

Asepsia y antisepsia en la práctica odontológica para lograr el control de la infección cruzada

Protocolos de asepsia en odontología

Autores: Clavero A*, Silvestre FJ**, Simó JM*. Requeni J*.

*Unidad de Estomatología del Hospital Universitario Dr. Peset (Valencia).

** Profesor Titular de Estomatología del departamento de Estomatología de la Universitat de València (Estudi General).
Jefe de la Unidad de Estomatología del hospital Universitario Dr. Peset de Valencia.

RESUMEN

Los odontólogos y estomatólogos, como profesionales sanitarios, debemos actualizarnos sobre las medidas de asepsia y antisepsia más eficaces para poder ofrecer a nuestros pacientes una atención odontológica libre de cualquier riesgo de infección cruzada.

Este artículo pretende mostrar una visión general de los protocolos a seguir en cada tratamiento. Las medidas se aplican a nivel de cada elemento que puede ser el origen de la infección, así pues se busca asepsia a nivel del paciente, del personal sanitario, del instrumental y del equipo y superficies; y esto se consigue mediante el uso de barreras protectoras, esterilizando todo el material que sea posible y desinfectando las superficies que se hayan podido contaminar.

Palabras clave:

Asepsia, esterilización, desinfección, infección cruzada

INTRODUCCIÓN

Tras la aparición de la infección por el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH) en los años 80, el miedo de los odontólogos a poder adquirirlo o transmitirlo durante la práctica odontológica ha intensificado el estudio e interés sobre la exposición ocupacional a fuentes de infección y el protocolo de control de infección cruzada.

A pesar de que el SIDA es la enfermedad que más ha impactado en la historia de la odontología, hay otros microorganismos patógenos que pueden transmitirse a través de la infección cruzada y que hay que tener en cuenta, como el virus de la Hepatitis B y C (VHB y VHC), virus herpes simple tipo 1 y 2, bacilo tuberculoso, citomegalovirus, o el virus influenza (1,2).

Al inicio de la epidemia del VIH se consideró que debido a la alta frecuencia de contactos entre odontólogos y pacientes seropositivos, el riesgo de transmisión del VIH debería ser elevado. Sin embargo, se ha establecido que el riesgo de infección ocupacional por el VIH de los trabajadores sanitarios que han sufrido exposiciones percutáneas (pinchazos accidentales) con sangre infectada es del 0.3 %, mientras que con el VHB es del 20 % (ya que es más virulento y tarda más tiempo en inactivarse fuera de boca que el VIH) (3).

La infección cruzada es considerada como la transmisión de diversos agentes infecciosos a distintos niveles: paciente-paciente, paciente-profesional sanitario, o profesional sanitario-paciente. Las vías de contagio pueden ser por contacto directo con sangre, fluidos orales u otras secreciones, por contacto indirecto con superficies u objetos contami-

nados, o por inhalación de aerosoles que contengan partículas infecciosas (1,2,4-7).

Así pues, es fundamental seguir un protocolo de control de la infección cruzada durante la práctica odontológica, y aplicarlo a todos los pacientes por igual, considerándolos como potencialmente infecciosos. Ya en EEUU en 1987, los Center for Disease Control and Prevention (CDC) consideraron conveniente adoptar ciertas medidas de seguridad al manejar sangre y determinados fluidos orgánicos (como la saliva), ya que la identificación a simple vista de individuos infectados por VIH o VHB, no es nada fiable. Estas medidas pasaron a denominarse "Precauciones Universales" (1,3-5).

Con esta revisión se pretende proporcionar unos principios actualizados sobre asepsia y recomendaciones generales. Protocolos sencillos de llevar a cabo de forma continua en nuestra actividad diaria e indispensables para evitar que aparezcan casos de infección cruzada en nuestra actividad clínica.

Hay que conocer y tener claros una serie de conceptos como son asepsia, antisepsia, desinfección y esterilización.

La asepsia es la ausencia total de microorganismos infecciosos o estado libre de infección. La antisepsia es el conjunto de métodos destinados a prevenir y combatir la misma, destruyendo los microorganismos existentes en la superficie o interior de las cosas y/o los seres vivos (3,7,8).

Desinfección es la disminución o reducción de microorganismos en un

área, que incluye la destrucción de los gérmenes patógenos en estado vegetativo o no esporulante, pero no incluye la destrucción de esporas, bacilo tuberculoso ni VHB o VIH. Por ello, solo se deben utilizar para controlar la contaminación sobre superficies u objetos no esterilizables (3,7,8).

