

Estudio in vitro con Microscopio Electrónico de Barrido de distintos métodos de activación de soluciones irrigantes



Borro Rivera, Irene

Licenciada en Odontología (UEM).
Máster Oficial en Endodoncia Avanzada (UEM).

Tomás Murillo, Beatriz

Licenciada en Odontología (UEM).
Máster Oficial en Endodoncia Avanzada (UEM).
Profesora Ayudante Radiología General - Medicina Física y Física Aplicada (Licenciatura en Odontología, UEM).

Díaz-Flores García, Víctor

Licenciado en Derecho (UCM).
Licenciado en Odontología (UEM).
Máster Oficial en Endodoncia Avanzada Universidad (UEM).
Profesor Titular Radiología General - Medicina Física y Física Aplicada (Licenciatura en Odontología, UEM).

Indexada en / Indexed in:

- IME.
- IBECS.
- LATINDEX.
- GOOGLE ACADÉMICO.

Correspondencia:
webmaster@endodoncia.es

BORRO, I., TOMÁS, B., DÍAZ-FLORES, V. Estudio in vitro con Microscopio Electrónico de Barrido de distintos métodos de activación de soluciones irrigantes. Cient Dent 2010;7;1:45-52.

RESUMEN

La limpieza del sistema de conductos es una parte clave en el tratamiento endodóntico de tal modo que forma parte de los tres pilares de la endodoncia (junto con la instrumentación y la obturación). El estado actual de la ciencia muestra que la irrigación activa, junto con el uso de productos como los quelantes del calcio, pueden arrojar resultados más predecibles en cuanto a limpieza de los conductos. En este estudio se comparan diferentes formas de irrigación activa confrontando el resultado con la irrigación pasiva, utilizando diferentes patrones de irrigación in Vitro a distintas concentraciones.

PALABRAS CLAVE

Activación de la irrigación; Túbulos dentinarios; Microscopio electrónico de barrido; Barrillo dentinario.

In vitro study using a scanning electron microscope (sem) of different. Methods of activating irrigation solutions

ABSTRACT

The cleaning of the root canal system is a key part of the endodontic treatment, to such an extent that it forms part of the three mainstays in root canal treatment (along with drilling and filling). The current state of science shows that active irrigation, along with the use of products such as calcium binders, can produce more predictable results in root canal cleaning. In this study, different forms of active irrigation are compared, contrasting the result with passive irrigation, using different in vitro irrigation patterns and different concentrations.

KEY WORDS

Irrigation activation; Dentinal tubules; Scanning electron microscope; Smear layer.

Fecha de recepción: 15 de febrero de 2010.
Fecha de aceptación para su publicación: 1 de marzo de 2010.

INTRODUCCIÓN

El éxito en endodoncia depende de la limpieza, conformación y sellado del sistema de conductos.^{1,2}

Uno de los objetivos de la preparación del conducto durante el tratamiento endodóntico es el desbridamiento que se alcanza mediante dos procedimientos; la limpieza mecánica con la instrumentación y el uso de soluciones irrigantes.

La irrigación es complementaria a la instrumentación en la desinfección del conducto radicular. Haapasalo³ considera el desbridamiento mediante la irrigación e instrumentación el paso más importante de la prevención y tratamiento de la enfermedad endodóntica. El uso de soluciones irrigantes es básico en la efectividad de la preparación químico mecánica, promueve la eliminación de bacterias, tejido necró-



tico y chips de dentina del conducto radicular. Los irrigantes previenen el bloqueo con tejido orgánico e inorgánico del tercio apical del conducto radicular y la extrusión del tejido infectado al área periapical.⁴ Con las distintas concentraciones de NaOCl somos capaces de eliminar en un alto porcentaje la materia orgánica, en cambio hemos de usar otros irrigantes para eliminar el smear layer, como por ejemplo un quelante del calcio. Está demostrado que eliminar ese barrillo dentinario aumenta la permeabilidad de la dentina y mejora la penetración del material de relleno en conductos laterales y túbulos dentinarios; además favorece la eliminación de colonias bacterianas y mejoran el sellado.^{5,6} La efectividad de la limpieza mecánica y química depende del contacto del irrigante con la totalidad del conducto radicular. Esto se complica en el tercio apical debido al menor diámetro del conducto y mayores complicaciones anatómicas.⁷ A diferencia de la irrigación pasiva, activar el irrigante puede ayudar a alcanzar la porción apical. En la práctica clínica se utilizan dos tipos de activación: la ultrasónica (que actúa en una frecuencia entre 20-40KHz) y la sónica (entre 1,5-3KHz).

OBJETIVO

El objetivo del estudio fue evaluar, mediante el microscopio electrónico de barrido, la limpieza existente en el conducto radicular al emplear distintos patrones de irrigación in vitro.

MATERIAL Y MÉTODOS

Se seleccionaron 96 raíces de dientes unirradiculares humanos, tratándose previamente con NaOCl 5,25% para eliminar el tejido orgánico remanente y se almacenaron en formaldehído al 10%. Se decoronaron de forma que quedaran todas a una longitud estándar de 14mm para la correcta observación de los ejemplares en el microscopio electrónico de barrido.

