



FACULTAD DE ODONTOLOGÍA

POTENCIAL DE CONTAMINACIÓN DEL MANDIL BLANCO POR BACTERIAS  
AEROTRANSPORTADAS EN LA CLÍNICA DE ODONTOLOGÍA  
DE LA UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos establecidos  
para optar por el título de Odontóloga.

Profesor Guía  
Dr. Fabián Jaramillo

Autora  
María José Zapata Alarcón

Año  
2016

### **DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA**

“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con la estudiante María José Zapata Alarcón, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”

---

Dr. Fabián Alberto Jaramillo Ocampo

CI: 170750227-2

### **DECLARACIÓN AUTORÍA ESTUDIANTE**

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes.”

---

María José Zapata Alarcón

CI: 1002850384

## **AGRADECIMIENTOS**

A mi madre por ser mi apoyo constante e incondicional.

A Fergus mi pareja, amigo, maestro y acompañante en todas las etapas de creación de esta tesis.

A mi tutor Dr. Fabián Jaramillo por ser un docente ejemplar y una persona llena de virtudes, le agradezco mil veces su paciencia, el cariño y el interés que ha demostrado a este trabajo.

A la Dra. Maira Rojas por poner a disposición su tiempo y sus conocimientos.

Al Biólogo David Narváez por atender mis inquietudes y facilitarme todos los materiales que me hicieran falta.

A todas mis amigas y compañeras de estudio, especialmente a Victoria y Maru.

**DEDICATORIA**

A mi madre. Por gestarme en tus pensamientos, en tus oraciones, en tu útero, por parirme, cuidarme, consolarme, orar por mi, y apoyarme incondicionalmente. Por ser mi primera paciente, la más paciente. Te quiero mamá.

## RESUMEN

Los estudiantes de Odontología de la UDLA deben atravesar por un período de aprendizaje clínico, durante el cual se ven expuestos a riesgos biológicos de contaminación con diversidad de patógenos. Este estudio se realizó con el objetivo de determinar la carga bacteriana presente en muestras tomadas de la manga del mandil blanco usado por los estudiantes, antes y después de realizar una restauración dental. Con los resultados se espera crear mayor consciencia al respecto, y realizar recomendaciones dirigidas a estudiantes y profesores.

## **ABSTRACT**

The students of Dentistry of the UDLA University must go through a period of clinical practices, during which they become exposed to biological risk of contamination with different kinds of pathogens. This study is aim to collect samples of the cuff of the white coat used by the students, before and after they have performed a dental filling. The results will be used to create awareness of it, and to make recommendations to the faculty and students.

# ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	1
1.2. JUSTIFICACIÓN.....	2
2. MARCO TEÓRICO.....	4
2.1. BIOSEGURIDAD.....	4
2.2. VÍAS DE TRANSMISIÓN.....	6
2.2.1. Contacto indirecto o contaminación cruzada.....	6
2.2.2. Contacto directo.....	8
2.3. Microorganismos patógenos más frecuentes en el consultorio dental.....	9
2.3.1. Virus de la Hepatitis B.....	11
2.3.2. Virus de Inmunodeficiencia Humana.....	11
2.3.3. Virus del Herpes.....	12
2.3.4. Tuberculosis.....	14
2.4. Antisepsia del instrumental clínico.....	15
2.4.1. Clasificación de Spaulding.....	15
2.4.1.1. Instrumental crítico.....	15
2.4.1.2. Instrumental semicrítico.....	16
2.4.1.3. Instrumental no crítico.....	16
2.5. Procesos para la antisepsia del instrumental.....	17
2.5.1. Limpieza.....	17
2.5.1.1. Soluciones de limpieza.....	18
2.5.2. DESINFECCION.....	18
2.5.2.1. Alcohol.....	18
2.5.2.2. Cloro.....	19
2.5.3. ESTERILIZACIÓN.....	20
2.5.3.1. Esterilización con vapor.....	21
2.5.3.2. Calor seco.....	23
2.5.3.3. Líquidos químicos.....	23

2.6. Antisepsia del ambiente clínico .....	24
2.6.1. Superficies de contacto clínico .....	25
2.6.2. Superficies de carácter doméstico .....	26
2.7. Antisepsia del profesional odontólogo .....	27
2.7.1. Lavado de manos .....	27
2.7.2. Uso de guantes.....	29
2.7.3. Uso de mascarilla .....	29
2.7.4. Uso de gafas de protección .....	30
2.7.5. Uso de batas y uniformes .....	30
2.8. Medios de cultivo .....	31
2.8.1. 3M™ Petrifilm™ Placa de Conteo .....	32
2.9. Morfología bacteriana .....	34
2.9.1. Cocos.....	34
2.9.2. Bacilos .....	35
3. OBJETIVOS .....	36
3.1. OBJETIVO GENERAL .....	36
3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	36
3.3. HIPÓTESIS.....	36
4. METODOLOGÍA .....	37
4.1. TIPO Y DISEÑO DE ESTUDIO .....	37
4.2. POBLACIÓN Y MUESTRA.....	37
4.2.1. Universo.....	37
4.2.2. Muestra.....	37
4.2.3. Criterios de inclusión y exclusión.....	37
4.3. MATERIALES Y MÉTODOS .....	38
5. Discusión .....	41
6. RESULTADOS.....	44
6.1. PETRIFILM 3M.....	44
6.2. CAJAS PETRI CON AGAR NUTRITIVO.....	49

6.3. ANÁLISIS DE CORRELACIÓN ENTRE AMBOS MÉTODOS.....	53
6.4. ENCUESTA.....	57
6.5. ANÁLISIS EXPLORATORIOS.....	60
6.5.1. Relación entre el método de lavado del mandil y el conteo bacteriano .....	60
6.5.2. Relación entre la temperatura del agua al lavar el mandil y el conteo bacteriano .....	61
6.6. TINCIÓN GRAM.....	64
7. CONCLUSIONES.....	66
8. RECOMENDACIONES.....	68
REFERENCIAS .....	70
ANEXOS .....	76

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Herpes dactilar .....	13
Figura 2. Petrifilm .....	33
Figura 3. Hidratación de Petrifilm .....	34
Figura 4. Histograma conteo bacteriano con Petrifilm 3M.....	47
Figura 5. Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon sobre resultado Petrifilm.....	48
Figura 6. Diagrama de caja y bigotes. Resultado conteo con Petrifilm .....	49
Figura 7. Histograma cajas Petri .....	51
Figura 8. Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon sobre resultados cajas Petri.....	52
Figura 9. Relación entre forma de lavar el mandil y conteo bacteriano inicial ...	60
Figura 10. Relación entre lavar a mano o máquina y el conteo bacteriano.....	61
Figura 11. Relación entre temperatura del agua usada para lavar el mandil y conteo bacteriano inicial.....	62
Figura 12. Relación entre agua fría o caliente y conteo bacteriano inicial.....	62
Figura 13. Relación entre forma de secar el mandil y conteo bacteriano inicial.....	63
Figura 14. Prueba U de Mann-Whitney. Relación entre secado y carga bacteriana inicial .....	64

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Conteo bacteriano de las muestras tomadas con Petrifilm 3M.....	45
Tabla 2. Prueba de normalidad Shapiro-Wilk sobre resultados Petrifilm.....	47
Tabla 3. Resumen estadístico Petrifilm .....	48
Tabla 4. Conteo bacteriano de las muestras tomadas con cajas Petri.....	50
Tabla 5. Prueba de normalidad Shapiro Wilk resultados cajas Petri. ....	52
Tabla 6. Resumen estadístico conteo con cajas petri. ....	53
Tabla 7. Resumen estadístico de ambos métodos.....	53
Tabla 8. Prueba de correlación de Spearman sobre resultados Petrifilm y cajas Petri. ....	54
Tabla 9. Clasificación del grado de correlación Spearman. ....	55
Tabla 10. ¿Cuántos mandiles blancos tiene?.....	57
Tabla 11. Cuando fue la última vez que lavo el mandil que lleva puesto .....	57
Tabla 12. El lavado principal lo hizo a mano o a máquina .....	58
Tabla 13. Lo lavó en agua fría o caliente (>40grados) .....	58
Tabla 14. Lo separa del resto de su ropa o no lo separa .....	58
Tabla 15. Lo deja secar en el ambiente o lo seca en una secadora.....	58
Tabla 16. . Una vez que lo usa, dónde lo guarda. ....	59
Tabla 17. Le gustaría que la Universidad de una opción de lavado profesional para la indumentaria clínica. ....	59
Tabla 18. En cuanto a los lugares donde los encuestados usan o han usado el mandil al salir de la clínica. ....	59
Tabla 19. Tinción Gram en muestras tomadas antes con cajas Petri. ....	64
Tabla 20. Tinción Gram de las muestras recolectadas después.....	65

## **1. INTRODUCCIÓN**

### **1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

Los estudiantes de la Facultad de Odontología de la Universidad trabajan en turnos de dos horas, tres veces por semana, atendiendo pacientes dentro de la Clínica Odontológica, por cinco semestres consecutivos la materia debe ser aprobada luego de una serie de trabajos. Esto quiere decir que un individuo al terminar sus estudios universitarios habrá pasado un promedio de 600 horas o más, trabajando dentro de la Clínica. Sin mencionar los auxiliares y profesores dentro de la Clínica quienes muchas veces laboran a tiempo completo. Estamos hablando de una cantidad considerable de personas que diariamente se exponen a los diferentes riesgos de infecciones inherentes a la profesión y que pueden ser disminuidos con un correcto protocolo de bioseguridad.

