra)	5,0 g
Extracto de levadura	5,0 g
Cloruro de sodio	2,5 g
Tioglicolato de sodio	0,5 g
Resazurina	0,001 g
Agar	0,7 g

b. Agar anaerobio:

Se usa como base para el cultivo de anaerobios, pudiendo ser suplementada para satisfacer requerimientos específicos. La fórmula aproximada por litro de agua purificada es:

Caseína digerida por enzimas pancreáticas	17,5 g
Hamina de soja digerida por papaína	2,5 g
Cloruro de sodio	2,5 g
L-cistina	0,4 g
Dextrosa	10,0 g
Agar	15,0 g
Tioglicolato de sodio	2,0 g
Sulfoxilato de fonnaldehído de sodio	1,0 g
Azul de metileno	0,002 g

PREPARACIÓN BIOMECÁNICA

El objetivo fundamental de la PBM consiste en limpiar el sistema de conductos radiculares de restos de tejido pulpar, bacterias y restos tisulares necróticos, y tallarlos para su posterior obturación con un material biológicamente inerte. La instrumentación debe llegar a la zona más estrecha del conducto, la constricción apical, lo que aumenta las posibilidades de éxito del tratamiento.

La preparación biomecánica presenta los siguientes objetivos (Leonardo y Leal, 1991):

En biopulpectomía:

- Combatir la posible infección superficial de la pulpa.
- Eliminar la pulpa coronaria, radicular y la sangre infiltrada en los túbulos dentinarios.
- Prevenir el oscurecimiento de la corona dentaria.
- Conservar, en la medida de lo más posible, las curvaturas del conducto radicular.
- Preparar la zona apical.
- Ensanchar y alisar las paredes del conducto dentinario, dándole una forma cónica y preparándolo para una correcta obturación.
- Eliminar restos pulpares, virutas de dentina y la capa superficial del smear layer.
- Preservar la vitalidad del muñón pulpar.
- Reducir la tensión superficial de las paredes dentinarias.

En necropulpectomías:

- Neutralizar el contenido tóxico de la cavidad pulpar.
- Eliminación de bacterias y sus productos, reduciendo la microbiota del conducto radicular.
- Extraer los restos necróticos, dentina infectada y reblandecida.
- Ensanchar y alisar las paredes del conducto radicular brindándoles una forma apropiada.
- Eliminar las virutas de dentina desprendidas durante la instrumentación.
- Eliminar la capa residual del smear layer.
- Reducir la tensión superficial de las paredes dentinarias.

La instrumentación biomecánica es de gran importancia en el tratamiento de dientes desvitalizados. Durante esta fase, el tejido necrótico y las colonias bacterianas son eliminados físicamente del conducto principal. Sin embargo, la instrumentación mecánica no llega a los conductos laterales y sistemas de conductos que se encuentran en el diente. Por ello se emplean preparados químicos activos para complementar la instrumentación. Las soluciones de irrigación se inyectan continuamente en el conducto radicular durante la preparación biomecánica y deben poseer propiedades bactericidas, efecto desintoxicador, desnaturalizante y capacidad de disolver los tejidos. No obstante, el principal propósito de un irrigante es ayudar a eliminar el tejido necrótico, los componentes hísticos, los coágulos de sangre, el exudado y el pus.

IRRIGACIÓN

Uno de los principales objetivos del tratamiento de endodoncia es la remoción del tejido debridado del sistema de conductos radiculares antes de su sellado definitivo, lo que se logra por medio de la combinación entre preparación biomecánica e irrigación (Abbott y col., 1991; Burns y col., 1993; Chow, 1983). Durante el tratamiento del sistema de conductos, las prolongaciones protoplasmáticas del odontoblasto quedan retenidas dentro de los túbulos dentinarios y posteriormente se necrosan. Este tejido necrótico puede ser fuente de nutrientes para las bacterias que se encuentran en el interior de los túbulos dentinarios, las que pueden vivir dentro de los mismos por tiempo indefinido si su existencia pasa inadvertida (Buck y col, 1999). Por otro lado, aún después de haber realizado una cuidadosa preparación biomecánica, los residuos de tejido pulpar, bacterias y restos dentinarios pueden persistir en las irregularidades de las paredes del sistema de conductos (Abou Rass y col, 1982) ya que son suficientemente amplios para alojar microorganismos (Abbott y col, 1991).

La Asociación Americana de Endodoncia define la irrigación como el lavado mediante una corriente de fluido, lo que facilita la remoción física de materiales desde el interior de los conductos, e introduce químicos con actividad antimicrobiana, desmineralizante, disolutiva del tejido, blanqueante, desodorante, y, además, controla la hemorragia (Glossary A.A.E, 1998). La irrigación puede ser también definida como la introducción de una o más soluciones a la cámara pulpar y a los conductos radiculares y su posterior aspiración, lo que es un complemento fundamental de la instrumentación, por lo que debe emplearse antes, durante y después de la misma (Basrani, 1999).

La irrigación es un complemento esencial en el proceso de limpieza y conformación del sistema de conductos radiculares para lograr su desinfección, antes de proceder con la obturación tridimensional de ellos. La solución irrigadora tiene como objetivo primordial facilitar la preparación biomecánica del sistema de conductos radiculares. Dentro de esta fase, el agente irrigante podría hacer contacto con los tejidos periapicales, por lo que no debe ser irritante ni tóxico. Los irrigantes cumplen importantes funciones físicas y biológicas en el tratamiento endodóntico. Entre ellas podemos citar (Basrani y col., 1999; Bystrom y Sundquist, 1985; Leonardo y col., 1994; Sen y col., 1995):

1. Arrastre mecánico, retirando los restos de dentina para evitar el taponamiento del conducto radicular, lo que disminuye la posibilidad de desarrollar una respuesta inflamatoria al eliminar el tejido potencialmente irritante.
2. Disolución y dilución de agentes orgánicos e inorgánicos del conducto radicular, incluyendo la capa de desecho que se produce en la superficie de la dentina por la acción de los instrumentos y se compacta al interior de los túbulos dentinarios.

3. Acción antiséptica o desinfectante, eliminando o neutralizando la flora bacteriana residual y sus productos metabólicos, incluyendo las formas esporuladas, virus y hongos.
4. Lubricante, manteniendo húmedas las paredes del conducto, lo que aumenta la eficiencia de corte de los instrumentos.
5. Acción blanqueante, debido a la presencia de oxígeno nascente, que limita el riesgo de oscurecimiento postoperatorio.

La acción complementaria de la preparación biomecánica y la irrigación se fundamenta en el hecho de que los instrumentos no son capaces de llegar a todo el sistema de conductos, por lo que la acción de los irrigantes es de vital importancia para asegurar el éxito del tratamiento (Weine, 1997). Por esta razón, deben poseer una actividad antimicrobiana lo suficientemente potente para realizar su acción de manera efectiva durante el corto período que dura la preparación del conducto. Las soluciones de irrigación deben ser liberadas en el lugar adecuado, utilizando agujas adecuadas. La colocación profunda de la aguja es posible en conductos anchos, pero en la mayoría de los conductos se requiere cierta preparación coronal previa para facilitar el acceso. Incluso así, el acceso apical del irrigante es limitada, por lo que se recomienda una aguja de pequeño calibre.

Las soluciones irrigadoras se emplean durante y después de la instrumentación del conducto radicular con el fin de aumentar la eficiencia de corte de los instrumentos y promover el arrastre de los restos de tejido debridado. La eficacia de estas soluciones no solo depende de la naturaleza química de la solución, sino también de la cantidad empleada, temperatura, tiempo de contacto, tensión superficial, tiempo de almacenamiento, profundidad de penetración de la aguja, así como su tipo y diámetro, (Yamada y col., 1983). Ante esta situación y debido a la complejidad del sistema de conductos radiculares, se hace imprescindible la selección correcta del agente de irrigación, el conocimiento de sus características y la técnica de irrigación que se empleará en ellos.

CLASIFICACIÓN DE LAS SOLUCIONES DE IRRIGACIÓN

1. *Compuestos Halogenados:*

- Hipoclorito de sodio en las siguientes concentraciones de cloro activo: solución al 5% (soda clorada), 2,5% (solución de Labaraque), 1% y 0,5%.
- Hipoclorito de sodio 1% con 16% de clorato de sodio (Solución de Milton).
- Hipoclorito de sodio 0,5% con ácido bórico para reducir pH (Solución de Dakin).
- Hipoclorito de sodio 0,5% con bicarbonato de sodio (Solución de Dausfrene).
- Hipoclorito de sodio al 5.25% (solución Grossman).

2. Detergentes sintéticos:

- Tergentol B (laurildietilenglicol éter sulfato de sodio al 1,25%).
- Tergentol Y (laurildietilenglicol éter sulfato de sodio al 1,25%).
- Duponol C al 2% (alquilsulfato de sodio).
- Zefirol - cloruro de alquildimetilbencilamonio (cloruro de benzalconio).
- Dehyquart-A (cloruro de cetiltrimetilamonio).

3. Quelantes:

- Soluciones de ácido etilendiaminotetraacético-EDTA.
- Largal ultra.
- REDTA (preparado quelante comercial).
- Salvizol (0,5% quelante tensoactivo: diacetato de dacetileno-bis-aminoquinaldío).

4. Ácidos:

- Ácido cítrico.

5. Peróxidos:

- Peróxido de hidrógeno.
- Peróxido de urea

6. Asociaciones:

- Detergente aniónico + hipoclorito de sodio 4-6%.
- Detergente aniónico + nitrofurazona (Tergentol/Furacin).
- Detergente aniónico + hidróxido de calcio (Irrigocal y Tergidrox).
- Detergente aniónico + EDTA (Paiva & Antoniazzi, 1984).
- Hipoclorito de sodio-Peróxido de hidrógeno (Grossman, 1943).
- Hipoclorito de sodio + ácido cítrico (Loel, 1975).
- Peróxido de urea + EDTA + Carbowax (RC-PREP) neutralizado con hipoclorito de sodio al 5%, (Stewart y col., 1969).
- EDTAC (EDTA + peróxido de urea + bromuro de cetiltrimetilamonio-Cetavlon).
- Endo-PTC (peróxido de urea + Tween 80 + Carbowax).
- Endoquel (peróxido de urea + EDTA-disódico + polietilenglicol 1.500).
- Endo-Prepsen (peróxido de urea + EDTA-disódico + esencia de rosas + polietilenglicol).

7. Otras soluciones:

- Agua destilada estéril.
- Suero fisiológico.
- Agua de hidróxido de calcio 0, 14%.
- Clorhexidina.

Si bien son muchas las alternativas que existen en el mercado, es fundamental realizar una correcta elección de la solución que utilizaremos, de acuerdo tanto a sus características y propiedades como a las características del caso clínico.

Las propiedades o características ideales que debe reunir un agente irrigante son (Basrani y col., 1999; Chow, 1983):

- Acción antiséptica, bactericida o bacteriostático, actuando contra hongos y esporas.
- Acción de lavado y arrastre mecánico del barro dentinario.
- Neutralización de toxinas bacterianas.
- Biocompatible con los tejidos periapicales y estimulante de la reparación de los tejidos perirradiculares.
- Capaz de descalcificar la dentina para mejorar su remoción y de disolver tejidos o desechos.
- Baja toxicidad, al no provocar reacciones en los tejidos periapicales.
- Baja tensión superficial, lo que permite que el irrigante llegue a zonas inaccesibles. Se sabe que el alcohol incorporado a las soluciones promueve este efecto.
- Detergente y solvente de tejidos o residuos orgánicos e inorgánicos.
- Lubricante y emulsionante.
- Buena disponibilidad y costo moderado.
- Facilidad para ser almacenado y adecuado período de almacenamiento.
- Resistente a la neutralización dentro del conducto.
- Incoloro, inodoro, sabor neutro y no corrosivo.
- Acción rápida y sostenida.
- Soluble en agua.
- Mecanismo de dosificación simple.

El éxito del tratamiento del sistema de conductos radiculares depende de la metodología y calidad de la instrumentación, irrigación, desinfección y obturación tridimensional del espacio del conducto radicular. Para ello, diferentes tipos de instrumental (manual y mecanizado) y soluciones irrigadoras han sido empleadas con el objeto de obtener un espacio limpio y conformado para recibir la obturación (Sen, 1995). Ningún irrigante ha demostrado ser capaz de disolver material pulpar, predentina y desmineralizar la porción calcificada inorgánica de las paredes del conducto (Bramante y col., 2000).

El hipoclorito de sodio es el irrigante mayormente utilizado en la terapia endodóntica, recomendado como solución de irrigación debido al debridamiento mecánico del sistema de conductos radiculares, por su acción disolvente del tejido pulpar y por sus propiedades antimicrobianas (Cunningham y col., 1982). La clorhexidina, debido a su característica de sustantividad, ha surgido como un efectivo agente antibacteriano oral, con uso en la terapia periodontal, prevención de caries y agente terapéutico en infecciones orales. Estudios recientes con clorhexidina como solución de irrigación muestran su eficacia antimicrobiana y su extensa actividad residual (Leonardo y col, 1999; Siqueira y col., 2000; Cameron, 1987).

SUERO FISIOLÓGICO

El suero fisiológico corresponde a Cloruro de Sodio fisiológico isotónico que se dispensa al 0,9%. Por ser inocuo, se utiliza en endodoncia para la irrigación de conductos en biopulpectomías, ya que la función del irrigante en esta etapa es actuar por arrastre mecánico en la eliminación del tejido pulpar debridado y restos sanguíneos.

El uso de otro irrigante como, por ejemplo hipoclorito de sodio en la biopulpectomía, es altamente perjudicial, ya que produce la hemólisis de los glóbulos rojos con la consecuente tinción dentaria. También se considera útil para el lavado final en la preparación biomecánica a fin de remover los restos del irrigante utilizado, etapa que es absolutamente opcional.

HIPOCLORITO DE SODIO

RESEÑA HISTÓRICA

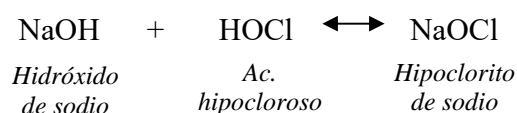
Los hipocloritos, conocidos también como compuestos halogenados, se empezaron a utilizar comercialmente en 1792 con el nombre de *Agua de Javele*, que consistía en una mezcla de hipoclorito de sodio y potasio. De ahí en adelante ha ido evolucionando, hasta llegar hoy en día al que comúnmente se utiliza en la práctica endodóntica como solución irrigante.

