

Análisis microbiológico a corto y largo plazo del material usado para esterilizar instrumental odontológico.

Short and long-term microbiological analysis of the material for sterilize dental instruments.

María de los Ángeles Carrasco-Ruiz,* Elvia Ortiz-Ortiz,* Aurora Lucero-Reyes,*
María del Rosario Lechuga-Rojas,* Patricia Limón-Huitrón,* Esmeralda García-Torres*

RESUMEN

Introducción: el material para empaquetar el instrumental odontológico, como pueden ser bolsas de tela, papel o plástico, es usado por profesionales de la salud; sin embargo, es necesario esclarecer la efectividad de cada uno y determinar el tiempo que permanece estéril luego del procedimiento. **Objetivo:** identificar la eficacia de tela, plástico y papel como materiales para esterilizar instrumental a corto y largo plazo. **Material y métodos:** se realizaron cultivos sólidos y líquidos de instrumental esterilizado en tres materiales y con diferentes tiempos de postesterilización. Se incubaron a 36 °C por 72 horas en condiciones aerobias y anaerobias. Los resultados se analizaron usando una prueba de Kruskal-Wallis, seguida de una prueba de Dunn. **Resultados:** los resultados mostraron que inmediatamente después del proceso de esterilización, los tres materiales son efectivos (Kruskal-Wallis test, $p = 0.2752$), 24 horas ($p = 0.2492$), siete ($p = 0.0509$) y 14 días ($p = 0.0006$). Veinticuatro horas posterior a la esterilización la tela no es efectiva, el plástico disminuye su efectividad y el papel sigue siendo efectivo. **Conclusión:** en nuestros resultados, el papel es la mejor opción para esterilizar instrumental

Palabras clave: esterilización, instrumental odontológico, efectividad.

ABSTRACT

Introduction: material such as cloth, paper or plastic bags to wrap dental instruments is used by health professionals, however, it is necessary to clarify the effectiveness of each one and determine if it remains sterile after the procedure. **Objective:** to determine the effectiveness of cloth, plastic and paper as materials to sterilize dental instruments in the short and long term. **Material and methods:** we carry out solid and liquid cultures of sterilized instruments in three materials, at different post-sterilization times, incubated at 36 °C for 72 hours under aerobic and anaerobic conditions, and the results were analyzed using a Kruskal-Wallis test, followed by from a Dunn's test. **Results:** our results showed that immediately after the sterilization process the three materials are effective (Kruskal-Wallis; $p = 0.2752$), 24 hours ($p = 0.2492$), 7 ($p = 0.0509$) and 14 ($p = 0.0006$) days. Twenty-four hours after the cloth is not effective, plastic decreases its effectiveness and paper remain effective. **Conclusion:** in our results, paper is the best option to sterilize dental instruments.

Keywords: sterilization, dental instruments, efficacy.

INTRODUCCIÓN

La cavidad oral es un espacio en el cual existe una gran cantidad de microorganismos, patógenos y no patógenos, que pueden trasladarse al equipo e instrumental odontológico.^{1,2} Pacientes y odontólogos

están expuestos a microorganismos, ya que la práctica incluye transferencia directa o indirecta a través del instrumental, equipo y superficies contaminadas.³ Considerando que el instrumental odontológico está en contacto con la cavidad oral del paciente, es de suma importancia que el instrumental usado se encuentre

* Universidad Autónoma de Tlaxcala, Facultad de Odontología.

Recibido: 21 de junio de 2022. Aceptado: 20 de septiembre de 2022.

