

Investigación original

Eficacia de desinfectantes comerciales para reducir microorganismos de superficies del sillón dental en clínicas pediátricas

Marine Ortiz-Magdaleno¹, Adrián Alexis González-Ortiz²,
Oscar Uriel García-Peláez³, Josué Roberto Bermeo Escalona⁴,
Juan Antonio Cepeda-Bravo⁶, Luis Octavio Sánchez-Vargas^{5, 6}

- ¹. Especialidad en Odontología estética, cosmética, restauradora e Implantología. Facultad de Estomatología. Universidad Autónoma de San Luis Potosí, San Luis Potosí, México.
- ². Facultad de Odontología. Unidad Torreón, Universidad Autónoma de Coahuila, Coahuila, México.
- ³. Facultad de Odontología, Río Blanco. Universidad Veracruzana, Veracruz, México.
- ⁴. Facultad de Odontología. Universidad Autónoma del Estado de México, México.
- ⁵. Laboratorio de Bioquímica y Microbiología. Facultad de Estomatología, Universidad Autónoma de San Luis Potosí, San Luis Potosí, México.
- ⁶. Especialidad de Periodoncia, Facultad de Estomatología, Universidad Autónoma de San Luis Potosí, San Luis Potosí, México.

Autor de correspondencia:

Luis Octavio Sánchez Vargas

Laboratorio de Bioquímica y Microbiología.

Facultad de Estomatología, Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Av. Dr. Manuel Nava #2, Zona Universitaria, 78290, San Luis Potosí, México.

Tel: +524448262300 ext. 5137.

E-mail: octavio.sanchez@uaslp.mx

Recibido: septiembre 2021

Aceptado: septiembre 2022

Citar como:

Ortiz-Magdaleno M, González-Ortiz AA, García-Peláez OU, Bermeo Escalona JR, Cepeda-Bravo JA, Sánchez-Vargas LO. Eficacia de desinfectantes comerciales para reducir microorganismos de superficies del sillón dental en clínicas pediátricas. *Rev Odont Mex.* 2022; 26(2): 46-58. DOI: 10.22201/fo.1870199xp.2022.26.2.80761

Resumen

Introducción: la reducción de la contaminación de superficies en clínicas dentales con desinfectantes es clave para el control de infecciones. **Objetivo:** evaluar el crecimiento bacteriano en la escupidera, punta de la jeringa triple y conector del eyector de succión del sillón dental en clínicas dentales pediátricas después de tres jornadas de trabajo. **Material y métodos:** se aislaron los microorganismos y se cuantificaron las Unidades Formadoras de Colonias (UFC) de las superficies evaluadas durante el 1.º, 2.º y 3.º día de la jornada de trabajo, los desinfectantes evaluados fueron compuestos de amonio cuaternario (CAQ) de 5.ª generación al 3% (FD 300® y Septalkan®) y de 3.ª generación (Bactogem EQ-110®), hipoclorito de sodio al 0.05% (NaClO) y dióxido de cloro (ClO₂, TwinOxide®). **Resultados:** los microorganismos aislados previo al uso de los desinfectantes fueron: *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia faecalis*, *E. coli* y complejos *Klebsiella-Enterobacter-Serratia-Citrobacter*, *KESC*. Tras el uso de los desinfectantes se eliminó totalmente *P. aeruginosa* y *E. coli*; asimismo se obtuvo una reducción significativa de *E. faecalis* y *KESC* ($p < 0.05$), y *S. aureus* no mostró una reducción bacteriana. El FD 300® obtuvo la mayor reducción $> 5 \text{ Log}_{10}$ en las tres superficies, seguido del Septalkan® con una reducción de entre 3 y 4 Log_{10} . El NaClO al 0.5% y el TwinOxide® (ClO₂) obtuvieron una reducción superior a los 3 Log_{10} , Bactogem EQ-110® obtuvo menores reducciones entre 2 y 3 Log_{10} . **Conclusiones:** el CAQ al 3% de 5.ª generación FD 300® mostró la mayor reducción de UFC en la punta de la jeringa triple y conector del eyector de succión y una reducción total en la escupidera, seguido del Septalkan®; el NaClO y ClO₂ obtuvieron una reducción de UFC similar; el CAQ de 3.ª generación mostró la menor eficacia desinfectante.

Palabras clave: soluciones desinfectantes, superficies, sillón dental, control de infecciones.

INTRODUCCIÓN

A partir de la pandemia ocasionada por el SARS-CoV-2, existe un incremento de conciencia en la relación de las superficies contaminadas con la transmisión de patógenos asociados a la atención dental, lo cual ha resaltado la necesidad de métodos efectivos para la limpieza y desinfección de superficies inertes¹. Los procedimientos dentales involucran el contacto del equipo dental o instrumental con el tejido estéril o con las membranas mucosas del paciente², siendo un riesgo importante estos procedimientos en la vía de entrada de microbios patógenos; no desinfectar o esterilizar adecuadamente las superficies de los dispositivos y equipos dentales puede provocar la transmisión de infecciones³.

En odontología, el control de infecciones es un asunto relevante para prevenir la propagación de enfermedades, por lo que la desinfección de superficies es un método para reducir el riesgo de contacto con virus e interrumpir su propagación⁴; por tanto, es necesario tener el conocimiento de cuándo se debe de realizar el proceso de desinfección o esterilización; aunque ambos eliminan patógenos, solo la esterilización elimina endoesporas⁵. La desinfección y esterilización de los aditamentos y dispositivos en odontología para la atención del paciente se divide en tres niveles, dependiendo de la intención de uso de cada objeto: crítica (contacto con tejido estéril o hueso: esterilización), semicrítica (contacto con membranas de la mucosa o piel no intacta: esterilización o desinfección de nivel medio) y no crítica (contacto piel intacta: desinfección de nivel medio o bajo)^{6,7}.