- 1820: *Labaraque*, químico francés, obtuvo hipoclorito de sodio al 2.5% como desinfectante de heridas.
- 1915-1917: Gracias a investigaciones realizadas por *Dakin y Dunham*, los compuestos basados en cloro se empezaron a utilizar ampliamente en odontología.
- 1936: *Walker* propuso el uso del hipoclorito de sodio al 5% como solución auxiliar a la instrumentación en el tratamiento de endodoncia.
- 1943: *Grossman* sugiere un sistema de irrigación alternada de peróxido de hidrógeno al 3% e hipoclorito de sodio al 5%.
- 1953: *Auerbach* comparó, por medio de pruebas bacteriológicas, la efectividad de la técnica de irrigación propuesta por Grossman (1943), obteniendo un alto porcentaje de pruebas negativas inmediatamente después de la instrumentación.
- 1958: *Piloto* (citado por *Leonardo y Leal*, 1994) recomendaba la supresión del agua oxigenada y la utilización solamente del hipoclorito de sodio.
- 1970: *Shih y cols.* promueven la utilización de hipoclorito de sodio al 5.25% ya que demuestran que deja los conductos radiculares estériles.
- 1971: *Senla y cols.* comprobaron la acción del hipoclorito de sodio al 5.25% como solvente del tejido pulpar.
- 1975: *Trepagnier* demostró que las soluciones de hipoclorito de sodio al 2.5% y 5.25% tienen el mismo efecto cuando se usan en el conducto radicular por cinco segundos.
- 1978: *Hand y cols.* y *Rosenfeld y cols.* concluyeron que la acción disolvente de tejidos orgánicos de las soluciones en base a hipoclorito de sodio es directamente proporcional a su concentración.
- 1981: *Gordon y cols.* determinaron que las soluciones de hipoclorito de sodio al 1%, 3% y 5% disolvían el 90% de las pulpas necróticas en un período de cinco minutos.
- 1991: *Leonardo y Leal* promueven el uso del hipoclorito de sodio del 4 al 6% para neutralizar productos tóxicos, como coadyuvante en la preparación biomecánica de conductos radiculares de dientes despulpados e infectados y durante la remoción de obturaciones de los conductos radiculares, debido a su acción bactericida.
- 1995: *Yelilsoy* realizó pruebas con flora microbiana radicular (*S. Mutans*, *Peptoestreptococos*, *P. Gingivalis*) y observó que el hipoclorito de sodio al 5.25% fue efectivo contra todos los microorganismos, a diferencia de la concentración al 2.5 y 0.5%, las que tuvieron un menor efecto.
- 1997: *SÓ y cols.* demostraron que la capacidad de disolución de los tejidos del hipoclorito de sodio era directamente proporcional a la concentración, donde concentraciones al 0.5% poseían una acción limitada.

GENERALIDADES

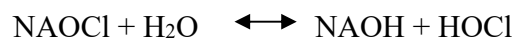
El hipoclorito de sodio ha sido definido por la Asociación Americana de Endodoncistas como un líquido claro, pálido, verde-amarillento, extremadamente alcalino y con fuerte olor clorino. Presenta acción disolvente sobre el tejido necrótico y restos orgánicos y además es un potente agente antimicrobiano. (Glossary A.A.E, 1998)

Sus numerosas propiedades hacen de él un efectivo limpiador quimiomecánico. Químicamente, el hipoclorito de sodio es una sal formada por la unión de dos compuestos, el hidróxido de sodio y el ácido hipocloroso, y presenta, como característica principal, el ser oxidante. La fórmula química de este compuesto es la siguiente:



MECANISMO DE ACCIÓN

Las soluciones de hipoclorito de sodio presentan un equilibrio dinámico según la siguiente ecuación:



Luego, el ácido hipocloroso se disocia de la siguiente manera:



El cloro, potente germicida, ejerce su acción antibacteriana debido al ácido hipocloroso no disociado, el que ejerce su efecto por la oxidación de los grupos sulfhídricos de los sistemas enzimáticos de las bacterias, produciendo desorganización de importantes reacciones metabólicas, provocando la muerte de la bacteria (Ohara y cols., 1993). En soluciones neutras o ácidas, el ácido hipocloroso no se disocia (predomina la forma ácida no disociada) por lo que presenta un efecto antibacteriano acentuado. En soluciones alcalinas permanece en forma iónica disociada (estable y menos activa). La acción se debe a que el cloro activo produce una oxidación irreversible de los grupos sulfhídricos de enzimas esenciales interrumpiendo el funcionamiento metabólico de la célula bacteriana (Siqueira y cols., 1997). Al producirse la acción de reemplazo descrita anteriormente se forma un nuevo compuesto, del grupo de las cloraminas, solubles en agua, que posee un elevado poder antibacteriano (desnaturalizantes y

desinfectantes), reacción rápida que es directamente proporcional a la concentración de cloro activo presente en la solución (Emboava, 1999).

Por otro lado, el pH alcalino del hipoclorito de sodio (11 a 11.5) neutraliza la acidez del medio creando un ambiente inadecuado para el desarrollo bacteriano. Sin embargo, ciertos autores consideran que esta propiedad añade un componente tóxico a la solución (Cohen S, Burns RC, 1998). Una solución de hipoclorito de sodio con un pH elevado (11-12) es más estable y libera cloro en forma más lenta. A medida que se reduce el pH (al adicionar ácido bórico o bicarbonato de sodio a la solución) se hace muy inestable y su vida útil disminuye.

PROPIEDADES

Al hipoclorito de sodio se le han atribuido varias propiedades beneficiosas durante la terapia endodóntica, entre las que podemos mencionar:

1. Desbridamiento:

La irrigación con hipoclorito de sodio expulsa detritus generados por la preparación biomecánica de los conductos, evitando bloqueos producidos por la compactación de detritus acumulados.

2. Lubricación:

Los irrigantes ayudan a lubricar y humedecer las paredes del conducto radicular favoreciendo la acción de los instrumentos y favoreciendo su paso en conductos estrechos.

3. Efecto antimicrobiano:

El hipoclorito de sodio tiene una actividad antimicrobiana de amplio espectro, por lo que es muy eficaz, pudiendo eliminar bacterias vegetativas, hongos, protozoos y virus (incluso HIV, rotavirus, VHS-1 y VHS-2, y el virus de la hepatitis A y B). Altas concentraciones pueden ser requeridas para matar bacilos y esporas bacterianas (Cohen S, Burns RC, 1998; Siquiera cols., 1997-1998). Aunque el hipoclorito de sodio se ha utilizado ampliamente en endodoncia como irrigante, no se ha llegado a acuerdo con respecto a su concentración ideal y la proporción del riesgo-beneficio que debe ser considerada para su elección (Siquiera cols., 1997-1998). La solución de hipoclorito de sodio a bajas concentraciones posee una buena acción antibacteriana, baja toxicidad y es un efectivo solvente del tejido orgánico, pero es incapaz de disolver la materia inorgánica (Abbott cols., 1991).

Al ser la preparación biomecánica un procedimiento que involucra un corto período de tiempo, el efecto antibacteriano del hipoclorito de sodio dentro del sistema de conductos es ampliamente dependiente de la concentración, mientras otros factores se mantengan constantes como pH, temperatura y contenido orgánico (Siquiera y cols., 2000). Así, una solución de hipoclorito de sodio al 0.5% necesitaría 15 minutos para asegurar un efecto bactericida (Fudesa, 1997), mientras que a toda su potencia, es eficaz contra anaerobios estrictos en un período de 5 minutos (citado por Ingle y Bahland, 1996).

El hipoclorito de sodio reacciona con los restos orgánicos del sistema de conductos radiculares, facilitando su limpieza. Sin embargo, esta reacción puede consumir el cloro disponible y reducir su capacidad antibacteriana (Siquiera, 2000; Ayhan H., 1999). Esto es evidente en soluciones de baja concentración, donde podría suplirse con un aumento en el volumen y la frecuencia, solucionando en parte el problema de la concentración y de la disminución de la capacidad de disolver tejido (Byström y cols., 1985).

En un estudio donde se midió el promedio de diámetro de la zona inhibitoria de crecimiento en distintos cultivos irrigados con diferentes soluciones, se concluyó que el irrigante con mayor efecto bactericida fue el hipoclorito de sodio al 4% seguido de su concentración al 2.5%. La clorhexidina al 2% ocupó el tercer lugar y la clorhexidina al 0.2%, EDTA, ácido cítrico e hipoclorito de sodio al 0.5% fueron los menos efectivos (Ohara cols., 1993). Sin embargo, otros autores señalan que no existen diferencias significativas en cuanto a reducir el número de bacterias en concentraciones al 1%, 2.5% y 5.25%, siempre que se compensen los efectos de la concentración mediante cambios en el volumen y frecuencia del irrigante (Siquiera cols., 1998).

Al analizar, mediante microscopía electrónica de barrido (MEB), los cambios que ocurrían al interior de los túbulos dentinarios como resultado de la preparación biomecánica, se observó la presencia de cristales cúbicos de cloruro de sodio y colonias bacterianas atrapadas y adheridas a los procesos odontoblásticos, tanto en la dentina intertubular como en la peritubular, al utilizar hipoclorito de sodio y peróxido de hidrógeno alternados como agentes de irrigación (Gutierrez JH., 1990). Los cristales cúbicos de cloruro de sodio son precipitaciones de sales de sodio (Na), calcio (Ca) o cualquier otro mineral presente, por lo que es necesario realizar varias secuencias de irrigación y aspiración con hipoclorito de sodio (Mérida H, 1999).

4. Disolución de tejidos:

Se considera el disolvente más eficaz del tejido pulpar, ya que una pulpa puede ser disuelta en un período de 20 minutos a 2 horas sólo si se encuentra en contacto directo con el hipoclorito de sodio (Leonardo M., 1994). La eficacia de disolución del hipoclorito de sodio depende de la integridad estructural de los componentes del tejido conjuntivo pulpar. Si la pulpa está descompuesta, los restos de tejidos se disuelven rápidamente, pero si está vital o hay poca degradación estructural, el hipoclorito de sodio necesita más tiempo (Ohara PK., 1993). El hipoclorito de sodio, si bien reacciona con residuos orgánicos del conducto radicular facilitando la limpieza, esta reacción lo inactiva químicamente y reduce su capacidad antibacteriana. Debido a esto, debe aplicarse frecuentemente dentro del conducto radicular para reactivar la reacción química y la remoción de restos (Byström y cols, 1985).

En cuanto al tiempo que se demora el hipoclorito de sodio en disolver los tejidos, estudios *in vitro* demuestran que necesita, en promedio, 5 a 10 minutos en contacto directo (Gordon y cols., 1981). Sin embargo, hacen la salvedad que las condiciones experimentales son difíciles de lograr, necesitando un tiempo superior para cumplir con esta propiedad en condiciones clínicas. Esta capacidad de disolución también está relacionada con la concentración de la solución, donde a mayor concentración disminuye el tiempo de disolución (Emboava, 1999).

5. Baja tensión superficial:

La humectancia de la solución irrigadora depende de la tensión superficial, y es fundamental en la penetración de la solución a los conductos laterales y túbulos dentinarios de preentina. La humectancia hace posible que un irrigante aumente su capacidad de disolver proteínas y mejore la función antibacteriana, penetrando a áreas donde no llegan los instrumentos (Tasman y cols., 2000), al mismo tiempo que crea las condiciones para una mayor eficacia de los medicamentos aplicado de forma tópica (Leonardo M., 1994).

El hipoclorito de sodio posee una tensión superficial similar al agua (68.8 dynes/cm), lo que es considerado alto (Pécora y cols., 2001). La adición de un agente tensoactivo bajaría la tensión superficial e incrementaría la penetración de la solución irrigadora. Esto podría aumentar la penetración del barro dentinario dentro de los túbulos dentinarios como resultado de fuerzas adhesivas entre éstos, produciendo un fenómeno de empaquetamiento tubular (Gambarini, 1998). La ventaja del agente tensoactivo es que prepara el canal para la acción del hipoclorito de sodio (Berutti y cols., 1996), incrementando la capacidad de mojado y acelerando la reacción química (Pécora y cols., 2002).

La tensión superficial del hipoclorito de sodio aumenta según la concentración, lo que permite su penetración a los canalículos dentinarios. Una concentración al 1% penetra 100mm, al 2.5%, 220mm, mientras que al 5.25%, 350mm. Alternando EDTA y luego NaOCl al 5.25% se puede lograr una penetración de 500mm y, en algunos puntos anatómicos, casi hasta el límite dentina-cemento (Mérida H., 1999).

CITOTOXICIDAD

Durante años, y aún hoy en día, sigue siendo controversial la concentración ideal que debe poseer el hipoclorito de sodio y si éste debe utilizarse sólo o en combinación con algún otro irrigante. Es sabido que el hipoclorito irrita los tejidos, sobre todo a máxima potencia, y si sobrepasa el foramen apical y llega a los tejidos periapicales, se puede desarrollar una necrosis del ligamento periodontal, el hueso alveolar e incluso la mucosa oral, provocando dolor postoperatorio (Brown y cols., 1995).

La citotoxicidad disminuye directamente según la concentración y hay investigadores que indican que la concentración no debe ser superior a 0.5%. Este tipo de solución crea una matriz

de dentina apical que reduce el paso de material al periápice, en comparación con aquellos que preconizan una permeabilidad total. Según algunos autores, la solución de hipoclorito de sodio, para que no sea tóxica, debe ser al 0.025% (Hegggers y cols., citado por Koulaouzidou, 1999), mientras que la solución de hipoclorito al 2.25% resulta ser altamente tóxica y concentraciones al 0.1%, moderadamente tóxicas (Koulaouzidou, 1999). El problema de disminuir la concentración es que también se afecta directamente la densidad, el pH, la viscosidad, la capacidad de humectancia y la conductividad (Guerisoli y cols., 2002).

El hipoclorito de sodio al 5.25% es considerablemente más fuerte que lo necesario para eliminar las bacterias comúnmente presentes en un conducto radicular séptico, y se encontró que era muy citotóxico para ser usado en forma cotidiana en la terapia endodóntica (Spangberg L., 1973). Por otra parte, al evaluar la respuesta de los tejidos a varias concentraciones de hipoclorito de sodio en conejillos de india, se observó que no había una diferencia estadísticamente significativa en cuanto a toxicidad entre concentraciones que iban desde 0.9% a 8% (Thé y cols., 1980). Años más tarde se demostró que luego de la inyectar diferentes soluciones de hipoclorito de sodio en el tejido subcutáneo de conejillos de india, la concentración al 5.25% no fue más tóxica que otras concentraciones más bajas (Yesilsoy cols., 1995). Sin embargo, hay autores que preconizan utilizar una concentración al 5% sólo en casos de necrosis séptica (Leonardo y Leal, 1994).

Por la citotoxicidad del hipoclorito de sodio, es fundamental la técnica que se utiliza durante el tratamiento endodóntico. La copiosa irrigación no sólo ayuda a eliminar los detritus desde el canal radicular, sino que también lubrica los instrumentos y facilita su acción de corte. Algunos clínicos abogan la inyección lenta del irrigante con jeringa y aguja, la que debe penetrar profundamente en el conducto sin trabarse. Otros autores recomiendan sólo colocar la aguja a la entrada de la cámara pulpar y depositar en ella el volumen de la solución, llevándola dentro del canal, durante la instrumentación, por medio de una lima. La extrusión del irrigante no solamente es el resultado de una liberación apical forzada, sino también de que el instrumento actúa como un pistón, llevando la solución más allá del ápice. Este efecto de émbolo se podría evitar con movimientos suaves. Se ha demostrado que significativamente más hipoclorito de sodio es extruído apicalmente durante la liberación profunda de la irrigación, aunque con una técnica más reservada podría no llegar de manera adecuada al tercio apical (Brown y cols., 1995).

Tanto el hipoclorito de sodio como el gluconato de clorhexidina son citotóxicos para las células del ligamento periodontal. Al usar hipoclorito de sodio a una concentración de 0.4%, se observa que no existe respuesta celular, con lo que se atribuye que las células estaban muertas o en vías de morir. Incluso algunos efectos citotóxicos pueden ser observados a bajas concentraciones como al 0.01% (Chang Y., 2001).

DILUCIÓN

Algunos clínicos diluyen el hipoclorito de sodio al 5.25% para reducir el olor y el potencial de toxicidad a los tejidos perirradiculares, lo que también disminuye significativamente su propiedad antibacteriana, su propiedad de disolución de tejidos y su propiedad de desbridamiento del sistema de conductos (Harrison JW., 1984), por lo que se debe aumentar el tiempo de exposición necesaria para destruir los microorganismos. Una dilución de 1:1 hasta una concentración de 2.6% aproximadamente, triplica el tiempo de exposición necesaria para destruir las mismas bacterias, por lo que no se recomienda. Sin embargo, si se determina diluir el hipoclorito de sodio, no se debe utilizar una dilución mayor de 1:1 de la concentración al 5.25% con agua destilada estéril, ya que esta reducción al 2.6% produce una solución que es sólo ligeramente más eficaz que el agua o que la solución salina normal (Harrison JW., 1981).