Se permeabilizaron los conductos con una lima k-file del 10#, estableciéndose la longitud de trabajo restando 1mm cuando la lima asoma por el foramen. Como paso previo a la instrumentación rotatoria, se realizó glidepath hasta un diámetro 20#. Posteriormente se instrumentaron las muestras con limas Protaper (Dentsply Maillefer) con la secuencia que aconseja el fabricante: S1, S2, Sx, F1, F2 a longitud de trabajo.

Durante toda la secuencia de instrumentación, se irriga con NaOCl utilizando jeringas Monojet con diámetro 27G de 3ml a 2mm del ápice.

Tras la instrumentación se procede al lavaje con Smear Clear (Sybron Endo) y un lavado final con NaOCl.

Para la evaluar la efectividad de la irrigación se dividieron las muestras en los grupos que se muestran en la tabla 1.

TABLA 1.

Grupo A	Grupo B
NaOCl 5,25% + EDTA 17%	NaOCl 2,5% + EDTA 17%

Ambos grupos se subdividieron según la técnica de activación empleada [Tabla 2].

TABLA 2.

Grupos A1/B1	Activación Ultrasónica Irrisafe Satelec [Imagen 1]
Grupos A2/B2	Activación Sónica Endoactivator Advanced Endodontics [Imagen 2]
Grupo A Control / B Control	No se activa



Imagen 1: Lima ultrasónica Irrisafe® - Satelec.



Imagen 2: Endoactivator®.

En los subgrupos donde se efectuó la activación esta se realizó en tres ciclos de 20sg cada uno, alternando NaOCl - EDTA- NaOCl.

Preparación de las Muestras para el Microscopio Electrónico



de Barrido: Una vez terminado el ciclo de activación se cor-taron longitudinalmente de manera incompleta las mues-tras con un disco de diamante y refrigeración, finalizándose la sección con un bisturí [Imagen 3] para que los residuos no contaminen las muestras⁸. Se deshidratan las muestras en una sucesión de alcoholes (70-80-90°) y se almacenaron en tubos de ensayo con acetona al 100% para que no se alteren sus propiedades una vez deshidratadas. En el labo-ratorio se preparan las muestras con un recubrimiento noble [Imagen 4] mediante la técnica del vacío y se almacena-ron a la temperatura adecuada.⁹



Imagen 3: Sección longitudinal de las muestras.

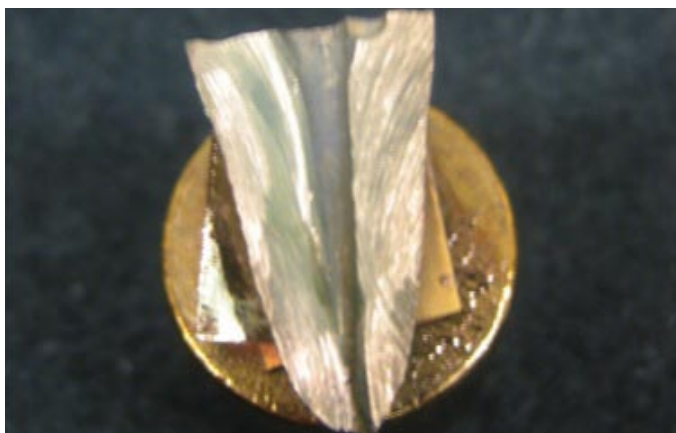


Imagen 4: Muestras preparadas con recubrimiento noble.

Las muestras se visualizaron a 250x y 1500x en un Mi-croscopio Electrónico de Barrido (JEOL JSM 6300) [Ima-gen 5 y 6].

Utilizándose la metodología de Mayer¹⁰, las imágenes ob-tenidas se imprimieron a un tamaño de 25x23cm y se rea-lizó una plantilla de la misma medida con casillas aleatorias de 8x4cm, valorando la presencia de cristales de barrillo dentinario entre los túbulos, puntuándose de 1 a 10 según la tabla 3. Se utilizó el método de doble ciego para la eva-luación.



Imagen 5: Microscopio Electrónico de Barrido (JEOL JSM 6300).



Imagen 6: Microscopio Electrónico de Barrido (detalle).

TABLA 3.

Muy Limpio	1-2
Limpio	3-4
Moderado	5-6
Sucio	7-8
Muy Sucio	9-10



RESULTADOS

Según el grupo analizado los resultados fueron los siguientes:

- Grupo A1 (NaOCl 5,25% + EDTA 17% - Activación US): en este grupo se encontraron los mejores resultados (muy limpio – 10), visualizándose todos los túbulos dentinarios limpios y sin restos de barrillo dentinario en ninguno de los tercios [Imágenes 7 y 8].
- Grupo B2 (NaOCl 2,5% + EDTA 17% - Activación US): resultados similares al grupo anterior, aunque se observaron

prolongaciones odontoblásticas no disueltas que pueden atribuirse a la menor concentración de NaOCl [Imágenes 9 y 10].