Los microorganismos que contaminan el entorno ambiental de las clínicas dentales representan una fuente importante de transmisión de infecciones asociadas con los procedimientos dentales. Se ha reportado que la transmisión de las infecciones en un entorno clínico es causada por los residuos de la microbiota endógena o por bacterias patógenas del paciente⁸. Cuando esta microbiota endógena encuentra superficies inertes de aditamentos y equipos dentales que no se desinfectan adecuadamente, se contaminan por virus y bacterias⁹. En las clínicas dentales, las infecciones se pueden adquirir a través de los microorganismos provenientes de los aerosoles, líneas de agua, sangre, saliva y secreciones respiratorias por microorganismos del medio ambiente, de la cavidad oral o del tracto respiratorio, por lo que la limpieza de las superficies en los consultorios dentales debe de realizarse antes y después de atender a cada paciente^{10, 11}.

Existen características deseables para una solución desinfectante: debe dar muerte a una amplia variedad de microorganismos patógenos sin causar la aparición de formas resistentes; su acción debe ser eficaz y eficiente, incluso en la presencia de materia orgánica. Asimismo, la exposición al desinfectante no debe dañar a los humanos o al medio ambiente, contar con costo accesible, olor agradable y una vida útil prolongada⁶. Las formulaciones de desinfectantes más utilizadas en la actualidad son los compuestos del amonio cuaternario, con propiedades surfactantes anfóteras que poseen compuestos de iones poliatómicos cargados positivamente¹² entre los productos químicos más populares de desinfección está el peróxido de hidrógeno, el hipoclorito de sodio, los compuestos de amonio cuaternario y el glutaraldehído⁷, aunque este último desprende vapores de alta toxicidad cuando se emplea al 2%¹³.

En una clínica dental hay superficies con mayor susceptibilidad a contaminación continua, debido a que están más expuestas a los microorganismos o involucran mayor contacto del personal dental (apagador de la luz dental, rayos X, punta de la jeringa triple, eyector), lo que permite alojar poblaciones microbianas heterogéneas, con algunos patógenos oportunistas para el humano; cuando estas superficies son tocadas por las manos del personal, una vez contaminadas son un vehículo para la contaminación de superficies¹⁴, por lo que la desinfección de superficies es uno de los procedimientos obligatorios para el control de infecciones¹⁵. La debida atención para una adecuada limpieza, desinfección y esterilización debe ser garantizada en la práctica dental de rutina para evitar infecciones cruzadas^{13, 14}. Por lo tanto, la implementación estricta y adecuada de medidas de control de infecciones es fundamental para la seguridad de los pacientes y odontólogos¹⁵. El objetivo de este estudio fue evaluar la eficacia antibacteriana de diferentes soluciones desinfectantes comerciales empleadas por tres días durante las jornadas clínicas sobre diferentes superficies críticas y aditamentos del sillón dental en una clínica dental pediátrica. Se cuantificaron los microorganismos totales recuperados de cada superficie evaluada y se identificaron los microorganismos con potencial patógeno.

MATERIAL Y MÉTODOS

Este estudio fue aprobado por el comité de ética de la Facultad de Estomatología, de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí (UASLP) (CEI-FE-005-016). El lugar de realización de este estudio fue la clínica del posgrado de Odontopediatria de la Facultad de Estomatología de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí. Entre los criterios de inclusión de los sillones dentales estudiados estaba que hubiesen sido utilizados por el mismo profesional durante cada turno laboral, y que atendiera entre cinco y diez pacientes por día. La toma de muestras se realizó durante tres días consecutivos, por lo que solo se incluyeron los sillones que cumplieran

con los criterios de inclusión durante este periodo. De acuerdo con el cronograma de pacientes citados por el estudiante durante su jornada laboral, se realizó la selección del sillón dental que cumpliera con los criterios de inclusión. Los criterios de exclusión de los sillones dentales fueron que no hubiesen cumplido con el número de pacientes atendidos durante los turnos o que no se realizará una de las tres tomas de muestras de las superficies.

Desinfección de superficies

Previo al inicio del estudio, se aplicó un riguroso protocolo de limpieza y desinfección de todos los sillones dentales de la clínica a estudiar; se utilizó hipoclorito de sodio al 0.5% (NaClO) como estándar de oro en todas las superficies. Las soluciones evaluadas fueron: NaClO al 0.5%, dióxido de cloro (ClO_2 a una concentración de aplicación de 50 ppm), dos soluciones de CAQ de 5.^a generación y una de 3.^a generación (Tabla 1). Previa aleatorización de las unidades dentales, se asignó el desinfectante a utilizar en cada una de ellas; los desinfectantes fueron preparados siguiendo las instrucciones de cada uno de los fabricantes en el laboratorio de Microbiología de la Facultad de Estomatología de la UASLP; las soluciones desinfectantes se colocaron en botellas iguales con atomizador, etiquetadas con un número que identificaba al producto; el investigador principal era el único que conocía el producto asignado a cada número. Se procedió a realizar el protocolo de desinfección entre cada paciente durante el turno laboral, lo cual fue realizado por dos participantes de este estudio que desconocían el producto que aplicaban. La desinfección de las superficies se realizó vía aerosol, rociando la superficie a desinfectar hasta humedecerla visiblemente con un atomizador (0.6 ml/cm^2), se empleó una limpieza mecánica de las superficies con una toalla desechable multiusos frotando en varias direcciones durante un minuto, se dejó húmeda la superficie durante los siguientes cinco minutos, y posteriormente se hizo la recolección de muestras. Estos procedimientos se realizaron durante tres días, antes del primer paciente del día y entre cada paciente atendido en cada sillón dental.