La efectividad antimicrobiana de diferentes concentraciones de hipoclorito de sodio muestra resultados conflictivos. Mientras estudios clínicos no han encontrado diferencias significativas en la actividad antibacteriana de concentraciones entre 0.5% y 5% de hipoclorito de sodio (Byström y cols., 1985), otros estudios han reportado que la efectividad antibacteriana del hipoclorito de sodio es significativamente menor después de ser diluido (Siquiera JF., 1998; Yesilsoy C., 1995). A medida que aumenta la concentración de hipoclorito de sodio aumenta la reducción químico-mecánica de la población bacteriana en los conductos radiculares (Siquiera cols., 2000).

GLUCONATO DE CLORHEXIDINA

RESEÑA HISTÓRICA

La clorhexidina ha sido usada efectivamente por más de 30 años como agente antiséptico. En los inicios de los años setenta fue incorporada al 0,2% en colutorios de Europa y en 1986 al 0,12% en los de Estados Unidos.

- 1980: *Parsons y cols.* probaron in vitro la acción del gluconato de clorhexidina al 0,2 y al 1%, concluyendo que se trataba de un potente antimicrobiano. Por otro lado, fueron los primeros en demostrar su sustantividad, tanto en dentina como en esmalte, luego de 48 a 72 horas de instrumentación e irrigación en dientes de bovino.
- 1982: *Delany y cols.*, en un estudio in vitro sobre dientes extraídos utilizando gluconato de clorhexidina al 0,2%, demostraron su efecto antimicrobiano y fueron los primeros en postular que podía ser usado como irrigante endodóntico y medicación intraconducto.
- 1982: *Ringel y cols.* fueron los primeros en realizar un estudio comparativo de la clorhexidina al 0,2% y del hipoclorito de sodio al 2,5%, y encontraron que el hipoclorito fue más efectivo como agente antimicrobiano.
- 1992: *Heling y cols.*, en un estudio in vivo, reportaron que la clorhexidina al 0,2% fue más efectiva que el hidróxido de sodio como medicamento intraconducto en infecciones de túbulos dentinarios.
- 1993: *Torabinejad* usó clorhexidina al 0,2%, in vitro, comparado con otros irrigantes, y demostró que tuvo la mayor acción antimicrobiana.
- 1994: *Jeansonne y White* reportaron que la clorhexidina al 2% como irrigante endodóntico, en un estudio in vitro, tiene similar efecto antimicrobiano que el hipoclorito de sodio al 5,25%, y menor toxicidad.
- 1995: *Yesilsoy y cols.*, en un estudio in vitro, demostraron que la clorhexidina al 0,12% tuvo menor toxicidad que el hipoclorito de sodio al 5,25%.
- 1996: *Hays y cols.*, en un estudio in vitro usando clorhexidina al 2% durante la instrumentación del conducto radicular, demostraron su eficacia antimicrobiana y sustantividad después de 72 hrs.
- 1997: *White y cols.*, en un estudio in vitro, demostraron que la clorhexidina al 2% tiene actividad antimicrobiana sustantiva hasta 72 hrs, ya que continúa siendo liberada luego de la instrumentación, al ser usada como irrigante endodóntico.
- 1998: *Lindskog y Blomlöf* reportaron que la clorhexidina al 1%, in vitro, tiene buen efecto terapéutico sobre la reabsorción radicular inflamatoria, pero plantea que debe realizarse en humanos para tener resultados significativos.
- 1998: *Kuruville y cols.*, en un estudio in vivo, fueron los primeros en usar hipoclorito de sodio al 2,5% en combinación con clorhexidina al 0,2% obteniendo mejores resultados como antimicrobiano que cada uno de ellos en forma individual.
- 1998: *Heling*, en un estudio in vitro, reportó un efecto sinérgico de la clorhexidina al 0,2% y agua oxigenada como antimicrobiano.
- 1999: *Leonardo* mostró la actividad antimicrobiana de la clorhexidina al 2%, in vivo, usado como irrigante endodóntico en dientes con necrosis pulpar con o sin lesión periapical.

- 1999: *Leonardo*, en estudios in vitro usando clorhexidina gluconato al 2% como una solución irrigadora durante la instrumentación del conducto radicular, demuestra la eficiencia antimicrobiana y la gran actividad residual (sustantividad) que presenta, 72 hrs. después de la instrumentación. Esta sustantividad es significativamente mayor que la concentración al 0.12% (*White, 1997*).

GENERALIDADES

Sobre la base de una amplia revisión literaria del Gluconato de Clorhexidina, se puede concluir que es un compuesto con excelentes propiedades antimicrobianas, de amplio espectro de acción, efecto residual prolongado y no tóxico sobre tejidos vivos, características que le permiten ser usada como una solución irrigante de los conductos radiculares durante el tratamiento endodóntico (*Medina, 1993; Leonardo, 1999*).

La clorhexidina es una molécula bicatiónica simétrica formada por dos anillos, 4 clorofenil y dos grupos bisguanidas, conectados por una cadena central de hexametileno. Su forma más estable es en sal, y es comercializada comúnmente como una sal de digluconato por su alta solubilidad en agua (*Fardal y Tumbull, 1986*). Su estructura química corresponde a $C_{22} H_{30} C_{12} N_{10} * 2C_6 H_2 O_7$, y tiene un peso molecular calculado de 897,77 (*PerioAid/PerioGard*).

Las características que presenta la clorhexidina son:

- Agente antimicrobiano de amplio espectro.
- Gran biocompatibilidad (*Leonardo, 1999*).
- Sustantividad.
- Alto peso molecular y escasa absorción por piel y mucosas.
- Baja toxicidad por su nula o baja permeabilidad (*Bascones, 1991*).
- pH fisiológico: 7,4.
- Alto costo.
- No presenta mal olor ni colorea la ropa.

Hay diferentes formas de utilización clínica de la clorhexidina, como son geles, barnices, aerosoles (spray), microchips, chicles, comprimidos, caramelos y seda dental con clorhexidina, pero la forma más comúnmente utilizada es en colutorios, donde existen en distintas concentraciones: 0,1%; 0,12%; 0,2%; 1%; 2%, y la más recientemente obtenida, al 5%.

MECANISMO DE ACCION

La clorhexidina, a pH fisiológico, distribuye su carga positiva sobre los átomos de hidrógeno a ambos lados del puente de hexametileno, y así es capaz de asociarse a las superficies cargadas negativamente como la hidroxiapatita del esmalte, la película adquirida y las proteínas salivales (Jones, 1997). La clorhexidina adsorbida, cuya cantidad depende de la concentración, se libera gradualmente de la superficie del diente, lo que evita la colonización bacteriana (Yankell, 1982; Case, 1977).

Su efecto antimicrobiano se debe a que se une a los grupos fosfatos aniónicos de los lípidos de la pared celular de los microorganismos, alterando su integridad y movilidad electroforética (Bascones y Manso, 1994), lo que facilita la liberación de los componentes intracelulares. A bajas concentraciones actúa en la bacteria liberando sustancias de bajo peso molecular, como iones potasio y fósforo, lo que interfiere con la función de la membrana en la síntesis de ATP. Este efecto "bacteriostático" es reversible, ya que la célula bacteriana utiliza neutralizadores que remueven la clorhexidina (Bascone y Manso, 1994; Jones, 1997). Por otro lado, a altas concentraciones produce una precipitación del contenido citoplasmático por alteración del equilibrio osmótico celular. Así, la clorhexidina puede ejercer una acción bacteriostática que llega a ser letal cuando la concentración se eleva. En este caso habrá una disminución en la salida de los componentes de bajo peso molecular, provocando coagulación o precipitación citoplasmática (Bascone y Manso, 1994). Sin embargo, la característica principal de su actividad bactericida, proceso irreversible (Jones, 1997), es la unión que presenta a las proteínas a través de los grupos carboxilos y a otras moléculas con grupos similares (fosfato), lo cual inhibe las funciones biológicas relacionadas (Genco, 1993).

La liberación lenta de la clorhexidina desde los sitios de adsorción proporciona un efecto bactericida prolongado, conocido como sustantividad, que se refiere al tiempo de contacto entre la sustancia y el sustrato en un medio determinado. Ésta es una cualidad muy importante, ya que se necesita un cierto tiempo en contacto con el microorganismo para inhibirlo o eliminarlo. La clorhexidina se adsorbe sobre la superficie de los tejidos bucales, incluso los dientes, y luego se libera lentamente en forma activa, es decir, como catión (Verdelis, 1999). La sustantividad de la clorhexidina permite su uso como irrigante en la terapia endodóntica o como medicamento intraconducto entre citas para controlar la infección, ya que luego de instrumentar e irrigar los conductos radiculares, presenta un efecto residual sobre la dentina, que depende de la concentración utilizada, donde a una concentración del 0,12% inhibe el crecimiento bacteriano hasta 72 horas después de haber irrigado, mientras que en una concentración del 2% dicha inhibición se prolonga por más de 72 horas (White y col, 1997).

PROPIEDADES

La clorhexidina posee un amplio espectro antibacteriano, siendo activa frente a bacterias Gram (+) y Gram (-), hongos, anaerobios facultativos y aerobios (Bascones y Manso, 1994), y se ha demostrado que el desarrollo de resistencia es muy escaso (AMA Drug Evaluations Annual, 1993). Sin embargo, no tiene actividad frente a esporas, microbacterias ni virus. Se ha demostrado que los microorganismos Gram (+) son más sensibles que los Gram (-) y los estreptococos más que los estafilococos (Bascones y Manso, 1994). En cuanto a la susceptibilidad, los estreptococos mutans, salivarius y coli presentan una alta susceptibilidad, los estreptococos sanguis, susceptibilidad intermedia, y las cadenas de proteus, pseudomonas y klebsiela, baja susceptibilidad (Bascones y Manso, 1994). Las bacterias Gram (+) son inhibidas a concentraciones de 10 microgramos por mililitro o menores, existiendo ciertas diferencias entre las especies, como es el caso del estreptococo sanguis que es menos sensible que el estreptococo mutans. Las bacterias Gram (-) muestran un rango mayor de variabilidad, 50 microgramos por mililitro, aunque algunas cepas, como la especie proteus, tienen una concentración mínima inhibitoria mayor de 100 microgramos por mililitro (Genco, 1993).

Estudios in vitro utilizando clorhexidina como solución irrigante o medicación intraconducto en concentraciones al 0,12% y 1%, demostraron actividad antimicrobiana satisfactoria para ambos métodos clínicos (Leonardo, 1999; Ringel, 1982). Los resultados obtenidos por Leonardo (1999) confirman los resultados obtenidos in vitro por Jeansonne y White (1994), donde se observa una reducción en el número de CFUs para cada grupo de microorganismos analizados al ser irrigados con clorhexidina.

Al evaluar la actividad antibacteriana del hidróxido de calcio, la clorhexidina y el paramonoclorofenol alcanforado como medicamentos intraconducto, la solución de clorhexidina muestra actividad antimicrobiana contra todas las cepas bacterianas comúnmente presentes en infecciones endodónticas (Barbosa y Siqueira, 1997). Posteriormente se demuestra que concentraciones de clorhexidina al 0,12% o en una concentración menor utilizadas como solución irrigante, tiene un efecto bactericida óptimo sobre las bacterias más frecuentemente presente en los conductos radiculares (D'Arcangelo, 1999). Entre los microorganismos que provocan resistencia al tratamiento convencional podemos mencionar al enterococcus faecalis, capaz de resistir el debridamiento mecánico del conducto, por lo que es de difícil eliminación durante el tratamiento endodóntico, pudiendo recolonizar y producir monoinfecciones (Molander y col, 1998). Incluso tiene cierta resistencia al hidróxido de calcio, mayor que otras especies (Byström y col, 1985; Gomes y col, 1996). Sin embargo, este microorganismo es susceptible a la acción de la clorhexidina (Emilson, 1977).

Hay reportes que muestran que permanecían organismos viables dentro de los conductos radiculares irrigados con clorhexidina al 0,12%, lo que sugería la utilización a una mayor concentración (Ringel y cols., 1982; Delaney y cols., 1982). Sin embargo, luego se postula que, in vitro, la clorhexidina al 0,12% en forma de gel resulta ser inhibitoria contra todas las cepas bacterianas anaerobias estrictas y facultativas comúnmente presentes en infecciones endodónticas (Siqueira, 1997).

El gluconato de clorhexidina es un agente antimicrobiano tan efectivo como el hipoclorito de sodio (Vahdaty y cols., 1993; Jeansonne y White, 1994; Yesilsoy y cols., 1995). La utilización de clorhexidina al 2% como solución irrigante está basada en estudios in vitro, donde bajas concentraciones de clorhexidina (0,12% a 0,2%) muestran tener menor efectividad que altas concentraciones de hipoclorito de sodio (Leonardo, 1999) como concentraciones al 2,5% (Basrani, 1998), pero el efecto antimicrobiano de la clorhexidina al 2% es equivalente al logrado con hipoclorito de sodio al 5,25% (White y cols., 1997). Otros autores sostienen que, al comparar el efecto antimicrobiano de varios irrigantes endodónticos sobre microorganismos selectos, si bien la clorhexidina al 2% muestra ser un efectivo irrigante para el uso endodóntico, el hipoclorito de sodio al 5,25% presenta una mayor capacidad antimicrobiana (Ayhan, 1999). Resultados de estudios in vivo confirman la actividad antimicrobiana de la clorhexidina al 2% utilizada como solución irrigadora de conductos radiculares (Leonardo, 1999). Además, a esta concentración, genera una actividad antimicrobiana mayor y de más larga duración que la concentración al 0.12% (White y Janer, 1997).

CITOTOXICIDAD

Se ha descrito, en muy raras ocasiones, cierta sensibilización al fármaco, al igual que efectos colaterales sistémicos por ingestión del compuesto (Case, 1977). Su escasa absorción, por su alto peso molecular, es un factor importante que demuestra su baja toxicidad. Así, en estudios realizados en humanos, luego de una ingesta de 300 mg., los niveles plasmáticos de clorhexidina alcanzaron un peak de 0,206 ug/g 30 minutos después de la ingesta (PDR 1993; Marundale, 1993). Luego, el 90% de lo retenido se expulsa por las heces, y lo que permanece se elimina por la orina.

Al comparar clorhexidina al 2% con hipoclorito de sodio 5,25% como irrigantes in vitro, la clorhexidina muestra ser tan efectiva como el hipoclorito de sodio y posee relativa carencia de toxicidad (Lee, 1990; Jeansonne y White, 1994; Kurkuvilla, 1998), pudiendo existir una irritación tisular moderada (Bittecorut, 1997 citado por Basrani, 1998). Estudios in vivo sugieren que el uso de clorhexidina al 2% para la irrigación subgingival no es tóxico para el tejido periodontal, lo que justifica su uso como irrigante del sistemas de conductos radiculares en términos de biocompatibilidad (Leonardo, 1999; Southard, 1989). Además reduce la reacción inflamatoria del periodonto al ser utilizada como medicamento intraconducto para el tratamiento de lesiones inflamatorias en el espacio periodontal, donde tanto la reacción inflamatoria marginal como periapical fueron más frecuentes en dientes infectados que en dientes acondicionados con clorhexidina (Lindskog y Blomlöf, 1998).

Aunque las preparaciones de clorhexidina 2% no han sido tan usadas como los colutorios orales disponibles para la irrigación subgingival, al no tener efectos adversos, no los deberíamos esperar al ser utilizada como irrigante endodóntico (White y Janer, 1997).

Por lo expuesto anteriormente, existe una gran controversia en relación a la actividad antibacteriana de la clorhexidina y del hipoclorito de sodio. Mientras unos afirman la superioridad del hipoclorito (Ringel y cols, 1982), otros sostienen que la clorhexidina es más efectiva antimicrobianamente (Kuruvilla, 1998).