Por último, la esterilización supone la eliminación completa de todas las formas microbianas, incluyendo las formas más resistentes como son las esporas bacterianas, el tétanos o la cóndida. Representa el nivel más avanzado de control de infección y contaminación (3,7,8).

Los programas de control de infección cruzada, siguiendo los parámetros de la asepsia, fueron desarrollados con el fin de evitar riesgos profesionales y garantizar una protección total a nuestros pacientes. Se basan en una serie de medidas preventivas eficaces como son las normas de higiene personal, el uso de barreras de protección, la esterilización y desinfección correcta de instrumentos y superficies, correcto manejo y tratamiento de los instrumentos punzantes y desechos, así como la vacunación ante la hepatitis B de los trabajadores sanitarios (1,3,6). Así mismo, es importante que el paciente esté informado sobre los riesgos de infección y los métodos de los que disponemos para combatirlos, consiguiendo así, que acuda a la consulta sin temor a contagiarse de alguna enfermedad (9,10).

La finalidad de estas medidas es procurar que nuestros pacientes reciban atención en un medio lo más aséptico posible para reducir al máximo la posibilidad de contagio; así como de evitarlo durante la realización de los tratamientos quirúrgicos. Todo ello se debe realizar y poner en práctica a todos los niveles (1,8).

ASEPSIA DEL PACIENTE

Debido a la microflora oral propia de cada individuo, el área bucal no se puede considerar un medio aséptico. Para reducir al máximo el número de microorganismos presentes, se aconseja que antes de iniciar el tratamiento el paciente realice un cepillado dental minucioso y enjuagues durante 30 - 60 segundos con una solución desinfectante, como por ejemplo clorhexidina a una concentración de 0,12 - 0,2% (4,8).

En el caso que se vaya a realizar un procedimiento quirúrgico, se procederá al aislamiento del campo operatorio colocando al paciente un gorro que le recoja el pelo, una bata y una talla sobre el pecho; preferiblemente estériles y desechables. Además, se recomienda pincelar con povidona yodada el área perilabial, para desinfectar y evitar contaminar los instrumentos que entran en contacto con esa zona (8).

Por último, es importante que siempre que se prevea la formación de aerosoles se debe proporcionar al paciente unas gafas protectoras, ya que la mucosa ocular puede ser puerta de entrada para diversos agentes infecciosos (2).

ASEPSIA DE LOS PROFESIONALES SANITARIOS

Las medidas preventivas las deben desarrollar tanto odontólogos como higienistas o auxiliares. Según diversos estudios, el paciente percibe estas barreras de modo satisfactorio, es decir, se siente más cómodo y seguro ante la amenaza de cualquier tipo de contagio. De hecho, si un odontólogo no usa estas protecciones puede ser interpretado como un signo de falta de profesionalidad por subestimar la importancia del control de las infecciones. Así mismo, es aconsejable que todo el personal que pueda tener contacto directo o indirecto con sangre o saliva esté vacunado contra el virus de la hepatitis B y se revacune cada 5 años aproximadamente (1,3,6). Otro tipo de vacunas recomenda-

bles son la del tétanos, que requiere dosis de recuerdo cada 10 años, y la de la gripe de forma anual (6).

La protección de las manos incluye tanto el uso de guantes como el lavado y cuidado de las mismas. Hay que procurar mantener la piel hidratada y las uñas cortas, no llevar anillos ni otras joyas, y si existe alguna herida cubrirla con apósitos impermeables. Las manos se deben lavar al principio y final de la jornada laboral y entre pacientes, una vez desechados los guantes usados y antes de iniciar el siguiente tratamiento. Se usará jabón líquido desinfectante y cepillo de uñas; a continuación se aclararán con agua fría (ya que el agua caliente abre los poros de la piel) y se secan con toallas de papel desechables esforzándose en las zonas interdigitales, ya que son más propensas a permanecer húmedas y por tanto a irritarse y a permitir la proliferación de microorganismos una vez colocados los guantes. Es conveniente que el grifo sea de pedal o disponga de un mango largo que permita manejarlo sin tener que tocarlo con las manos contaminadas o desinfectadas (2,3,6,8).

