

2103

# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ODONTOLOGIA



## “MONITOREO BIOLÓGICO DE SUPERFICIES CLÍNICAS”

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
CIRUJANO DENTISTA  
P R E S E N T A  
AURELIO HERRERO FARIAS

TUTOR: DR. ENRIQUE ACOSTA GIO

ASESORES:

CD. SERGIO SANCHEZ GARCIA  
CD. GERARDO LARA NUÑEZ  
CD. DANTE SERGIO DIAZ SUAREZ

MEXICO, D. F.

2000

HERRERO



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

# **“MONITOREO BIOLÓGICO DE SUPERFICIES CLÍNICAS”**

## **ÍNDICE**

<b>1. INTRODUCCIÓN</b>	<b>3</b>
<b>2. ANTECEDENTES</b>	<b>5</b>
<b>3. DISEÑO EXPERIMENTAL</b>	<b>13</b>
<b>4. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>16</b>
<b>5. CRITERIOS</b>	<b>17</b>
<b>6. VARIABLES</b>	<b>19</b>
<b>7. MÉTODO DE RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS</b>	<b>20</b>
<b>8. MÉTODO DE RECOLECCIÓN DE LOS DATOS</b>	<b>23</b>
<b>9. ANÁLISIS ESTADÍSTICO</b>	<b>24</b>
<b>10.MATERIALES Y EQUIPO A EMPLEAR</b>	<b>25</b>
<b>11.RESULTADOS</b>	<b>27</b>
<b>12.DISCUSIÓN</b>	<b>34</b>
<b>13.CONCLUSIÓN</b>	<b>37</b>
<b>14.RECOMENDACIONES</b>	<b>38</b>
<b>15.BIBLIOGRAFÍA</b>	<b>43</b>

## 1. INTRODUCCIÓN

Los trabajadores de la salud se encuentran en mayor riesgo de contagio de enfermedades transmisibles que el resto de la población, esto no es una novedad, hace más de un siglo Pasteur, Lister, Semelweis, etc., mediante estudios observacionales descubren el potencial de transmisión de diferentes padecimientos en el ámbito clínico, de los doctores a sus pacientes y viceversa.

Se debe hacer énfasis en el riesgo de transmisión al que se enfrenta el profesional de la salud dental (PSD) en su práctica diaria ocasionado por microorganismos provenientes de la cavidad oral de los pacientes, los cuales se diseminan en el ambiente clínico de las siguientes formas:

1. Mediante aerosoles que son gotas usualmente mayores de 50 micras en diámetro, los cuales son generados por la pieza de mano de alta velocidad y la cureta ultrasónica .
2. Mediante los guantes contaminados con fluidos corporales, los cuales tienen contacto con las superficies del cubículo.

Las superficies del consultorio dental están expuestas a la contaminación con microorganismos potencialmente patógenos, por tanto, deben ser cubiertas con envolturas desechables e impermeables, que deben cambiarse entre cada paciente.

En caso de no cubrir las superficies, se deben lavar con agua, jabón y posteriormente desinfectarse entre cada paciente .

Aunque las medidas de control de infecciones (CI) que aplica el profesional de la salud dental (PSD) han mejorado, muchas no se aplican por falta de conocimiento. La Norma Oficial Mexicana NOM-013-SSA2-1994 Para la Prevención y Control de Enfermedades Bucales publicada en el Diario Oficial de la Federación el 6 de enero de 1995, la cual tiene vigencia y carácter obligatorio, habla de las medidas de CI que deben aplicarse en el consultorio dental, en el punto 7.3, y específicamente sobre barreras de superficie en el punto 7.3.2.11.

Es imperativo demostrar que no sólo el instrumental que se utiliza con el paciente se contamina, las superficies que rodean la unidad dental, que tienen contacto con aerosoles y con los guantes contaminados se contaminan con microorganismos patógenos que constituyen un riesgo ocupacional.

Esta tesis de investigación se realizó en la División de Estudios de Pos grado e Investigación de la Facultad de Odontología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Campus C.U., tiene como objetivo el monitoreo biológico de las superficies de áreas clínicas y no clínicas, observar cual de las dos tiene mayor carga biológica, y en el área clínica de mayor carga biológica se buscará la presencia de *Staphilococcus. aureus*. Como marcador de patogenicidad.

## 2. ANTECEDENTES

Control de Infecciones no es una novedad. El descubrimiento del microscopio en el año de 1674 por Anton Van Leewenhoek cambió en forma radical la visión de nuestro mundo, demostrando, en años subsecuentes, que desde su origen, el ser humano vive rodeado de millones de seres invisibles de potencia insospechada, que interferían continuamente en la vida de los demás seres vivos, en relaciones de simbiosis, parasitosis y patogénesis.

Los primeros avances en antisépticos y desinfectantes aparecen en 1786 donde Claude Louis Berthollet descubre el hipoclorito de sodio al sorprenderse en la blancura de la ropa en un pueblo junto al Sena en el sur de Paris, 30 años más tarde Antoine Germain Labarraque comienza a utilizar esta solución como desinfectante, y no es hasta 1820 cuando se usa para desinfectar el agua y la ropa y para limpiar las heridas en todos los hospitales.

Lister logra introducir métodos de desinfección de heridas con productos yodados y fenólicos.

El húngaro Ignaz Philip Semmelweis en el hospital general de Budapest, en el que habían 2 pabellones de maternidad, uno a cargo de médicos y otro a cargo de comadronas, observa que en el primero el riesgo de fiebre puerperal (infección de la que morían muchas madres jóvenes) era 10 veces más alto que en el segundo.

Las madres que serían atendidas en la "Maternidad de la muerte" preferían parir en la calle cubierta de nieve azotadas por el viento.