Hay estudios in vivo que promueven el uso alternado de hipoclorito de sodio al 2,5% y gluconato de clorhexidina al 0,2%, lo que produce una mayor reducción de la flora microbiana (84,6%) en relación al uso individual de cada uno de ellos (59,4% y 70% respectivamente) (Kuruvilla y col., 1998). Esta acción combinada puede lograr una acción antimicrobiana aditiva (no mejor estadísticamente que el uso de clorhexidina sola), un mayor poder de disolución de los tejidos que el obtenido con el uso solo de clorhexidina, y una solución menos tóxica que el hipoclorito solo. Esto puede ser debido a que la clorhexidina es una base capaz de formar sales con ácidos orgánicos, y el hipoclorito de sodio es un agente oxidante capaz de oxidar la parte gluconato de la clorhexidina para generar ácidos. Los grupos cloro se agregan sobre el componente guanidina de la molécula de clorhexidina, con lo cual se forma "clorhidrato de clorhexidina". Esto aumenta la capacidad de ionizar de la molécula de clorhexidina y la solución se hace más alcalina.

Otros autores postulan la combinación de clorhexidina con agua oxigenada, ya que sería más efectivo que el uso individual de la clorhexidina. La clorhexidina es más efectiva en la superficie, mientras que el agua oxigenada, por poseer un menor peso molecular y una gran capacidad de penetración, actúa en profundidad sobre la capa de barro dentinario, permitiendo la penetración de la clorhexidina dentro de túbulos dentinarios (Heling y Chandler, 1998).

Basados en la evidencia actual, los efectos mecánicos de la instrumentación, complementados con la actividad antimicrobiana sustantiva de la clorhexidina, son probablemente tan efectivos como la instrumentación con hipoclorito, con la gran ventaja de no sufrir los inconvenientes de esta solución y de poseer un mejor efecto residual. Las excelentes propiedades antimicrobianas de la clorhexidina y su baja toxicidad la hacen ser indicada como irrigante en pacientes alérgicos al hipoclorito de sodio (D'Arcangelo, 1999), e igualmente puede ser utilizada en dientes con ápices abiertos, inmaduros o con perforaciones (Medina, 1997). Se requieren más estudios para evaluar ambos irrigantes, pero en relación a este punto, el gluconato de clorhexidina parece ser una excelente alternativa al hipoclorito de sodio (White-Janer, 1997) y podría utilizarse en el tratamiento endodóntico (Ayhan, 1999).

El propósito de este seminario de tesis fue comparar la eficacia antibacteriana de dos soluciones irrigantes, el hipoclorito de sodio y el gluconato de clorhexidina, ambos al 5%, sobre microorganismos anaerobios presentes en conductos radiculares infectados a través de un recuento posterior de CFUs.

HIPOTESIS

El efecto antimicrobiano del gluconato de clorhexidina al 5% es mejor o al menos similar que el hipoclorito de sodio al 5% como agentes irrigantes de conductos radiculares sépticos.

OBJETIVOS

Objetivo general:

Comparar, in vivo, el efecto antimicrobiano del gluconato de clorhexidina al 5% con el hipoclorito de sodio al 5% como agentes irrigantes en conductos radiculares sépticos.

Objetivos específicos:

- Determinar la efectividad antimicrobiana de la clorhexidina al 5% contra la flora anaerobia.
- Verificar el efecto antimicrobiano del hipoclorito de sodio al 5% sobre microorganismos anaerobios.

MATERIALES Y MÉTODOS

La **muestra** se obtuvo de pacientes del Hospital Dr. Gustavo Fricke del Servicio de Salud Viña del Mar Quillota ingresados en el servicio de endodoncia. De éstos, se seleccionaron todos los pacientes que requerían tratamiento, en un período comprendido entre el 17 de junio y 26 de agosto del 2002, en dientes anterosuperiores con diagnóstico de necrosis pulpar séptica. El ingreso de los pacientes fue realizado en el S.O.M.E. (*) por cirujano-dentistas encargados de realizar los tratamientos endodónticos en dicho hospital, quienes, luego de determinar el diagnóstico, los derivaron al estudio. De un total de 78 pacientes derivados, 56 fueron inscritos, de los que se obtuvieron 69 dientes. Para ello se confeccionó una ficha clínica que incluía el consentimiento informado, que el paciente debía firmar antes de iniciar el tratamiento (anexo 1). Las muestras fueron divididas en tres grupos, uno de los cuales fue irrigado con clorhexidina al 5%, otro con hipoclorito al 5% y un tercer grupo con suero fisiológico, considerado este último como grupo control. La elección de la solución irrigadora fue totalmente al azar, donde el primer paciente recibió el irrigante 1 y así sucesivamente hasta completar los tres irrigantes, a fin de contar con tres grupos de igual número de muestras (diagrama 1).

El **tipo de muestreo** que se realizó fue no probabilístico, y el **tipo de estudio** se refiere a un ensayo clínico aleatorio doble ciego. Las variables que se manejaron fueron dos:

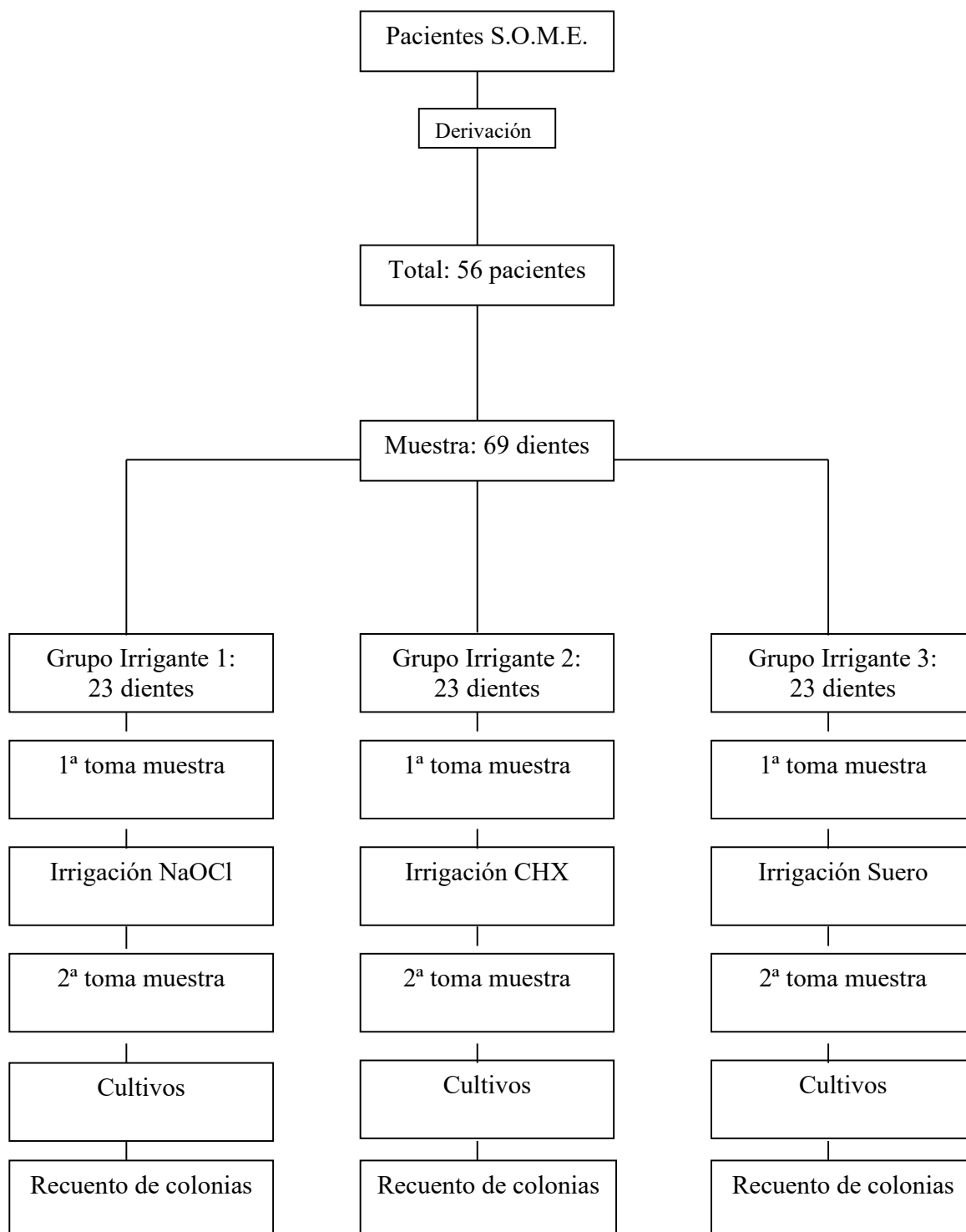
- Dependiente, en relación con el número de colonias formadas.
- Independiente, en cuanto al tipo de solución utilizada.

Este seminario fue realizado por dos integrantes. El primero estuvo a cargo el llenado de las jeringas de irrigación y las de medio de cultivo, su rotulación y el recuento de unidades formadoras de colonias, y el segundo, encargado a cargo de la parte clínica, toma de muestras y sembrado, a fin de mantener el doble ciego del estudio. Con este mismo objetivo, el rotulado de las jeringas de irrigación solo era conocido por el primer integrante, y como era éste mismo quien hacía el recuento de colonias, las placas de petri rotuladas por el segundo integrante fueron, de la misma forma, rotuladas con claves que solo éste conocía. Una vez realizado el recuento, se revelaban las soluciones utilizadas.

El protocolo del estudio lo podemos dividir en 3 etapas: una primera etapa preclínica, donde se cargaban las soluciones, una segunda fase clínica, donde se tomaban las muestras y se realizaba la siembra y cultivo, y una última etapa de laboratorio, donde se realizó el recuento de colonias.

(*) S.O.M.E.: Servicio de Orientación Médico Estadística

Diagrama 1: Esquema que ilustra la selección de los dientes y su división por grupos.



1. ETAPA PRECLÍNICA

Los medios de cultivo para la toma de muestra y sembrado fueron preparados en el Departamento de Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Valparaíso. Para la realización de esta etapa se requirió de lo siguiente:

- a) Tubos de ensayo de 15 ml. con tapa rosca estéril que contenían 10 ml. de medio de cultivo, tioglicolato líquido USP/EP (Becton Dickinson and Company, Cockeysville, MD, USA) enriquecido con Hemina (Calbiochem, Laboratorio Biosciences Inc., Germany) y Menadiona (Vitamina K, Konadion MM, 10 mg., Laboratorio F. Hoffmann-La Roche, Productos Roche, Santiago, Chile).
- b) Jeringas de 1 ml con aguja 25 G5/8 desechables (Becton-Dickinson, Industrias Quirúrgicas Ltda..) que transportaban el medio de cultivo.
- c) Tubos de ensayo de 15 ml vacíos y esterilizados, con un tapón de algodón cardé para evitar abrir continuamente los frascos que contenían los irrigantes, evitando al máximo la contaminación. Las soluciones irrigadoras que se utilizaron fueron:
 - Clorhexidina al 5%, contenido como principio activo en Oralgene Pro (clorhexidina digluconato al 5% diluida en agua destilada) del Laboratorio Maver Ltda, Santiago, Chile.
 - Hipoclorito de sodio al 5%, contenido como principio activo de Clorox Tradicional (5% de cloro activo como hipoclorito de sodio en 95% de agua filtrada) de CLOROX Chile, S.A.
 - Suero fisiológico, que corresponde a cloruro de sodio fisiológico isotónico al 0.9%, elaborado por el Laboratorio Sanderson S.A., Santiago, Chile.
- d) Jeringas de 3 ml con aguja 21 G11/2 desechables (Plastipak, Becton-Dickinson, Industrias Quirúrgicas Ltda..) para el transporte de la solución irrigadora.
- e) Placas Petri, de una dimensión de 80x15 mm, que contenían 10 cc de medio de cultivo para anaerobios, donde se realizaba la siembra del caldo de cultivo recogido durante la toma de muestra. El medio de cultivo utilizado corresponde a un agar anaerobio (Becton-Dickinson and Company, Cockeysville, MD, USA.) enriquecido con sangre de cordero al 5% (adquirido en el Instituto de Salud Pública, Santiago, Chile), Menadiona (Vitamina K, Konadion MM, 10 mg., Laboratorio F. Hoffmann-La Roche, Productos Roche, Santiago, Chile) y Hemina (Calbiochem, Laboratorio Biosciences Inc., Germany).

El cargado de las jeringas, tanto del medio de cultivo como de los irrigantes, se realizó en el Departamento de Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Valparaíso. Esto fue realizado en un ambiente estéril otorgado por dos mecheros industriales para evitar la contaminación de las soluciones. Las jeringas con las que se efectuaron las tomas de muestra se cargaron con 0.1 ml de medio de cultivo (tioglicolato enriquecido), y luego de eliminar las burbujas de aire que pudieron haber entrado, se sellaron herméticamente con una tapa de goma estéril. Éstas se rotularon con números, según el número del paciente, y con tapones de goma de distinto color, rojo y gris, para diferenciar el antes y después de la irrigación respectivamente. (foto nº1 y 3).

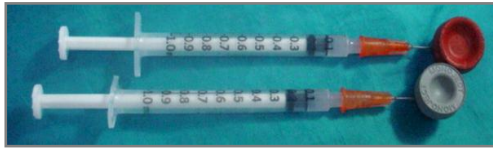


Foto n°1. Jeringas con medio de cultivo.



Foto n°2. Jeringas con irrigante.

Para el llenado de las jeringas de irrigación, se aspiraron 3 ml de solución y se taparon con una goma estéril hasta el momento de su utilización (foto n°2 y 4). La cantidad de solución fue determinada en 3 ml ya que esto es, en promedio, lo que se utiliza durante la PBM para irrigar dientes unirradicados. Las jeringas fueron rotuladas con claves (1,2,3), según el irrigante contenido en ellas. Al finalizar, se colocaron las jeringas de cultivo e irrigación junto a las placas petri en una caja de plumavit para ser transportadas en un ambiente adecuado al Departamento de Endodoncia del Hospital Dr. Gustavo Fricke.



Foto n°3: Aspiración del medio de cultivo.



Foto n°4: Aspiración de irrigante.



Foto n°5: Aspecto final.

2. ETAPA CLÍNICA

Esta etapa fue realizada en el Servicio de Endodoncia del Hospital Dr. Gustavo Fricke de Viña del Mar. Como marcha blanca se consideraron los primeros cinco pacientes y se realizaron en ellos todas las etapas a fin de evaluar el proyecto. Dichos pacientes no fueron considerados para el análisis estadístico del estudio.

Luego de observar cuidadosamente la radiografía de estudio, se eliminó totalmente la caries del diente a tratar, para luego hacer la apertura endodóntica. En una primera fase se efectuó la apertura coronaria, ya que, aunque los dientes presentaban una extensa caries, el acceso por esta vía no permitía un adecuado acceso radicular. Esto se realizó con piedras redondas de diamante estériles de alta velocidad (ISO 0.14) tras lo cual se realizó el aislamiento absoluto y desinfección del campo operatorio con lugol (iodoetanol al 0.3%) (foto n°6). Posteriormente, con fresas redondas de carbide estériles de baja velocidad (ISO 0.14) se realizó la apertura cameral. Una vez concluida la apertura, se exploró el conducto con un escariador estéril n°15 (Maillefer, Dentsply) llegando a 1 mm de la longitud de estudio, con movimientos de intrusión y tracción, y en tres oportunidades alrededor del conducto en sentido horario (foto n°7).



Foto n°6. Aislamiento absoluto.



Foto n°7. Permeabilización.