Tabla 1.
Soluciones desinfectantes evaluadas en este estudio

Solución	Nombre comercial	Composición descrita en la etiqueta o ficha técnica	Manufactura
Dióxido de cloro	TwinOxide®	Dióxido de cloro 0.3%	TwinOxide International B. V. Países Bajos.
Amonio cuaternario de 5. ^a generación	FD 300®	Combinación de efecto sinérgico de alquilaminas y compuestos de amonio cuaternario. 100 g de FD 300 contienen 12 g de 3-aminopropil-dodecil-1,3-propandiamina, 7 g de propionato de didecil-metil-poli(oxietil) amonio, así como 5-15 % de tensioactivos no iónicos, < 5% de agentes complejantes, < 5% de componentes detergentes alcalinos, adyuvantes y agua.	Dürr Dental Orochemie GmbH + Co. KG, Alemania.
Amonio cuaternario de 5. ^a generación	Septalkan®	Cloruro de didecildimetilamonio. Cloruro de alquilbencildimetilamonio (Amonios cuaternarios de cuarta y quinta generación).	Alkapharm, Francia.
Amonio cuaternario de 3. ^a generación	Bactogem EQ-110®	En el envase se describe que contiene: sales cuaternarias de amonio de amplio espectro. No se encontró ficha técnica.	México.

Recolección de muestras

La toma de muestras se realizó en tres superficies diferentes del sillón dental: punta de la jeringa triple, boquilla o conector del eyector de succión y superficie de la escupidera. El protocolo de desinfección inicial se hizo en el día uno, antes de cualquier intervención y de iniciar la primera jornada clínica. Posteriormente se hizo la toma de la muestra basal (día uno), la segunda toma de muestra fue de seguimiento (día dos) y la tercera muestra final fue después del último paciente atendido durante la última jornada (día tres). La toma de muestras se realizó con un hisopo estéril de punta de algodón previamente humedecido con agua destilada estéril, frotándolo en diez ocasiones sobre cada superficie. Los hisopos fueron colocados en un tubo contenedor con 5 ml de medio de transporte de caldo de soya.

Cuantificación de UFC

Las muestras se agitaron vigorosamente durante diez segundos en un agitador vórtex; se realizaron diluciones seriadas, tomando 500 μ L con una pipeta con una punta estéril de las muestras basales, las cuales fueron transferidas a un tubo de ensayo con 4.5 ml de PBS estéril; se agitó durante 30 segundos, y se realizaron las diluciones 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6} y 10^{-7} . Una vez realizadas las diluciones seriadas, se tomaron 100 μ L de cada una de ellas y se sembraron en placas de agar soya tripticasa. Las placas de cultivo se incubaron a 36 ± 1.5 °C durante 24 a 48 horas. De los cultivos crecidos fueron contadas las unidades formadoras de colonias UFC / ml del crecimiento microbiano con ayuda de una cámara cuenta colonias. La determinación de la presencia de *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus* spp, *Pseudomonas aeruginosa* y *Candida* spp se realizó a partir del cultivo primario tanto de la muestra basal inicial como de la final. Se realizó un subcultivo punzando aleatoriamente diez colonias de cada cultivo de Agar de Soya tripticasa resembrando por la técnica de cultivo puro en placas de cultivo selectivo. Para la identificación de las especies se utilizaron medios selectivos, diferenciales cromogénicos CHROMagar™ Staph aureus, CHROMagar™ Orientador, CHROMagar™ Pseudomonas y CHROMagar™ Candida, la identificación de las especies de acuerdo a las características y color de las colonias se realizó de acuerdo a las instrucciones del fabricante y a la experiencia del investigador principal. Estas placas selectivas fueron incubadas a 36 ± 1.5 °C durante 24 a 48 horas. Se evaluó el crecimiento macroscópico de las colonias en los medios diferenciales cromógenos comerciales. Además, se realizó un frotis y tinción de Gram y, una subsecuente resiembra en medios diferenciales para su confirmación, utilizando Agar manitol salado, Agar Enterocococcel, Agar Cetrimida y Agar MacConkey.

Para el análisis estadístico, los datos se capturaron en el programa SPSS versión 20 (IBM. Chicago, Estados Unidos). En la estadística descriptiva se obtuvieron las medianas, medias, desviaciones estándar e intervalos de confianza al 95% de los conteos de crecimiento bacteriano con los diferentes desinfectantes en los tres tiempos y en las diferentes superficies evaluadas. Se obtuvieron las frecuencias de la presencia de las bacterias patógenas en los tiempos basal y final. Para el análisis inferencial, se determinó la normalidad de los datos mediante pruebas de Shapiro-Wilk y la esfericidad con la prueba de Mauchly. Para identificar diferencias en el crecimiento bacteriano considerando los diferentes tiempos, los desinfectantes y las superficies se realizó un modelo de ANOVA bifactorial de medidas repetidas. Para determinar diferencias en la presencia de bacterias entre los tiempos basal y final se hicieron pruebas de McNemar. Tanto para la ANOVA bifactorial como para la prueba de McNemar se consideraron los valores de $p \leq 0.05$ como estadísticamente significativos.