Citar como: Carrasco-Ruiz MA, Ortiz-Ortiz E, Lucero-Reyes A, Lechuga-Rojas MR, Limón-Huitrón P, García-Torres E. Análisis microbiológico a corto y largo plazo del material usado para esterilizar instrumental odontológico. Rev ADM. 2023; 80 (1): 6-10. <https://dx.doi.org/10.35366/109721>



estéril.⁴ El uso de material no esterilizado correctamente es un riesgo de salud para el paciente y para el personal de salud.² Por parte de los Centros para el Control y Prevención de Enfermedades (CDC, por sus siglas en inglés), la Administración de Seguridad y Salud Ocupacional (OSHA, por sus siglas en inglés) y la Asociación Dental Americana (ADA, por sus siglas en inglés) se han establecido normas sanitarias que el personal odontológico debe cumplir.³ Por ello, es de gran relevancia un adecuado procedimiento de esterilización en el instrumental que se utilizará durante la consulta odontológica, ésta es una de las prácticas que definen a un odontólogo competente.⁵

Para realizar el procedimiento de esterilización se utilizan diferentes materiales como: cajas metálicas y de plástico, bolsas para esterilizar y también paños de tela.⁶ El material que se usa para esterilizar debe permitir la entrada de calor y de vapor seco o húmedo según sea el caso; además en ocasiones éste se almacena, por tal razón es necesario elegir adecuadamente el material que se va a utilizar para esterilizar.⁷ Se debe utilizar un material que no deje pelusa, ya que si estas partículas quedan en el instrumental quirúrgico pueden entrar en contacto con las heridas y causar infecciones.⁷ Es usual que, sin conocer previamente la eficacia de los materiales, se utilice el mismo protocolo para todos ellos, tampoco se considera el material de empaquetado o si éste permanece estéril; por lo que los objetivos de esta investigación fueron: esclarecer la efectividad de los materiales que se usan para esterilizar el instrumental odontológico, así como determinar la efectividad a largo plazo de los tres materiales mencionados para mantener estéril el instrumental usado en la práctica odontológica.

MATERIAL Y MÉTODOS

Se realizó un estudio experimental en el que se usaron sondas periodontales empaquetadas en bolsas de tela, plástico y papel, se esterilizaron y se procedió a realizar los cultivos en cuatro tiempos diferentes: inmediatamente, 24 horas, siete y 14 días después del proceso de esterilización. Posterior al procedimiento de esterilización, el material se mantuvo en una mesa limpia durante el tiempo de postesterilización, se transportó del área central de equipos y esterilización (CEYE) al laboratorio de investigación, y se mantuvo en condiciones ambientales hasta la toma de muestras.

Preparación de medios de cultivo

Se prepararon medios de cultivo sólidos y líquidos, los medios sólidos fueron: agar papa dextrosa (APD: papa 20%, dextrosa 2%, Meyer código: 1,440-250 y agar 1.5%, Meyer código 5,345-1,000), así como agar gelosa sangre (AGS: 40%, Bioxon® código: 211728), enriquecido con 5% de sangre humana. Los medios líquidos fueron: caldo nutritivo (Bioxon® código 103-1), tioglicolato sin dextrosa y sin indicador (BD Bioxon® 228000) en las proporciones indicadas por el fabricante. Los medios sólidos y líquidos se esterilizaron a 121 °C, durante 15 minutos, a 15 libras de presión en un autoclave de calor húmedo (Modelo DC MEDIMAN).

Toma de muestras

Las muestras se tomaron frotando un hisopo, sumergido previamente en solución salina al 0.9% de cloruro de sodio (NaCl, Meyer código 2365-500), en los instrumentos de muestra, mismos que se incubaron durante 72 horas a 36 °C en tioglicolato sin dextrosa y sin indicador para cultivos anaerobios, así como en caldo nutritivo para cultivos aerobios; todo bajo condiciones de esterilidad dentro de la campana de flujo laminar.

Incubación

Las muestras en los medios líquidos se incubaron durante 72 horas a 36 °C dentro de la estufa RIOSSA EC-51, posterior a ese tiempo se realizó la siembra en medios sólidos usando un asa bacteriológica a través de la técnica de estría, agar glucosado de Sabouraud (AGS) y agar de papa y dextrosa (APD) para microorganismos aerobios y únicamente en AGS para los cultivos anaerobios. Todos los medios fueron preparados en las concentraciones descritas anteriormente, los cultivos anaerobios se incubaron dentro de una jarra de anaerobiosis Meyer; todo bajo condiciones de esterilidad en la campana de flujo laminar. Después de la siembra, las cajas de Petri se incubaron 72 horas a 36 °C.