Semmelweis deduce que la maldición se relacionaba con los estudiantes que intervenían los partos, que en ocasiones aseaban sin guantes los cadáveres putrefactos; exigió que se lavaran las manos con cloruro de cal (compuesto conocido por sus propiedades desinfectantes) (1, 2).

Las dificultades en la introducción de medidas de antisepsia nos deja ver que, a pesar de estar demostrada una disminución en la mortandad de madres jóvenes, existe renuencia del médico a cambiar un hábito (1). De hecho, Semelweis fue despedido cuando le pidió al director de la clínica que se lavara las manos.

Acontecimientos de epidemias en ciudades que aumentaban su población hasta un 50% durante la revolución industrial entre 1818 y 1848 provocaban la formación de barrios insalubres, con condiciones de higiene deplorables que causaban gran número de muertes en jóvenes menores de 15 años. En 1849, 20,000 parisinos murieron de cólera.

La ignorancia era muy grande, en pleno 1845 se seguía pensando que la fiebre amarilla no era contagiosa

Hasta 1902 se dictó una ley de salubridad y se instituyó vacunación obligatoria contra viruela, los médicos y comadronas debían notificar de las enfermedades,

aislar a los enfermos y bañarlos en sustancias esterilizantes, incluso agua casi hirviendo. En 1946 se funda la Organización Mundial de la Salud OMS, la cual tiene la misión de localizar focos epidémicos y la lucha contra su extensión (1).

En los años 50's y 60's los trabajadores de la salud se enfocaron al problema de epidemias severas de infecciones estafilocócicas, en pacientes sometidos a cirugía y neonatos, estos reportes enfatizaban la necesidad del conocimiento de las enfermedades infecciosas y su potencial de transmisión durante la atención clínica (2, 3).

Los avances tecnológicos en el ámbito clínico han mejorado y ofrecen nuevas posibilidades de prevención y terapéutica; esto se refleja en el desarrollo de nuevas técnicas quirúrgicas, instrumental sofisticado y fármacos más potentes. Sin embargo, estos avances representan un creciente riesgo de complicaciones debido a que los fármacos pueden causar una profunda inmunosupresión y algunos componentes de instrumentos y equipos sofisticados, como es el caso de las partes flexibles de los endoscopios, que al no poderse esterilizar mediante calor, representan un riesgo de infección cruzada en pacientes (2- 6).

Por lo anterior existen diversos estudios, que demuestran que las medidas de CI que se han descubierto hasta la fecha, se utilizan y de hecho se han legislado en muchos países (7- 16).

La afluencia de reportes de diferentes virus, como el de inmunodeficiencia humana

(VIH) y tuberculosis (TB), alrededor de todo el mundo hacen énfasis en la aplicación de CI en el ambiente clínico para minimizar los riesgos de contagio. (17-23).

Existe evidencia contundente que muestra que el profesional de la salud dental (PSD) se encuentra en mayor riesgo de contagio de virus de hepatitis B (VHB) en una proporción de 5 a 10 con respecto a la población en general (17, 19-22).

Por otra parte, se ha demostrado mediante estudios inmunoepidemiológicos una elevada exposición ocupacional al VHB, que se encuentra presente en todos los fluidos corporales (en un mL de sangre, se encuentran hasta  $10^8$  virus activos) y se necesita de una baja concentración para transmitir la infección (17, 19).

Se debe prevenir la transmisión de TB debido a que el microorganismo que la causa es altamente resistente a los agentes químicos de desinfección y puede sobrevivir en superficies que no estén expuestas a la luz solar por varias semanas como potencialmente infeccioso, puede constituir un riesgo de transmisión la suspensión en aerosoles de esta bacteria (24-26).

Existen estudios que han demostrado la presencia de VHB (22) y VIH (23) en superficies secas, como potencialmente infecciosos hasta por siete días, dependiendo las condiciones ambientales de humedad, pH, temperatura y número de virus presentes.

Los estafilococos constituyen un riesgo importante debido a que se han reportado epidemias extensas y se ha observado una resistencia creciente a diferentes antibióticos -(27- 29).

Estos microorganismos producen diversos síndromes con manifestaciones clínicas, que varían desde una simple pústula hasta la septicemia y la muerte. El signo clínico primario es una o varias vesículas que contienen pus, y la formación de abscesos constituye el cuadro patológico típico. La virulencia de las especies bacterianas varía extraordinariamente, el patógeno más importante en humanos es el *Staphylococcus aureus* (27, 28, 30- 32).

Los *S. aureus* son cocos gram positivos, positivos a la prueba de coagulasa, la mayor parte son flora comensal del hombre, se localizan en la piel y las mucosas. Pueden encontrarse con cápsula o sin cápsula, de las cuales las encapsuladas muestran mayor virulencia. Sus colonias pueden llegar a ser de 6 a 8 mm de diámetro, lisas, elevadas, circulares y resplandecientes, de color gris a amarillo dorado intenso. Las formas encapsuladas tienden a ser más pequeñas y convexas. Este microorganismo es facultativo y su crecimiento óptimo es de 30-37° C (27- 32).

El *S. aureus* es el principal patógeno dentro del grupo de los estafilococos, entre un 40-50 % de los seres humanos son portadores nasales de este microorganismo y un 10 % de las mujeres lo llevan en la vagina. Hay grupos de personas que son más propensos a ser colonizados por *S. aureus*, como el caso de los trabajadores

de la salud, pacientes diabéticos, pacientes en tratamiento de hemodiálisis y los adictos por vía endovenosa.

Las infecciones más comunes causadas por este microorganismo son algunas de la piel como: la celulitis, las pústulas, los forúnculos, los carbúncos y los impétigos. También se asocia a procesos más serios como bacteremias, endocarditis, meningitis, neumonía y osteomielitis.

También se ha asociado al síndrome de shock tóxico, caracterizado por fiebre, erupción descamativa de la piel, hipotensión y afectación multisistémica. Este síndrome se ha asociado al uso de cierto tipo de tampones en mujeres portadoras vaginales de *S. aureus*.