RESULTADOS

Los resultados del efecto de los desinfectantes evaluados sobre el crecimiento microbiano (evaluado en Log_{10}) por superficie estudiada se muestran en la Tabla 2, el conteo de UFC de la muestra del día uno siempre fue mayor en comparación con la muestra del segundo día y de la muestra final al tercer día. La eficacia de las soluciones desinfectantes se consideró a partir de una reducción $\geq 3 \text{ Log}_{10}$ del crecimiento bacteriano en relación con el crecimiento de la muestra 1, además se consideró el tiempo de aplicación de las soluciones desinfectantes y la superficie estudiada. La mayor eficacia en la reducción del crecimiento bacteriano fue la observada con la aplicación del CAQ de 5.^a generación al 3% (FD 300®) con una reducción $> 5 \text{ Log}_{10}$ en la punta de la jeringa triple, conector del eyector y un crecimiento nulo en la superficie de la escupidera. El CAQ de 5.^a generación (Septalkan®) evaluado fue la segunda solución desinfectante con mayor eficacia en la reducción del crecimiento bacteriano con una reducción de

Tabla 2.
Efecto de los desinfectantes evaluados sobre el crecimiento bacteriano (Log_{10}) en las superficies estudiadas

Desinfectante	Estadísticos	Punta de la jeringa triple Log_{10}			Boquilla del eyector Log_{10}			Escupidera Log_{10}		
		Basal (1. ^{er} día)	2. ^o día	Final (3. ^{er} día)	Basal (1. ^{er} día)	2. ^o día	Final (3. ^{er} día)	Basal (1. ^{er} día)	2. ^o día	Final (3. ^{er} día)
Septalkan®	Media	7.00	5.25	3.25	7.25	4.75	4.50	9.25	2.00	2.25
	IC	Mín.	5.70	3.73	-.28	5.73	3.23	3.58	7.73	-1.90
	95%	Máx.	8.30	6.77	6.78	8.77	6.27	5.42	10.77	5.90
	Mediana	7.00	5.50	4.00	7.50	4.50	4.50	9.50	1.50	2.00
	Desv. típ.	.816	.957	2.217	.957	.957	.577	.957	2.449	2.630
NaClO 0.5%	Media	7.00	5.75	3.75	8.00	6.00	3.25	8.25	5.25	2.00
	IC	Mín.	3.10	3.03	-.43	6.70	2.56	-.51	4.97	-.76
	95%	Máx.	10.90	8.47	7.93	9.30	9.44	7.01	11.53	11.26
	Mediana	7.00	5.50	4.50	8.00	6.50	4.00	8.50	6.00	2.00
	Desv. típ.	2.449	1.708	2.630	.816	2.160	2.363	2.062	3.775	2.309
TwinOxide®	Media	8.00	6.25	4.50	8.50	7.75	4.75	9.50	7.50	3.50
	IC	Mín.	6.70	2.72	2.91	6.45	6.95	2.75	8.58	5.45
	95%	Máx.	9.30	9.78	6.09	10.55	8.55	6.75	10.42	9.55
	Mediana	8.00	6.00	4.00	8.50	8.00	5.00	9.50	7.50	4.50
	Desv. típ.	.816	2.217	1.000	1.291	.500	1.258	.577	1.291	2.380
FD 300®	Media	7.25	4.75	.50	7.50	3.75	2.75	9.25	4.75	-
	IC	Mín.	5.25	3.95	-1.09	3.71	-.82	-.26	6.86	2.36
	95%	Máx.	9.25	5.55	2.09	11.29	8.32	5.76	11.64	7.14
	Mediana	7.00	5.00	.00	8.50	4.50	3.50	10.00	5.00	-
	Desv. típ.	1.258	.500	1.000	2.380	2.872	1.893	1.500	1.500	-
Bactogem EQ-110®	Media	7.50	6.00	5.75	8.50	6.50	6.00	7.75	5.25	5.75
	IC	Mín.	4.74	4.70	4.95	7.58	5.58	4.70	3.57	2.86
	95%	Máx.	10.26	7.30	6.55	9.42	7.42	7.30	11.93	7.64
	Mediana	7.00	6.00	6.00	8.50	6.50	6.00	8.50	5.00	6.00
	Desv. típ.	1.732	.816	.500	.577	.577	.816	2.630	1.500	.500

entre 3 y 4 Log₁₀, siendo particularmente eficaz en la reducción del crecimiento bacteriano de la punta de la jeringa triple. El NaClO al 0.5% obtuvo una reducción superior a los 3 Log₁₀, por lo que demostró ser altamente eficaz en la reducción del crecimiento bacteriano en las superficies de las escupideras, siendo menos eficaz en la desinfección de los conectores del eyector y aún menos sobre las superficies de las puntas de las jeringas triples. El ClO₂ (TwinOxide®) mostró una eficacia similar al NaClO al 0.5% con efectos reductores del crecimiento bacteriano de entre 3 y 4 Log₁₀ en las tres superficies evaluadas. El CAQ de 3.ª generación (Bactogem EQ-110®) obtuvo la menor reducción, con reducciones de entre 2 y 3 Log₁₀.

La frecuencia de microorganismos patógenos antes y después del uso de desinfectantes de acuerdo con los aislamientos selectivos de las superficies evaluadas se muestra en la Tabla 3. Se observó que todas las soluciones evaluadas fueron efectivas en reducir la presencia de los microorganismos encontrados (*E. faecalis*, KESC, *P. aeruginosa*, *E. coli*), excepto para el caso de *S. aureus* (Tabla 3). Las pruebas de McNemar demostraron que las diferencias eran estadísticamente significativas en la reducción de *E. faecalis* y KESC; en el caso del *S. aureus* la diferencia representó la falta de eficacia; en *P. aeruginosa* y *E. coli* se obtuvo una reducción en su totalidad por lo que no aplicó el cálculo.

Tabla 3.
Frecuencias de bacterias patógenas por especie antes y después del uso de los desinfectantes en las tres superficies evaluadas.

Crecimiento bacteriano	Frecuencia por especies bacterianas									
	P. aeruginosa		S. aureus		E. faecalis		E. coli		KESC	
	Basal	Final	Basal	Final	Basal	Final	Basal	Final	Basal	Final
Negativo	32	60	47	35	39	56	54	60	34	54
Positivo	28	0	13	25	21	4	6	0	26	6
p*	-		0.029		<0.001		-		<0.001	

*Prueba de McNemar

KESC= Complejo *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Citrobacter*.