En la década de los 80, para actos de exploración era posible reutilizar los guantes entre pacientes, siempre y cuando estuvieran intactos y fueran desinfectados (11). Actualmente, está demostrado que constituyen el elemento de barrera de protección más importante, a pesar de que no evitan accidentes con objetos punzantes o afilados. De hecho, reducen al menos en un 50% la carga de sangre transmitida tras un pinchazo o corte accidental; esto se debe tener en cuenta, ya que la probabilidad de adquirir una enfermedad infecciosa transmitida por vía sanguínea depende en gran medida de la cantidad de microorganismos inoculada (6). Por tanto, es obligatorio colocarse guantes en cualquier acto de operatoria, si se trata de exploración clínica u otros tratamientos no invasivos es suficiente con utilizar unos no estériles de látex o vinilo; sin embargo, ante un procedimiento quirúrgico se deben usar siempre estériles, para reducir al máximo la probabilidad de contaminación en el campo operatorio (1,6,8). En el caso de guantes no estériles se pueden desinfectar con una solución alcohólica con el fin de evitar la posible contaminación que puedan haber sufrido durante el proceso de fabricación. Por último, en el caso de los pacientes de alto riesgo, como los infectados por VIH o hepatitis B o C, se aconseja el uso de doble guante para asegurar una mayor protección (2,3,8,12).

Al finalizar cada tratamiento los guantes se deben desechar; bajo ningún concepto pueden reutilizarse, porque al lavarlos o desinfectarlos pierden su capacidad protectora. Igualmente han de cambiarse si se rasgan durante la actividad clínica o si resultan defectuosos. También se ha establecido que a partir de dos horas de uso continuado es más probable que aparezcan anomalías y no hay garantía de que permanezcan totalmente íntegros (1,3,6).

Las características que buscaremos al elegir los guantes son: que queden ajustados para evitar la fatiga manual, de superficie no deslizante, que no dificulten la sensibilidad al tacto, y que no tengan ni olor ni sabor desagradables para el paciente. Así mismo, es preferible que sean hipoalérgicos, es decir, que contengan una baja cantidad de aceleradores residuales como en proteínas del látex, estas últimas suelen ser las causantes de reacciones alérgicas (como por ejemplo edemas, urticaria o picazón); y los aceleradores residuales y el polvo que llevan en el interior pueden provocar dermatitis de contacto (2,4).

Otra medida protectora que debe usar el odontólogo y sus ayudantes durante su actividad profesional son las mascarillas, ya que evitan la inhalación de aerosoles o salpicaduras contaminadas a través de la cavidad oral o nasal de los sanitarios (1,6). Las de papel son ineficaces

porque no poseen ningún tipo de filtro, por eso se recomiendan las que incorporan filtros de polipropileno, que permiten respirar sin dificultad a la vez que impiden el paso de partículas y humedad. Se debe cambiar entre pacientes y desechar cada vez que se humedezca, ya que esa zona es una puerta de entrada para los microorganismos, así pues se colocara de forma que no contacte con labios ni narinas (2,3,6). Además, deben quedar ajustadas a la nariz para producir menos vaho en las gafas de protección. Siguiendo esta línea, algunos autores recomiendan las rectangulares con barra nasal ajustable frente a las rígidas preformadas, además de haber mostrado mejores resultados respecto a la filtración bacteriana (2,3).

Para evitar cualquier traumatismo ocular o infección a través de la mucosa conjuntiva se emplean las gafas protectoras o bien la máscara facial(1). Es imprescindible usarlas cuando se prevea que se van a generar spray o aerosoles (3,6). Deben ser de policarbonato, ofrecer protección total, tanto frontal como lateral, y a ser posible con propiedades de antivaho y antirayado. La ventaja que presenta la máscara facial es que ofrece un mayor campo de protección respecto al de las gafas, pero, no exime del empleo de mascarilla. Debido a su composición no se pueden esterilizar en el autoclave, así que se aconseja limpiar con agua y jabón primero y una vez secas frotarlas con toallitas impregnadas en desinfectante. Esto se debe hacer al finalizar cada tratamiento (2).

Respecto a la indumentaria, no hay que llevar la misma ropa ni calzado que en la calle para evitar el trasiego de microorganismos desde el exterior y que se puedan desencadenar infecciones. El uniforme, tanto si es bata o pijama, debe ser cómodo y holgado para permitir la libertad de movimientos, los tejidos recomendados son el tergal y el algodón ya que son capaces de resistir las altas temperaturas de lavado, la lejía y las condiciones de la esterilización. Es recomendable cambiarlo diariamente o siempre que esté visiblemente manchado. Los zuecos también se han de limpiar con jabón o cualquier otro desinfectante (2,3,6). En el caso de la cirujía, para garantizar la asepsia es obligatorio usar batas, gorros y polainas estériles, y desecharlos al finalizar el tratamiento (8).