- Grupo A2 (NaOCl 5,25% + EDTA 17% - Activación Sónica): se obtuvieron resultados entre 8-9, aunque se evidenció presencia de cristales [Imágenes 11 y 12].
- Grupo B2 (NaOCl 2,5% + EDTA 17% - Activación Sónica): resultados comparables al grupo anterior [Imágenes 13 y 14].
- Grupo A Control (NaOCl 5,25% + EDTA 17% - Sin Acti-

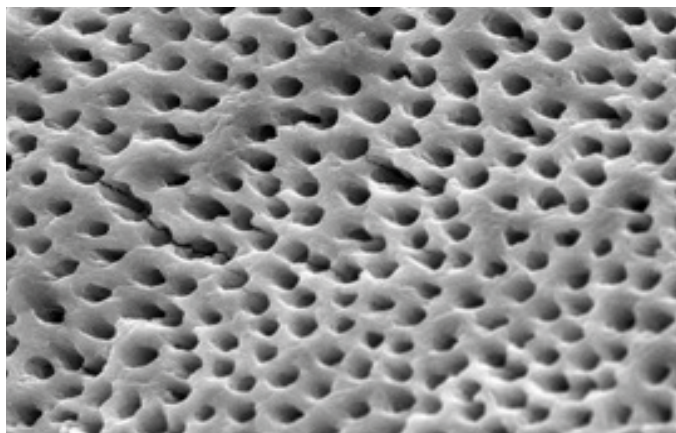


Imagen 7: Grupo A1 Coronal (NaOCl 5,25% + EDTA 17% – Activación US) 1500x.

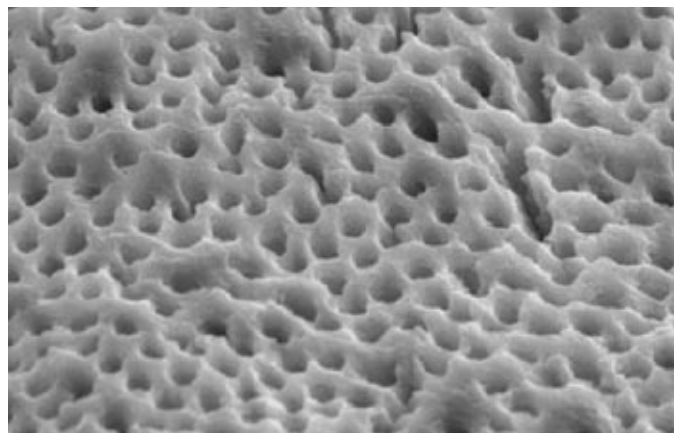


Imagen 8: Grupo A1 Apical (NaOCl 5,25% + EDTA 17% – Activación US) 1500x.

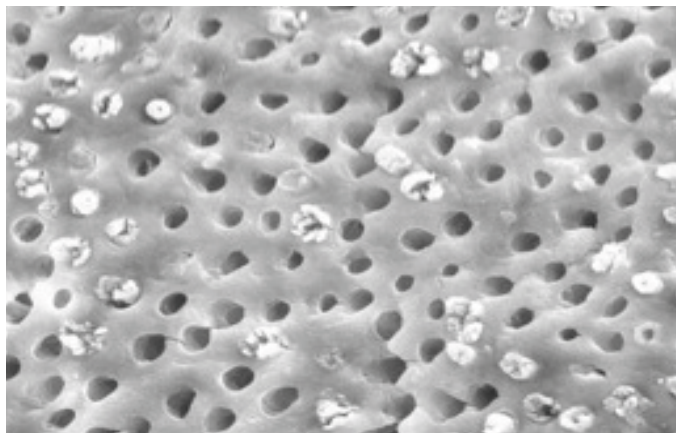


Imagen 9: Grupo B1 Coronal (NaOCl 2,5% + EDTA 17% – Activación US) 1500x.

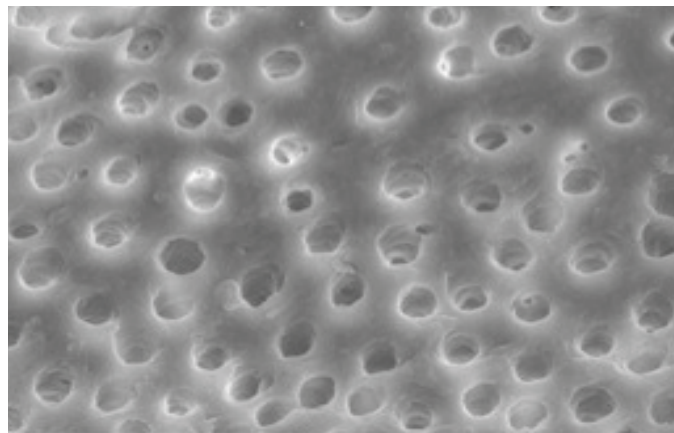


Imagen 10: Grupo B1 Apical (NaOCl 2,5% + EDTA 17% – Activación US) 1500x.

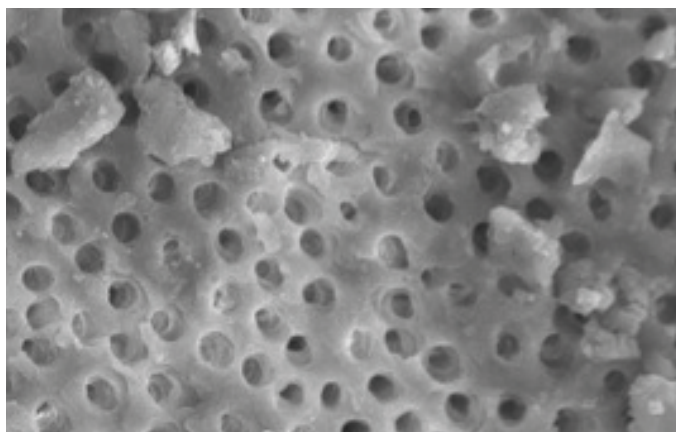


Imagen 11: Grupo A2 Coronal (NaOCl 5,25% + EDTA 17% – Activación Sónica) 1500x.