Para comparar la eficacia de los diferentes desinfectantes se realizó un ANOVA bifactorial de medidas repetidas, no todos los grupos pasaron la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk ni la prueba de homocedasticidad de Levene. Sin embargo, los datos sí pasaron la prueba de esfericidad de Mauchly (W de Mauchly 0.977, gl 2, p =0.603), por lo que fueron considerados como homogéneos. Para la interpretación de los contrastes multivariados se utilizó la prueba Traza de Pillai, la cual mostró diferencias estadísticas significativas en los diferentes contrastes evaluados: a) crecimiento bacteriano *versus* desinfectante evaluado (F =9.769, gl 4, p <0.001), b) crecimiento bacteriano *versus* tiempo de recolección de la muestras de las superficies (F =116.808, p <0.001), c) la interacción de los tiempos de recolección de las muestras *versus* el desinfectante (F =4.182, p <0.001) y d) la interacción de los tiempos de la recolección de las muestras *versus* las superficies evaluadas (F =3.769, p =0.007) (Figura 1A-C). Las comparaciones por pares de los desinfectantes mostraron que FD 300® al 3% y Septalkan® fueron los más eficientes respecto al resto de los desinfectantes evaluados. La comparación del efecto de la reducción del crecimiento bacteriano en las tres superficies críticas demostró diferencia significativa en todos los grupos excepto en Septalkan® vs. NaClO 0.5%; Septalkan® vs. FD 300®, y TwinOxide® vs. Bactogem EQ-110® (Tabla 4). Las comparaciones por pares de los tres tiempos

evaluados (día uno como muestra basal, día dos y día tres como muestra final) mostraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre todos ellos, lo que demuestra que a mayor tiempo y constancia de aplicación de los desinfectantes es mayor su efecto de reducción bacteriana (Tabla 4).

Tabla 4.
Diferencias comparativas del efecto de reducción del crecimiento bacteriano de los desinfectantes en las tres superficies y entre los tres periodos de tiempo

Desinfectante	Desinfectante	p	Intervalo de confianza al 95% para la diferencia ^b	
			Límite inferior	Límite superior
NaClO 0.5%	Septalkan®	.338	-.450	1.283
	FD 300®	.029	.105	1.839
TwinOxide	Septalkan®	.000	.772	2.506
	NaClO 0.5%	.007	.355	2.089
	FD 300®	.000	1.328	3.061
	Bactogem EQ-110®	.748	-.728	1.006
FD 300®	Septalkan®	.203	-1.422	.311
Bactogem EQ-110®	Septalkan®	.001	.633	2.367
	NaClO 0.5%	.015	.217	1.950
	FD 300®	.000	1.189	2.922
Tiempo	Tiempo	p	Intervalo de confianza al 95% para la diferencia ^b	
			Límite inferior	Límite superior
1.º día (basal)	2.º día	.000	2.042	3.158
	3.º día (final)	.000	3.926	5.141
2.º día	3.º día (final)	.000	1.296	2.570

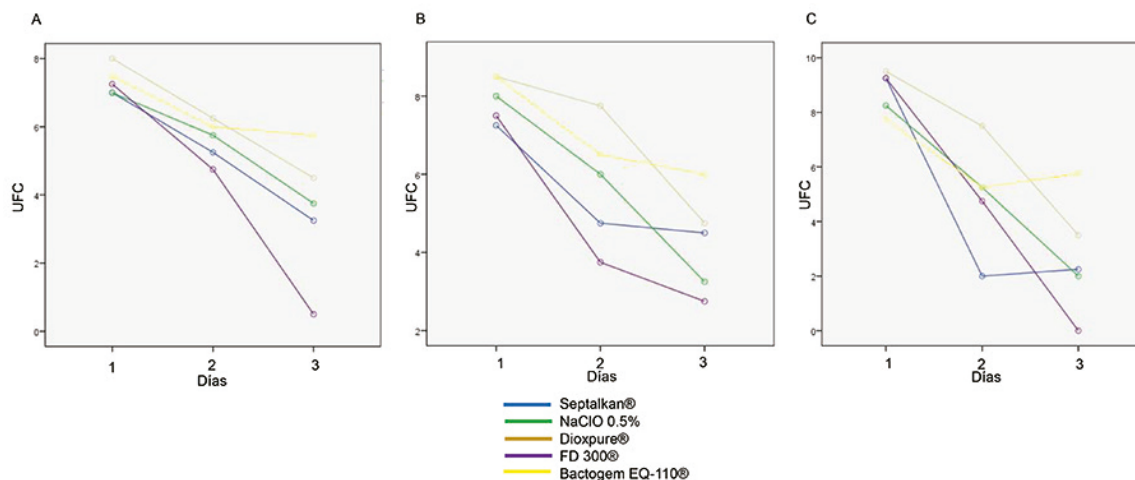


Figura 1. Relación del crecimiento bacteriano versus los días de recolección de muestras (día uno como muestra basal, día dos y día tres muestra final) en las superficies evaluadas: punta de la jeringa triple (A) conector del eyector de succión (B) escupidera (C).

DISCUSIÓN

El uso correcto de desinfectantes previa limpieza rigurosa y meticulosa evitará los riesgos de infecciones cruzadas en las clínicas dentales; la elección adecuada y eficaz de la solución desinfectante para las superficies del sillón y el equipo dental es un factor clave, ya que se ha reportado que son fuente de contaminación cruzada entre pacientes, por lo que es necesaria una adecuada desinfección^{7, 16}. El presente estudio comparó el efecto de la reducción del crecimiento bacteriano con cinco desinfectantes comerciales en tres superficies críticas de sillones dentales de una clínica dental pediátrica. El primer resultado obtenido en este estudio demostró que el CAQ de 5.^a generación al 3% (FD 300®) logró la mayor reducción de UFC en la punta de la punta de la jeringa triple y en la boquilla del eyector, y logró inhibir el crecimiento bacteriano en el tercer día de evaluación en la escupidera. El CAQ de 5.^a generación (Septalkan®) fue el segundo desinfectante con mayor reducción de UFC, el NaClO 0.5% y el ClO₂ obtuvieron resultados similares, mientras que el CAQ de 3.^a generación (Bactogem EQ-110®) obtuvo la menor reducción de UFC.