El personal de la consulta dental, al igual que todo personal sanitario, constituye un grupo vulnerable y de alto riesgo a la exposición de enfermedades infecciosas y adquisición de padecimientos laborales.

La cavidad oral presenta características ideales para el crecimiento bacteriano, es húmeda, cálida, y oscura. Y precisamente es este el lugar de la labor odontológica.

Durante los procedimientos principalmente de restauración (apertura de cavidad, conformación de las paredes, pulido) en el cual se hace uso de la pieza de alta velocidad se liberan de 300.000 a 600.000 bacterias de la boca de un solo individuo. (Leivers et al., 2012)

Los uniformes de los trabajadores del área de salud se contaminan con el uso reglamentario, pudiendo ser vectores de contaminación cruzada.

Estudios muestran que el lavado doméstico de los uniformes es suficiente para lograr una descontaminación aceptable para reducir el riesgo de contaminación cruzada. (Lakdawala, Pham, Shah, & Holton, 2011)

Contrariamente otros estudios muestran que el lavado doméstico es insuficiente para la eliminación de ciertas bacterias que han creado resistencias, especialmente *Escherichia coli*. (Nordstrom, Reynolds, & Gerba, 2012)

Dentro del protocolo de bioseguridad de la Clínica Odontológica se recomienda a los estudiantes lavar sus uniformes luego de cada jornada laboral. Muchos estudiantes hacen caso omiso a esta recomendación, ya sea por falta de tiempo, o por falta de información sobre contaminación cruzada. Algunos estudiantes se desplazan con el uniforme usado en medios de transporte público a sus hogares, o se trasladan a otras aulas de la institución a recibir el resto de sus materias.

## **1.2. JUSTIFICACIÓN**

Ocasionalmente las medidas de bioseguridad son olvidadas o retrasadas por el joven practicante de la profesión, quizás por una falta de conocimiento sobre el ciclo de vida y reproducción bacteriano, o por carecer de una medida real aplicable a su práctica diaria.

La teoría nos dice que el uniforme del personal de salud se contamina con miles de bacterias durante una sola jornada laboral, esto adquiere un valor de altísima importancia en el profesional odontológico, debido a los avatares de la profesión, a la cercanía física con el paciente, a la contaminación del medio oral, a los aerosoles que se forman con el uso de la pieza de alta y baja velocidad, el espacio de trabajo del odontólogo se encuentra altamente contaminado por bacterias.

Las bacterias pueden colonizar y reproducirse virtualmente sobre cualquier superficie viva o inerte, incluyendo las telas de los uniformes, de esta manera encuentran un medio de transporte hacia otras áreas alejadas.

Podemos cuantificar la contaminación microbiológica de estas zonas tomando una muestra y realizando un cultivo. Realizar el conteo de las unidades formadoras de colonias (UFC) y de esta manera poseer un valor real y tangible de la contaminación a la que se encuentra expuesto cada practicante en su jornada laboral.

Este estudio permitirá implementar las medidas de bioseguridad dentro de la Clínica Odontológica de la UDLA, creando concientización en los estudiantes al recalcar la importancia de la descontaminación de los uniformes mediante el lavado en casa luego de cada jornada laboral.

## **2. MARCO TEÓRICO**

### **2.1. BIOSEGURIDAD**

Las enfermedades orales y dentales se han convertido en una gran preocupación tanto en países en vías de desarrollo como en países desarrollados. Los profesionales del cuidado dental están dentro de un grupo de alto riesgo de infección y transmisión durante el tratamiento de pacientes, puesto que los procedimientos generalmente causan sangrado. La sangre posiblemente infectada, saliva y aerosoles son conocidos medios de contagio. (Siddiqui, Ikram, Aftab, & Uzair, 2014)

Se denomina esterilización al proceso por el cual la destrucción o muerte de todos los microorganismos incluyendo las esporas bacterianas es logrado. (Humayun, et al., 2014)

La creciente preocupación por la posible propagación de enfermedades transmisibles vía sanguínea, y el impacto de la insurgencia de enfermedades respiratorias altamente contagiosas, requieren que los odontólogos establezcan, evalúen, monitoricen y actualicen constantemente sus protocolos y estrategias para la prevención de infecciones durante su práctica. (Siddiqui et al., 2014)

Los uniformes fueron originalmente desarrollados para distinguir el personal hospitalario de los pacientes, no fue hasta entrados los años 50' en que se priorizó su uso debido a la reducción de los riesgos de contaminación cruzada. (Catanzaro, 2013)

La contaminación de los individuos a través de las vestimentas ha sido ampliamente investigada en distintos campos, no solo en el ambiente hospitalario, sino principalmente en el servicio de comida. Es bien reconocida la importancia del uso de barreras físicas para reducir la transferencia de patógenos, por ejemplo de las manos hacia los instrumentos. Sin embargo las recomendaciones son frecuentemente ignoradas. Muchos son los

profesionales que llevan sus uniformes continuamente, los cuales deberían ser usados exclusivamente en el área de trabajo, creando de esta forma dos situaciones, la primera acarrear microorganismos y partículas del ambiente externo a las áreas de atención al paciente, contaminando instrumental, pisos y paredes; y la segunda exponer a miembros de la familia o convivientes a patógenos impregnados en las vestiduras. (Todd et al., 2010)

En un estudio específico sobre mandiles usados por estudiantes universitarios de la carrera de odontología, se encontró que el aerosol contaminado es producido en todos los procedimientos de higiene dental, incluso durante la examinación y detartraje manual. En este estudio se tomaron muestras colocadas en diferentes sitios del mandil, los resultados revelan que existe una mayor contaminación en las mangas que en el pecho, y más en la manga de la mano dominante. (Huntley & Campbell, 1998)

Otro estudio indaga en los riesgos de infecciones respiratorias en la comunidad odontológica debido a la contaminación aérea por aerosoles, en el análisis de resultados se comparan el ambiente del consultorio dental, frente al ambiente de una habitación ajena al servicio odontológico, los resultados máximos arrojados son alarmantes, 280 CFU/m<sup>3</sup> contra 128 CFU/m<sup>3</sup>, es decir la carga bacteriana se duplica en el consultorio dental. (Azari, Ghadjari, Nejad, & Nasiree, 2008)

La guía para el Control de Infecciones en Odontología creada por las Fuerzas Aéreas de Illinois, destaca que no debería confundirse el concepto de aerosol, el cual es una partícula respirable de <10um, y que puede permanecer dispersa en el aire por períodos extendidos, de las partículas visibles de gotas de agua que son salpicadas por las piezas de mano y ultrasonidos, las cuales no pueden viajar a través del aire, y caen rápidamente en el suelo, sobre el clínico o el paciente. Dicha guía aconseja el uso de uniformes de manga larga, para proteger los antebrazos, y la remoción de los uniformes previamente a abandonar el área de trabajo. (Kohn et al., 2003)

Estudios recientes hacen hincapié en la importancia del lavado de manos, pues estas entran en contacto muchas veces con los uniformes contaminados. (Gaspard et al., 2009)

## **2.2. VÍAS DE TRANSMISIÓN**

El trabajo en el consultorio dental supone un riesgo de transmisión de enfermedades debido a:

- La proximidad entre el profesional y el paciente
- La presencia de sangre en determinadas intervenciones
- Presencia de saliva y otros fluidos orales
- Formación de aerosoles (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

Los medios de transmisión más frecuentes son:

### **2.4.1. CONTACTO INDIRECTO O CONTAMINACIÓN CRUZADA**

Cuando los microorganismos se transmiten por medio de un intermediario. Contacto con objetos y superficies, a esto se denomina contaminación cruzada. (Cárdenas & Aguilera, 2007)