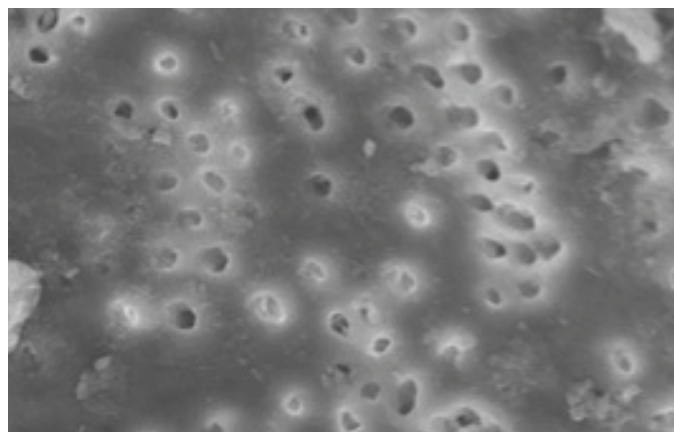


Imagen 12: Grupo A2 Apical (NaOCl 5,25% + EDTA 17% – Activación Sónica) 1500x.



vación): resultados entre 7-8, visualizándose la mayoría de los túbulos dentinarios en ambos tercios con alguna presencia de cristales. [Imágenes 15 y 16].

– Grupo B Control (NaOCl 2,5% + EDTA 17% - Sin Activación): se clasificó como limpio (7-8) con presencia de smear layer en tercio coronal y apical [Imágenes 17 y 18].

DISCUSIÓN

Ya en 1957, Richman¹¹ utilizaba instrumentos ultrasónicos

para mejorar la limpieza de los conductos, aunque no fue hasta 1982 cuando Cunningham y Martin¹² definieron la irrigación ultrasónica como tal. En 1985 Tronstat¹³ comenzó a utilizar elementos sónicos para activar el irrigante.

El irrigante se puede activar de dos maneras: ultrasónica y sónica. En la primera la lima oscila de modo transversal con series de nodo y antinodo que avanzan a lo largo de la longitud de la misma. Las limas sónicas tienen un nodo junto al conductor y un gran antinodo en la punta.

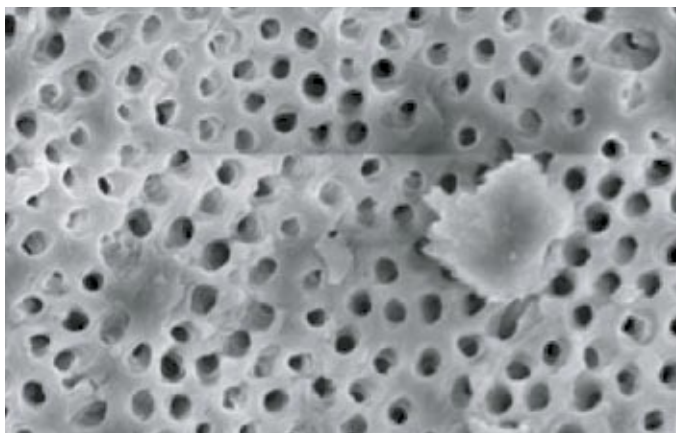


Imagen 13: Grupo B2 Coronal (NaOCl 2,5% + EDTA 17% – Activación Sónica) 1500x.

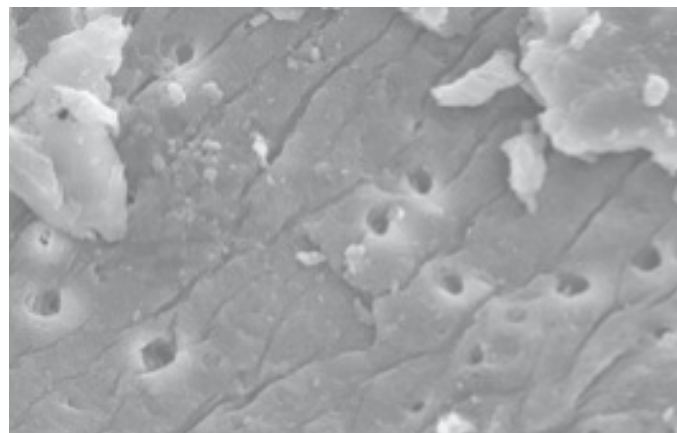


Imagen 14: Grupo B2 Apical (NaOCl 2,5% + EDTA 17% – Activación Sónica) 1500x.