ASEPSIA DEL INSTRUMENTAL

El mejor medio para evitar desencadenar una posible infección cruzada a nivel del material es usarlo desechable siempre que sea posible (6,8). En el caso del resto de instrumental antes de reutilizarlo se debe eliminar toda la contaminación que puedan presentar, y para conseguirlo sólo hay que seguir el protocolo adecuado.

En función de la necesidad de descontaminación podemos clasificar los objetos en críticos, semicríticos y no críticos. Los críticos son aquellos que penetran en los tejidos o contactan con sangre o mucosas no intactas; por ello, tras su uso deben ser siempre esterilizados, preferiblemente en autoclave. Los semicríticos son los que entran en contacto con mucosas íntegras, pero al estar expuestos a saliva se aconseja esterilizarlos igualmente. Sólo en el caso que puedan dañarse por el calor del autoclave, se deben desinfectar con glutaraldehído. Por último, los objetos que no se introducen en la cavidad oral pero que por cercanía están expuestos a salpicaduras de sangre o saliva, aerosoles o al contacto con manos contaminadas representan el material no crítico, con lo que será suficiente con someterlos simplemente a la desinfección química (1,3,7).

El protocolo recomendado a cerca de la manipulación del instrumental crítico y semicrítico contaminado se basa en una serie de fases y pro-

cesos que una vez cumplidos garantizan la asepsia. En primer lugar, una vez finalizado el tratamiento, inmediatamente el instrumental se sumerge en un baño con solución desinfectante, para impedir que la sangre, saliva u otros restos se sequen en el material y así facilitar su limpieza posterior. La presencia de restos de sangre y detritus protegen los microorganismos de la penetración del vapor del autoclave, y por tanto no se logra una total esterilización. El agente desinfectante ideal es el glutaraldehído porque presenta un amplio espectro, eliminando los microorganismos por alquilación, alterando la síntesis proteica de sus ácidos nucleicos. Se puede emplear a una concentración del 2% durante aproximadamente 25 minutos o al 3% durante una hora (6,7,8,13,14). Su único inconveniente es que es tóxico e irritante para piel y mucosas. Además hay que tener en cuenta que la solución de glutaraldehído se activa alcalinizándola con polvo o líquido amortiguador, y se debe cambiar al cabo de quince días aproximadamente o cuando se observe turbia. También se puede controlar con indicadores químicos en forma de tiras que señalan cuando la concentración desciende por debajo de su valor eficaz (6,7).

Otro desinfectante recomendado es el ácido peracético, combinación de ácido acético al 35% con peróxido de hidrógeno, que actúa por oxidación desnaturizando las proteínas de los gérmenes. Su concentración idónea es de 0,1-0,2% en 10-15 minutos. No necesita activación ni produce residuos tóxicos, pero puede corroer metales y se debe diluir en el momento de usarlo (7).

Tanto el glutaraldehído como el ácido peracético son agentes químicos que ofrecen una desinfección de alto nivel, es decir, que eliminan todos los microorganismos y algunas esporas bacterianas. Por ello se aconsejan usar estos desinfectantes en el material termosensible frente a los alcoholes, los compuestos halogenados (clorados y yodados) o los compuestos de amonio cuaternario, ya que únicamente logran una desinfección de nivel bajo o intermedio (6,7).

A continuación, se debe limpiar cualquier resto orgánico que pueda haber quedado sobre la superficie de los instrumentos. Esto se puede llevar a cabo mediante el lavado manual con cepillo, o bien utilizando la cuba de ultrasonidos. En el caso del primero es obligatorio usar guantes de goma domésticos resistentes, para disminuir el riesgo de pinchazos y cortes con el material contaminado. De todas formas es más aconsejable el uso de ultrasonidos por ser más seguro ya que permite una limpieza que no requiere manipular el material con las manos, reduciendo la posibilidad de pinchazos y cortes accidentales (3,6,14). La cuba de ultrasonidos es un microvibrador que contiene una solución enzimática detergente y desincrustante, que al generar ondas permite una limpieza mucho más eficaz del instrumental que la manual. El tiempo necesario variará de 5 a 15 minutos en función del grado de suciedad que presenten los objetos, una vez finalizado se inspeccionarán los instrumentos y si siguen sucios se repararán a mano con el cepillo (6). La eficacia del ultrasonidos puede potenciarse si la solución que introducimos tiene como base el glutaraldehído, logrando una limpieza adecuada en menos tiempo (15).