Al hablar de contaminación cruzada se refiere a la transferencia de agentes biológicamente patógenos de una persona a otra, que se puede dar a través de un objeto, material, equipo o instrumento que se encuentre contaminado. Puede ser entre paciente-paciente, paciente-odontólogo, incluyendo a los auxiliares y también a los laboratoristas que reciben modelos sin desinfectar. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

Los odontólogos se encuentran trabajando en un área altamente contaminada y rica en patógenos, frecuentemente provenientes de la saliva y sangre, además de la posibilidad de un pinchazo accidental con uno de los instrumentos tantos instrumentos afilados. (Siddiqui et al., 2014)

Siempre ha existido preocupación por la posibilidad de transmisión cruzada de enfermedades infecciosas en el gabinete dental. El trabajo habitual conlleva

contacto físico con sangre y saliva en una cavidad séptica, por lo que la probabilidad de contagio es cierta. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

Los riesgos laborales en una clínica pueden ser causados por agentes químicos, físicos y biológicos. El trabajo desarrollado en la clínica dental comporta una serie de riesgos tanto para el personal como para los pacientes. Para eliminar o minimizar en lo posible estos riesgos laborales, se utilizarán todas las medidas de protección que limiten la exposición a los riesgos, como medida de seguridad tanto para el personal como para los pacientes. (Cárdenas & Aguilera, 2007)

Existen procesos efectivos para la prevención de las infecciones y precauciones universales para que los practicantes del área de salud y sus asistentes puedan prevenir la contaminación cruzada, los cuales deberían ser seguidos por dentistas, técnicos dentales, asistentes y técnicos del laboratorio dental. (Siddiqui et al., 2014)

El que se desarrolle la infección va a depender de la cadena epidemiológica, que incluye factores como la exposición al agente causal, vía de entrada, la patogenicidad y virulencia del agente infeccioso, la dosis de exposición y susceptibilidad o resistencia del huésped. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

Para minimizar el riesgo de contaminación cruzada en la clínica dental, recomendaciones específicas han sido elaboradas por agencias de control. Estas recomendaciones incluyen el uso rutinario de técnicas de barrera (guantes, mascarillas, mandil), esterilización de los instrumentos dentales y precauciones universales. Sin embargo diversos estudios realizados alrededor del mundo indican los vacíos en el conocimiento de los dentistas hacia los modos de transmisión de las enfermedades infecciosas. (Siddiqui et al., 2014)

En conclusión se conocen como vías de contaminación cruzada al proceso por el cual se produce la transmisión de microorganismos de un paciente a otro, bien a través de las manos del personal de salud, o porque en el personal se desarrolla la enfermedad, también por instrumental no esterilizado usados en

los pacientes. Por lo cual, son necesarias todas las medidas de control de la infección para evitar la transmisión, que puede diseminarse a través de los distintos pacientes. Es decir que el odontólogo deberá impedir la cadena de transmisión en un inicio. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

#### **2.4.2. CONTACTO DIRECTO**

Los microorganismos se transmiten directamente de unos individuos a otros a través de fluidos orgánicos infectados (saliva, sangre, etc.) o por vía respiratoria (inhalación de gotas en suspensión o de aerosoles generados en ciertas maniobras operatorias, que pueden contener microorganismos patógenos). (Cárdenas & Aguilera, 2007)

Tanto los pacientes como el personal de la clínica odontológica están regularmente expuestos a los aerosoles producidos durante el trabajo. El riesgo de contraer infecciones a través de este medio es frecuente. Particularmente debido a que los aerosoles contienen material biológico (como saliva, sangre, y placa dental) y microorganismos producidos por los instrumentos rotatorios de alta velocidad y el ultrasonido. (Guida et al., 2012)

Se denomina calidad microbiológica del ambiente al número de microorganismos que se encuentren en un área determinada. Los microorganismos usualmente no flotan libremente en el ambiente, sino que están unidos a partículas inertes, tales como polvo, gotas de agua, gotas de saliva, etc. Estas partículas inertes sirven a los microorganismos como medio de transporte y para posarse sobre las distintas superficies clínicas. (Zambrano-Gari & Luna-Fontalvo, 2013)

Las partículas muy pequeñas (<5µm) pueden flotar en el aire y tienen potencial de penetrar en los pequeños pasajes de las vías aéreas directamente hacia los pulmones, mientras las partículas más grandes tienen facilidad para asentarse sobre cualquier superficie aledaña. (Guida et al., 2012)

La calidad del aire en el ambiente clínico es considerada como un gran problema de salud. Para evitar la diseminación de enfermedades se debe determinar que: se satisfagan los requerimientos respiratorios, que exista un protocolo para prevenir la acumulación de contaminantes, el aire debe permitir el bienestar del personal y pacientes. (Zambrano-Gari & Luna-Fontalvo, 2013)

### **2.3. MICROORGANISMOS PATÓGENOS MÁS FRECUENTES EN EL CONSULTORIO DENTAL**

Entre los procesos infecciosos que pueden ser provocados por el tratamiento odontológico nos encontramos con:

- 1) Infección ocular
  - a) Bacteriana
  - b) Viral
- 2) Infección dérmica
  - a) Estafilococia
  - b) Estreptococia
  - c) Herpética
- 3) Infección respiratoria
  - a) Resfriado común
  - b) Bronquitis bacteriana
  - c) Tuberculosis
- 4) Hepatitis vírica
- 5) VIH

Los microorganismos en el ambiente clínico crecen en lugares con buen sistema de ventilación o en cualquier superficie donde encuentren suficiente humedad, el personal está altamente expuesto a contraerlos y diseminarlos. (Zambrano-Gari & Luna-Fontalvo, 2013)

Existen grandes probabilidades de contraer y transmitir agentes potencialmente patógenos capaces de provocar enfermedades infecciosas durante la atención

estomatológica. Por lo cual es trascendente la vigilancia, la detección temprana y la prevención de contaminaciones en la práctica, siendo temas que día a día convocan mayor interés por parte de la profesión médica y dental, debido en parte a que los doctores y auxiliares se descubren en mayor cercanía con personas enfermas, que el resto de la población, y por tanto con potenciales infecciones. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

En estudiantes, al iniciarse el contacto con los pacientes, el alumno queda expuesto a pacientes potencialmente infecciosos, y a lo largo de sus estudios, aumenta la posibilidad de seroconversión al virus de la Hepatitis B, porque el estudiante está expuesto a sangre y saliva potencialmente contaminada durante su entrenamiento universitario al igual que lo estará en su ejercicio profesional. Por tanto es responsabilidad de las instituciones académicas el facilitar la apropiada inmunización pre-clínica y proveer entrenamiento en técnicas de control de infecciones así como inculcar hábitos que los beneficiarán en su práctica profesional futura. (Kumar, Sharma, Duraiswamy, & Kulkarni, 2009)

La transmisión de las bacterias puede ocurrir al contacto con la piel o tejidos blandos. La epidermis y mucosas se encuentran recubiertas por un manto de microorganismos de espesor variable, esto incluye no solamente las superficies expuestas francamente al ambiente, sino también a las mucosas internas de los aparatos digestivo, respiratorio y genitourinario. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

En relación a la transferencia no percutánea, se puntualiza el intercambio de secreciones corporales infectantes, como saliva, sangre y líquido del surco gingival (en boca la más alta concentración bacteriana se encuentra en esta zona). En la boca de la mayoría de pacientes enfermos, el surco se encuentra inflamado de manera sistemática, para tratar de contrarrestar la infección, y en consecuencia, el líquido crevicular gingival infecta la saliva, la cual se contagia con el virus. Las salpicaduras de secreciones o de materia orgánica a los ojos, también pueden causar infecciones. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

### **2.4.3. VIRUS DE LA HEPATITIS B**

El Virus de la Hepatitis B acarrea alteraciones en hígado (6 a 10% de los adultos infectados). Aproximadamente 10% de los infectados se convierten en portadores, estos nunca llegan a presentar sintomatología aunque porten el virus en su sangre. Gran parte de las infecciones por VHB son subclínicas, siendo la ictericia, el signo que se apunta como más patognomónico de la hepatitis, infrecuentemente es evidente. Casi 80% de las infecciones por VHB permanecen sin diagnosticar. (Rivas Salazar, 2000)

### **2.4.4. VIRUS DE INMUNODEFICIENCIA HUMANA**

La identificación del virus de la inmunodeficiencia humana (VIH) y la evidencia epidemiológica de su transmisión vía inoculación con sangre contaminada aumentó las preocupaciones relacionadas a la transmisión de paciente a odontólogos. (Al-Omari & Al-Dwairi, 2005)

El SIDA es una enfermedad viral del sistema inmune causada por el VIH. Este es un retrovirus que tiene tropismo por las células que expresan en su membrana la molécula CD4; macrófagos y linfocitos CD4. (Kohn et al., 2003)