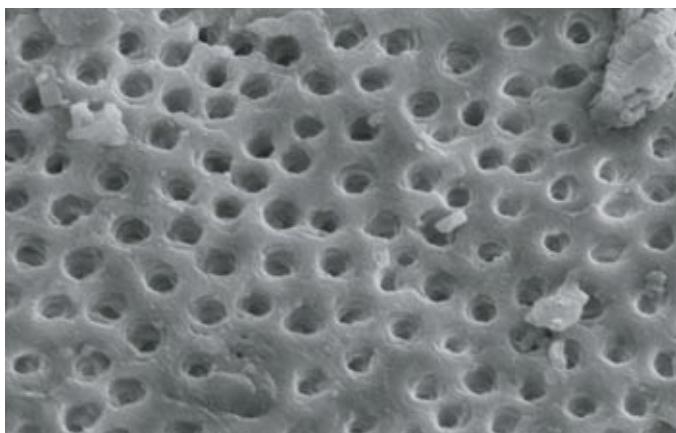


Imagen 15: Grupo A Control Coronal (NaOCl 5,25% + EDTA 17% – Sin Activación) 1500x.

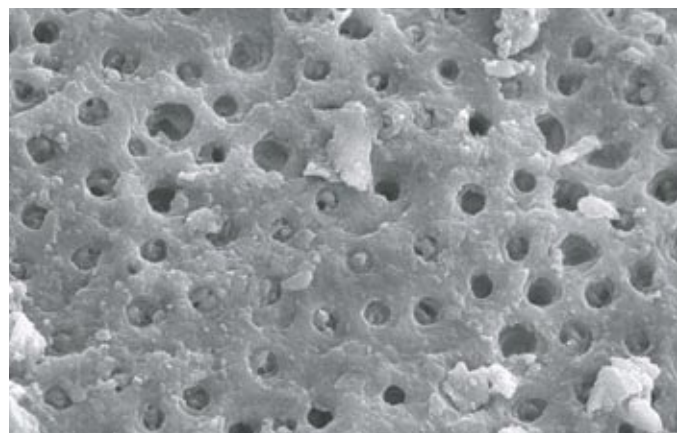


Imagen 16: Grupo A Control Apical (NaOCl 5,25% + EDTA 17% – Sin Activación) 1500x.

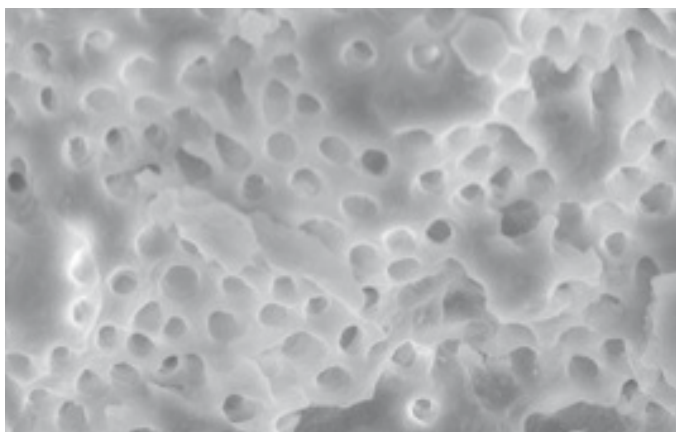


Imagen 17: Grupo B Control Coronal (NaOCl 2,5% + EDTA 17% – Sin Activación) 1500x.

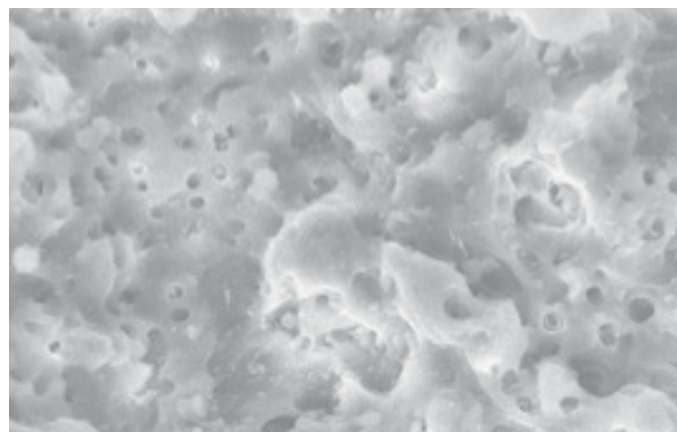


Imagen 18: Grupo B Control Apical (NaOCl 2,5% + EDTA 17% – Sin Activación) 1500x.



En los ultrasonidos la corriente ocurre delante y detrás de la línea paralela a la pieza de mano, mientras que en la activación sónica la corriente se produce alrededor. En ambas la mayor actividad se da en la punta del instrumento.^{14,15,16} Los ultrasonidos generan patrones de corriente próximos a la lima y continuos produciendo daños biológicos a las células y remoción de detritus. El Endoactivator (Tusla Dental) genera una agitación hidrodinámica de la solución dentro del conducto, mejorando la fluidez, penetración y circulación del irrigante, desorganizando biofilms y debridando conductos laterales (Ruddle y Machtou¹⁵).