Tanto de una forma u otra, tras la limpieza se procederá al aclarado con agua abundante para eliminar el desinfectante; y después, inmediatamente, se deben secar los instrumentos con papel absorbente para evitar la corrosión. Además, hay zonas como las juntas de fórceps, pinzas o tijeras, que se deben engrasar para evitar que se oxiden (6,8,13).

Una vez el material ya está limpio, y antes de esterilizarlo, se debe empaquetar para protegerlo de la contaminación posterior, ya que una vez sale del autoclave deja de ser estéril y simplemente está desinfectado.

tado (7,13). Además, el material embolsado es una evidencia para el paciente de que se cumplen las normas asépticas (3,8,14). Los paquetes utilizados tienen una cara de plástico transparente que permite mostrar el contenido y otra cara de papel a través de cuyo poro penetra el vapor del autoclave, la cual debe ser impermeable a las bacterias (3,6,8,13).

El siguiente paso es introducir el material empaquetado en el autoclave para lograr la eliminación total de los microorganismos presentes. Este método de esterilización por calor húmedo se basa en vapor saturado a presión que penetra en las formas microorgánicas provocando la desnaturalización y coagulación de sus enzimas y proteínas (7). Es preferible a otros métodos como el horno de aire caliente, el quimioclave o el óxido de etileno, por ser el más eficaz y rápido, además de no deteriorar la mayoría de materiales (metales y textiles) (1,6,7,16).

Es fundamental monitorizar el proceso para asegurarnos que se alcanza la esterilización. Para ello se pueden emplear indicadores físicos, químicos o biológicos. Los de tipo físico consisten en un control visual de los valores de temperatura, tiempo y presión mientras dure el proceso; sin embargo, esto resulta poco práctico y no se puede demostrar que se cumplan en el interior del aparato. Los químicos son unas tiras de papel que viran de color bajo ciertas condiciones de presión y temperatura; el problema es que sólo indican que en algún momento se alcanzan esas condiciones pero no garantiza que se mantengan durante todo el ciclo. Los indicadores más eficaces son los biológicos porque son tiras de papel impregnadas con esporas bacterianas no patógenas que crecen en cultivo si fracasa la esterilización (3,6,7,14). Se presentan en sobres y cápsulas, es preferible utilizar las últimas porque el cultivo se realiza en una incubadora en 48 horas, mientras que con el sistema de sobres el cultivo se realiza posteriormente con lo que aumenta la posibilidad de que aparezcan falsos negativos. Así pues, se aconseja emplear los indicadores químicos de forma rutinaria en cada ciclo de esterilización, debido a su sencillez; y los biológicos semanalmente y siempre y cuando se use un nuevo sistema de bolsas, un nuevo autoclave o tras la reparación del mismo.

Para finalizar, el material estéril y empaquetado se debe almacenar en un lugar adecuado donde estén protegidos de la contaminación externa, y es aconsejable indicar sobre el papel la fecha en la que se ha introducido en el autoclave (14). Es muy difícil determinar el tiempo que permanece estéril el instrumental empaquetado, los estudios que se han realizado sobre este tema establecen que la esterilidad podría mantenerse indefinidamente siempre y cuando se almacenara en unas condiciones en las que no se comprometa su integridad. Causas externas como desgarros, pinchazos, humedades o algún contacto con fluidos pueden provocar la contaminación del paquete, independientemente del factor tiempo (17,18). Establecer una media de período de tiempo de esterilidad es complicado, ya que en este punto no hay consenso, algunos autores consideran que se mantiene durante 2 o 6 meses (8), y en otros estudios se concluye como válido el período de 1 año (17,18).