Se ha determinado que en las clínicas dentales hay superficies y equipo con mayor riesgo de contaminación que otras, ya que son más utilizadas, lo que significa que sus superficies están en mayor contacto con el odontólogo y asistente, inclusive con el paciente, por lo que tienen mayor grado de exposición a los microorganismos¹⁷. En este estudio, se eligió la escupidera del sillón dental que es una fuente generadora de bacterias y está en contacto directo con fluidos como saliva y sangre, la boquilla del eyector de succión que contribuye a la reducción del aerosol generado por los instrumentos rotatorios y que normalmente está funcionando durante la mayoría de los tratamientos dentales y la punta de la jeringa triple que está expuesta al campo operatorio. Otra razón por la cual se eligieron estas superficies fue porque los aerosoles generados por el equipo rotatorio alcanzan un grado de dispersión de hasta 2.5 metros, por lo que las concentraciones de microorganismos son mayores estando más cercanas a la boca del paciente¹⁸.

Los CAQ de 5.^a generación tienen un amplio espectro bactericida, fungicida y viricida, tienen un excelente desempeño germicida en condiciones difíciles¹⁹; en este estudio los CAQ de 5.^a generación (FD 300®, Septalkan®) demostraron los mayores valores de reducción microbiana. Los CAQ están compuestos por iones poliatómicos positivos²⁰; sin embargo, estudios han evidenciado que los CAQ no son generalmente eficaces contra los poliovirus, los rinovirus y la hepatitis A²¹. Christensen *et al.*, en su estudio, demostraron la actividad antibacteriana de los CAQ contra *Pseudomonas*, *Salmonella* y *Staphylococcus* pero no observaron efecto contra micobacterias y poliovirus²²; no obstante, habrá que considerar la generación, concentración y tiempo de acción.

El NaClO al 0.5% ha demostrado suficiente efectividad para la limpieza de superficies de las estaciones de trabajo de las clínicas dentales, y es considerado uno de los desinfectantes más utilizados mundialmente^{23, 24}. Los resultados de este estudio demostraron menor eficacia del NaClO al 0.5% que los desinfectantes de CAQ; sin embargo, demostró mejor eficacia en la reducción de microorganismos de la escupidera que de la punta de la jeringa triple y que de la boquilla del eyector. El ClO₂ tuvo un efecto muy similar al NaClO al 0.05%, ambos son utilizados para desinfectar superficies inanimadas y una de sus principales ventajas es que el ClO₂ no es corrosivo^{25, 26}. Los biocidas que contienen cloro se utilizan para la descontaminación de superficies, en forma de hipoclorito, son baratos y fáciles de producir. El ClO₂ es un biocida altamente oxidativo fabricado para la desinfección del agua; con una actividad desinfectante menos influenciada por el pH dando lugar a trazas de subproductos poco dañinos, a diferencia de los tratamientos convencionales con otros compuestos clorados^{27, 28}. Patel *et al.* demostraron

que el ClO_2 es efectivo contra *S. aureus*, *P. aeruginosa*, *S. mutans*, *Candida albicans*, *Bacillus subtilis*, *Mycobacterium tuberculosis*, *Mycobacterium avium* subsp. *avium* y el virus de la Hepatitis B²⁹. En este estudio el desinfectante evaluado TwinOxide® consiste en ClO_2 estabilizado al 0.3% con una pureza de ClO_2 superior al 99% y una estabilidad superior a treinta días según sus instrucciones y sin subproductos ni residuos como cloro libre o clorito, mata bacterias, hongos, levaduras, virus y esporas, por lo que es una alternativa para desinfección por contacto de superficies y equipos³⁰.

Por último, el desinfectante con menor acción fue CAQ de 3.^a generación; a pesar de su incremento en la actividad biocida y mayor detergencia *versus* los amonios cuaternarios de primera y segunda generación, en este estudio fue el desinfectante con menor eficacia en la reducción bacteriana la punta de la jeringa triple, escupidera y boquilla del eyector.

El segundo resultado de este estudio demostró la presencia basal de *P. aeruginosa*, *S. aureus*, *E. faecalis*, *E. coli* y complejos *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Citrobacter* (KESC), y tras el protocolo de desinfección aplicando las soluciones evaluadas se logró eliminar totalmente *P. aeruginosa* y *E. coli*. Se obtuvo una reducción con diferencia estadísticamente significativa de *E. faecalis* y KESC, sin embargo, en el caso de *S. aureus*, los resultados obtenidos no demostraron una reducción estadísticamente significativa. Diversos estudios han reportado que algunas bacterias que pueden causar riesgos de infecciones vinculadas a la práctica dental son *S. pneumoniae*, *Mycobacterium tuberculosis*, *Klebsiella pneumoniae*, *E. coli*, *Legionella pneumophila* y *P. aeruginosa*³¹, en nuestro estudio identificamos de estas bacterias a *P. aeruginosa* y el complejo KESC. Otros estudios han reportado que una de las superficies con mayor contaminación es la escupidera con un alto número de UFC, lo cual coincide con el resultado obtenido en este estudio, mientras que otros estudios han identificado a otros microorganismos como *Klebsiella pneumoniae*, *Shigella sonnei* y *Staphylococcus aureus*¹⁸.