En este estudio se utiliza el SEM para la evaluación de las muestras, ya que en investigaciones anteriores como las de Mc Comb, Smith, Lester y Boyde^{17,18} se comprobó que es un buen método para examinar y comparar técnicas de desbridamiento ya que se observan muestras a grandes magnitudes. Sin embargo en este estudio se han encontrado dos inconvenientes:

– artefactos de técnica producidos por una deshidratación crítica al preparar las muestras, que se traduce en cracks de tejido duro [imagen 19] y colapso en tejidos blandos.¹⁰

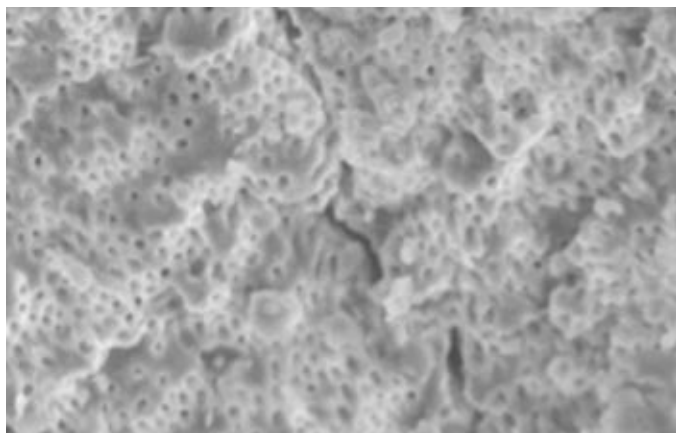


Imagen 19: Crack en tejido duro 1500x.

– que el protocolo de deshidratación y recubrimiento con oro de las muestras pueden alterar los resultados.

Estudios de Spangberg y Mc Comb^{19,17} demostraron que el NaOCl en todas sus concentraciones es antimicrobiano y disuelve el tejido pulpar y componentes orgánicos de la dentina, pero no remueve el barrillo dentinario. Esto concuerda con nuestro estudio, puesto que en las muestras irrigadas solo con NaOCl no se elimina el barrillo dentinario [Imágenes 20 y 21]. Aunque no hemos encontrado diferencias significativas entre las distintas concentraciones de NaOCl, se han observado en muestras irrigadas con concentraciones del 2,5%, restos de prolongaciones odontoblásticas en el interior de los túbulos dentinarios [imagen 22].

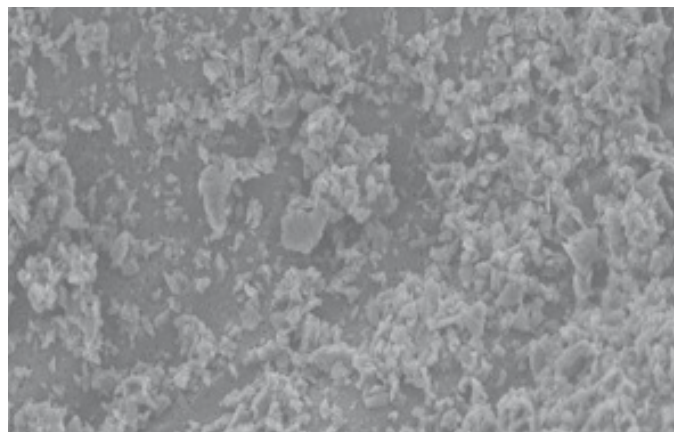


Imagen 20: Muestra irrigada sólo con NaOCl y activada con US. 250x.

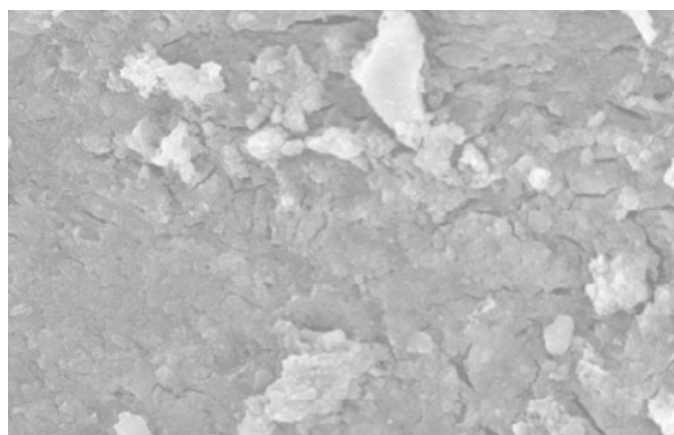


Imagen 21: Muestra irrigada sólo con NaOCl sin activar. 1500x.

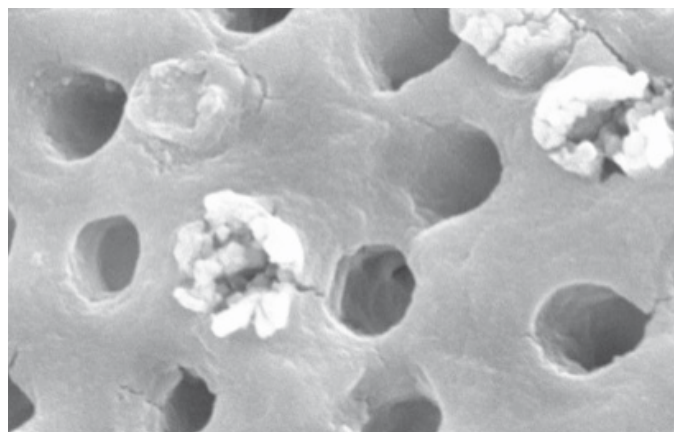


Imagen 22: Restos de prolongaciones odontoblásticas (NaOCl 2,5%). 250x.