1ª toma de muestra:

Con el objeto de hacer un recuento inicial de las colonias presentes en el conducto radicular antes de la utilización de algún irrigante, se tomó la primera muestra. Para ello se utilizó una jeringa de 1 ml que contenía 0.1 ml de medio de cultivo (tioglicolato líquido enriquecido), rotulada según el número de paciente y el momento de la toma de muestra. Próximo al campo operatorio se retiró la tapa de goma de la jeringa y se llevó al conducto. Se introdujo suavemente la aguja cuidando no dejarla trabada, de manera de permitir el flujo retrógrado y prevenir el paso de solución hacia la zona periapical (foto n°8). Luego de ingresado, se mantuvo el medio de cultivo y la aguja dentro del conducto por 2 minutos para evitar la entrada de aire y permitir que el caldo actúe como transporte bacteriano. Transcurrido este período de tiempo, se aspiró la mayor cantidad de solución (foto n°9), se eliminaron las burbujas de aire que pudieron haber ingresado y se selló la entrada de la aguja con una goma roja estéril que indicaba ser la muestra previa a irrigar. La jeringa se rotuló según el número de paciente y según la clave anotada en la solución irrigadora a utilizar.



Foto n°8. Introducción del medio de cultivo en el conducto.



Foto n°9. Aspiración del contenido en el conducto.

Irrigación:

Una vez tomada la primera muestra, se realizó la irrigación del conducto. La totalidad del irrigante, contenida en jeringas de 3 ml, se llevó lentamente al conducto, en alrededor de un minuto (foto n°10). Luego se dejó actuar otro minuto, considerando que este es el tiempo efectivo en que el irrigante está en el conducto sin interferencia del instrumento, durante la preparación biomecánica, y para permitir su acción bactericida. Luego de retirada y desechada la jeringa, se realizó el secado de la cámara y el conducto con motas de algodón y conos de papel n°25 estériles (Coltène/Whaladent inc).



Foto n°10. Irrigación del conducto.

2ª toma de muestra:

Luego de constatar el secado del conducto, se escogió una jeringa de 1 ml que, al igual que la anterior, contenía 0.1 ml de medio de cultivo. Se procedió de la misma forma que en la primera toma de muestra, se eliminó el aire que pudo haber ingresado, se selló con otra goma gris estéril y se rotuló según el número de paciente y según la clave de la solución irrigadora utilizada. Para finalizar, se irrigó el conducto con 3 ml de suero fisiológico para eliminar el excedente del medio de cultivo, se secó con motas de algodón y conos de papel estériles (foto n°11 y 12), y se selló con cemento temporal (Coltosol, Coltène) para posteriormente continuar el tratamiento.



Foto n°11. Secado de cámara pulpar.



Foto n°12. Secado de conductos radiculares.

Siembra y Cultivo:

El sembrado de las muestras fue realizado en el Laboratorio Clínico del Hospital Dr. Gustavo Fricke en un ambiente de esterilidad otorgado por dos mecheros industriales ubicados a cada lado de la zona de trabajo. Antes de la siembra, las placas de petri fueron rotuladas con números según el número del paciente, con letras A o B según fuera la muestra antes o después de irrigar, y con claves que correspondían a la solución utilizada. Para ello se utilizó un asa de platino calibrada de 1 en 1.000 (pharma latina) que recogía una muestra exacta de 10 microlitros. Primero se flameaba el asa en el mechero y se enfriaba en la parte interna de la placa de petri. Se retiraba el tapón de goma junto con la aguja y se tomaba una muestra del caldo de cultivo que portaba microorganismos (Foto n°13). Se entreabría la cápsula de petri, se depositaba la muestra en una esquina del agar y, para sembrar, se estriaba según las técnicas convencionales (foto n°14). Luego de sembrada la muestra, la placa petri se volvía a cerrar y se introducía en la jarra de anaerobiosis. Una vez colocadas las placas en la jarra (Foto n°15) se creó un medio libre de oxígeno colocando un reactivo (Anaerocult A, laboratorio Merck, Alemania) que produce esta condición. Este reactivo se humectó con 35 ml de agua, que debían ser aplicados en 15 a 20 segundos uniformemente sobre su superficie para ser activado, y se colocó inmediatamente dentro de la jarra con la zona permeable dirigida hacia las placas. Para detectar el ambiente anaerobio generado, se introdujo un indicador de anaerobiosis (Anaerotest, laboratorio Merck), activado con una gota de agua. De inmediato se cerró herméticamente la jarra de anaerobiosis y se llevó al Departamento de Microbiología de la Escuela de Medicina de la Universidad de

Valparaíso, donde permanecía en la cámara de cultivo (Foto n°16) a una temperatura controlada de 37°C por 4 días a fin de permitir el desarrollo de anaerobios.



Foto n°13. Retiro de muestra.



Foto n°14. Siembra.

3. ETAPA DE LABORATORIO

Recuento de colonias:

Transcurridos 4 días en la cámara de cultivo, las jarras fueron abiertas. Se sacaron las placas y se realizó el recuento de colonias en la unidad contadora de colonias de Quebec (Foto n°17 y 18) en el laboratorio del departamento de Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Valparaíso. Este recuento fue realizado a simple vista, considerando solo la última dilución (foto 19 y 20). Los datos obtenidos del recuento de colonias fueron registrados para, al concluir la recolección de datos, realizar el análisis estadístico.

ANALISIS DE LOS DATOS

Los datos se tabularon y analizaron mediante el programa estadístico SPSS/PC 10.0. Se hicieron tablas de estadística descriptiva y los grupos antes y después se compararon mediante el análisis de la variancia (ANOVA). Se escogió éste por ser un test estadístico que permite comparar mas de dos grupos simultáneamente, cuyos datos correspondan a variables cuantitativas y siguen una distribución normal. Así es posible determinar si existe, al menos, dos medias que difieran en forma significativa de otra, sin determinar cual es diferente. Las comparaciones individuales dentro de cada grupo se efectuaron mediante el test de Student-Newman-Keuls, test de tipo paramétrico, al igual que el test de ANOVA, que permite hacer comparaciones una vez detectada alguna diferencia significativa en el test de ANOVA. Finalmente, se calculó el valor eta para determinar el porcentaje que explicaba la varianza. Para la realización de estos análisis, se fijó un nivel de significancia en 0.05.



Foto nº15. Jarras de anaerobiosis.



Foto nº16. Cámara de cultivo.



Foto nº17. Sala con unidad contadora de colonias.



Foto nº18. Unidad contadora de colonias de Quebec con placa petri.



Foto nº19. Visión de placa con colonias (1).

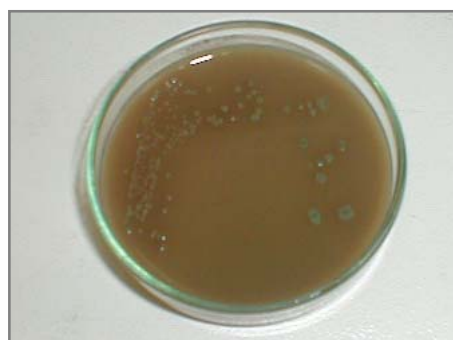


Foto nº20. Visión de placa con colonias (2).

RESULTADOS

Para comenzar, se realizó una estadística descriptiva de los datos obtenidos, cuyos resultados se observan en la tabla n°1.

	<i>N</i> ^o	Rango	Mínimo	Máximo	Media	Desviación Estándar
+ NAOCL A	23	271,00	3,00	274,00	84,0870	79,6132
* NAOCL B	23	105,00	,00	105,00	7,6522	21,9350
+ CHX A	23	194,00	2,00	196,00	62,1739	57,1081
* CHX B	23	32,00	,00	32,00	1,7826	6,6603
+ Suero A	23	346,00	2,00	348,00	115,3043	114,5539
* Suero B	23	310,00	,00	310,00	54,0870	86,4139
Valid N (listwise)	23					

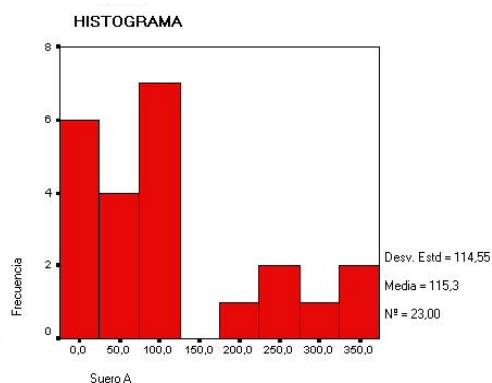
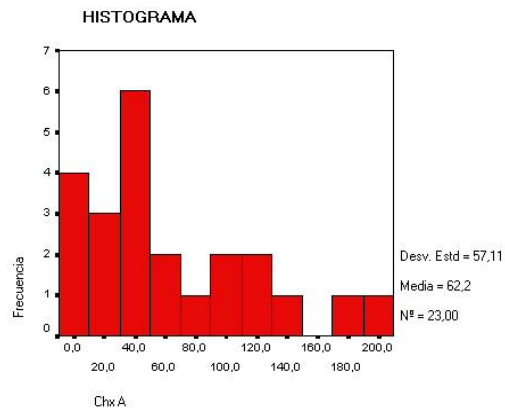
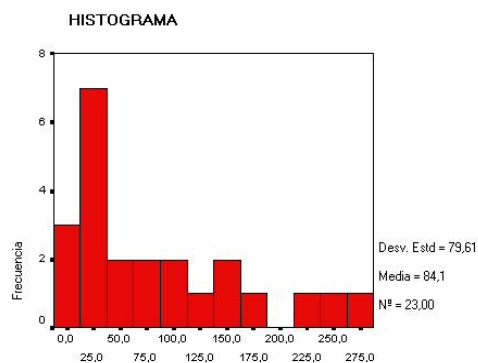
+: no existe diferencia significativa ($p > 0.05$)

Tabla I: Estadística descriptiva.

*: existe diferencia significativa ($p < 0.05$)

ANTES DE IRRIGAR

A los registros de las muestras obtenidas de los recuentos de unidades formadoras de colonias presentes en los cultivos previos a la irrigación, se les aplicó un test para determinar la distribución de la frecuencia, de lo cual se obtuvo un histograma de cada grupo de estudio (gráficos n°1, 2,3).



Gráficos n°1-2-3: Histograma del hipoclorito de sodio, clorhexidina y suero fisiológico respectivamente.

Al comparar las medidas registradas de los tres grupos de estudio, podemos observar que el suero presentó un mayor valor medio, de 115,30 UCFs, con una desviación estándar (DE) de 114,55. Luego, el grupo de hipoclorito de sodio presentó una media de 84,08 UCFs, con una desviación estándar de 79,61, y finalmente en la clorhexidina se encontró una media de 62,17 UCFs, con una desviación estandar de 57,10.

Al analizar los datos mediante el test de Anova se obtuvo que no existían diferencias significativas entre cada uno de los grupos antes de irrigar ($p > 0.05$), corroborándose así la hipótesis nula (gráfico n°3).

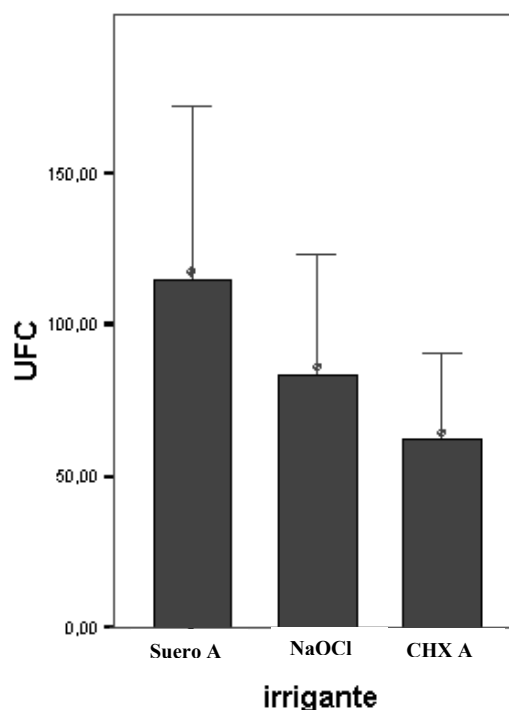
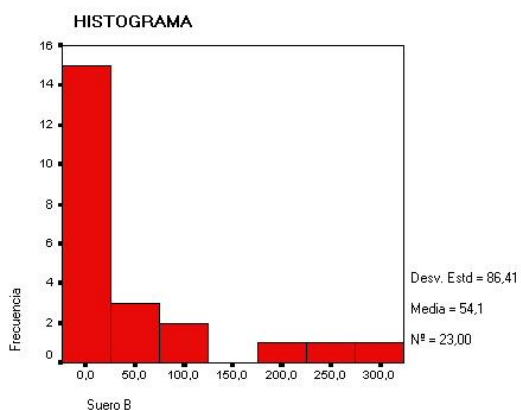
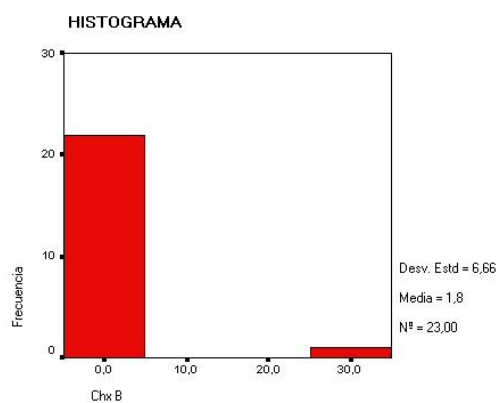
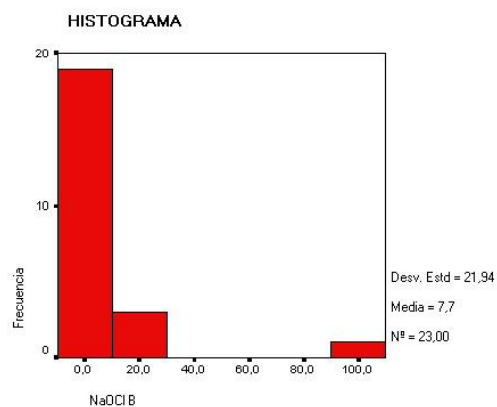


Gráfico n°4: Número de UCFs antes de irrigar.

DESPUES DE IRRIGAR

A los registros de las muestras obtenidas de los recuentos de unidades formadoras de colonias presentes en los cultivos posteriores a la irrigación del conducto, se les aplicó un test para determinar la distribución de la frecuencia, de lo que se obtuvo un histograma de cada grupo de estudio (gráficos n°5,6,7).



Gráficos n°5-6-7: Histograma del hipoclorito de sodio, clorhexidina y suero fisiológico respectivamente.

Los resultados del análisis de los distintos grupos de estudio revelan un mayor valor medio para el suero, de 54,08 UCFs, el que presenta una desviación estándar (DE) de 86,41. Le siguió el grupo hipoclorito de sodio, con una media de 7,65 UCFs, y una desviación estándar de 21,93. Por último, la clorhexidina presentó una media de 1,78 UCFs, con una desviación estándar de 6,66.

A estos resultados se les aplicó el test de Anova, que determinó que las medias de los grupos eran significativamente diferentes ($p < 0.05$) (gráficos n°8,9).

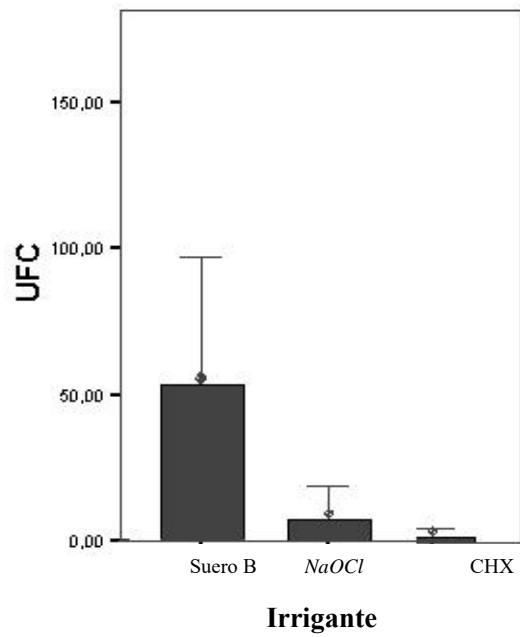


Gráfico n°8: Número de UFCs después de irrigar.