*S. aureus* es responsable de muchas intoxicaciones alimentarias por ingestión de toxinas preformadas (27-32).

La mayor parte de *S aureus* aislados, tanto en la comunidad como los del tipo nosocomial, son resistentes a la penicilina G y con frecuencia cada vez mayor se han aislado cepas resistentes a múltiples antimicrobianos, su resistencia corresponde a varias clases:

- 1 Es común la producción de beta lactamasa, esta se encuentra bajo el control de los plásmidos y vuelve a los microorganismos resistentes a muchas penicilinas (penicilina G, ampicilina, ticarcilina y agentes semejantes.

2. Resistencia a nialina: (lo mismo que a metilina y oxacilina) es independiente a la producción de beta lactamasa. Los genes residen probablemente en cromosoma y se expresan de manera variable.
3. El término tolerancia implica que el fármaco inhibe pero no mata al estafilococo, hay una diferencia muy grande entre la cantidad inhibidora mínima y mortal mínima de cada agente antimicrobiano. En ocasiones la *tolerancia se debe a la actividad de enzimas autolíticas de la pared celular.*
4. Los plásmidos pueden llevar genes para resistencia a tetraciclina, eritromicina y aminoglucósidos (32).

Este microorganismo se observa con una incidencia máxima en zonas donde la higiene personal no es óptima y hay hacinamiento. Ocurre en forma esporádica y en epidemias pequeñas, en familias y en campamentos de veraneo, afectando a diferentes personas que sufren trastornos recurrentes por la misma cepa estafilocócica.

La fuente más común de propagación epidémica son las personas con alguna lesión supurativa o cualquier secreción purulenta. La transmisión se hace por el contacto con un individuo que tenga una lesión purulenta o que sea portador asintomático.

Es probable que las manos constituyan el medio más importante para transmitir la infección. La transmisión por aire es rara, pero se ha demostrado que puede ocurrir en lactantes que padecen de enfermedades virales respiratorias.

La transmisibilidad de este microorganismo se da cuando las lesiones continúan expulsando secreciones o persista en el portador. La autoinfección puede continuar durante el periodo de colonización nasal (27)

### 3. DISEÑO EXPERIMENTAL

#### 3.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Las superficies de las áreas clínicas están expuestas a contaminación proveniente de la saliva y sangre de los pacientes, la cual se esparce sobre las superficies debido a dos causas principales:

1. El aerosol que produce la pieza de mano de alta velocidad y la cureta ultrasónica (33- 36).
2. Los guantes del operador se contaminan con los fluidos (sangre y saliva) provenientes de la cavidad bucal de los pacientes que posteriormente contaminan las superficies con las cuales tienen contacto (14,15).

Las superficies de la unidad dental están expuestas a la contaminación con microorganismos potencialmente patógenos, por lo tanto debe ser cubierta con envolturas desechables que se deben cambiar entre cada paciente, en caso de no cubrirlos se deben lavar con agua, jabón y desinfectante (7,37-42).

Debido a lo anteriormente expuesto surgen las siguientes preguntas de investigación:

- ¿ Existe diferencia en la contaminación de las superficies clínicas y no clínicas?
- ¿Existen en las superficies clínicas microorganismos potencialmente patógenos?

## 3.2 JUSTIFICACIÓN

Las superficies clínicas contaminadas con fluidos del paciente pueden constituir un riesgo de infección para los pacientes y el PSD, durante los procedimientos clínicos.

Esta investigación permitirá conocer cualitativa y cuantitativamente la carga microbiológica de las superficies clínicas y no clínicas, así como la localización de *S. aureus* como marcador biológico de patogenicidad en la clínica de mayor carga microbiológica.

## 3.3 OBJETIVOS

### 3.3.1 GENERALES

1. Conocer el número de colonias que se encuentran en las superficies clínicas y no clínicas
2. Comprobar la existencia de *S. aureus* en las superficies de la clínica de especialidad con mayor carga biológica en el conteo total de colonias.

### 3.3.2 PARTICULARES

1. Cuantificar las colonias que se encuentren en las áreas clínicas.
2. Cuantificar el número de colonias que se encuentren en las áreas no clínicas.
3. Comparar la cantidad de colonias de las áreas clínicas y las no clínicas.

4. Demostrar la presencia de *S. aureus* en el área clínica de mayor carga biológica.

### 3.4 HIPÓTESIS

#### 3.4.1

- $H_1$  En las superficies clínicas hay mayor número de colonias que en las superficies no clínicas.
- $H_0$  En las superficies clínicas hay menor número de colonias que en las superficies no clínicas.

#### 3.4.2

- $H_1$  En las superficies clínicas del área de especialidad con mayor carga biológica existe *S. aureus*
- $H_0$  En las superficies clínicas del área de especialidad con mayor carga biológica no existe *S. aureus*.

## **4 MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.1 Tipo de estudio**

Este estudio fue de tipo observacional analítico

### **4.2 Universo**

Clinicas, biblioteca y oficina administrativa de la División de Estudios de Posgrado e Investigación de la Facultad de Odontología de la Universidad Nacional Autónoma de México.

### **4.3 Tipo y tamaño de la muestra**

El tipo de muestra es no probabilístico (de conveniencia). Se incluyeron cinco clínicas de especialidad: endodoncia, prótesis, periodoncia, ortodoncia y odontopediatría, de las cuales, se tomaron ocho muestras del mango del braquet de la unidad dental, n=45.

De la misma manera se tomaron 8 muestras de la superficie de las mesas de trabajo de la biblioteca y 8 muestras de los escritorios de una oficina administrativa, n=16.

Ambos resultados se compararán entre sí, y se buscará la presencia de *S aureus* en el área clínica de mayor carga biológica

## **5. CRITERIOS**

### **5.1 DE INCLUSIÓN**

- Unidades en las que se estuvo trabajando en el turno vespertino.
- Unidades que no tuvieran cubiertas protectoras desechables.