El virus del VIH no se contrae mediante contacto ocasional, como puede ser el saludo, beso o contacto corporal externo. Siendo específicamente las formas de transmisión por contacto sexual, transfusiones sanguíneas, agujas contaminadas que se comparten por varias personas, y por vía congénita. (Rivas Salazar, 2000)

Al igual que el virus de la Hepatitis, el VIH puede ser transmitido luego de un pinchazo con una aguja contaminada. Se debe recordar que la mayoría de pacientes no conocen su estado de seropositividad o no están dispuestos a darlos a conocer a su odontólogo. Existen también varios reportes de pacientes infectados por VIH por un odontólogo (Ocampo-García, Dolores-Velázquez, Barrera-Franco, Requena, & Heredia, 2012)

El estudiante de odontología corre el riesgo de ser infectado en la práctica profesional por la constante manipulación de desechos contaminados y contacto directo con sangre del paciente que puede estar infectado. (Jeronimo Montes & Mora Guevara, 2000)

El periodo de incubación desde el momento de la infección hasta la presentación de los signos y síntomas es prolongado, el intervalo medio es de casi 11 años. En consecuencia, las personas infectadas con VIH cuentan con muchos años para diseminarlo a quienes comparten hábitos de toxicomanía, sexo o ambos. En este tiempo de incubación se crean intervalos prolongados durante los cuales es preciso que los sujetos seropositivos reciban atención médica y dental. (Rivas Salazar, 2000)

La enfermedad tiene varias manifestaciones orales. La inmunosupresión intensa hace que el individuo desarrolle infecciones oportunistas como candidiasis, Sarcoma de Kaposi y linfomas Hodgking. De ahí la importancia del odontólogo en realizar un diagnóstico temprano en pacientes asintomáticos o con linfadenopatías persistentes. (Ocampo-García et al., 2012)

En Ecuador 33000 personas viven con VIH, con una prevalencia mayoritariamente masculina. (EL UNIVERSO, 2015)

#### **2.4.5. VIRUS DEL HERPES**

Se conocen seis tipos de virus del herpes: Herpes simple tipo 1 y tipo 2, Varicela-Zoster, Citomegalovirus Humano, Epstein-Barr, Herpes Humano 6. Las infecciones por el Herpes Simple Tipo 1 se circunscriben a la piel y mucosas en pacientes inmunocompetentes, representando mayor compromiso en recién nacidos e individuos inmunosuprimidos. La vía de inoculación del virus es siempre por exposición previa por contacto físico con un individuo infectado, no ha sido probado el contagio por medio de gotas transportadas en el aire, agua contaminada o contacto con objetos inanimados. (Jeronimo Montes & Mora Guevara, 2000)

La gingivostomatitis herpética aguda es una infección primaria y con certeza la más frecuente de las estomatitis en niños de 1 a 3 años, aunque puede existir en adultos. Los síntomas aparecen de golpe con dolor de boca, sialorrea, halitosis, negación a ingesta de alimentos, fiebre. Las lesiones iniciales son vesiculares. (Lopez Diaz, 2005)

El período de incubación varía des unos cuantos días hasta dos semanas, apareciendo en primera instancia la gingivostomatitis herpética primaria, posteriormente el virus se desplaza hasta el ganglio de Gasser en donde subsiste en estado latente o de reposo, hasta que se reaviva por exposición solar (fiebre ampulosa), al frío (ulceración por frío) o estrés, produciendo una infección secundaria o recurrente. Las infecciones secundarias o recurrentes representan la reactivación de un virus latente. Con frecuencia se manifiestan sintomatología prodrómica como hormigueo, ardor o dolor en el sitio en el que aparecerán las lesiones; al poco tiempo aparecen múltiples vesículas de breve duración que se transforman en úlceras coalescentes constituyendo una lesión con apariencia geográfica, la cual se cura sin dejar cicatriz dentro de una a dos semanas, (Salinas & Millán, 2007)

El Herpes dactilar o panadizo herpético se refiere a infecciones por Virus de Herpes Simple Tipo I que afectan a los dedos, es una patología característica de odontólogos cuyas manos desprotegidas han tenido contacto con secreciones de individuos infectados.. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)



Figura 1. Herpes dactilar

Tomado de: (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

#### 2.4.6. TUBERCULOSIS

El agente causante es un bacilo aerobio llamado *Mycobacterium tuberculosis* que se disemina por medio de gotitas transportadas en el aire que llevan los bacilos a los pulmones, donde los macrófagos los fagocitan y entablan una batalla entre la virulencia de la bacteria y la resistencia del huésped. El bacilo de la tuberculosis puede ser arrojado por la boca de los enfermos con tuberculosis pulmonar o laríngea, al estornudar, toser, hablar, reír o al cantar. En la infección primaria el paciente no presenta síntomas y a menos que se convierta en progresiva, los únicos indicios de la enfermedad son pruebas cutáneas y la radiografía de tórax. (Jerónimo Montes & Mora Guevara, 2000)

Un estimado de un tercio de la población mundial se encuentra infectada con *Mycobacterium tuberculosis*, y cerca de 9 millones de personas desarrollan la enfermedad cada año. Existe mayor prevalencia en países con recursos limitados, aunque en países desarrollados ha habido una resurgencia de casos de tuberculosis de tipo resistente, en adición globalmente emergen casos de tipos de *M. Tuberculosis* virtualmente imposibles de tratar. (Centers for Disease Control and Prevention (CDC), 2009)

En Ecuador para los pacientes con tuberculosis drogo resistente se entrega un incentivo económico de 240 dólares mensuales y dotación de canasta básica de alimentos, para que no abandonen el tratamiento, el cual puede durar hasta dos años. Hasta el año 2010, las tasas de abandono de tratamiento oscilaban entre el 23–26%, con el incentivo se ha reducido en un 12%. Los hospitales de tercer nivel en los que se ejecutan tratamientos de tuberculosis drogo resistente son: Alfredo J. Valenzuela, en Guayaquil; Pablo Arturo Suarez y Eugenio Espejo, en Quito; Vicente Corral Moscoso, en Cuenca. Con relación a los medicamentos antituberculosos estos son adquiridos a través del Fondo Estratégico de la OPS con calidad evidenciada, conformidad y bajo costo. (Ministerio de Salud Publica del Ecuador, 2016)

## **2.4. ANTISEPSIA DEL INSTRUMENTAL CLÍNICO**

El Dr. Profesor Earle H. Spaulding quien fue un presidente del departamento de microbiología de la Temple University School of Medicine participó en un rol fundamental en la investigación de la transmisión de las enfermedades en ambientes de cuidado de la salud. En los inicios de su carrera trabajó en el control de las infecciones ocurridas en varios hospitales de Estados Unidos, las cuales crecieron a proporciones epidémicas pues nadie sabía qué desinfectantes o antisépticos usar para combatir gérmenes específicos. Durante 15 años el Dr. Spaulding investigó probando una selección de los diferentes germicidas antisépticos sobre una variedad de microorganismos, fruto de sus estudios creó una tabla que describe específicamente cada desinfectante para cada microorganismo. (Wallace & Writer, 1995)

Además en el año de 1961 ideó una clasificación racional y científica para la desinfección y la esterilización del instrumental y equipos utilizados en el paciente. El esquema resultó tan lógico que ha sido retenido, redefinido y exitosamente usado para la prevención de infecciones. (Rutala & Weber, 2004)

La clasificación de Spaulding ampliamente difundida en el campo de la odontología considera que el instrumental empleado por el profesional en el paciente para fines de su desinfección debe ser clasificado en concordancia con el uso que se pretenda darle de esta manera se dividirá el potencial de riesgo de infección que el mismo acarrea en tres necesidades desde lo más relevante en críticos, semicríticos y no críticos. (Kohn et al., 2003; Rutala & Weber, 2004)

### **2.4.7. CLASIFICACIÓN DE SPAULDING**

#### **2.4.7.1. INSTRUMENTAL CRÍTICO**

Diferentes autores difieren en la definición de cada categoría, Clavero (2008) dice al respecto del instrumental crítico “Penetran tejidos o contactan con sangre o mucosas no intactas, deben ser siempre esterilizados”. Mientras que

Kohn et al., opinan “Son usados para penetrar tejido blando o hueso y tienen el mayor riesgo de transmitir infecciones deben ser esterilizados mediante calor”.