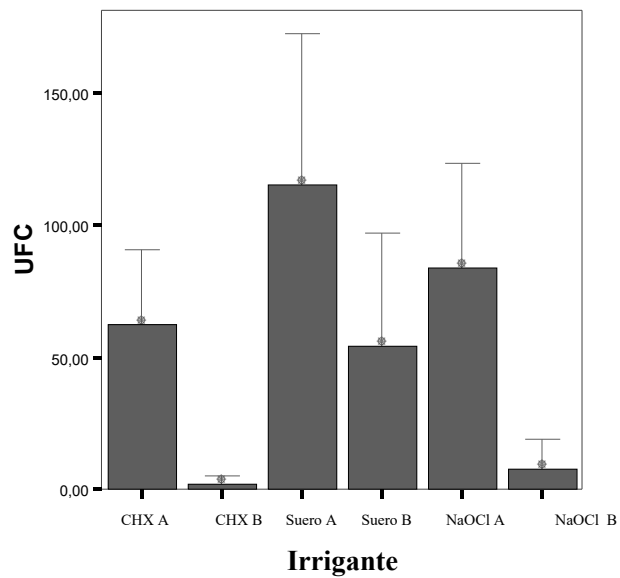


Gráfico n°9: Número de UFCs antes y después de irrigar.

Al aplicar el test de Newman-Keuls se obtuvo que los grupos no variaban entre sus valores medios antes de aplicar los distintos irrigantes ($p > 0.05$), pero luego de la irrigación, todos los grupos mostraron una disminución en el promedio de UFCs. Se encontró que el grupo suero variaba de manera significativa comparado con los grupos hipoclorito de sodio y clorhexidina ($p < 0.05$). Sin embargo, estos dos últimos grupos no presentaron una diferencia estadísticamente significativa entre sí ($p > 0.05$) (Tabla II).

Comparación	Diferencia de la media	Primera media	Segunda media	Error estandar	Observado de Q	Rango	Valor crítico de Q	Inferencia
H2O b vs CHX b	52.304,35	54.086,96	1,78	10.762.833	4.86	3	4.272	Hipótesis nula rechazada: $P \leq 0.01$
H2O b vs NaOCl b	46.434,78	54.086,96	7,65	10.762.833	4.314	2	3.754	Hipótesis nula rechazada: $P \leq 0.01$
NaOCl b vs CHX b	5.869,57	7.652,17	1,78	10.762.833	0.545	2	2.827	No se rechazó hipótesis nula: $P > 0.05$

Tabla II: Test de Neuwman-Keuls.

Al realizar el análisis de la varianza, contenida en la tabla 3, se obtuvo que las discrepancias entre los grupos fue significativa, con una probabilidad de que el 0.001 de los resultados del estudio se podrían deber al azar.

Origen de la variación	Suma de los cuadrados	Grado de libertad	Media de cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre los grupos	37.768,96	2	18.884		0,001	
Dentro de los grupos	175.842,46	66	2.664			
TOTAL	213.611,91	68		7,088		3,13

Tabla III: Análisis de la varianza

De este mismo análisis se obtuvieron los datos para calcular el valor eta (η) que se refiere al porcentaje que explica la varianza de la variable dependiente. En este caso, correspondió a un 82%, donde las diferencias que se producen se deben en un 82% por el hecho de irrigar, y en un 18% por el tipo de solución irrigadora utilizada.

$$n = \frac{1 - (\text{variación entre los grupos})}{\text{variación total}}$$

$$n = \frac{1 - (37.768,96)}{213.611,91} = 0,82\%$$

El detalle de los datos y del análisis estadístico se encuentra en el anexo 2.

DISCUSIÓN

Durante muchos años se ha conocido la estrecha relación que debe existir entre la preparación biomecánica y la irrigación (Abbott y col, 1991; Burns y col, 1993). Uno de los principales fracasos de los tratamientos endodónticos corresponde a la reinfección del conducto radicular, por lo que la erradicación microbiana es fundamental (Sundqvist, 1998). Durante el tratamiento endodóntico, las prolongaciones protoplasmáticas del odontoblasto quedan retenidas al interior de los túbulos dentinarios, las que luego se necrosan y pueden constituir una fuente de nutrientes para las bacterias alojadas en ellos (Buck y col, 1999). Los instrumentos no son capaces de llegar a todo el sistema de conductos, por lo que la acción de los irrigantes es de vital importancia para asegurar el éxito del tratamiento (Weine, 1997). Los irrigantes, idealmente, deben destruir los microorganismos y neutralizar sus productos tóxicos sin dañar los tejidos del huésped. Así, la concentración ideal debería poseer baja toxicidad y una amplia acción antibacteriana (Kuravilla, 1998).

Este seminario de tesis comparó, in vivo, la eficacia antibacteriana del hipoclorito de sodio al 5% y del gluconato de clorhexidina al 5%. Los resultados de este estudio indicaron que hubo una reducción significativa en relación con el número de unidades formadoras de colonias similar para ambos irrigantes al ser comparados con el grupo control ($p < 0.05$), y aunque la clorhexidina redujo un mayor número de colonias que el hipoclorito de sodio, esta diferencia no fue estadísticamente significativa ($p > 0.05$). La magnitud del estudio fue de un 82%, donde las diferencias entre los grupos dependen, en un 82%, del simple hecho de irrigar el conducto, y en un 18% del tipo de solución irrigadora utilizada. La disminución de colonias encontrada en el grupo control no se debe a una posible acción antibacteriana del suero, que desde luego no posee, sino más bien a la acción de arrastre mecánico que presentan todos los irrigantes. De los resultados antes mencionados podemos concluir que el gluconato de clorhexidina al 5% es tan efectivo antibacterianamente como el hipoclorito de sodio al 5% al ser utilizados como soluciones irrigantes en endodoncia. Por tratarse esta investigación de un muestreo no probabilístico, los resultados obtenidos tienen relevancia en sí mismos y no pueden ser extrapolados al universo.

Los resultados obtenidos en este estudio son similares a los reportados por otros investigadores. En un estudio in vitro donde se comparó, según CFUs, la eficacia antibacteriana de la clorhexidina al 2% y del hipoclorito de sodio al 5,25% como irrigantes endodónticos, la clorhexidina eliminó mayor cantidad de colonias bacterianas que el hipoclorito, pero estas diferencias no fueron estadísticamente significativas, por lo que se concluyó que la clorhexidina al 2% era tan efectiva como el hipoclorito de sodio al 5.25% (Jeansonne y White, 1994). Años más tarde, se demostró, en estudios in vitro, que bajas concentraciones de clorhexidina (0.12 o 0.2%) presentaban una menor efectividad que el hipoclorito de sodio a altas concentraciones (Leonardo, 1999), pero soluciones de clorhexidina al 0.2% presentaba efecto similar al hipoclorito al 1% (Heling y col, 1998), y soluciones al 2% mostraron un efecto similar al hipoclorito de sodio al 5.25% (White y col, 1997). En contraste con lo antes mencionado, en un estudio in vitro donde se midió el promedio de diámetro de la zona inhibitoria de crecimiento en

distintos cultivos irrigados con diferentes soluciones, se concluyó que el irrigante con mayor efecto bactericida fue el NaOCl al 4% seguido de NaOCl al 2,5%. La clorhexidina al 2% ocupó el tercer lugar y la clorhexidina al 0,2%, EDTA, ácido cítrico y NaOCl al 0,5% fueron los menos efectivos (Ohara et al., 1993).

Existe una gran controversia en relación al uso de clorhexidina e hipoclorito de sodio como irrigantes en endodoncia. Mientras unos recomiendan fuertemente el uso del hipoclorito debido al debridamiento mecánico del sistema del conductos radiculares, su acción disolvente del tejido pulpar y sus propiedades antimicrobianas (Ohara et al., 1993; Siquiera et al., 1998), otros apoyan la clorhexidina, debido a sus propiedades antimicrobianas, amplio espectro de acción, efecto residual prolongado y ausencia de toxicidad (Medina, 1997; Kuravilla, 1998; Siquierira y col., 2000). Si bien el hipoclorito de sodio ha sido utilizado durante mucho tiempo como solución irrigadora de elección en los tratamientos endodónticos por sus excelentes propiedades, aún presenta inconvenientes como hipersensibilidad en algunos pacientes, elevada toxicidad, mal olor y produce corrosión en los instrumentos y decoloración de la ropa.

La toxicidad es un factor muy importante al momento de elegir la solución irrigadora. Al respecto, hay reportes que indican que el hipoclorito de sodio al 5.25% no es más tóxico que soluciones menos concentradas del mismo o que soluciones de clorhexidina (Yesilosoy, 1995), pero años más tarde se demostró que el hipoclorito de sodio al 2.25% es altamente tóxico, y concentraciones al 0.1% moderadamente tóxicas (Koulaouzidou, 1999). Por el contrario, la clorhexidina presenta una baja toxicidad por su baja o nula permeabilidad (Bascones, 1991), por lo que se considera una solución muy biocompatible (Leonardo, 1999). Al comparar ambas soluciones, ambas tienen efecto antibacteriano similar pero la clorhexidina presenta una notable menor toxicidad (Jeansonne y White, 1994).

Otro factor importante a considerar es el pH de las soluciones. El hipoclorito de sodio tiene un pH alcalino de 11 a 11.5, lo que si bien neutraliza la acidez del medio creando un medio inadecuado para el desarrollo bacteriano, hay autores que consideran que le adiciona toxicidad a la solución (Cohen y Burns, 1998). Sin embargo, al reducir el pH mezclando el hipoclorito con ácido bórico o bicarbonato de sodio, se hace más inestable y disminuye su vida útil. En cambio, la clorhexidina, por su pH fisiológico de 7.4, lo hace ser una solución muy biocompatible (Leonardo, 1999).

El hipoclorito de sodio ha demostrado ser un agente antibacteriano muy eficaz, ya que es capaz de eliminar todos los microorganismos presentes en los conductos radiculares infectados (Cohen y Burns, 1998). Cabe mencionar que el contacto del contenido orgánico con la solución de hipoclorito de sodio disminuye su actividad antibacteriana por el consumo del cloro disponible, lo que puede ser suplido por el aumento del volumen y la frecuencia (Ayhan, 1999; Siquiera, 2000). En relación con la concentración ideal, se han realizado muchas investigaciones. Hay estudios clínicos que muestran no encontrar diferencias significativas en la actividad antibacteriana de concentraciones entre 0.5 y 5% (Byström y col., 1985), mientras otros afirman que el efecto antibacteriano del hipoclorito de sodio depende de su concentración (Siquiera, 2000). Algunos estudios han reportado que la eficacia antibacteriana del hipoclorito de sodio disminuye significativamente al ser diluido (Siquiera, 1998; Yesilosoy, 1995), y aseguran que a medida que aumenta la concentración, aumenta la reducción quimiomecánica de las bacterias en

el conducto radicular (Siquiera y col, 2000). Sin embargo, los efectos de la reducción bacteriana puede ser compensada al utilizar diferentes concentraciones (1, 2.5 y 5.25%) mediante variaciones en volumen y frecuencia de irrigación (Siquiera y col, 1998).

La clorhexidina muestra tener actividad antibacteriana contra todas la cepas comúnmente presentes en infecciones endodónticas (Barbosa y Siqueira, 1997). A bajas concentraciones, presenta un efecto bacteriostático reversible, pero al aumentar su concentración se hace bactericida, proceso ya irreversible (Jones, 1997). Algunos autores afirman que soluciones al 0.12% no son efectivas porque permanecen organismos viables al interior de los conductos radiculares (Ringel y col, 1982; Delaney y col, 1982), mientras que otros afirman que concentraciones al 0,12 y 1% presentan una actividad antibacteriana adecuada al ser utilizados, in vitro, como irrigantes endodónticos (Leonardo, 1999) e incluso a concentraciones menores (D'Arcángelo, 1999). Hay muchos estudios in vitro que demuestran que al ser utilizada como irrigante endodóntico al 2% tiene una gran actividad antibacteriana y residual (sustantividad), incluso 72 horas después de la instrumentación (Hays y col, 1996; White y col., 1997; Verdelis, 1999; Komorowsky, 2000), resultados que fueron corroborados in vivo (Leonardo, 1999). Esta sustentividad permite la utilización de esta solución como irrigante o como medicación entre sesiones para controlar la infección del conducto radicular en tratamiento, lo que varía según su concentración, donde al 2% la inhibición es significativamente mayor que al 0.12% (White y col, 1997). En relación al uso como medicación entre sesiones, toma gran importancia la clorhexidina, ya que si a un conducto no se le aplica un relleno temporal con acción antibacteriana entre sesiones, las bacterias pueden multiplicarse y alcanzar casi la misma cifra que al comienzo del tratamiento (Byström y col, 1985). También se ha demostrado, in vivo, la capacidad antimicrobiana de la clorhexidina al 2% como irrigante endodóntico en dientes con necrosis pulpar con o sin lesión periapical, propiedad mantenida en el tiempo por más de 48 horas (Leonardo y col, 1999). Otros reportes in vivo indican que la clorhexidina al 1% tiene un efecto terapéutico en reabsorciones inflamatorias (Lindskog y Blomlóf, 1998), lo que da otra ventaja a la clorhexidina para su elección

Hay estudios in vivo que recomiendan el uso alternado de hipoclorito de sodio al 2.5% y clorhexidina al 0.2%, ya que produce una mayor reducción de flora microbiana (84%) que con su uso individual (59.4% y 70% respectivamente), una mayor disolución de tejidos y una solución menos tóxica (Kuruvilla y col, 1998).

Si la actividad antimicrobiana fuera el requisito primordial que debiera cumplir un irrigante endodóntico, sin duda la clorhexidina sería la solución ideal. Esto debido a que su acción antibacteriana es tan efectiva como el hipoclorito de sodio y es relativamente inocua. Cabe destacar que hay microorganismos, como por ejemplo *e. faecalis*, capaces de resistir el debridamiento mecánico del conducto y la acción irrigantes e incluso de algunos medicamentos, por lo que es difícil eliminarlo durante el tratamiento endodóntico, pudiendo recolonizar y producir monoinfecciones. Sin embargo, este microorganismo es susceptible a la acción del gluconato de clorhexidina (Emilson, 1977; Molander y col, 1998). Por otro lado presenta sustentividad, propiedad que aún no ha sido ampliamente investigada. Sin embargo, el hipoclorito presenta otras características que la clorhexidina no posee, como ser capaz de disolver tejido pulpar necrótico reaccionando con restos orgánicos, facilitando así la limpieza del conducto (Byström y cols., 1985; Cohen S, 1998). Esta propiedad de disolución de tejidos se

lleva a cabo entre 20 minutos y dos horas según la integridad estructural del tejido pulpar (Leonardo, 1994), para lo que debe estar durante este período de tiempo el tejido orgánico en contacto directo con el hipoclorito de sodio sin la acción de los instrumentos. Considerando que en una pulpa necrótica, por la escasa integridad estructural, se logra disolver el tejido pulpar, como promedio, en 30 minutos, este tiempo de espera es inconcebible tanto para el profesional como para el paciente, por lo que esta propiedad del hipoclorito de sodio solo se cumple de manera relativa.

En base a la evidencia científica recopilada y en concordancia con los resultados obtenidos en este seminario de tesis, la clorhexidina parece ser una excelente alternativa al hipoclorito de sodio (White-Janer, 1997; Ayhan, 1999). Sus excelentes propiedades antimicrobianas y su baja toxicidad la hacen ser indicada como solución irrigante en pacientes alérgicos al hipoclorito (D'Arcangelo, 1999), y en dientes con ápices abiertos, inmaduros o con perforaciones radiculares (Medina, 1997). Esto sumado a la actividad residual que presenta (sustantividad) la hacen ser una solución muy recomendable como solución irrigante en endodoncia.