Durante muchos años ha habido grandes dudas sobre el correcto manejo del instrumental rotatorio, clásicamente para evitar su deterioro solo se procedía a la desinfección externa, pero con los avances tecnológicos actualmente no hay riesgo de avería; por lo que se debe esterilizar siempre (1,6,16). La secuencia a seguir sería hacer funcionar el circuito aire-agua del equipo durante 15-20 segundos, después se limpia la superficie externa con agua y jabón, sin sumergirlo en el ultrasonidos. Una vez seco se procede a la esterilización, en el autoclave sin ci-

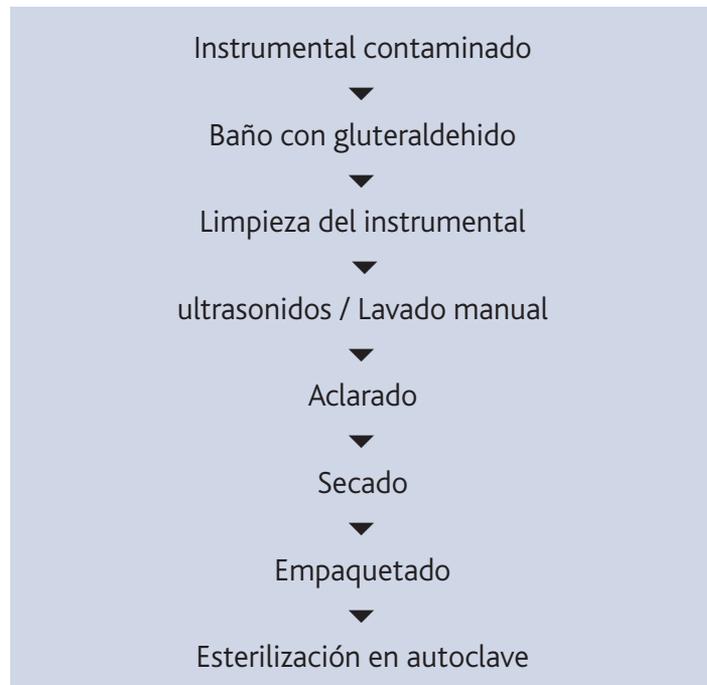


Fig. 1. Asepsia del material crítico esterilizable.

clo de secado y con el cabezal más alto que el cuerpo, para evitar que el agua de condensación penetre en el cabezal. Por último, el material rotatorio se engrasa y embolsa, no se engrasa antes porque el calor degrada el aceite y se empaqueta al final del proceso para evitar que la humedad pueda corroer el interior de los cabezales (6).

Las jeringas de triple uso que se comercializan actualmente no son esterilizables, habiendo riesgo de contaminación cruzada por contacto directo con fluidos o por reflujo al interior del mismo al dejar de presionar el botón. Por ello, se recomienda emplear cánulas desechables o que sean desmontables y esterilizables (1,6).

Una variante del protocolo se debe aplicar en el caso de los materiales que no toleran la esterilización por calor, como los que contienen caucho y plástico; y siempre que no sean punzantes o cortantes. En este caso el objeto contaminado se sumerge inmediatamente en una solución de glutaraldehído al 3% durante 10 horas o bien glutaraldehído fenolato al 2% que tan sólo necesita 6 horas y 45 minutos. A continuación se aclara con agua estéril o alcohol, se seca y se almacena. Estas soluciones son muy eficaces y no corrosivas, sin embargo, son irritantes y despiden vapor tóxico, por eso debe mantenerse siempre cubierto con la tapa (14). El mayor inconveniente que presenta es que este proceso no se puede monitorizar, por tanto este método se debe aplicar únicamente a instrumental crítico y semicrítico que se estropea con el autoclave (1,3,6).

ASEPSIA DEL EQUIPO Y SUPERFICIES

Las superficies del área operativa se contaminan por contacto directo o aerosoles y pueden servir como vía indirecta de transmisión de la infección cruzada. Por tanto, al finalizar cada tratamiento se procederá a la desinfección de las probables superficies contaminadas (6).

Los desinfectantes recomendables son los que contienen una base de glutaraldehído a solas o combinada con alcoholes, ya que son los más eficaces y no perjudican metales ni plásticos o caucho, debido a su toxicidad, se deben utilizar guantes y mascarillas (6).

Cualquier desinfectante es más eficaz si se usa sobre superficies previamente limpias, porque ya se han eliminado los restos orgánicos.(19)

Por ello, la secuencia a seguir consiste en primer lugar en aplicar el desinfectante, preferiblemente en forma de spray y frotar enérgicamente hasta que queden limpias. Después se vuelve a pulverizar y se deja humedecer durante unos 3 minutos, con lo que se logra la desinfección (1,6).