Podemos llegar a la conclusión que el instrumental *crítico* es aquel que penetrará cualquier tejido vivo del paciente, que en otras instancias sería estéril, y que por tanto conlleva el mayor riesgo de contagio de enfermedades, consecuentemente deberá encontrarse siempre estéril antes de cada uso. (Clavero, Donat, Simó, & Requeni, 2008; Kohn et al., 2003; Ministerio de Salud Publica del Ecuador, 2009; Molina et al., 2007)

#### **2.4.7.2. INSTRUMENTAL SEMICRÍTICO**

Molina (2007) los va a definir como “Instrumentos que no penetran los tejidos blandos o hueso, pero están en contacto con mucosa bucal” Clavero (2008) aconseja al respecto “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”.

Se puede llegar a la conclusión que el instrumental *semicrítico* son aquellos que al usarlo no causarán sangrado ni penetrarán ningún tejido (óseo, mucoso o pulpar), pero que entrarán en íntimo contacto con las capas superficiales de los epitelios mucosos, y que al ser en su mayoría resistentes al calor se deben de igual manera esterilizar. En caso de no suceder las sugerencias actuales se aconseja usar material desechable. (Clavero et al., 2008; Kohn et al., 2003; Rutala & Weber, 2004)

#### **2.4.1.3. INSTRUMENTAL NO CRÍTICO**

Se lo conoce por ser aquel que posee la menor posibilidad de transmisión de una enfermedad, esto se debe a que entran en contacto únicamente con piel intacta y nunca con mucosas. la cual provee suficiente barrera para la mayoría de microorganismos. El protocolo a seguir con este instrumental será el de limpieza pudiendo estar asociada o no con una desinfección de bajo nivel.

En caso que por las características físicas del instrumento este no pueda ser limpiado se recomienda usar material desechable. (Kohn et al., 2003; Rutala & Weber, 2004)

## **2.5. PROCESOS PARA LA ANTISEPSIA DEL INSTRUMENTAL**

### **2.5.1. LIMPIEZA**

Limpieza es la remoción de materia ajena al instrumental de su superficie, se logra generalmente mediante el uso de agua con detergente o productos enzimáticos. Una limpieza minuciosa es necesaria siempre antes del proceso de esterilización o de desinfección de alto nivel, puesto que los materiales inorgánico u orgánicos que lo ensucian pueden interferir en la efectividad de acción antimicrobiana, también estos residuos pueden desecarse encima de los instrumentos y quedarse adheridos. El instrumental quirúrgico debe ser siempre sumergido en agua o enjuagado para prevenir que la sangre se seque sobre el mismo. (Rutala & Weber, 2004)

La limpieza puede ser realizada de dos maneras manual o automática. La manual se debería realizar sólo en áreas donde no se tienen equipos automáticos o en instrumental que por características no pueda ser limpiado por un equipo automático. Para la limpieza manual se debe tomar en cuenta dos conceptos: *fricción* y *fluidez*. Se entiende que *fricción* es la acción física de restregar o frotar una superficie, mientras que *fluidez* en este caso se refiere a líquidos bajo una presión (chorro de agua a presión) la cual se puede usar después de restregar el instrumental con un cepillo o para penetrar pequeñas cámaras donde un cepillo no puede ingresar. (Rutala & Weber, 2004)

La limpieza automática se realiza con equipos especiales, los más usados en la actualidad son los limpiadores con ultrasonido. El ultrasonido remueve el sucio por cavitación e implosión de las bacterias, en las cuales las ondas de energía son propagadas a través del medio o solución acuosa para quebrantar los enlaces que mantienen las partículas unidas a las superficies. El ultrasonido por sí solo no puede hacer declaraciones antibacterianas pues esto no ha sido

comprobado. Pero sí ha sido comprobado su efecto sinérgico sobre sustancias desinfectantes antibacterianas. (Rutala & Weber, 2004)

Cuando se comparan entre métodos manuales y automáticos para alcanzar niveles de limpieza, se ha encontrado que los métodos automáticos son más eficientes para limpiar, tomando en cuenta como parámetros de suciedad hemoglobina, proteínas e hidratos de carbono, los métodos automáticos disminuyeron esos parámetros en <99%. (Rutala & Weber, 2004)

#### **2.5.1.1. Soluciones de limpieza**

Para limpiar tradicionalmente se han usado detergentes. Estos deberían ser de un pH neutro o cercano a neutro pues tienen mayor compatibilidad con los instrumentales. Actualmente se añaden enzimas al detergente, generalmente proteasas para ayudar a la eliminación de materia orgánica. (Rutala & Weber, 2004)

- **Verificación**

En la actualidad no existe aún un sistema o un equipo para validar el nivel de limpieza, generalmente esto solamente es posible mediante estudios que cuantifiquen los parámetros de suciedad como la presencia de sangre o de hemoglobina, pero no se recomienda realizar estos estudios periódicamente. Las recomendaciones actuales dicen que el operador debe fijarse que visiblemente (macroscópicamente) el instrumento se encuentre libre de material orgánico e inorgánico. (Rutala & Weber, 2004)

#### **2.5.2. DESINFECCION**

##### **2.5.2.1. Alcohol**

En el ambiente clínico *alcohol* puede referirse a dos compuestos alcohol etílico o alcohol isopropílico que tienen características desinfectantes muy buenas. Estos alcoholes funcionan como rápidos bactericidas contra formas vegetativas de bacterias, también tienen propiedades antituberculosas, fungicidas, y virucidas, pero no destruyen esporas. Sus propiedades bactericidas funcionan

óptimamente en concentraciones de 60-90%, en concentraciones menores de 50% sus propiedades disminuyen drásticamente. (Rutala & Weber, 2004)

- **Modo de acción**

Actúa como un desnaturalizador de las proteínas bacterianas. (Kohn et al., 2003)

- **Actividad microbicida**

El alcohol metílico tiene pocas propiedades bactericidas y por tanto raras veces es usado en facilidades hospitalarias. Se han hecho estudios para conocer la efectividad del etanol. *Pseudomonas aeruginosa* fueron destruidas en 10 segundos en todas las concentraciones de alcohol a partir de 30% hasta 100%. *Escherichia coli* y *Salmonella typhosa* fueron destruidas en 10 segundos en concentraciones de 40% hasta 100%. *Staphylococcus aureus* y *Streptococcus pyogenes* fueron un tanto más resistentes y solamente fueron eliminados en concentraciones desde 60% hasta 95% durante en un tiempo de acción de 10 segundos. En 1964 Spaulding declaró al alcohol como el antituberculoso de elección, y todavía estudios actuales demuestran su eficacia contra *Mycobacterium tuberculosis* del etanol en un porcentaje de 95% durante 15 segundos. (Rutala & Weber, 2004)

El alcohol etílico a concentraciones de 60% hasta 80% elimina todos los virus lipofílicos (aquellos que se encuentran rodeados por una envoltura de lipoproteína) entre los que incluyen el VIH y el Herpes Virus. Se encontró resistencia por parte de algunos virus hidrofílicos como el de la Hepatitis A. (Kohn et al., 2003)

#### **2.5.2.2. Cloro**

Los compuestos con hipoclorito son los más extensamente usados de entre los desinfectantes. Las soluciones más prevalentes son acuosas de 5.25% y 6.15% usualmente referidas como lejía para limpieza en el hogar. Estos tienen un amplio espectro de actividad antimicrobiana, no dejan residuos tóxicos, son

baratos y de acción rápida, disuelven materia orgánica y biofilm acumulados sobre superficies. (Rutala & Weber, 2004)

- **Actividad Microbicida**

Concentraciones altas (1000 ppm) de cloro son necesarias para eliminar *Mycobacterium tuberculosis*. Varios estudios han demostrado la efectividad del hipoclorito de sodio diluido para inactivar el VIH y otros virus. Debido a que las soluciones de mayor distribución contienen 5.25% y 6.15% esto significa que tienen 52 500-61 500 ppm de cloro disponible. Por tanto una dilución de 1:1 000 provee 53-62 ppm y una dilución de 1:10 provee 5 250-6 150 ppm. (Kohn et al., 2003)

Las superficies no críticas o no clínicas, pueden ser desinfectadas con una dilución de 1:100 de 5.25%-6.15% de hipoclorito de sodio, esto es reconocido como un desinfectante con propiedades antituberculosas. Por tanto es recomendable su uso para limpiar pequeñas salpicaduras de sangre, en caso de tener derrames considerables de sangre, primero se debe realizar una limpieza, y luego usar una dilución de 1:10. (Rutala & Weber, 2004)

### **2.5.3. ESTERILIZACIÓN**

Esterilización es el uso de uno o varios procedimientos sean estos químicos o físicos para lograr la destrucción de todos los microorganismos, incluyendo un número substancial de esporas bacterianas resistentes. (Kohn et al., 2003)