Tinción de Gram

Para algunos casos en los que se observó mayor crecimiento bacteriano se realizó tinción de Gram, para ésta se hizo frotis usando el asa bacteriológica, los cuales fueron fijados con calor empleando la flama de un mechero y después de ello se realizó la tinción correspondiente con

el kit Hycel, de acuerdo a las indicaciones del fabricante. Se obtuvieron fotografías representativas con el microscopio Leica DME en el objetivo 100x usando aceite de inmersión.

Cuantificación

Posterior a 48 horas de la siembra, se realizó el conteo correspondiente de las unidades formadoras de colonias (UFC) en los medios sólidos. Del mismo modo, se hizo un análisis cualitativo en los cultivos líquidos considerando la turbidez de los medios. Se clasificó de cero a tres, el número mayor se refería al nivel más elevado de turbidez, éste fue un método establecido empíricamente en el laboratorio.

Análisis estadístico

El análisis estadístico se realizó usando una prueba de Kruskal-Wallis, seguida de una prueba de Dunn. Para determinar diferencias entre los grupos se consideró un

nivel de significancia $p = 0.05$. En todos los casos se usó el programa de análisis estadístico GraphPad Prism 7.0 para Windows.

RESULTADOS

Se observó un crecimiento bacteriano en algunos medios de cultivo. La descripción de la morfología bacteriana se muestra en la *Tabla 1*, asimismo se muestran fotomicrografías representativas (*Figura 1*).

Los resultados mostraron eficacia de los tres materiales empleados para la esterilización inmediatamente después del proceso. Tanto en cultivos líquidos como sólidos, aerobios y anaerobios, el crecimiento fue nulo (Kruskal-Wallis test, $p > 0.05$) (*Tablas 2 y 3*).

Posterior a las 24 horas del proceso de esterilización, los resultados mostraron que los tres materiales son efectivos (Kruskal-Wallis test, $p > 0.05$) (*Tablas 2 y 3*); sin embargo, el uso de tela mostró crecimiento mínimo de algunos microorganismos para todos los casos.

Después de siete días del proceso de esterilización, los resultados mostraron que la tela (T) no es efectiva con respecto a los otros materiales. La bolsa de plástico (BP) reduce su efectividad, pero la bolsa de papel (PP) muestra mayor efectividad que los otros materiales en medios sólidos (Kruskal-Wallis test, T vs BP, $p = 0.0251$; T vs PP, $p > 0.9999$; BP vs PP, $p = 0.1191$) (*Tabla 2*) y en medios líquidos (Kruskal-Wallis test, $p > 0.05$) (*Tabla 1*).

El crecimiento de microorganismos anaerobios en cultivos líquidos 14 días luego del proceso de esterilización mostró mayor crecimiento en el instrumental esterilizado en tela (Kruskal-Wallis test, T vs BP, $p = 0.0057$; T vs PP, $p > 0.0057$; BP vs PP, $p = 0.9999$) (*Tabla 3*); sin embargo, en los medios sólidos anaerobios aunque se observó crecimiento no hubo diferencia estadísticamente significativa (Kruskal-Wallis test, $p > 0.05$) (*Tabla 2*).

Características	
Morfología	
Cocos	Diplococos Estreptococos
Bacilos	Formas filamentosas
Pared celular	Gram positiva (azul violeta) Gram negativa (rojizas)
Respiración	Aerobios Anaerobios