### **5.2 DE EXCLUSIÓN**

Unidades en las que no se estuvo trabajando.

Unidades protegidas con cubiertas protectoras desechables.

## 6. VARIABLES

### 1. colonias :

Fueron todos aquellos puntos formados por el acúmulo de bacterias presentes sobre el medio de cultivo

Se contabilizaron las colonias de cada caja petri, después de pasar 72 horas en incubación, marcando con un plumón indeleble la base de la caja debajo de cada colonia.

### 2. Superficie clínica:

Se consideró superficie clínica para este estudio la superficie de la unidad dental que estuvo más expuesta al contacto de fluidos bucales provenientes del paciente y a mayor manipulación del residente de especialidad, en el mango del braquet de la unidad dental.

### 3 Superficie no clínica:

Se consideró *superficie no clínica para este estudio toda aquella área que no estuvo expuesta a fluidos bucales y/o aerosoles*, en este caso se tomarán las mesas de una oficina administrativa.

### 4 *S aureus*.

Buscamos la presencia de este microorganismo en las superficies clínicas del área de especialidad con mayor carga biológica y que pueda ser aislado a través de la toma de muestra de dicha superficie y que después del tiempo de incubación se encuentre presente en los siguientes medios: Agar 110 y agar sal

manitol, corroborándolo con las pruebas bioquímicas de catalasa (+) y coagulasa (+), para poder ser considerado *S. aureus*.

## 7. MÉTODO DE RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS

### MUESTREO DE SUPERFICIES DE ÁREAS CLÍNICAS Y NO CLÍNICAS

Las muestras fueron recolectadas por medio de hisopos previamente esterilizados los cuales cubrieron a manera de barrido la superficie total del mango del braquet de la unidad dental en el caso de las áreas clínicas (endodoncia, prótesis, periodoncia, ortodoncia y odontopediatría) de cada clínica se tomaron 8 muestras n=45

De la misma manera se tomaron las muestras de las mesas de trabajo de las áreas no clínicas (tanto de la biblioteca como la oficina administrativa) tomando 8 muestras de cada área n=16. Fueron sumergidos en un medio de transporte: caldo de Lethen (DIFCO, Detroit, USA), el cual neutralizó la acción residual de algún desinfectante al que pudo haber sido expuesta la bacteria antes de tomar la muestra.

Las muestras ya tomadas se transportaron en una hielera de unicel al laboratorio de microbiología y se procesaron, en un gabinete de bioseguridad tipo II (Baker Company, USA).

Se agitó la muestra en el vortex (Genie 2 VWR SCIENTIFIC, USA) en el nivel 3 durante 30 segundos, después se tomaron 250  $\mu$ l con una micropipeta, los cuales se depositaron en cada caja de petri que contenía el agar para prueba de

microorganismos (DIFCO, Michigan, USA), mediante un rodillo de cristal previamente esterilizado, se esparció sobre la caja de petri, con la muestra previamente inoculada de manera circular con técnica de barrido para el inóculo, posteriormente se incubaron a 37° C durante 72 horas en condiciones aeróbicas, se retiraron las muestras de la estufa y se cuantificaron las colonias.

### **MUESTRAS DE *S.aureus*.**

Teniendo los resultados de este muestreo, tomamos el área de especialidad con mayor carga microbiológica para buscar la presencia de *S aureus*. de la siguiente manera:

Se recolectaron las muestras por medio de un hisopo estéril, recorriendo a manera de barrido toda la superficie del mango del braquet de las unidades dentales de la clínica de odontopediatría, n=6 El cual se sumergió en un medio de transporte caldo de Letheen, el cual se llevó al laboratorio y se procesó dentro del gabinete de bioseguridad tipo II.

Se colocó la muestra en el vortex, en el nivel 3 durante 30 seg, después se tomó 250 µL con una micropipeta, los cuales se depositaron en cajas de petri que contenían Agar Sal Manitol y Agar 110 para identificar la presencia de estafilococos, así como un medio de cultivo no específico: agar de soya

tripticaseína, se esparció la muestra por medio de un rodillo de cristal a través de la técnica de barrido, posteriormente se metió a incubar a 37° C durante 72 hrs.

#### **PRUEBAS DE DIAGNÓSTICO PARA *S. aureus*.**

##### **PRUEBA DE CATALASA:**

Se colocó una gota de solución de agua oxigenada a 30 volúmenes en una laminilla y se añadió a la misma una pequeña cantidad de material bacteriano desarrollado. La formación de burbujas debida a la liberación de oxígeno indica que la prueba es positiva.

##### **PRUEBA DE COAGULASA:**

Se mezcló plasma de conejo citritado y diluido 1:5 con volumen igual de caldo de cultivo y se incubó a 37° C, se formó coagulo en un plazo de 1-4hrs para ser positiva.

## 8. METODO DE RECOLECCION DE DATOS

Se tomaron muestras del mango del braquet de cinco clínicas de especialidad y dos grupos de muestras de áreas no clínicas (numeradas a continuación) el total de superficies muestreadas y se dividió en 7 grupos:

Grupo 1 endodoncia.

Grupo 2 ortodoncia.

Grupo 3 odontopediatría.

Grupo 4 periodoncia.

Grupo 5 prótesis.

Grupo 6 mesas de la biblioteca.

*Grupo 7 mesas de una oficina administrativa.*

## 9. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

Se obtuvieron las medias y desviaciones estándar de las colonias de las superficies clínicas y no clínicas, se compararon las medias a través de la prueba de varianza y de Bonferroni

En el área con mayor biocarga, se calificó como presencia o ausencia de *S. aureus*

## **10 MATERIALES Y EQUIPO A EMPLEAR**

### **RECURSOS HUMANOS**

1. 1tesista
2. 1 tutor
- 3 3 asesores

### **Medios de Cultivo**

1. Agar de soya tripticaseina deshidratado. Lab DIFCO. Para aislar y cultivar microorganismos.
2. Agar de prueba para microorganismos para detectar microorganismos en superficies saneadas con compuestos de amonio cuaternario. Lab DIFCO.
3. Agar sal manitol para aislamiento e identificación de estafilococos.
4. Agar 110 medio selectivo para la identificación de estafilococos.