El tercer resultado de este estudio demostró la eficacia de los desinfectantes, ya que se determinaron diferencias estadísticas significativas en el crecimiento bacteriano *versus* los desinfectantes evaluados, demostrando que los CAQ de 5.^a generación reducen significativamente el crecimiento bacteriano *versus* el NaClO , ClO_2 y el CAQ de 3.^a generación. Se determinó una diferencia entre el crecimiento microbiano obtenido entre la muestra inicial y la muestra final, lo que significa que a mayor tiempo y constancia en su aplicación se tiene mayor eficacia. Por último se demostró diferencia significativa en la interacción de los tiempos (basal y final) *versus* el desinfectante y las superficies, lo que significa que mientras transcurren las jornadas laborales de la clínica dental pediátrica y que a mayor número de aplicaciones de los desinfectantes en las superficies evaluadas de las unidades dentales hubo una mayor reducción del crecimiento bacteriano.

Estudios futuros a largo plazo y de otras superficies críticas en las clínicas dentales deberán de ser realizados, así como evaluar otros tipos de desinfectantes disponibles para uso médico. Es recomendable que el personal de la clínica dental esté capacitado y entrenado para realizar los procesos de desinfección, y seguir los protocolos de desinfección estandarizados previamente establecidos, así como el uso adecuado de barreras en los procedimientos clínicos^{32, 33}.

CONCLUSIONES

La implementación de un protocolo de limpieza y desinfección aplicado entre cada paciente durante tres días de jornadas de trabajo en una clínica dental pediátrica demostró ser eficaz en la reducción de las UFC aisladas de tres superficies críticas en las unidades dentales: punta de

la jeringa triple, conector del eyector de succión y la escupidera, los CAQ de 5.^a generación Sep-talkan® y FD 300® fueron los más eficaces, seguido del ClO₂ (TwinOxide®) y el NaClO al 0.5%. El CAQ de 3.^a generación resultó insuficiente para reducir las cuentas microbianas aisladas. El crecimiento bacteriano disminuyó con todos los desinfectantes evaluados conforme transcurrían los periodos de evaluación en las tres superficies críticas evaluadas en las unidades dentales.

Reconocimiento financiero. Este proyecto ha sido financiado por el COPOCYT -Consejo Potosino de Ciencia y Tecnología, Fideicomiso 18397. Proyecto: "Protocolo de atención odontológica bio-seguro y sustentable para reducir el riesgo de contagio de propagación del virus SARS-CoV-2 durante la atención odontológica en clínicas universitarias".

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Weber DJ, Anderson D, Rutala WA. The Role of the Surface Environment in Healthcare-Associated Infections. *Curr Opin Infect Dis*. 2013; 26: 338–44. DOI: 10.1097/QCO.0b013e3283630f04
2. Rutala WA, Weber DJ. Disinfection and Sterilization: An Overview. *Am J Infect Control*. 2013; 41(Suppl): S2-5. DOI: 10.1016/j.ajic.2012.11.005
3. Rutala WA, Weber DJ. Sterilization, High-Level Disinfection and Environmental Cleaning. *Infect Dis Clin North Am*. 2011; 25(1): 45–76. DOI: 10.1016/j.idc.2010.11.009
4. Dettenkofer M, Spencer RC. Importance of Environmental Decontamination. A Critical View. *J Hosp Infect*. 2007; 65(Suppl2): 55–7. DOI: 10.1016/S0195-6701(07)60016-4
5. Yoo JH. Review of Disinfection and Sterilization - Back to the Basics. *Infect Chemother*. 2018; 50(2): 101–9. DOI: 10.3947/ic.2018.50.2.101
6. Véliz E, Vergara T, Pearcy M, Dabanch J. Importancia del proceso de limpieza y desinfección de superficies críticas en un servicio dental. Impacto de un programa de intervención [Importance of Cleaning and Disinfection of Critical Surfaces in Dental Health Services. Impact of an Intervention Program]. *Rev Chilena Infectol*. 2018; 35(1): 88–90. DOI: 10.4067/s0716-10182018000100088.
7. Mupparapu M, Kothari KRM. Review of Surface Disinfection Protocols in Dentistry: A 2019 Update. *Quintessence Int*. 2019; 50(1): 58–65. DOI: 10.3290/j.qi.a41337
8. Sánchez Vargas LO. *El Control de Infecciones en el Ámbito Odontológico*. Ciudad de México, México: Editorial Médica Panamericana; 2017.
9. Maki DG, Alvarado CJ, Hassemer CA, Zilz MA. Relation of the Inanimate Hospital Environment to Endemic Nosocomial Infection. *N Engl J Med*. 1982; 307(25): 1562–6. DOI: 10.1056/NEJM198212163072507
10. Ibrahim NK, Alwafi HA, Sangoof SO, Turkistani AK, Alattas BM. Cross-Infection and Infection Control in Dentistry: Knowledge, Attitude and Practice of Patients Attended Dental Clinics in King Abdulaziz University Hospital, Jeddah, Saudi Arabia. *J Infect Public Health*. 2017; 10(4): 438–5. DOI: 10.1016/j.jiph.2016.06.002
11. Quinn MM, Henneberger PK; National Institute for Occupational Safety and Health (NIOSH), National Occupational Research Agenda (NORA), Cleaning and Disinfecting in Healthcare Working Group, Braun B, et al. Cleaning and Disinfecting Environmental Surfaces in Health Care: Toward an Integrated Framework for Infection and Occupational Illness Prevention. *Am J Infect Control*. 2015; 43(5): 424–34. DOI: 10.1016/j.ajic.2015.01.029
12. Ling ML, Ching P, Widitaputra A, Stewart A, Sirijindadirat N, Thu LTA. APSIC Guidelines for Disinfection and Sterilization of Instruments in Health Care Facilities. *Antimicrob Resist Infect Control*. 2018; 7: 25. DOI: 10.1186/s13756-018-0308-2