De todas formas, siempre es preferible limitar las superficies contaminadas a tener que desinfectarlas después. Para ello, previamente hay que dispensar todo el material que pueda ser necesario durante el tratamiento, y el odontólogo procurará evitar tocar objetos innecesarios. Así mismo, se recomienda usar fundas o sobreguantes de plástico para proteger las superficies que se vayan a tocar durante el tratamiento, como por ejemplo, la bancada de los muebles del gabinete, el cono de rayos X, el asa de la lámpara o los mandos del sillón (1,3,6,7,13).

Un tema controvertido es la posibilidad de contaminación del agua del equipo dental. Esto es debido al pequeño diámetro de los conductos del mismo, que representan un medio ideal para que se forme una capa de biofilm compuesta por los microorganismos procedentes de la boca de los pacientes y del sistema de aguas públicas (1,20,22). Generalmente se trata de bacterias ambientales no patógenas, aunque se han aislado formas patógenas y oportunistas como legionella, pseudomonas y mycobacterias (20). Así pues, el biofilm actúa como reservorio de gérmenes aumentando la cantidad presente en el circuito del agua del equipo. En el momento en que se produzca una disminución repentina de la presión del agua los fluidos corporales pueden ser aspirados desde la boca del paciente, en este caso habría un posible riesgo de transmisión de gérmenes entre personas que usen el mismo sistema de agua. Pero realmente, este intercambio a través del agua no se reconoce como un problema de salud pública, ya que la evidencia científica demuestra que la ruta de contagio de virus sanguíneos, como el VIH o el VHB, es a través del contacto íntimo con sangre o fluidos potencialmente infecciosos. Por tanto, la infección a través de cualquier fuente de agua es improbable; además, estos microorganismos son incapaces de reproducirse fuera del huésped (1).

De todos modos, el hecho de introducir microorganismos en la boca del paciente es indefendible según los parámetros de asepsia. Organismos como la Organización Mundial de la Salud (OMS), la Asociación Dental Americana (ADA) y el CDC pretenden que en el agua del equipo no se superen las 200 CFU/ml en el caso de los tratamientos no quirúrgicos, para garantizar la calidad de la misma. Esto se basa en los valores estándar empleados en la hemodiálisis. Para lograrlo se proponen unas estrategias de prevención como son las de cambiar periódicamente las válvulas antireflujo tanto del material rotatorio como del de la jeringa de aire-agua, emplear reservorios de agua destilada independientes a las del sistema público, la desinfección química de los filtros y conductos del equipo, y además purgar y drenar el aire del compresor diariamente. Sin embargo, no hay datos suficientes para establecer la eficacia de cada uno de los métodos, la información preliminar sugiere que ninguno puede erradicar completamente el biofilm, por ello se recomienda combinarlas (1,4,22).

Correspondencia:

Prof. F. Javier Silvestre Donat
Sección Pacientes Especiales
Clínica Odontológica Universitaria
Gascó Oliag 1
46010-Valencia

Asepsia paciente	Enjuague con clorhexidina	
	Povidona yodada	
	Gorro, bata	
Asepsia profesional	Vacunación hepatitis B, gripe, tétanos	
	Lavado de manos	
	Guantes, mascarilla, gafas y ropa de trabajo	
Asepsia instrumental	Crítico	Autoclave
	Semicrítico	Autoclave / solución de glutaraldehído
	No crítico	Desinfección química

Tabla 1. Niveles de asepsia.

Cuestionario a responder para la obtención de los créditos de Formación Continuada

1) Contra que tipo de virus debería ser vacunado todo el personal de la clínica dental que entra en contacto con sangre:

- a- VIH.
- b- VHC.
- c- VHB.
- d- VHE.
- e- Todos los anteriores.

2) El uso habitual de guantes como barrera de protección, ¿en que porcentaje reduce la carga de sangre tras un pinchazo accidental?:

- a- 2%.
- b- 5%.
- c- 15%.
- d- 50%.
- e- 65%.

3) Los instrumentos críticos bajo la necesidad de descontaminación son aquellos:

- a- Que estarán en contacto con sangre.
- b- Que estarán en contacto con saliva.
- c- Que no tienen contacto directo con boca.
- d- Los desechables.
- e- Ninguno de los anteriores.