### **Medio de transporte**

1. Caldo de Lethen deshidratado. Lab. DIFCO para determinar el coeficiente de materiales activos de superficies.

### **Materiales**

- 1 Hisopos estériles
- 2 Rodillo de cristal

3. Mechero
4. Gabinete de bioseguridad tipo II
5. Cajas de petri de 100 x 15mm.
6. Matraces
7. Tubos de ensaye
8. Gradillas para tubos de ensaye
9. Incubadoras
10. Autoclave
11. Asa bacteriológica
12. Puntas estériles para micropipeta
13. Micropipeta de 1000  $\mu$ l
14. Alcohol
15. Plasma de conejo citritado al1:5
16. Peróxido de hidrógeno a 30 volúmenes

## 11. RESULTADOS.

Los resultados obtenidos de las ocho muestras del mango del braquet de las cinco clínicas de especialidad se muestran en la tabla 1. De un total de 56 superficies a muestrear se observó una media de 34.14 colonias y una desviación estándar de 41.3

*Los resultados obtenidos de las áreas no clínicas se muestran en la tabla 2.*

El grupo 6 (biblioteca), con 8 muestras, con una media de 12.25 colonias y una desviación estándar de 5.97. El grupo 7 (oficina administrativa), con 8 muestras con una media de 9.25 colonias y una desviación estándar de 9.77.

Al aplicar un análisis de varianza se observó que existe diferencia significativa por lo menos en dos grupos ( $F= 4.16$ ,  $P=0.0016$ ).

Para conocer entre que grupos existe una diferencia significativa, se aplicó la prueba de rangos múltiples de Bonferroni, la cual demostró que existe diferencia significativa en el grupo 3 con el grupo 7, 6 y 4.

En la tabla 3 se muestra una comparación de los promedios y desviaciones estándar de áreas clínicas vs no clínicas.

En la gráfica I se ilustra la diferencia del número de colonias de las áreas clínicas Vs no clínicas.

Por último la tabla 4 muestra los resultados de *S. aureus* obtenidos de la clínica de

especialidad con mayor carga biológica (odontopediatría).

TABLA 1

## NÚMERO DE colonias EN LAS SUPERFICIES DE LAS ÁREAS CLÍNICAS

Unidad Dental *	Endodoncia** colonias	Ortodoncia** colonias	Odonto- pediatría** colonias	Perio- doncia** colonias	Prótesis** colonias
1	54	26	25	34	35
2	26	88	112	44	28
3	25	10	31	1	16
4	38	38	122	4	10
5	10	17	124	15	64
6	79	8	133	12	186
7	104	2	14	0	122
8	27	2	23	4	29
<b>Total</b>	<b>363</b>	<b>189</b>	<b>584</b>	<b>114</b>	<b>490</b>
<b>Prom</b>	<b>45.37</b>	<b>23.62</b>	<b>73</b>	<b>14.25</b>	<b>61.25</b>
<b>D. stan</b>	<b>31.79</b>	<b>28.86</b>	<b>53.68</b>	<b>16.34</b>	<b>61.64</b>

\* Se tomaron muestras de 8 unidades dentales (superficie del mango del braquet) de cada una de las cinco clínicas de especialidad.

\*\*Número de colonias que presenta cada una de las ocho muestras de cada área clínica

TABLA 2

## TABLA DE AREAS NO CLÍNICAS

Superficie no Clínica*	Biblioteca** colonias	Oficina administrativa** colonias
1	11	10
2	17	9
3	9	6
4	25	13
5	10	11
6	7	6
7	8	4
8	11	15
<b>Total</b>	<b>98</b>	<b>74</b>
<b>Promedio</b>	<b>12.25</b>	<b>9.25</b>
<b>D standard</b>	<b>5.97</b>	<b>9.77</b>

\* Se tomaron muestras de 8 mesas de trabajo (biblioteca y oficina administrativa).

\*\*Número de colonias que presenta cada una de las ocho muestras de la biblioteca y la oficina administrativa

TABLA 3.

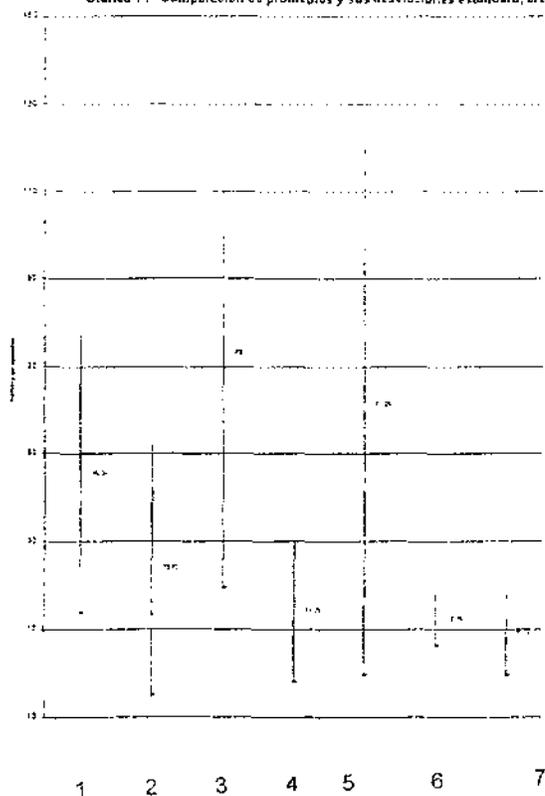
COMPARACIÓN DE TOTALES, PROMEDIOS Y DESVIACIONES ESTANDAR  
DE ÁREAS CLÍNICAS Y NO CLÍNICAS