A pesar de las consideraciones efectuadas y los aportes relevantes que se puedan deducir de esta investigación, es importante recordar que este estudio se limitó a estudiar la eficacia antibacteriana del hipoclorito de sodio y de la clorhexidina en una sola sesión. Por razones de recursos y tiempo en un estudio de esta naturaleza, no se buscó como objetivo evaluar la eficacia antibacteriana y su efecto residual en el tiempo, lo que desde luego habría sido muy interesante.

En cuanto a las limitaciones que se presentaron en el estudio, debemos considerar, como de primer orden, el hecho de haber realizado esta investigación in vivo, superando todos los inconvenientes que ello conlleva. También podemos mencionar el escaso tiempo con que contábamos para realizar los procedimientos clínicos, ya que debíamos asumir los tiempos asignados por acción clínica en el Servicio de Salud del Hospital Dr. Gustavo Fricke. Por otro lado, y ya que el objetivo del estudio fue evaluar la capacidad antibacteriana de los irrigantes y no la efectividad de los instrumentos, la ausencia de preparación de los $\frac{3}{4}$ coronarios de los conductos analizados hacía que el volumen de solución que se llevaba al conducto no fuera el óptimo, con la consecuente probable toma de muestra de la porción media del conducto y no necesariamente del tercio apical. Esta misma dificultad en el acceso hacía que la profundidad a la que se introducían las agujas muchas veces pudo haber sido insuficiente. En relación con el diámetro de las agujas, si bien las utilizadas en las tomas de muestra eran de un tamaño bastante aceptable, tomando el calibre 25G5/8 como un instrumento ISO n°20, las agujas utilizadas para la irrigación fueron bastante más gruesas. Para la selección del diámetro de las jeringas de irrigación consideramos las utilizadas por distintos profesionales, en general, para irrigar conductos radiculares, que correspondían al tipo 21G. Al analizar el diámetro, éste corresponde a un instrumento ISO n°40, por lo que la acción del irrigante se limitó a la entrada de la aguja en el conducto y su radio de acción. Otra consideración que cabe mencionar como limitación es el tiempo que transcurría entre la toma de muestra y la siembra, donde muchas veces las primeras tomas de muestra que se efectuaban se sembraban después del plazo ideal determinado para lograr resultados óptimos, por lo que quizás un tercer integrante que realizara esta labor de forma inmediata habría sido de gran utilidad. Otra consideración con relación al tiempo es que, si bien el traslado de las muestras contenidas en las jarras de anaerobiosis del Laboratorio Clínico del Hospital Dr. Gustavo Fricke a la cámara de cultivo ubicada en el Departamento de Microbiología

de la Facultad de Medicina de la Universidad de Valparaíso era realizado en el menor tiempo posible, este tiempo transcurrido no era menor a 30 minutos, lo que desde luego fue una limitación para esta investigación. En cuanto al recuento de colonias, lo ideal habría sido utilizar un instrumento electrónico que diera una lectura más exacta y objetiva del número de colonias formadas, pero al no contar con ello en el Departamento de Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Valparaíso, nos vimos en la necesidad de realizar el recuento a simple vista.

Por todo lo expuesto con anterioridad, llegamos a la conclusión que se requieren más estudios para evaluar ambos irrigantes, considerando su eficacia antibacteriana similar y los múltiples beneficios que presenta cada uno. Sin embargo la solución de gluconato de clorhexidina al 5% se perfila como una excelente alternativa al uso del tradicional hipoclorito de sodio.

Como línea de futuras investigaciones se podría evaluar la influencia en la eficacia antibacteriana tanto del hipoclorito de sodio como de la clorhexidina de otros factores como temperatura, concentración o tiempo de contacto. También sería muy interesante evaluar la propiedad de sustantividad de la clorhexidina en un estudio de similares características. Quizás el uso combinado de ambos irrigantes podría potenciar los efectos positivos de cada uno, lo que posiblemente permita acercarse de mejor forma a la solución irrigante ideal.

CONCLUSIONES

Basado en los resultados del presente estudio sobre la actividad antimicrobiana de la clorhexidina al 5% y del hipoclorito de sodio al 5%, se puede concluir que:

- El gluconato de clorhexidina al 5% presenta una efectiva actividad antibacteriana contra las cepas presentes en infecciones endodónticas.
- Se demuestra que el hipoclorito de sodio al 5% presenta actividad antimicrobiana sobre los microorganismos presentes en conductos radiculares sépticos.
- La clorhexidina al 5% presenta una actividad antibacteriana tan efectiva como el hipoclorito de sodio al 5% al ser utilizados como irrigantes endodónticos en dientes con diagnóstico de necrosis pulpar séptica.

SUGERENCIAS

- Recomendamos evaluar el efecto de la temperatura en las soluciones tanto de hipoclorito de sodio como de gluconato de clorhexidina, considerando que hay estudios que indican que el aumento de temperatura del hipoclorito de sodio, a una misma concentración, aumenta sus propiedades notablemente.
- Por la evidencia científica confusa con relación a la evidente citotoxicidad del hipoclorito de sodio y de la relativa toxicidad de la clorhexidina, se podrían realizar más estudios que evalúen esta propiedad, considerando la importancia clínica que esto implica.
- También sería muy interesante el estudio de los efectos antibacterianos de ambas soluciones, hipoclorito de sodio y gluconato de clorhexidina, sobre cepas específicas, a fin de evaluar la susceptibilidad variable de los microorganismos a estos irrigantes. Para ello, y considerando la naturaleza mixta de las infecciones endodónticas, tal vez se podría evaluar el efecto antibacteriano en un grupo determinado de bacterias cultivadas en un mismo medio con las condiciones adecuadas para su desarrollo.
- Es sabido que todas las soluciones tienen una concentración ideal, sobre la cual no se producen mayores beneficios. Por ello sugerimos el estudio del gluconato de clorhexidina a diferentes concentraciones con el fin de establecer la concentración ideal de la solución. Esto se basa en reportes que indican que el efecto antibacteriano de la clorhexidina al 2% es similar al del hipoclorito de sodio al 5.25%, al igual que lo obtenido en este seminario de tesis donde, si bien se aumentó la concentración de la clorhexidina, el efecto antibacteriano se mantuvo.
- Si bien existen varios estudios in vitro que demuestran la sustantividad de la clorhexidina como solución irrigante en endodoncia, hay muy pocos reportes que evalúan esta propiedad en estudios in vivo, lo que abre una clara línea de investigación. Para ello se podría seguir la metodología empleada en este estudio, donde se toman dos muestras, una antes y otra después de irrigar, con la diferencia que la segunda toma de muestra se realizaría con un intervalo de 48 a 72 horas, evaluando así el efecto residual en el tiempo.
- Para la obtención de mejores resultados en estudios clínicos de similares características, recomendamos la preparación de los $\frac{3}{4}$ coronarios de los conductos evaluados, con el fin de mejorar el acceso al tercio apical de las agujas, tanto de irrigación como de toma de muestra. Esto aumentaría el volumen de solución irrigadora introducida al conducto a la vez que permitiría la obtención de una toma de muestra más cercana al tercio apical.

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue comparar, in vivo, el efecto antibacteriano del gluconato de clorhexidina al 5% con el hipoclorito de sodio al 5% como agentes irrigantes en conductos radiculares infectados. Se seleccionaron 69 dientes anteriores de un total de 56 pacientes, con diagnóstico clínico de necrosis pulpar séptica. Los dientes se dividieron en tres grupos de 23 dientes cada uno, los que fueron irrigados con hipoclorito de sodio al 5%, clorhexidina al 5% o suero fisiológico. Se tomó, en cada conducto analizado, una muestra antes y otra después de irrigar, las que fueron sembradas en medios de cultivo específicos para anaerobios. El análisis de los datos se realizó mediante el test de ANOVA y Newman-Keuls. Al realizar el recuento de CFUs, se obtuvo una reducción significativa en el número de colonias similar para ambos irrigantes al ser comparados con el grupo control ($p < 0.05$), y aunque la clorhexidina redujo un mayor número de colonias que el hipoclorito, esta diferencia no fue estadísticamente significativa ($p > 0.05$). Los resultados de este estudio revelaron que el gluconato de clorhexidina al 5% es tan efectivo antibacterianamente como el hipoclorito de sodio al 5% al ser utilizados como irrigantes en endodoncia.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Abbott PV, Heijkoop PS, Cardaci WR, Hume WR, Heithersay GS, 1991, "An SEM study of the effects of different irrigation sequences and ultrasonics". *Int Endod J* 24:308-316.
2. Ahmad Z., Spangberg L., 2002, "An effective method of inactivating chlorhexidine". *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod* 93:512-24.
3. Ayhan H., Sultan N., Cirak M., Ruhi MZ., Bodur H., 1999, "Antimicrobial effects of various endodontic irrigants on selected microorganisms". *Int Endod J* 32(2):99-102.
4. Barbosa CA., Goncalves RB., Siquiera JF., De Uzeda M., 1997, "Evaluation of the antibacterial activities of calcium hydroxide, chlorhexidine, and camphorated paramonochlorophenol as intracanal medicament. A clinical and laboratory study. *J Endod* 23(5):297-300.
5. Bascones, A., Manso, F. J., 1994, "Clorhexidina en Odontoestomatología: Conceptos actuales y revisión de la literatura". *Avances en Odontoestomatología*; 10:685-708.
6. Basrani B., Robinson C., 1998, "Evaluación de la limpieza y desinfección del conducto radicular con diferentes irrigantes. Parte I". *Revista de la Asociación Odontológica Argentina. Endodoncia* 86:584-589.
7. Beer R., Baumann M., Kim S., 1998, "Atlas de Endodoncia", España, Baecelona: Masson, 1998. 1ª edición.
8. Berutti E., Marini R., 1996, "A scanning electron microscopic evaluation of the debridement capability of sodium hypochlorite at different temperatures". *J Endod* 22(9):467-70.
9. Bramante CM., Betti LV., 2000, "Comparative analysis of curved root canal preparation using nickel-titanium instruments with or without EDTA". *J Endod* 26(5):278-80.
10. Brown DC., Moore BK., Brown CE. Jr., Newton CW., 1995, "An in vitro study of apical extrusion of sodium hypochlorite during endodontic canal preparation". *J Endod* 21(12):587-91.
11. Burns RC., Buchanan LS., 1995, "Morfología dentaria y aperturas de acceso". En: "Endodoncia: Los caminos de la pulpa!. Cohen S., Burns RC. México, Editorial Panamericana, pp. 161-190.
12. Byström A, Sundvist G, 1985, "The antibacterial action of sodium hypochlorite and EDTA in 60 cases of endodontic therapy". *Int Endod J* 18:35-40.

13. Cameron JA., 1987, "The synergistic relationship between ultrasound and sodium hypochlorite: a scanning electron microscope evaluation". *J Endod* 13(11):541-5.
14. Chang Y., Huang F., Tai K., Chou M., 2001, "The effect of sodium hypochlorite and chlorhexidine on cultured human periodontal ligament cells". *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod*;92:446-50.
15. Chow TW., 1983, "Mechanical effectiveness of root canal irrigation". *J Endod* 9(11):475-9.
16. Cohen S, Burns RC, 1998, "Pathways of the pulp". Missouri. Mosby.
17. Cunningham WT., Cole JS., Balekjian AY., 1982, "Effect of alcohol on the spreading ability of sodium hypochlorite endodontic irrigant". *Oral Surg Oral Med Oral Pathol* 54(3):333-5.
18. D'Arcangelo C., Varvara G., De fazio P., 1999, "An evaluation of the actino of different root canal irrigants on facultative aeróbic-anaerobic, abligate anaerobic and microaerophilic bacteria". *J Endodon* 25:351-353.
19. Delany GM., Patterson SS., Miller CH., Newton CW., 1982, "The effect of chlorhexidine gluconate irrigation on the root canal flora of freshly extracted necrotic teeth". *Oral Surg* 53:518-523.
20. Fudesa, 1999, "Actividad antimicrobiana de la clorhexidina". N°12, Buenos Aires, Argentina.
21. Gambarini G et al. 1998, "Quemical stability of heated sodium hypochlorite endodontic irrigant". *J Endodon* 24: 432-4.
22. Genco RJ., Hammond BF., 1993, "Sensibilidad de los microorganismos periodontales a los antibióticos y otros agentes antimicrobianos". En: "Periodoncia", Genco RJ., Goldman HM., Cohen DW. Eds. México D.F., Interamericana McGraw Hill, pp. 176-185.
23. Glossary: American Association of Endodontics. Contemporary terminology for Endodontics. 6th ed. Chicago, 1998.
24. Gordon TM., Damato D., Christner P., 1981, "Solvent effect of various dilutions of sodium hypochlorite on vital and necrotic tissue". *J Endod* 7(10):466-9.
25. Guerisoli DM., Marcheson MA., Walmsley AD., Lumley PJ., Pecora JD., 2002, "Evaluation of smear layer removal by EDTAC and sodium hypochlorite with ultrasonic agitation". *Int Endod J* 35(5):418-21.

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 Surg Oral Med Oral Pathol* 69:491-501.
27. Harrison JW, Hand RE., 1981, "The effect of dilution and organic matter on the antibacterial property of 5,25% sodium hypochlorite". *J Endodon* 7:128
28. Harrison JW, 1984, "Irrigation of the root canal system". *Dent Clin North Am* 28:797-808.
29. Hays GL, Janer LR, White RR, 1996, "Quantification of antimicrobial activity remaining in chlorhexidine-treated root canal". [Abstract 277]. *J Dent Res* 75:52.
30. Heling I., Chandler NP., 1998, "Antimicrobial effect of irrigant combinations within dentinal tubules". *Int Endod J.* 31(1):8-14.
31. Ingle JJ., Bakland LK., Peters DL., Buchanan LS., Mullaney TP., 1996, "Preparación de la cavidad endodóntica". En: "Endodoncia", Ingle JJ., Bakland LK. México, Editorial Interamericana McGraw Hill, 4ª Edición, pp. 187-192.
32. Jeansonne MJ, White RR, 1994, "A comparison of 2% chlorhexidine gluconate and 5.25% sodium hypochlorite as antimicrobial endodontic irrigants". *J Endodon* 20:276-278.
33. Jones CG., 1997, "Chlorhexidine: is it still the gold standard?". *Periodontol 2000* 15:55-62.
34. Koulaouzidou EA., Margelos J., Beltes P., Kortsaris AH., 1999, "Cytotoxic effects of different concentrations of neutral and alkaline EDTA solutions used as root canal irrigants". *J Endod* 25(1):21-3.
35. Kuruvilla JR., Kamath MP., 1998, "Antimicrobial activity of 2.5% sodium hypochlorite and 0.2% chlorhexidine gluconate separately and combined, as endodóntica irrigants". *J Endodon* 24:472-476.
36. Lasala A., 1992, "Endodoncia". Baecelona: Ediciones científicas y técnicas. 4º edición.
37. Leonardo, M.R.; Leal., J.M., 1991, "Endodontia: Tratamento dos canais radiculares". Ed. Panamericana, São Paulo.
38. Leonardo M, Simoes A., 1994, "Preparación biomecánica de los conductos radiculares, medios físicos: irrigación, aspiración e inundación". En: Leonardo M, Leal J. Editores. "Endodoncia, tratamiento de los conductos radiculares". Argentina, Editorial Médica Panamericana, 268-75.