El patrón de irrigación utilizado en nuestro estudio alterna tres ciclos de 20seg combinando NaOCl-EDTA-NaOCl, como aconseja Ruddle en su estudio del 2007.¹⁵

Una de las razones de no utilizar ciclos largos (de un minuto) es que la lima debe oscilar libremente en el interior del conducto sin tocar las paredes, por tanto activar la irrigación mas tiempo puede ocasionar que el operador toque las paredes del conducto con la lima ultrasónica, esto de-



tenga su acción y se produzcan alteraciones [Imagen 23]. Con el sistema Endoactivator esto no sucede, puesto que sus puntas son de polímero flexible y suave, por lo que no es capaz de dañar las paredes.

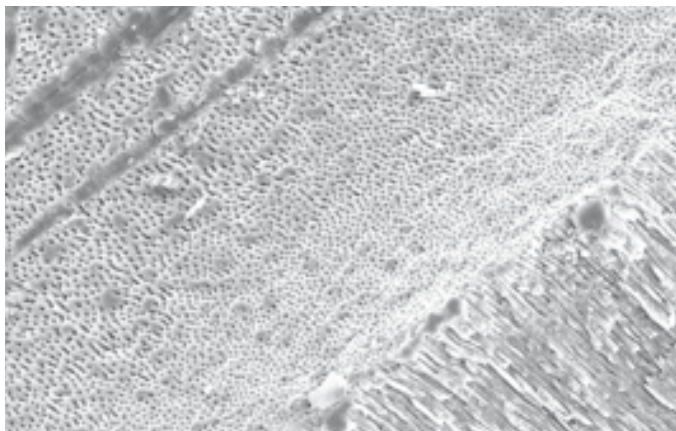


Imagen 23: Alteraciones en el conducto provocadas por la lima US. 250x.

Encontramos diferencias significativas entre la activación con lima ultrasónica y el Endoactivator, como en los estudios de Niu, Ciucchi, Cameron, Stamos, Goldman y Mayers.^{20,21,22,23,24,10} Sin embargo Tronstad¹³ no encuentra diferencias significativas entre ambos tipos de activación.

En el estudio ha quedado patente que el uso de un quelante del calcio es fundamental y no sustituible por ninguna técnica de activación asociada a un solo irrigante. En las muestras que no se utilizó, siendo indiferente la activación o no del irrigante y su porcentaje, no se visualizó ningún túbulo dentinario limpio, quedando toda la superficie en todos sus tercios repletas de smear layer. Por tanto, para conseguir la mayor desinfección en los tratamientos en-

dodónticos tenemos que recurrir a la asociación de varias soluciones irrigantes: una que disuelva materia orgánica y otra la materia inorgánica, que en el estudio fueron Smear Clear (EDTA al 17%) e hipoclorito (al 2,5% y 5,25%).

Está demostrado que la solución irrigante solo penetra 1mm mas allá de la punta de la aguja, por ello en nuestro estudio irrigamos a 2mm menos que la longitud de trabajo (Goldman y Yamada²⁵). Utilizamos jeringas Monojet 27G basándonos en el estudio de Fukumoto y Kobayasi.⁷

Hemos dividido las muestras para su evaluación en tercio coronal, medio y apical (Cameron, Cuningham y Bolaños^{26,27,28}). Observamos la mejor limpieza en el tercio coronal y medio, encontrándose los peores resultados en el tercio apical. Esto coincide con estudios de Heard, Chow, Senia y Jensen,^{9,4,28,6} pero no con el estudio de Ciucchi²¹ que observaba los mismos resultados en todos los tercios.

Según Ahmad²⁹ los fenómenos físicos que influyen en la limpieza de los conductos son la cavitación y la corriente acústica. En nuestro estudio quedó demostrado a su vez que el uso de distintas concentraciones de NaOCl no influyeron en los resultados, y observamos que la activación con distintos métodos del irrigante arrojaba resultados diversos.

CONCLUSIONES

La concentración del hipoclorito no es un factor directo que influya en la mayor o menor limpieza de los conductos.

El uso de una solución quelante es fundamental para la eliminación del componente inorgánico del barrillo dentinario.

La activación de la irrigación es necesaria para lograr conductos más libres de barrillo dentinario. ◀