Unidad*	Endodoncia** colonias	Ortodoncia** colonias	Odontopediatría** colonias	Periodoncia** colonias	Prótesis** colonias	Biblioteca** colonias	Oficina administrativa** colonias
Total	363	189	584	114	490	98	74
Prom	45.37	23.62	73	14.25	61.25	12.25	9.25
D stan	31.79	28.86	53.68	16.34	61.64	5.97	9.77

\* Se tomaron muestras de 8 unidades dentales (superficie del mango del braquet) de cada una de las cinco clínicas de especialidad y el número de colonias que presenta cada una de las ocho muestras de la biblioteca y la oficina administrativa

\*\*Número de colonias que presenta cada una de las ocho muestras de cada área clínica y de las muestras de 8 mesas de trabajo (biblioteca y oficina administrativa).

Gráfica 1. Comparación de promedios y sus desviaciones estándar, áreas clínicas vs. no clínicas



- 1 endodoncia
- 2 ortodoncia
- 3 odontopediatría
- 4 periodoncia
- 5 prótesis
- 6 biblioteca
- 7 oficina administrativa

TABLA 4

*S. aureus* en el área clínica de mayor carga biológica (odontopediatría).

Medio agar 110*	Medio agar sal manitol*	
	colonias <i>S. aureus</i> ***	colonias-totales <i>S. aureus</i> ***
20	5	22
6	13	16
4	22	18
5	25	27
5	11	10
4	18	16

\*Se utilizaron dos medios específicos para el crecimiento de estafilococos y se contaron las colonias que posteriormente se aislaron en un medio nutritivo.

\*\*\*Se realizaron las pruebas bioquímicas de coagulasa y catalasa para confirmar la presencia de *S. aureus*.

## DISCUSIÓN

Es importante enfatizar que los monitoreos biológicos no son necesarios en la práctica clínica cotidiana. Sólo en el caso de presentarse un brote de alguna enfermedad se debe realizar un monitoreo biológico (7, 18).

No existen estudios previos que reporten presencia de *S. aureus* en superficies de clínicas dentales, por lo que los resultados de este estudio no se pueden comparar.

En este estudio, el número de colonias que se contabilizó en las clínicas, estuvo sujeto a muchas variables que no se presentan en un consultorio particular, entre ellas:

1. La gran cantidad de pacientes que son atendidos durante los dos turnos
2. La desatención de los alumnos sobre su área de trabajo
3. La falta de separación total de los cubículos, lo cual causa la mayor diseminación de la carga biológica en el aire.
4. El aseo pobre de estas áreas por el personal de intendencia (una vez al día)

De las cinco clínicas de especialidad que fueron muestreadas para este estudio, hay una diferencia notable entre las clínicas en las cuales se generan aerosoles constantemente para sus procedimientos contra las que la cantidad de aerosoles que se generan durante el día por razones de tratamientos es menor.

El área clínica que presentó una mayor biocarga fue Odontopediatría. Se buscó la presencia de *S. aureus* encontrándolo en el 100% de los muestreos.

Las áreas no clínicas presentaron un menor número de colonias en comparación con las áreas clínicas. Esto es debido a que en estas áreas, no se generan aerosoles y el contacto de fluidos corporales con las superficies es menor.

Al comparar las superficies de la oficina administrativa vs la biblioteca; el conteo de colonias de la oficina administrativa fue menor, atribuible a dos factores:

1. Un menor flujo de personas en la oficina administrativa
2. Es probable que los alumnos transporten microorganismos de las áreas clínicas a la biblioteca al no quitarse la vestimenta clínica (bata o filipina), así como un deficiente aseo de las manos (16).

Los resultados mostrados anteriormente, señalan la necesidad de introducir un programa sobre Control de Infecciones para reducir riesgos ocupacionales del cirujano Dentista y mejorar la calidad de atención al paciente.

Esta responsabilidad recae en el personal académico, el cual debe motivar a los alumnos hábitos que continuarán en su práctica privada. El objeto de este estudio fue muy específico, ya que se limitó a observar una sola parte de la unidad dental, sin embargo, es significativo el hecho de encontrar un indicador de patogenicidad

importante: *S. aureus*, el cual se desarrolló al 100% en las superficies que se muestrearon.

La meta de este estudio fue, introducir en los alumnos una nueva experiencia, con bases científicas acerca de la contaminación y presencia de carga biológica en superficies y la presencia de *S. aureus* en áreas de atención dental

## CONCLUSIONES

De acuerdo con los datos obtenidos, se puede concluir que las áreas clínicas tienen una mayor biocarga, ya que la diseminación de bacterias y virus es constante cada vez que se brinda atención a un paciente en el cual se realizan tratamientos donde se generan aerosoles y existe el contacto de los guantes contaminados con fluidos provenientes de la cavidad oral del paciente con superficies clínicas.

Las superficies de las áreas clínicas se contaminan con microorganismos potencialmente patógenos, por lo que se deben desinfectar y proteger entre cada paciente, con el fin de brindarle una atención de mayor calidad.

## RECOMENDACIONES

Para poder prevenir la transmisión de enfermedades infecciosas, se debe manejar adecuadamente el material contaminado, considerando principios elementales de antisepsia, desinfección y esterilización. Estos procedimientos requieren no sólo de su entendimiento, sino de su correcta aplicación (7, 12, 37, 38, 40-42)

El uso efectivo de antisépticos, desinfectantes y los procedimientos de esterilización son indispensables para minimizar riesgos ocupacionales.