4) Los instrumentos de material termosensible se deberán desinfectar con:

- a- Autoclave.
- b- Estufa.
- c- Agentes químicos tipo alcoholes.
- d- Agentes químicos tipo glutaraldehídos.
- e- Ninguna de las anteriores es cierta.

5) El instrumental rotatorio se debe:

- a- Limpiar sólo con agua y detergente.
- b- Desinfectar con glutaraldehído.
- c- Esterilizar en autoclave.
- d- Esterilizar en estufa.
- e- Ninguno de los anteriores.

Para bibliografía, foro y responder a las preguntas del cuestionario visitar la siguiente página web: www.esorib.com

Bibliografía

1. Araujo M, Andreana S. Riesgo y prevención de la transmisión de enfermedades infecciosas en odontología. Quintessence (ed. Esp.) 2003;16:603-10.
2. Lozano de Luaces V. Control de las infecciones cruzadas en odontología. Madrid: Ediciones Avances; 2000. p. 93-153.
3. Ministerio de Sanidad y Consumo. Plan Nacional sobre el SIDA. Prevención de la infección por virus de transmisión sanguínea (VIH, VHB, VHC) en odontoestomatología. Madrid; 2001.
4. Molinari J. Practical infection control for the 1990s. J Am Dent Assoc 1994; 125: 1189-97.
5. Molinari J. Infection control: its evolution to the current standard precautions. J Am Dent Assoc 2003; 134: 569-74.
6. Porta J. Asepsia en odontología. Barcelona: Col·legi Oficial d'Odontòlegs i Estomatòlegs de Catalunya; 1994. p. 7-29, 37-38
7. De la Osa M, Belarra C, Fernández F, Cáceres E, Rubio L, Martínez J M. Desinfección y esterilización en cirugía bucal e implantología. Revista Vasca de OdontoEstomatología. 2006; 16: 24-32.
8. Gay C, Berini L, Sanchez MA. La Cirugía Bucal como especialidad. Principios básicos de la Cirugía Bucal. Estudio clínico y radiológico del paciente. Información y consentimiento. En: Gay C, Berini L. Cirugía Bucal. Madrid: Ediciones Ergon; 1999. p.7-10.
9. Samaranayake LP, McDonald KC. Patient perception of cross-infection prevention in dentistry. Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod 1990;69:457-60.
10. Shulman E, Brehm W. Dental clinical attire and infection-control procedures. J Am Dent Assoc 2001; 132:508-16.
11. Gobetti J, Cerminaro M, Shipman C. Hand asepsis: the efficacy of different soaps in the removal of bacteria from sterile, gloved hands. J Am Dent Assoc 1986; 113:291-3.
12. DePaola L. Managing the care of patients infected with bloodborne diseases. J Am Dent Assoc 2003; 134: 350-7.
13. Miller C. Sterilization and disinfection. J Am Dent Assoc 1992; 123:46-54.
14. Burke FJT, Coulter WA, Cheung SW, Palenik CJ. Autoclave performance and practitioner knowledge of autoclave use: A survey of selected UK practices. Quintessence Int 1998; 29:231-38.
15. Warfield D, Bryington S. Ultrasonic potentiation of the sporicidal activity of glutaraldehyde. Oral Surg Oral Med Oral Pathol 1982; 53:342-6.
16. Molinari J. Dental infection control at the year 2000. J Am Dent Assoc 1999; 130:1291-8.
17. Schwartz R, Davis R. Safe storage times for sterile dental packs. Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod 1990; 70:297-300.
18. Butt W, Bradley D, Mayhew R, Schwartz R. Evaluation of the shelf life of sterile instrument packs. Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod 1991; 72:650-4.
19. Molinari J, Gleason M, Cottone J, Barrett E. Cleaning and disinfectant properties of dental surface disinfectants. J Am Dent Assoc 1988; 117:179-83.
20. Sheperd P, Shojaei M, Eleazer P, Van Stewart A, Staat R. La eliminación de las biopelículas de las tuberías de agua de los equipos dentales utilizando ion hidróperóxido-catalizadores de transmissor de fase. Quintessence Int 2001; 32:756-61.
21. Williams H, Baer M, Kelley J. contribution of biofilm bacteria to the contamination of the dental unit water supply. J Am Dent Assoc 1995; 126:1255-60.
22. DePaola L, Mangan D, Mills S, Costerton W, Barbeau J, Shearer B et al. A review of the science regarding dental unit waterlines. J Am Dent Assoc 2002; 133:1199-206.