Se lo define como un proceso físico o químico que tiene por objetivo la anulación de todas las formas de vida microbiana, incluyendo endosporas. (Molina et al., 2007)

Esterilización destruye todos los microorganismos en la superficie de un artículo o un fluido para prevenir la transmisión de enfermedades asociadas al uso de ese ítem. El concepto de lo que constituye estéril, es una medida de probabilidad de esterilidad, esta probabilidad es referida como nivel de

seguridad de esterilidad (SAL por sus siglas en inglés) y se lo define como la probabilidad de la existencia de microorganismos viables después del proceso de esterilización. De esta manera por ejemplo si ocurriese que la probabilidad de una espora de sobrevivir sea de uno en un millón, el SAL se expresa en  $10^{-6}$ , precisamente este es el SAL para implantes. La medida de SAL se usa en EEUU por muchos años y cada ítem médico tiene un SAL determinado. (Rutala & Weber, 2004)

### **2.5.3.1. Esterilización con vapor**

De todos los métodos que existen el calor húmedo en forma de vapor saturado bajo presión es el más usado. Este método es no tóxico, barato en comparación con otros, actúa de manera rápida. (Rutala & Weber, 2004)

Es el método más difundido para instrumental envuelto empaquetado o no empaquetado siempre que este sea resistente al calor y la humedad. (Kohn et al., 2003)

El principio básico de la esterilización con calor húmedo, es logrado en un autoclave, a través de la exposición directa del vapor con los materiales, a una temperatura, presión y tiempo específico. Esos son los cuatro parámetros para esterilización con calor húmedo: vapor, presión, temperatura y tiempo. El vapor ideal para la esterilización es vapor saturado seco (fracción de secado de >97%). La presión sirve para alcanzar la temperatura necesaria de manera rápida. Las temperaturas comúnmente usadas son 121 C y 132 C. Los tiempos deberían depender si los objetos se encuentran empacados, si son de plástico o metal y del tipo de esterilizadora. (Rutala & Weber, 2004)

El método se basa en vapor saturado a presión que penetra en las formas microorgánicas provocando la desnaturalización y coagulación de sus enzimas y proteínas. Es preferible a otros métodos por ser más eficaz y rápido, además de no deteriorar la mayoría del instrumental usado por el odontólogo (metales y textiles). (Clavero et al., 2008)

Los dos tipos básicos de esterilizadora son las llamadas de desplazamiento por gravedad y las de ciclo rápido de pre vacío. Las autoclaves de desplazamiento por gravedad el vapor entra en la autoclave por el techo o por los lado y debido a que el vapor es más liviano que el aire que se encuentra dentro, fuerza al aire hacia el fondo de la autoclave donde el aire sale a través de una abertura de ventilación. Las autoclaves de pre vacío eliminan el aire de la cámara principal antes que el vapor ingrese, a través de una aspiradora o eyector (bomba de vacío), estas son más caras pero tienen la ventaja que el vapor penetra casi inmediatamente en las porosidades de los instrumentos, por tanto necesitan menos tiempo, entre 3 a 5 minutos. (Forbes, Sahm, & Weissfeld, 2009)

Las autoclaves usadas a nivel odontológico son conocidas como portátiles o sobre la mesa por su tamaño reducido, y sirven para esterilizar material, no se recomienda su uso para esterilizar vestimentas o desechos biológicos. (Rutala & Weber, 2004)

- **Actividad microbicida**

El calor es el método más antiguo y conocido para la inactivación de microorganismos. Se conoce como valor-D (D-value en inglés) como el tiempo de reducción decimal, el cual expresa el tiempo requerido a una dicha temperatura para matar el 90% de microorganismos expuestos. Entonces por ejemplo si el 90% de microorganismos son eliminados a una temperatura de 121C por un tiempo de exposición de 15 minutos, se lo designa D121C. Generalmente las bacterias no formadoras de esporas, los hongos y las levaduras tienen altas resistencias al calor y sus D se encuentran cerca de 121C. (Rutala & Weber, 2004)

- **Modo de acción**

El calor húmedo destruye los microorganismos por la coagulación irreversible y desnaturalización de enzimas y proteínas estructurales. (Molina et al., 2007)

- **Usos**

Las esterilizadoras a vapor deben ser usadas siempre que se encuentren disponibles, en instrumental crítico y semicrítico que sea resistente a la temperatura. Es el método de elección para lograr esterilización. (Rutala & Weber, 2004)

#### **2.5.3.2. Calor seco**

Se basa en emplazar el instrumental a elevadas temperaturas por un tiempo establecido, logrando la eliminación de los microorganismos por oxidación de proteínas celulares. (Molina et al., 2007)

Este método debería ser usado solamente en circunstancias donde los materiales pueden verse dañados con el vapor o a los que el vapor no puede penetrar. Las ventajas de este método es que es menos costoso, no es dañino para el medioambiente, no corroe el metal de los instrumentos, fácil de operar. La desventaja es que el calor seco penetra con menor rapidez por lo cual es un método que consume mucho tiempo. Además se necesitan temperaturas más altas para lograr la esterilización, generalmente se usan a 170C por 60 minutos, a 160C por 120 minutos y a 150C por 150 minutos. (Rutala & Weber, 2004)

Existen dos tipos de esterilizadoras con calor seco: las de tipo estático y las de aire forzado. Las de tipo estático se refieren a las que funcionan de la misma manera que un horno, en ellas se encuentran espirales que se calientan en el fondo de la unidad haciendo y el calor sube por convección, este tipo de esterilizadora seca requiere mucho más tiempo para alcanzar la temperatura requerida. El tipo de aire forzado, se refiere a una esterilizadora que también funciona como un horno pero además viene equipada con un ventilador el cual hace que el aire calentado circule de manera pareja por toda la cámara (convección asistida o forzada). (Rutala & Weber, 2004)

#### **2.5.3.3. Líquidos químicos**

El instrumental crítico o semicrítico que sea sensible al calor puede ser esterilizado vía inmersión en líquidos con acción germicida que sean registrados por la FDA como esterilizantes. (Kohn et al., 2003)

Aunque la FDA incluye una lista de líquidos químicos que pueden servir como esterilizantes, estos no pueden ser monitoreados usando indicadores biológicos. (Rutala & Weber, 2004)

La información disponible en estudios sugiere que los procesos de esterilización basados en líquidos químicos en general no muestran el mismo nivel de seguridad de esterilización como los que alcanzan los procesos térmicos. Al parecer existen demasiadas variables que son dependientes del operador como la formulación, la naturaleza del producto químico y la estabilidad del mismo. (Rutala & Weber, 2004)

Una de las mayores limitantes de estos procesos son el adecuado post-procesamiento del instrumental, puesto que los materiales no pueden llevar ningún envoltorio durante la sumersión en el líquido, es difícil mantenerlos estériles una vez fuera. Además, se puede requerir un enjuague de los materiales tras su exposición con el líquido con agua que típicamente no se encuentra estéril. (Rutala & Weber, 2004)

Por tanto debido a todas las limitaciones de estas técnicas, solo deben ser usadas cuando ningún otro método pueda ser aplicado por las características del instrumental. (Rutala & Weber, 2004)

## **2.6. ANTISEPSIA DEL AMBIENTE CLÍNICO**

Para definir un adecuado protocolo de limpieza y desinfección de todas las áreas encontradas en el consultorio se debe tomar en cuenta si cualquier parte del cuerpo del paciente entrará en contacto directo con esas superficies, el grado y la frecuencia de contacto con manos, el potencial de verse

contaminadas por fluidos corporales o por microorganismos aerotransportados. (Kohn et al., 2003)

Las superficies encontradas en la clínica dental pueden ser catalogadas en dentro de dos grupos: *superficies de contacto clínico* (riesgo crítico de contaminación) y *superficies de carácter doméstico* (bajo riesgo contaminación). (Rutala & Weber, 2004)

El primer paso para cualquier tipo de desinfección es la limpieza común, es decir remover cualquier materia orgánica, materiales inorgánicos y manchas visibles, puesto que estos interfieren con la inactivación microbiana. La simple acción física de frotar con un detergente y enjuagar con agua es suficiente para remover gran cantidad de microorganismos. Cuando una superficie por sus características físicas no puede ser limpiada con agua y detergente, esa superficie deberá ser protegida con barreras desechables. (Kohn et al., 2003)

### **2.6.1. SUPERFICIES DE CONTACTO CLÍNICO**

Son superficies que pueden ser tocadas frecuentemente con guantes durante el cuidado del paciente o que se han contaminado con sangre u otra materia infecto-contagiosa. (Kohn et al., 2003)