Agentes físicos como el calor seco y el vapor a presión se utilizan en la esterilización y los germicidas químicos se utilizan para desinfección y antisepsis, algunos desinfectantes por sus características esporicidas se pueden utilizar para esterilizar material que no sea termorresistente, como es el caso de la inmersión de instrumental por más de 10 horas en glutaraldehído al 2% (37)

Es muy importante distinguir la diferencia entre los términos de esterilización y desinfección por lo que los definiremos brevemente

## Esterilización

Se refiere al uso de un procedimiento físico o químico que destruye todas las formas de vida microbiana incluyendo a todas las esporas bacterianas

## Desinfección

Generalmente es un proceso menos letal que la esterilización, destruye todos los microorganismos patógenos reconocidos, pero no necesariamente las esporas bacterianas en objetos y superficies inanimadas (37,38).

- I En 1972, Spaulding (39) publicó una clasificación para los instrumentos, desinfectantes y áreas del consultorio dental muy sencilla, que nos guía en la decisión en cuanto a esterilización y desinfección de la siguiente manera:

### INSTRUMENTAL:

- a) **Críticos:** Instrumentos quirúrgicos que penetran en tejidos blandos o hueso, se debe de esterilizar después de cada uso, en caso de no ser termo-resistentes se deben esterilizar con un desinfectante esporicida como es el caso de las partes de los endoscopios (6)
- b) **Semicríticos:** Instrumentos como piezas de mano, espejos, condensadores de amalgama, etc que no penetran en tejidos blandos, pero tienen contacto directo con las mucosas, estos se deberán esterilizar, de no ser posible por que no sean de material termo-resistente, deberán de desinfectarse con un germicida de alto nivel (37-38).
- c) **No críticos:** aquellos que tienen contacto con la piel intacta, debido a que estas

superficies no críticas han sido consideradas como de bajo riesgo de transmisión, deberán someterse a desinfección de nivel medio (37, 38-42).

## **DESINFECTANTES**

### **Alto nivel:**

Estos desinfectantes son capaces de matar la mayoría de las endoesporas bacterianas por lo que se les considera como esporicidas y se pueden utilizar como agentes esterilizantes para instrumentos no termoresistentes, las recomendaciones de CDC (17) indican que la desinfección de alto nivel se debe usar como mínimo para los instrumentos críticos como las porciones rígidas de endoscopios y artoscopios (37,38,42).

### **Nivel intermedio:**

Estos desinfectantes no necesariamente son capaces de matar esporas bacterianas, pero son capaces de eliminar a *M tuberculosis* y *M bovis*, los cuales son considerados como cepas resistentes, compuestos a base de cloro en concentración de 500mg en 1L y algunas preparaciones de fenoles, dependiendo de su formulación (38-42)

### **Bajo Nivel:**

Son aquellos en los que no se puede confiar en su nivel de destrucción de

microorganismos en un tiempo de acción corto, matan rápidamente bacterias vegetativas y hongos, ejemplos de desinfectantes como los compuestos de amonio cuaternario y algunos fenólicos de acuerdo a su concentración (17,41,42).

Cada desinfectante debe llevar las instrucciones pertinentes para su uso, así como el sello de aprobación de la Environmental Protection Agency EPA

Se debe seleccionar el desinfectante tomando en cuenta su capacidad germicida, la textura de la superficie en cuestión, su costo y su empleo (38-42)

## **SUPERFICIES:**

### **Superficies médicas:**

Ejemplos la unidad dental con sus botones y mangos, el equipo médico como máquinas de hemodiálisis, el aparato de rayos X, etc. Estos aparatos y superficies casi nunca tienen contacto directo con el paciente, pero debido a la naturaleza del tratamiento al que el paciente está sujeto, pueden ser contaminados con fluidos del paciente, particularmente sangre y el contacto constante de las manos del operador después de haber tocado los fluidos y mucosas de paciente. Estas superficies deben ser lavadas con agua y jabón y preferentemente sometidas a un desinfectante de nivel intermedio(17,38,40,41).

**Superficies ambientales:**

Superficies como las paredes, los techos, los lavabos y otros objetos que no estén implicados en la transmisión de enfermedades infecciosas, deben ser saneados con agua y jabón, posteriormente aplicar un desinfectante de bajo nivel.

Las recomendaciones de CI en cuanto a barreras, vestimenta protectora, inmunizaciones, esterilización y desinfección se han incrementado y varios estudios (8-11), demuestran que son útiles e indispensables para minimizar los riesgos de transmisión en el ambiente clínico.

**Recomendaciones para desinfectar una superficie:**

- a) Aplicar el desinfectante con atomizador sobre la superficie. Se debe esparcir con toallas de papel en movimientos circulares (muchos microorganismos son retirados en este paso). Cambiar la toalla después de limpiar cada área. Rociar con el desinfectante, en la superficie previamente limpia, y dejarlo actuar durante 10 min; posteriormente, remover el exceso con una toalla de papel.
- b) En caso de no desinfectar las superficies se debe cubrir con una barrera de plástico o de papel la cual será removida y cambiada por una limpia entre cada paciente.
- c) Una vez desinfectado el braquet, deberá cubrirse con un campo de papel desechable o de tela y cambiarlo entre cada paciente (40-42).