BIBLIOGRAFÍA

1. Pasqualiarini D, Beccio R, Calabres N, Cantatore G, Berutti E. *Valutazione in Vitro delle qualità del gigillo apicale in gutapercha fornito da differenti misure di otturatori Thermafil*. Giornale Italiano di Endodonzia 2005; Ottobre-Diciembre.
2. Schärer E, Priv-Doz, Olthoff G. *Effect of three different sealers on the sealing ability of both Thermafil obturators and cold laterally compacted gutta-percha*. Journal of Endodontics 2002; Vol. 28, Issue 9, Pages 638-642.
3. Haapasalo M. *Eradication of endodontic infection by instrumentation and irrigation solutions*. Endodontic Topics 2005; 10, 77-102.
4. Chow T. W. *Mechanical Effectiveness of Root Canal Irrigation*. Journal of Endodontics 1983; Vol. 9, Issue 11, Pages 475-479.
5. Teixeira C.S, Felipe M.C.S, Felipe W.T. *The effect of application time of EDTA and NaOCl on intracanal smear layer removal: an SEM analysis*. International Endodontic Journal 2005; 38, 285-290.
6. Jensen Scott A. *Comparison of the Cleaning Efficacy of Passive Sonic Activation and Passive Ultrasonic Activation After Hand Instrumentation in Molar Root Canals*. Journal of Endodontics 1999; Vol. 25, Issue 11, Pages 735-8.
7. Fukumoto Y, Kikuchi I, Yoshioka T, Kobayashi C, Suda H. *An ex vivo evaluation of a new root canal irrigation technique with intracanal aspiration*. International Endodontic Journal 2006; 39, 93-99.
8. Huang T.Y, Gulabivala K. *A bio-molecular film ex-vivo model to evaluate the influence of canal dimensions and irrigation variables on the efficacy of irrigation*. International Endodontic Journal 2008; 41, 60-71.
9. Heard F, Walton R.E. *Scanning electron microscope study comparing four root canal preparation techniques in small curved canals*. International Endodontic Journal 1997; 30, 323-331.
10. Mayer B.E, Peters O.A, Barbakow F. *Effects of rotary instruments and ultrasonic irrigation on debris and smear layer scores: a scanning electron microscopic study*. International Endodontic Journal 2002; 35, 582-589.
11. Richman MJ. *The use of ultrasonics in root canal therapy and root resection*. Journal of Dental Medicine 1957; 12, 12-8.
12. Cunningham W, Martin H. *A scanning electron microscope evaluation of root canal debridement with the ultrasonic synergistic system*. Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology 1982; 53, 527-31.
13. Tronstad L, Barnett F, Schwartzben L, Frasca P. *Effectiveness and safety of a sonic vibratory endodontic instrument*. Endod. Dent Traumatol 1985; 1:69-76.
14. Lee, Wu, Wesselink. *The effectiveness of syringe irrigation and ultrasonics to remove debris from simulated irregularities within prepared root canal walls*. International Endodontic Journal 2004; 37, 672-678.
15. Ruddle. *Hydrodynamic disinfection tsunami endodontics*. Dentistry Today 2007; May.
16. Lumley. *Cleaning of Oval Canals Using Ultrasonic or Sonic Instrumentation*. Journal of Endodontics 1993; vol. 19, Issue 9, Pages 453-7.
17. McComb D, Smith DC, Beagrie GS. *The results of in vivo endodontic chemomechanical instrumentation: a scanning electron microscopic study*. Journal of Britihs Endodontic Society 1976; 9; 11-18.
18. Lester K, Boyde A. *Scanning electron microscopy of instrumented, irrigated and filled root canals*. British Dental Journal 1977; 143, 359-67.
19. Spangberg L, Engström B, Langeland K. *Biologic effects of dental materials. Toxicity and antimicrobial effect of endodontic antiseptics in vitro*. Oral Surg Oral Med Oral Pathol 1973; 36; 856-871.
20. Niu W, Yoshioka T, Kobayashi C, Suda H. *A scanning electron microscopic study of dentinal erosion by final irrigation with EDTA and NaOCl solutions*. International Endodontic Journal 2002; 35, 934-9.
21. Ciucchi B, Khettabi M, Holz J. *The effectiveness of different endodontic irrigation procedures on the removal of the smear layer: a scanning electron microscopic study*. International Endodontic Journal 1989; 22, 21-8.
22. Cameron JA. *The choice of irrigant during hand instrumentation and ultrasonic irrigation of the root canal: a scanning electron microscope study*. Australian Dental Journal 1995; 40:85-90.
23. Stamos DE, Sadeghi EM, Haasch GC, Gerstein H. *An in vitro comparison study to quantitate the debridement ability of hand, sonic, and ultrasonic instrumentation*. Journal of Endodontics 1987; Vol. 13, Issue 9, Pages 434-440.
24. Goldman M, White RR, Moser CR, Tenca JI. *A comparison of three methods of cleaning and shaping the root canal in vitro*. Journal of Endodontics 1988; Vol. 14, Issue 1, Pages 7-12.
25. Yamada RS, Armas A, Goldman M, Lin PS. *A scanning electron microscopic comparison of a high volume final flush with several irrigating solutions: Part 3*. Journal of Endodontics 1983; Vol. 9, Issue 4, Pages 137-142.
26. Cameron J. *The use of ultrasonics in the removal of the smear layer: a scanning electron microscope study*. Journal of Endodontics 1983; Vol. 9, Issue 7, Pages 289-92.
27. Bolaños O, Jensen J. *Scanning electron microscope comparisons of the efficacy of various methods of root canal preparation*. Journal of Endodontics 1980; Vol. 6, Issue 11, Pages 815-22.
28. Senia ES, Marshall FJ, Rosen SP. *The solvent action of sodium Hypochlorite on pulp tissue of extracted teeth*. Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology 1971; 31:96-103.
29. Ahmad M, Thomas R. Pitt Ford, and Lawrence A. Crum. *Ultrasonic Debridement of Root Canals: Acoustic Streaming and Its Possible Role*. Journal of Endodontics 1987; ol. 14, Issue 10, Pages 486-493.