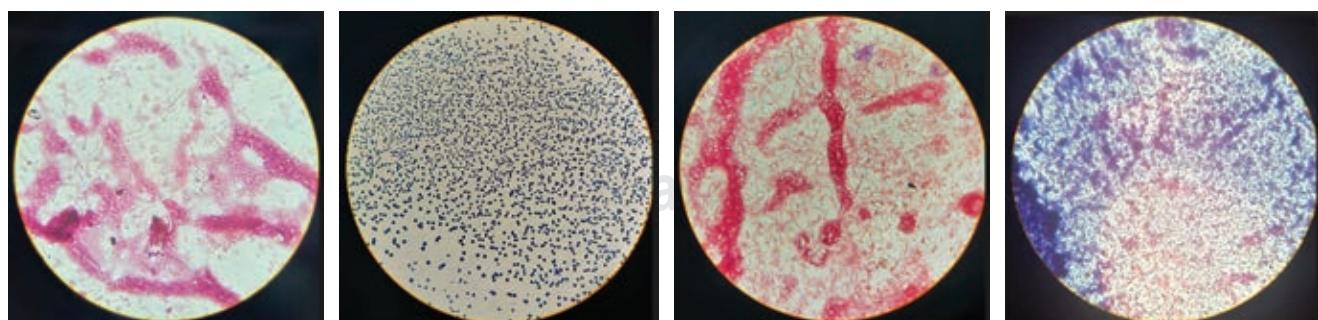


Figura 1: Microfotografías representativas observadas al microscopio usando aceite de inmersión. Bacterias Gram positivas azul o violeta y bacterias Gram negativas rojas, magnificación 100x.

Tabla 2: Conteo de las unidades formadoras de colonias (UFC) en condiciones aerobias y anaerobias; inmediatamente, 1, 7 y 14 días posterior al procedimiento de esterilización.

Tiempo (días)	Tela	Papel	Plástico	p
Aerobios				
0	0.5 ± 0	0 ± 0	0 ± 0	0.2752
1	0 ± 0	0 ± 0	0 ± 0	0.2941
7	2 ± 12	0 ± 0	2 ± 0	0.0509
14	5 ± 10 ^a	* 0 ± 1 ^b	‡ 0 ± 1 ^b	§ 0.0006
Anaerobios				
0	1.5 ± 7	0 ± 0	0.5 ± 4	0.0659
1	0 ± 5	0 ± 0	0 ± 0	0.2941
7	0 ± 4	0 ± 1	0 ± 12	> 0.9999
14	0 ± 12	0 ± 1	0 ± 2	0.0840

Los datos representan la mediana ± máxima de cada grupo (N = 6), (Kruskal-Wallis test, * p = 0.010, ‡ p ≤ 0.05, § p = 0.0010).

Las letras ^a y ^b indican diferencias estadísticamente significativas entre grupos cuyo valor de p ≤ 0.05.

DISCUSIÓN

Los hallazgos de esta investigación mostraron mayor eficacia del papel como material de esterilización, el plástico muestra menor eficacia y la tela no es efectiva. En múltiples ocasiones se almacena el instrumental odontológico y se usa luego de cierto tiempo postesterilización. Existen legislaciones y normas regulatorias para cumplir con los estándares de seguridad requeridos en la práctica odontológica, instrumental y equipo odontológico, así como las unidades dentales.⁸ Esto se puede revisar en la Norma Oficial Mexicana para la prevención y control de enfermedades bucales NOM-013-SSA2-2006, publicada el 23 de noviembre de 2016, en el Diario Oficial de la Federación.

El proceso de esterilización se debe realizar bajo un protocolo estricto, estandarizado y replicable.⁵ Limpiar, desinfectar y esterilizar el material e instrumental se ha convertido en una responsabilidad legal que obliga al odontólogo a garantizar el correcto procedimiento.⁴ Se requiere de un proceso cuidadoso de validación, así como planeación del procedimiento que se utilizará considerando la práctica a desarrollar.⁹

En este sentido es necesario evaluar la efectividad de los materiales que se utilizan para esterilizar, así como el tiempo postesterilización. Existen diversos factores como la temperatura, la humedad, la eliminación de aire, el secado, entre otros, que podrían influir en la efectividad de la esterilización y que en ocasiones no se consideran.¹⁰ En el área odontológica se han realizado varios estudios sobre la eficacia de la esterilización, pero poco se ha publicado.¹ Por esta razón es necesario realizar estudios que incluyan los tiempos y ciclos usados de esterilización, el material que se utiliza para envolver, el procedimiento de lavado y desinfectado del instrumental previo a la esterilización, así como el tratamiento postesterilización; y no sólo realizarlos, sino también publicar acerca de ello entre la comunidad odontológica.

CONCLUSIONES

Los hallazgos de esta investigación mostraron diferencia en la eficacia de los tres materiales más comunes para llevar a cabo el procedimiento de esterilización. El papel es la mejor opción para esterilizar instrumental odontológico.