39. Leonardo MR, Tanomaru M, Silva LA, Nelson P, Bonifacio KC. 1999, "In vivo antimicrobial activity of 2% chlorhexidine used as a root canal irrigating solution". *J Endodon* vol. 25, n°. 3, pp. 167-171.
40. Lindskog S., Pierce AM., Blomlof L., 1998, "Chlorhexidine as a root canal medicament for treating inflammatory lesions in the periodontal space". *Endod Dent Traumatol* 14:186-190.
41. Ozanich D, Winn L, Medina NA, Wikesjo UM, Nygaard-Ostby P., 1993, "Effect of a sodium benzoate-sodium bicarbonate compound on dental plaque formation". *J Periodontol* 64(11):1067-70.
42. Mérida H, Diaz 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, Porlamar, Isla de Margarita*.
43. Molander A, Reit C, Dahlén G, Kvist T, 1998, "Microbiological status of root-filled teeth with apical periodontitis". *Int Endod J* 31:1-7.
44. Nicolleti A, Mahalhaes J., 1996, "Influence of the container and environmental factors in the stability of sodium hypochlorite". *Bol Oficina Sanit Panam* 121:301-309.
45. Ohara PK, Torabinejad M, Kettering JD, 1993, "Antibacterial effects of various endodontic irrigants on selected anaerobic bacteria". *Endod Dent Traumatol* 9:95-100.
46. Pecora JD., Spano JC., Barbin EL., Santos TC., Guimarges LF., 2001, "Solvent action of sodium hypochlorite on bovine pulp and physico-chemical properties of resulting liquid". *Braz Dent J* 12(3):154-7.
47. Randi C, Figueiredo B, Zaia A, Batista F, De Souza-Filho J, 2001, "In vitro assessment of the antimicrobial action and the mechanical ability of chlorhexidine gel as an endodontic irrigant". *J Endodon* vol. 27, n°. 7, pp. 452-455.
48. Ringel AM., Patterson SS., Newton CW., Miller CH., Mulhern JM., 1982, "In vivo evaluation of chlorhexidine gluconate solution and sodium hypochlorite solution as root canal irrigants". *J Endodon* 8:200-204.
49. Sen BH., Wesselink PR., Turkun M., 1995, "The smear layer: a phenomenon in root canal therapy". *Int Endod J* 28(3):141-8.
50. Siqueira JF, Batista MMD, Fraga RC, Uzeda M, 1998, "Antibacterial effects of endodontic irrigants on black-pigmented gram-negative anaerobes and facultative bacteria". *J Endodon* 24:414-416.

51. Siqueira JF, Lima KC, Magalhaes FAC, Lopes HP, Uzeda M, 1997, "Mechanical reduction of the bacterial cell number inside the root canal by three instrumentation techniques". *J Endodon* 25:332-335.
52. Siqueira JF, Machado AG, Silveira RM, Lopes HP, Uzeda M, 1997, "Evaluation of the effectiveness of sodium hypochlorite used with three irrigation methods in the elimination of *Enterococcus faecalis* from the root canal". *Int Endod J* 30:279-282.
53. Siqueira J, Rôças I, Favieri A, Lima K, 2000, "Chemomechanical reduction of the bacterial population in the root canal after instrumentation and irrigation with 1%, 2.5%, and 5.25% sodium hypochlorite". *J Endodon* vol. 26, n°. 6, pp 331-334.
54. Siqueira J., 2002, "Endodontic infections: Concepts, paradigms, and perspectives". *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod* 94:549-55.
55. Southard SR., Drisko CL., Killoy WJ., Cobb CM., Tira DE., 1989, "The effect of 2% chlorhexidine digluconate irrigation on clinical parameters and the level of *Bacteroides gingivalis* in periodontal pockets". *J Periodontol* 60(6):302-9.
56. Spangberg L, Engström B, Lageland K, 1973, "Biologic effects of dental materials. III. Toxicity and antimicrobial effect of endodontic antiseptics in vitro". *Oral Surg* 36:856-871.
57. Stock C., Gulabivala K., Walker R., Goodman J., 1996, "Atlas en color y texto de endodoncia", Madrid: Hartcourt Brace. 2ª edición.
58. Sundqvist G, Figdor D, Persson S, Sjögren U, 1998, "Microbiologic analysis of teeth with failed endodontic treatment and the outcome of conservative re-treatment". *Oral Surg* 85:86-93.
59. Tasman F., Cehreli ZC., Ogan C., Etikan I., 2000, "Surface tension of root canal irrigants". *J Endod* 26(10):586-7.
60. Thé SD, Maltha JC, Plasschaert AJM, 1980, "Reactions of guinea pig subcutaneous connective tissue following exposure to sodium hypochlorite". *Oral Surg* 49:460-466.
61. Vahdaty A., Pitt Ford TR., Wilson RF., 1993, "Efficacy of chlorhexidine in desintending dentinal tubules in vitro". *Endod Dent Traumatol* 9:243-248.
62. Walton RE., Torabinejad M., 1991, "Limpieza y preparación". En: "Principios y práctica clínica", Walton RE., Torabinejad M.. México, Editorial Interamericana, pp. 220-221.
63. Weine FS., 1997, "Métodos de tratamientos intraconducto, principios básicos y avanzados". En: "Tratamiento endodóntico", Weine FS. Madrid, España. Editorial Harcourt-Brace, pp. 368-375.

64. Weine FS., Pisano JV., 1997, "Microbiología endodóntica". En: "Tratamiento endodóntico", Weine FS. Madrid, España. Editorial Harcourt-Brace, pp. 694-705.
65. White RR, Hays GL, Janer LR, 1997, "Residual antimicrobial activity after canal irrigation with chlorhexidine". *J Endodon* 23:229-231.
66. Yamada RS., Armas A., Goldman M., Lin PS., 1983, "A scanning electron microscopic comparison of a high volume final flush with several irrigating solutions: Part 3". *J Endod* 9(4):137-42.
67. Yankell SL., Moreno OM., Saffir AJ., Lowary RL., Gold W., 1982, "Effects of chlorhexidine and four antimicrobial compounds on plaque, gingivitis, and staining in beagle dogs". *Dent Res* 61(9):1089-93.
68. Yesilsoy C, Whitaken E, Cleveland D, Phillips E, Trope M, 1995, "Antimicrobial and toxic effects of established and potential root canal irrigants". *J Endodon* 21:513-515.

ANEXOS

ANEXO N° 1: Ficha clínica diseñada para el estudio.

FICHA CLÍNICA		
Número de caso clínico: _____		
Nombre paciente: _____	Sexo: f m	Edad: ____
Dirección: _____	Teléfono: _____	
Motivo de consulta: _____ _____		
Anamnesis: _____ _____ _____ _____		
Diente (s) a tratar: _____		
Test de vitalidad pulpar: Normal _____ Anormal _____ Sin respuesta _____		
Diagnóstico: _____		
Clave de irrigante utilizada: _____		

ANEXO N°2: Detalle de los datos y del análisis estadístico.

Datos utilizados

NaOCl a	NaOCl b	CHX a	CHX b	Suero a	Suero b
168	1	93	2	263	97
50	0	83	0	329	310
114	0	52	0	218	28
240	0	189	32	116	68
215	0	33	0	107	3
143	105	133	0	2	0
109	5	15	2	75	7
72	0	110	0	308	258
13	0	3	1	261	10
100	5	32	0	6	4
25	12	31	4	120	81
143	2	45	0	5	4
47	1	34	0	3	1
3	0	27	0	3	1
8	0	22	0	348	200
27	4	196	0	79	24
16	0	103	0	31	0
34	21	54	0	115	22
274	0	40	0	45	6
69	5	2	0	16	5
12	0	3	0	30	21
24	0	5	0	118	73
28	15	125	0	54	21

Estadística descriptiva de los datos:

	<i>N</i>	<i>Range</i>	<i>Minimum</i>	<i>Maximum</i>	<i>Sum</i>	<i>Mean</i>	<i>Std. Error</i>	<i>Std. Deviation</i>	<i>Variance</i>	<i>Skewness</i>	<i>Std. Error</i>	<i>Kurtosis</i>	<i>Std. Error</i>
NAOCL A	23	271,00	3,00	274,00	1934,00	84,0870	16,6005	79,6132	6338,265	1,075	,481	,211	,935
NAOCL B	23	105,00	,00	105,00	176,00	7,6522	4,5738	21,9350	481,146	4,336	,481	19,739	,935
CHX A	23	194,00	2,00	196,00	1430,00	62,1739	11,9079	57,1081	3261,332	1,096	,481	,419	,935
CHX B	23	32,00	,00	32,00	41,00	1,7826	1,3888	6,6603	44,360	4,634	,481	21,861	,935
SUERO A	23	346,00	2,00	348,00	2652,00	115,3043	23,8861	114,5539	13122,585	,897	,481	-,525	,935
SUERO B	23	310,00	,00	310,00	1244,00	54,0870	18,0185	86,4139	7467,356	2,074	,481	3,563	,935
Valid N (listwise)	23												

ANÁLISIS PREVIO

Difieren las medias antes de la irrigación

ANALISIS DE ANOVA / TUKEY**One-way analysis of variance :**

Null hypothesis: The means of the populations are equal.

Significance level: 0.05

Calculated F statistic: $F = 2.165$

Corresponding P value for (2,66)

degrees of freedom: **$P = 0.1228$**

Inference: **No** significant evidence for different group means.

Reason: $P > 0.05$

Multiple contrasts method: **Newman-Keuls (all pairwise contrasts)**

Group 1 from NaOCl a

Group 2 from CHX a

Group 3 from Suero a

Source	Sum of Squares	DF	Mean Square	F Statistic	P Value
Group	32794,55	2	16397,28	2.165	0.1228
Residual	499888,00	66	7574,06		
Total	532682,55	68			

Multiple contrasts method: **Newman-Keuls (all pairwise contrasts)**

Comparison	Difference in Means	First Mean	Second Mean	Standard Error	Q Observed	Q Range	Q Critical Value	Inference
Suero a vs CHX a	53	115	62	18	2.928	3	3.396	Fail to reject null hypothesis: P>0.05
Suero a vs NaOCl a	31	115	84	18				Do not test. (Fail to reject.)
NaOCl a vs CHX a	22	84	62	18				Do not test. (Fail to reject.)

Other Statistics:

Group 1 (NaOCl a):

Mean = 84.087
 Variance = 6338.26
 Standard deviation = 79.6132
 N = 23

Group 2 (CHX a):

Mean = 62.1739
 Variance = 3261.33
 Standard deviation = 57.1081
 N = 23

Group 3 (Suero a):

Mean = 115.304
 Variance = 13122.6
 Standard deviation = 114.554
 N = 23

Levene's test for equality of variances

Null hypothesis: The variances of the populations are equal.

Significance level: 0.05

Calculated Levene's statistic: F = 4.584

Corresponding P value for (2,66)

degrees of freedom: **P = 0.0137**

Normality test for groups:

Group 1 (NaOCl a) :

Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.8623

Corresponding P value: **P = 0.0037**

Group 2 (CHX a) :

Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.8688

Corresponding P value: **P = 0.0051**

Group 3 (Suero a) :

Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.8499

Corresponding P value: **P = 0.0021**

Normality test for ANOVA residuals:

Residuals from ANOVA:

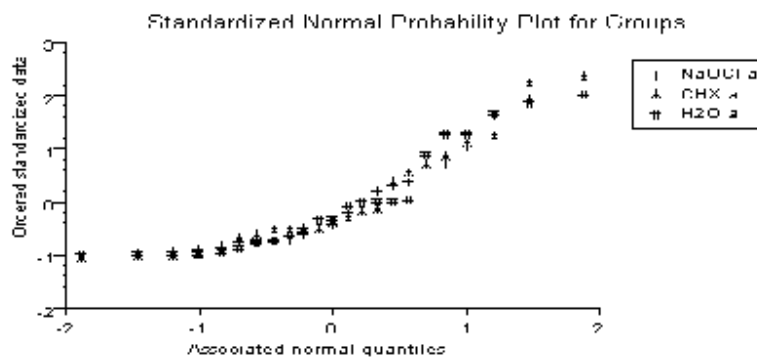
Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.8934

Corresponding P value: **P < 0.0001**



Group	Variance	Sample Size
NaOCl a	6338.264822	23
CHX a	3261.332016	23
Sueroa	13122.58498	23

ANALISIS DE LOS DATOS DESPUES DE LA IRRIGACION

Difieren las medias después de la irrigación

One-way analysis of variance :

Null hypothesis: The means of the populations are equal.

Significance level: 0.05

Calculated F statistic: $F = 7.088$

Corresponding P value for (2,66)

degrees of freedom: **$P = 0.0016$**

Inference: The group means are significantly **different**.

Reason: $P < 0.05$

Multiple contrasts method: **Newman-Keuls (all pairwise contrasts)**

Group 1 from NaOCl b

Group 2 from CHX b

Group 3 from Suero b

Source	Sum of Squares	DF	Mean Square	F Statistic	P Value
Group	37.769	2	18.884	7.088	0.0016
Residual	175.843	66	2.664		
Total	213.612	68			

Multiple contrasts method: **Newman-Keuls (all pairwise contrasts)**

Comparison	Difference in Means	First Mean	Second Mean	Standard Error	Q Observed	Q Critical Range	Q Critical Value	Inference
H2O b vs CHX b	52.304,35	54.086,96	1,78	10.762.833	4.86	3	4.272	Reject null hypothesis: P<=0.01
H2O b vs NaOCl b	46.434,78	54.086,96	7,65	10.762.833	4.314	2	3.754	Reject null hypothesis: P<=0.01
NaOCl b vs CHX b	5.869,57	7.652,17	1,78	10.762.833	0.545	2	2.827	Fail to reject null hypothesis: P>0.05

Other Statistics:

Group 1 (NaOCl b) :

Mean = 7.65217

Variance = 481.146

Standard deviation = 21.935

N = 23

Group 2 (CHX b) :

Mean = 1.78261

Variance = 44.3597

Standard deviation = 6.66031

N = 23

Group 3 (Suero b) :

Mean = 54.087

Variance = 7467.36

Standard deviation = 86.4139

N = 23

Levene's test for equality of variances

Null hypothesis: The variances of the populations are equal.

Significance level: 0.05

Calculated Levene's statistic: F = 18.015

Corresponding P value for (2,66)

degrees of freedom: **P = 0.0001**

Normality test for groups:

Group 1 (NaOCl b) :

Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.3807

Corresponding P value: **P < 0.0001**

Group 2 (CHX b) :

Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.2927

Corresponding P value: **P < 0.0001**

Group 3 (Suero b) :

Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.6595

Corresponding P value: **P < 0.0001**

Normality test for ANOVA residuals:

Residuals from ANOVA:

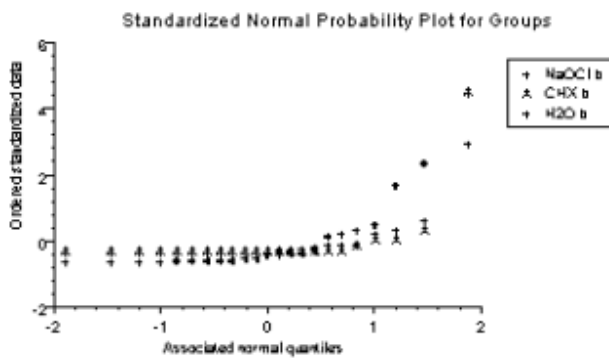
Null hypothesis: The population follows the normal distribution.

Shapiro-Wilk test

Significance level: 0.05

Calculated W = 0.6289

Corresponding P value: **P < 0.0001**



Group	Variance	Sample	Size
NaOCl b	481.146245	23	
CHX b	44.359684	23	
Suero b	7467.355731	23	

Group	Mean	Variance	N	Calculated	Statistic	P Value
NaOCl b	7.652174	481.146245	23	0.3807	2.936e-010	
CHX b	1.782609	44.359684	23	0.29275	3.384e-011	
Suero b	54.086957	7467.355731	23	0.659547	1.056e-006	