Otra definición dice que son las superficies que se encuentran en contacto directo con cualquier fluido o material corporal o con las salpicaduras generadas durante los procedimientos. Estas superficies subsecuentemente pueden contaminar instrumental, manos o guantes. (Kohn et al., 2003)

Dentro de esta clasificación se encuentran:

1. Agarraderas de luz
2. Interruptores y botones de la silla dental.
3. Interruptores y botones del equipo radiográfico
4. Computadoras cercanas al sitio de trabajo.
5. Manijas de cajones
6. Asas de lavabos

7. Esferos y teléfonos celulares de uso del clínico

8. Picaporte (Kohn et al., 2003)

Se recomienda el uso de barreras de protección para las superficies de contacto en el sillón clínico, estas pueden incluir envolturas de plástico, bolsas, tubos especialmente adaptados, papel plastificado u otros materiales impermeables. Las mismas deberán ser cambiadas y desechadas después de cada paciente. En caso de haberse ensuciado de manera accidental deberán ser limpiadas y desinfectadas. (Rutala & Weber, 2004)

En caso de no hacer uso de barreras, estas superficies deben ser limpiadas y desinfectadas cada vez entre pacientes pues el riesgo de contaminación es eminente. Se recomienda el uso de desinfectantes de bajo nivel en caso de no estar visiblemente manchadas, en caso de encontrarse manchadas con sangre se debe usar un desinfectante de alto nivel que elimine el virus de VIH y el Virus de la Hepatitis, además de ser antituberculoso. También se recomienda la limpieza y desinfección de todo el sillón dental al finalizar cada jornada laboral, o si esté se encuentra visiblemente manchado con salpicaduras. (Kohn et al., 2003)

El personal a cargo de la limpieza de las superficies críticas debe ser capacitado, además de usar la protección necesaria para impedir la posible contaminación con microorganismos o daño físico por las soluciones antibacterianas. Se recomienda el uso de guantes gruesos resistentes a cortes y punciones, no el uso de guantes de examinación. (Kohn et al., 2003)

### **2.6.2. SUPERFICIES DE CARÁCTER DOMÉSTICO**

Dentro de estas encontramos a pisos, paredes, ventanas y techo. La evidencia encontrada hasta la fecha no sustenta algún riesgo de transmisión de enfermedades a través de estas superficies en la clínica odontológica. Se ha encontrado que el arrastre físico generado por el restregamiento con un trapo es más importante que el uso de un agente microbiano. Por tanto para estas

superficies se recomienda restregar con agua y detergente, con la ayuda de un trapeador u otro instrumental que genere el arrastre físico de la suciedad y las bacterias. En caso de que el piso o las paredes se encuentren manchados con sangre entonces es necesario el empleo de un desinfectante de nivel medio. (Kohn et al., 2003)

La estrategia más importante para controlar el potencial de contaminación de estas superficies, es minimizar la contaminación de los elementos de limpieza. Un mismo trapeador puede ser empleado hasta un máximo de en tres habitaciones diferentes antes de ser debidamente lavado, siempre que esas habitaciones no incluyan baños. Una vez que haya sido usado debe ser lavado y secado antes de ser usado nuevamente, no se deben almacenar nunca trapos o trapeadores húmedos pues es el ámbito propicio para la proliferación de bacterias. Siguiendo el concepto se recomienda realizar diariamente preparaciones de los detergentes, desechando cualquier remanente y dejando que el contenedor se seque antes de volver a usarlo, se debe usar agua limpia para mezclarlos.(Rutala & Weber, 2004)

La limpieza de estas áreas se debe realizar cuando los operadores y pacientes no se encuentren, puesto que existe producción de aerosoles y vapores de los detergentes o desinfectantes usados que pueden ser inhalados produciendo irritaciones o hasta reacciones alérgicas. (Kohn et al., 2003)

## **2.7. ANTISEPSIA DEL PROFESIONAL ODONTÓLOGO**

### **2.7.1. LAVADO DE MANOS**

La higiene de las manos o antisepsia de las manos logra reducir substancialmente microorganismos alojados en las mismas, y se considera la medida más crítica a la hora de reducir los riesgos para la transmisión de enfermedades. Se ha comprobado a través de estudios multicéntricos que no

atenerse a un protocolo de lavado de manos contribuye a la propagación de microorganismos resistentes. (Kohn et al., 2003)

Para realizar el correcto lavado de manos primeramente se deben remover anillos y demás bisutería, además de emplear apósitos impermeables sobre cualquier lesión. Se debe recordar que el personal de salud y odontológico debe lavar sus manos antes y después del contacto con cada paciente. (Díaz Rodríguez, Martín Carreras-Presas, Somacarrera Pérez, & López Sánchez, 2013)

Algunos virus patógenos son más pequeños que los microscópicos poros del látex de los guantes de examinación, por lo tanto existe la probabilidad de que atraviesen el material. Se debe inferir que los guantes reducen el total de la exposición a los fluidos pero no previenen completamente el contacto con el virus. Por lo tanto el lavado de las manos con un jabón de acción antimicrobiana después de removerse los guantes es necesario. (Budnyak, Gurevich, Fabricant, Miller, & Puttaiah, 2012)

El método de elección para el lavado de las manos depende de varios factores: el tipo de procedimiento, el grado de contaminación, y la persistencia de la acción del antimicrobiano sobre la piel. Para exámenes de rutina y procedimientos no quirúrgicos se puede usar un jabón normal o uno antimicrobiano.

Si las manos no se encuentran visiblemente sucias frotar un antimicrobiano en base de alcohol es suficiente. Para procedimientos quirúrgicos es necesario el lavado de manos quirúrgico que debe incluir el uso de jabón antiséptico que tenga actividad persistente, cuando se entiende por persistencia la extendida actividad antimicrobiana que previene o inhibe la sobrevivencia de los microorganismos después de aplicado el producto. Un desinfectante con base de alcohol es deseado, pero debe ser en conjugación con otro agente como la clorhexidina o triclosán para darle persistencia. (Kohn et al., 2003)

### **2.7.2. USO DE GUANTES**

Ha sido demostrado que el uso de guantes en conjunto con el lavado de manos constituye la barrera más importante para evitar las infecciones, puede reducir en un 50% la cantidad de sangre transmitida después de un pinchazo accidental. Los guantes deberán ser de látex o un material parecido, a la medida del operador, deben utilizarse siempre. (Díaz Rodríguez et al., 2013)

Se solía enseñar a los estudiantes a usar doble guante cuando se conoce de una infección en un paciente, por ejemplo con Virus de Hepatitis B, aquella enseñanza está en desuso, las recomendaciones actuales indican que si el clínico considera que por la duración o riesgo del procedimiento se debe usar doble guante, lo deberá hacer con todos los pacientes, no sólo con los que se sospeche o sepa de una infección. Es decir que el nivel de control de infección se debe basar en la anticipación del riesgo clínico del procedimiento a realizar y bajo ningún concepto en el conocimiento del estado infeccioso de un paciente. (Budnyak et al., 2012)

### **2.7.3. USO DE MASCARILLA**

La mascarilla se considera importante para evitar el paso de residuos durante el tratamiento y previene la inhalación de microorganismos. (Díaz Rodríguez et al., 2013)

La mascarilla facial debe cubrir tanto la nariz como la boca, se la debe usar siempre que exista una posibilidad de salpicaduras o generación de aerosoles. Al colocarla no debe quedar en contacto con los labios ni las narinas, se debe realizar ajustes alrededor de la nariz para producir menor vapor sobre las gafas de protección. (Díaz Rodríguez et al., 2013; Kohn et al., 2003)

La mascarilla debe ser cambiada entre cada paciente, o si es que se notase mojada durante un procedimiento, puesto que la humedad del aire exhalado la humedece, esto aumenta la resistencia a la corriente de aire, haciendo que

más aire (contaminado) pase libremente a través de los bordes de la mascarilla. (Díaz Rodríguez et al., 2013; Kohn et al., 2003)

#### **2.7.4. USO DE GAFAS DE PROTECCIÓN**

Con la finalidad de evitar infecciones oculares a través de la mucosa conjuntiva o traumatismos se realiza el uso de gafas protectoras. También previenen del contacto accidental de soluciones tóxicas o irritantes con las que se trabaja, evitando posibles lesiones físicas permanentes. (Clavero et al., 2008; Molina et al., 2007)

Se deben usar principalmente cuando se prevé la producción de aerosoles o spray. Deben estar hechas de policarbonato y tener protección tanto frontal como lateral, se pueden aumentar características deseables como anti vaho y anti rayaduras. (Díaz Rodríguez et al., 2013)