13. Occupational Safety and Health Administration. *Best Practices for the Safe Use of Glutaraldehyde in Health Care*. OSHA 3258-08N 2006. [Internet]. [Fecha de consulta: 22 de julio de 2021]. Disponible en: <https://www.osha.gov/sites/default/files/publications/glutaraldehyde.pdf>
14. Engelmann AI, Dal AA, Miura CSN, Bremm LL, Boleta-Cerantio DC. Evaluation of Procedures Performed by Suregen-Dentists from Cascavel State of Parana and Surroundings for Biossecurity Control. *Odontol Clin Cient*. 2010; 9(2): 161–5.
15. American Academy of Oral and Maxillofacial. Radiology Infection Control Guidelines for Dental Radiographic Procedures. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol*. 1992; 7382: 248–9. DOI: 10.1016/0030-4220(92)90202-2
16. Condryn AK. Disinfection and Sterilization in Dentistry. *Tex Dent J*. 2014; 131(8): 604–8.
17. Weightman NC, Lines LD. Problems with the Decontamination of Dental Handpieces and Other Intra-Oral Dental Equipment in Hospitals. *J Hosp Infect*. 2004; 56(1): 1–5. DOI: 10.1016/j.jhin.2003.09.006
18. Pasquarella C, Veronesi L, Castiglia P, Liguori G, Montagna MT, Napoli C, et al. Italian Multicentre Study on Microbial Environmental Contamination in Dental Clinics: A Pilot Study. *Sci Total Environ*. 2010; 408(19): 4045–51. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2010.05.010
19. Bureš F. Quaternary Ammonium Compounds: Simple in Structure, Complex in Application. *Top Curr Chem (Cham)*. 2019; 377(3): 14. DOI: 10.1007/s41061-019-0239-2
20. Smith GW, Smith AJ, Creanor S, Hurrell D, Bagg J, Lappin DF. Survey of the Decontamination and Maintenance of Dental Handpieces in General Dental Practice. *Br Dent J*. 2009; 207(4): E7; Discussion 160–1. DOI: 10.1038/sj.bdj.2009.761
21. Petrocci AN. Surface Active Agents: Quaternary Ammonium Compounds. En: Block SS (Ed.). *Disinfection, Sterilization, and Preservation*. Philadelphia: Lea and Febiger; 1983. pp. 309–329.
22. Christensen RP, Robison RA, Robinson DF, Ploeger BJ, Leavitt RW, Bodily HL. Antimicrobial Activity of Environmental Surface Disinfectants in the Absence and Presence of Bioburden. *J Am Dent Assoc*. 1989; 119(4): 493–505. DOI: 10.1016/s0002-8177(89)94006-3
23. Salvia AC, Dos Santos Matilde F, Silva FC, Kimpara ET, Cardoso AO, Balducci I, et al. Disinfection Protocols to Prevent Cross-Contamination between Dental Offices and Prosthetic Laboratories. *J Infect Public Health*. 2013; 6(5): 377–82. DOI: 10.1016/j.jiph.2013.04.011
24. Karpay RI, Plamondon TJ, Mills SE, Dove SB. Combining Periodic and Continuous Sodium Hypochlorite Treatment to Control Biofilms in Dental Unit Water Systems. *J Am Dent Assoc*. 1999; 130(7): 957–65. DOI: 10.14219/jada.archive.1999.0336
25. Rabenau HF, Kampf G, Cinatl J, Doerr HW. Efficacy of Various Disinfectants Against SARS Coronavirus. *J Hosp Infect*. 2005; 61(2): 107–11. DOI: 10.1016/j.jhin.2004.12.023
26. Kampf G, Todt D, Pfaender S, Steinmann E. Persistence of Coronaviruses on Inanimate Surfaces and their Inactivation with Biocidal Agents. *J Hosp Infect*. 2020; 104(3): 246–51. DOI: 10.1016/j.jhin.2020.01.022
27. Russell AD, Hugo WB, Ayliffe GAJ. *Principles and Practice of Disinfection, Preservation and Sterilization*. 3a. ed. Londres: Blackwell; 2014.
28. Tzanavaras PD, Themelis DG, Kika FS. Review of Analytical Methods for the Determination of Chlorine Dioxide. *Open Chemistry*. 2007; 5(1): 1–12. DOI: 10.2478/s11532-006-0054-9
29. Patel M, Ebonwu J, Cutler E. Comparison of Chlorine Dioxide and Dichloroisocyanurate Disinfectants for Use in the Dental Setting. *SADJ*. 2012; 67(7): 366–9.
30. Twin Oxide. [Internet]. [Fecha de consulta: 29 de junio de 2021]. Disponible en: <https://www.twinoxide.com/es/sobre-twinoxide/>

31. Castiglia P, Liguori G, Montagna MT, Napoli C, Pasquarella C, Bergomi M, *et al.* Italian Multicenter Study on Infection Hazards during Dental Practice: Control of Environmental Microbial Contamination in Public Dental Surgeries. *BMC Public Health*. 2008; 8: 187. DOI: 10.1186/1471-2458-8-187
32. Cardoso CT, Pinto Júnior JR, Pereira EA, Barros LM, Freitas ABDA. Contaminação de Tubos de Resina Composta Manipulados sem Barreira de Proteção [Contamination of Composite Resin Tubes Handled without a Protective Barrier]. *Robrac*. 2010; 18(48): 71–5. DOI: 10.36065/robrac.v19i48.421
33. Zadoks RN, Van Leeuwen WB, Kreft D, Fox LK, Barkema HW, Schukken YH, Van Belkum A. Comparison of *Staphylococcus Aureus* Isolates from Bovine and Human Skin, Milking Equipment, and Bovine Milk by Phage Typing, Pulsed-Field Gel Electrophoresis, and Binary Typing. *J Clin Microbiol*. 2002; 40(11): 3894–9302. DOI: 10.1128/JCM.40.11.3894-3902.2002