Tabla 3: Cuantificación de medios líquidos en condiciones aerobias y anaerobias; inmediatamente, 1, 7 y 14 días posteriores al procedimiento de esterilización.

Tiempo (días)	Tela	Papel	Plástico	p
Aerobios				
0	0 ± 1	0 ± 0	0 ± 0	> 0.9999
1	1.5 ± 2 ^a	* 0 ± 0 ^b	* 0 ± 0 ^b	* 0.0147
7	0 ± 3	0 ± 0	0 ± 1	0.1702
14	1 ± 2	‡ 0 ± 0	* 0 ± 1	‡ 0.0079
Anaerobios				
0	0.5 ± 2	0 ± 0	0 ± 0	0.0735
1	0 ± 0	0 ± 0	0 ± 0	0.2941
7	1 ± 1 ^a	0 ± 0	0 ± 0 ^b	* 0.0147
14	1 ± 3 ^a	‡ 0 ± 0 ^b	‡ 0 ± 0 ^b	‡ 0.021

Los datos representan la mediana ± máxima de cada grupo (n = 6), (Kruskal-Wallis test, * p ≤ 0.05, ‡ p = 0.010).

Las letras ^a y ^b indican diferencias estadísticamente significativas entre grupos cuyo valor de p ≤ 0.05.

Asimismo, se demostró que el tiempo postesterilización debe ser considerado, ya que a largo plazo es posible que se pueda contaminar por microorganismos anaerobios dentro del empaque.

Se recomienda esterilizar el material previo a su uso y no almacenarlo por largos períodos de tiempo.

REFERENCIAS

1. Hernández LS, Alavez RS, García HJ, Flores LMG. Monitoreo con indicadores biológicos de rápida lectura de las autoclaves de CEYE de la Facultad de Odontología de la Universidad Tecnológica de México. Rev Odont Mex. 2016; 20 (2): 93-97.
2. Laheij AM, Kistler JO, Belibasakis GN, Valimaa H, de Soet JJ; European Oral Microbiology Workshop (EOMW). Healthcare-associated viral and bacterial infections in dentistry. J Oral Microbiol. 2012; 4.
3. La Corte E. Uso de normas de bioseguridad en el consultorio. Rev Mex Odont Clin. 2009; 3 (5): 18-24.
4. Fernández Feijoo J, Orbezo Chuchón F, Díz Dios P, Limeres Posse J. Desinfección del instrumental en las Unidades de Salud Bucodental del Servicio Gallego de Salud. [Disinfection of dental instruments in dental settings of the Galician Health Service]. Aten Primaria. 2017; 49 (9): 560-561.
5. Laneve E, Raddato B, Dioguardi M, Di Gioia G, Troiano G, Lo Muzio L. Sterilisation in dentistry: a review of the literature. Int J Dent. 2019; 2019: 6507286.
6. Rani L, Pradeep. Sterilization protocols in dentistry – A review. J Pharm Res. 2016; 8 (6): 558-564.
7. Rutala WA, Weber DJ. Disinfection, sterilization, and antisepsis: an overview. Am J Infect Control. 2016; 44 (5 Suppl): e1-6.
8. Pankhurst CL, Scully C, Samaranayake L. Dental unit water lines and their disinfection and management: a review. Dent Update. 2017; 44 (4): 284-5, 289-92.
9. Berovic M. Sterilisation in biotechnology. Biotechnol Annu Rev. 2005; 11: 257-79.
10. Rodríguez RPO. Protocolos de desinfección y esterilización del instrumental rotatorio en odontología. [Tesis] Universidad Iberoamericana Facultad de Ciencias de la Salud Escuela De Odontología. 2020.

Conflictos de intereses: los autores declaran que no hay conflicto de intereses.

Aspectos éticos: investigación sin riesgo, no requiere consentimiento informado.

Financiamiento: para su desarrollo se contó con el financiamiento del Cuerpo Académico, Salud y Epidemiología Bucal (UATLx-CA-209).

Correspondencia:

Dra. María de los Ángeles Carrasco-Ruiz

E-mail: 20050820@uatx.mx