## 11. BIBLIOGRAFÍA

1. Jean- Michell bossier / Martine Scrive. Microbios y anticuerpos, BbA editores, S A., Barcelona, 1994,pp 7-125.
2. Ponce de León Samuel Soto Hernández José Luis. Infecciones intrahospitalarias, Mc Graw Hill, Interamericana. México, 1996; 1ª edición, p.p. 8-20
3. L. Larson. AJIC. Infection Control: Past, present and future, February 1997, vol 22, p.p. 1-2.
4. Laxton. AJIC. Infection Control: An idea who's time has come. February 1997, vol 25 nº 1 p.p. 34-37.
5. Hooton T.M.; Harley R.W. Ancolver D.H.A. Method for classifying patients according to the nosocomial infection risks associated with diagnostics surgical proceedings. AMJ epidem 1980, 111 p.p.556-573
6. Martin MA & Reichelderfer M. APIC guideline for infection and control in flexible endoscopy. AJIC, 1994; 22: 19-38.
7. Centers for Disease Control and Prevention. Recomendations for preventing transmission of human immunodeficiency virus a Hepatitis B virus to patients during exposure –prone invasive procedures . MMWR 1991; 40:1-9
8. Gibson GB, Mathias RG, Epstein JB. Compliance to recommended infection control procedures: changes over six years among British Columbia dentists. J. Can Dent Assoc. 1995; 61: 526-32.
9. Epstein Joel B, Mathias Rick G, Gibson Gary B Survey to Asses Dental Practitioners Knowledge of Infectious Disease 61 (6) 1995:519-524

10. Nuttall NM & Gilbert AD. Final year dental student's views on cross-infection precaution. *J. Dent*, 1993; 21: 105-10.
11. McCarthy G & MacDonald J. Improved compliance with recommended infection control practices in the dental office between 1994 & 1995. *AJIC*, 1998, Vol. 26, 1: 24-28.
12. Office sterilization and asepsis procedures research foundation Infection Control in dentistry guidelines June 1995 .
13. Cochran, M.A., Miller, C.H. and Sheldrake, M.A. The efficacy of the rubber dam as a barrier to the spread of microorganisms during dental treatment. *JADA* 119:141-144, 1989.
14. Baumann M.A. Protective gloves. *Inte Dent J* 42:170-180, 1992
15. Gonzalez, E. & Naleway, C. Assessment of the effectiveness of glove uses as a barrier technique in the dental operator. *JADA* 117:467-469, 1988.
16. Turner JG, Gauthier Dk, Roby JR, Larson E & Gauthier JJ Use of image analysis to measure handwashing effectiveness *AJIC* 1994;22 No 4:218-223.
17. Centers for Disease Control. Recommended infection-control practices for dentistry, 1993 *MMWR* 1993; 41:1-12.
18. Morbidity and Mortality weekly report, recommendations and reports, May 28, 1993, vol.41, n° RR-8, p.p. 2.
19. Guidelines for prevention of transmission of human immunodeficiency virus and Hepatitis B virus to health-care and public- safety workers. *MMWR* 1989;38:1-37.

20. Recommendations for preventing transmission of human immunodeficiency virus and Hepatitis B virus during exposure-prone invasive procedures. MMWR 1991;40 (nº.rr-8).
21. Department of Health and Human Services. Preventing the Transmission of Hepatitis B, AIDS, and Herpes in Dentistry.
22. Bond W.W., M.S. Favero, N.J Petersen, C.R. Gravielle, J.W. Ebert, and J.E. Maynard. 1981. Survival of hepatitis B virus after drying and storage for one week. *Lancet* 550-551.
23. J van Bueren, R.A Simpson, P.Jacobs & B.D Cookson. Survival of Human Immunodeficiency Virus in and Dried Surfaces. *Journal of Clinical Microbiology*, Feb 1994 571-574.
24. Nosocomial transmission of multidrug-resistant tuberculosis among HIV-infected persons- Florida & New York, 1988-1991. MMWR, 1991; Vol. 40, No 34.
25. Guidelines for preventing the transmission of the tuberculosis in health-care settings, with special focus on HIV-related issues. MMWR, 1990; Vol. 39, No. RR-17.
26. Feacher R, Thomas J & Bender B Tuberculosis: a growing concern for dentistry? *JADA* 1993;124:94-104.
27. Manual para el control de las enfermedades transmisibles Abraham S Benson decimosexta edición 1997 Organización Panamericana de la Salud.
28. Krieg, Noel R., ed. *Bergey's Manual of Systematic bacteriology*. Vol.3. Baltimore: Williams & Wilkins, c1984-c1989.
29. Sheridan R.L., Weber. J. control of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in a pediatric burn unit *AJIC* 1994;22 No 6:340-45

30. Koneman, Elmer W., et al Color atlas and textbook of Diagnostic Microbiology, Philadelphia: Lippincott, 1997.
31. Delgado-Iribarren Alberto y Col Laboratorio Clínico Microbiología, ed interamericana de España 1994
32. Jawetz y col. Microbiología médica, ed manual moderno, 1995
33. Acosta Gío A. Enrique evite aerosoles y salpicaduras Práctica odontológica, PO. Vol 15 No.5 1994 7-12.
34. LEWIS DL y Boe RK. Cross-infection risks associated with current procedures for using high-speed dental hand pieces. J Clin Microbiol, 30 (2) 1992:401-406.
35. Bentley C, Burkhart NW, Crawford J. Evaluating spatter and aerosol contamination during dental procedures. Jada, 1994; Vol. 125. 579-84.
36. Daskalos D, Martinez J. Reducing bacteria aerosol contamination with a chlorhexidine gluconate pre-rinse. JADA, 1995; 126: 1634-39.
37. Favero MS. Sterilization, disinfection, and antisepsis in the Hospital In: Lennette EH, Balows A, Hauslen WJ, Shadomy HJ. Manual of clinical microbiology, Washington D.C.: Chapter 24, pp 183-200, 1991.
38. Rutala WA and APIC Guidelines Committee. APIC guideline for selection and use of disinfectants. AJIC Am J Infect Control 1996;24:313-42.
39. SPAULDING EH: Clinical disinfection and antisepsis in the hospital. J Hosp Res, 9:5-31, 1972.
40. Chris H. Miller, Charles J. Palenik. Infection Control. Mosby, 1994, p.p.2-210.
41. James A. Cottone, Geza T. Terezhalmay, John A Mollinary. Practical Infection Control in Dentistry. Lea and Febiger. USA, 1991, p.p.1-136.

42. Tufts University School of Dental Medicine. Universal procedures for Infection Control.