Los resultados de estudios parecen mostrar que el área central del rostro (del ala de la nariz al borde interno del ojo) es la que se encuentra en mayor peligro de contaminación en comparación con las áreas laterales, por lo que el uso de la mascarilla en combinación con las gafas protectoras es indispensable. (Nejatidanesh, Khosravi, Goroochi, Badrian, & Savabi, 2013)

#### **2.7.5. USO DE BATAS Y UNIFORMES**

El uniforme debe ser completo, incluyendo ropa más calzado, totalmente diferenciados de los de la calle, fabricados de tejidos con resistencia al paso de fluidos pero ligeros, se recomienda cuello alto, mangas largas y puños ajustados, que deberían ir cubiertos por guantes. Debe cambiarse a diario. (Cárdenas & Aguilera, 2007)

La indumentaria clínica debe llevarse única y exclusivamente en el consultorio dental durante la atención de los pacientes. No se debe llevar la misma ropa ni calzado que en la calle para evitar el traspaso de patógenos desde el exterior. (Clavero et al., 2008; Molina et al., 2007)

Las guías norteamericanas recomiendan cambiar el mandil cuando se note mojado o sucio, e inmediatamente si ha sido contaminado con sangre. Sobre todo se debe remover antes de abandonar el área de trabajo. (Kohn et al., 2003)

## 2.8. MEDIOS DE CULTIVO

En microbiología el término cultivo se refiere al método por el cual los microorganismos crecen dentro del ambiente artificial del laboratorio una vez recolectadas las muestras. (Forbes et al., 2009)

Se denomina medio de cultivo a la solución nutritiva usada para permitir el crecimiento y la proliferación de microorganismos, la misma que deberá mantener un equilibrio entre nutrientes, humedad y pH, además de encontrarse estéril. Los medios de cultivo sólidos a los que se han añadido sustancias gelificantes son llamados agar. (Negroni, 2009)

Los principales medios de cultivo se pueden clasificar en categorías. La primera incluye a los *medios nutritivos* los cuales facilitan el crecimiento de un vasto espectro de microorganismos y se consideran no selectivos. Los medios de cultivo *diferenciales* contienen elementos que permiten que las colonias manifiesten características inherentes de ciertas cepas bacterianas. Los medios de cultivo *selectivos* contienen agentes adicionados que permiten el desarrollo de ciertos microorganismos mientras impiden el de otros. (Tille, 2013)

Una vez sembrados los medios de cultivo se incuban a temperaturas que pueden oscilar entre los 35-37 grados centígrados para la mayoría de bacterias. Existen diferentes condiciones ambientales para la proliferación de ciertas bacterias, los *microorganismos aerobios* subsisten en el aire ambiental, que contiene 21% O<sub>2</sub> y 0.03% de CO<sub>2</sub>, a diferencia de los *microorganismos anaerobios* que no consiguen crecer en presencia de O<sub>2</sub>. (Forbes et al., 2009)

Obtenidas las colonias se procede al análisis de la morfología de las colonias las características que deben observarse son tamaño, forma y pigmentación de

cada colonia, aspecto de su superficie (opaca, brillante, rugosa, mate), textura a la manipulación (viscosa o suave). (Negrón, 2009)

Las diferentes colonias encontradas pueden ser objeto de una tinción Gram, la cual consiste en fijar los microorganismos a la superficie de una placa de vidrio, aplicar colorantes violeta de genciana y safranina. Al finalizar el procedimiento las placas se observan al microscopio con el objetivo de inmersión. Los microorganismos grampositivos se mostrarán de color morado, mientras las bacterias gramnegativas presentaran un color rosa. (Tille, 2013)

### **2.8.1. 3M™ PETRIFILM™ PLACA DE CONTEO**

Los Petrifilm 3M son placas de cultivo de sistema “todo en uno” desarrollado por la corporación 3M División de Seguridad Alimentaria. Los ingredientes varían dependiendo del tipo de láminas escogidas, pero generalmente es un gel que reacciona de la misma manera que un agar. Hasta el momento 3M ha desarrollado diferentes de placas:

- A. Placa de conteo para aerobios
- B. Placa de conteo para E. Coli y coliformes
- C. Placa de conteo selectiva para E. Coli
- D. Placa de conteo para levaduras y moho
- E. Placa de conteo para Listeria
- F. Placa de conteo para Enterobacter
- G. Placa de conteo exprés para Staphylococcus
- H. Placa de conteo de coliformes
- I. Placa de gran sensibilidad para coliformes.
- J. Placa para conteo de agua (3M Corporation, 2016)

Cada lámina o placa de Petrifilm tiene un tamaño aproximado de 10cm x 7.5 cm (el tamaño varía para las placas de coliformes y las de levaduras). Está compuesta por un sistema de doble film, cuya base es una barrera de espuma con una impresión de un cuadrículado en color amarillo, la lámina superior o

tapa viene impregnada con el medio de cultivo per se (nutrientes deshidratados, agentes gelificantes solubles en agua y una cubierta de polietileno que contiene indicadores). Se incluye en el kit un esparcidor o paleta redonda plástica para sellar una vez realizada la inoculación de la placa y asegurar una distribución uniforme. (Souza et al., 2015)



Figura 2. Petrifilm

Tomado de: 3M Corporation

Para su uso la solución acuosa es depositada en la lámina de la base, sobre la cual se asienta la lámina superior, con el esparcidor se realiza una ligera presión sobre las dos láminas unidas lo cual crea una zona de distribución circular. Luego de solidificarse el gel se pueden incubar. Los resultados serán expresados en UFC/ml. (Miranda, Neto, de Freitas, Fernandes de Carvalho, & Nero, 2011)

En las láminas de conteo para aerobios un agente indicador añadido a la placa tiñe todas las colonias de color rojo intenso para facilitar su conteo y para diferenciarlas de otras partículas que pueden confundir al utilizar otros métodos. (3M Corporation, 2016)

El sistema Petrifilm 3M es un método ampliamente aceptado en el campo científico como una alternativa costo-espacio-tiempo-efectiva incrementado la productividad de los laboratorios, y ha sido reconocido por diferentes asociaciones oficiales de métodos de examinación. (Souza et al., 2015)

En la página oficial de 3M se resumen sus ventajas por sobre las placas de cultivo comunes:

- Inoculación, las placas son fácilmente inoculadas el único paso es levantar el film superior y añadir la muestra.
- Incubar: el diseño ahorrador de espacio permite minimizar el espacio usado en las incubadoras.
- Interpretación: la cuadrícula incorporada facilita el conteo, dando resultados precisos y consistentes en menos tiempo. Se puede usar un lector automático también desarrollado por 3M para el conteo de aerobios el cual cuenta las UFC en 4 segundos.(3M Corporation, 2016)



Figura 3. Hidratación de Petrifilm

Tomado de: 3M Corporation

Las placas Petrifilm 3M usan un 75% menos de energía, 80% menos agua, producen 75% menos gases de efecto invernadero y resultan en 66% de disminución de desechos. (3M Corporation, 2016)

## 2.9. MORFOLOGÍA BACTERIANA

### 2.9.1. COCOS

Las formas esféricas se denominan cocos, aunque también pueden presentarse en formas arriñonadas, ovaladas o ahusadas, la incapacidad de

las células para separarse por completo da origen según los planos de división a los *Diplococos* cuando la división se produce en un plano y resultan dos elementos. Los *Streptococos* la división es en un plano pero en forma sucesiva originando cadenas. Los *Estafilococos* presentan una forma irregular en semejanza a un racimo de uvas, finalmente los *Micrococos* no tienen agrupación espacial de ningún tipo y son más pequeños. (Negroni, 2009)

### **2.9.2. BACILOS**

Las bacterias que presentan formas elongadas se identifican como bacilos, cuando éstos se visualizan individualmente. Los bacilos también pueden agruparse en cadenas *Streptobacilos*, o unidos uno a otro por su eje mayor en forma de empalizada, o formaciones en semejanzas a letras L, V, T, X, Y. (Negroni, 2009)

Las morfologías bacterianas que predominan en la cavidad oral de individuos sanos consisten en diversos tipos de estreptococos, bacilos y diplococos. (Forbes et al., 2009)

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1. OBJETIVO GENERAL**

- ✓ Evaluar el potencial de contaminación microbiológica de los mandiles utilizados por los estudiantes de la clínica odontológica de la UDLA, después de realizar una restauración.

#### **3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- ✓ Contrastar las muestras de la manga del mandil usado por los estudiantes en la clínica usando dos técnicas: Petrifilm 3M aerobios y cajas Petri con agar nutritivo
- ✓ Cuantificar las unidades formadoras de colonias (UFC) en las muestras obtenidas.
- ✓ Comparar la carga microbiológica inicial de los mandiles con la resultante al finalizar una restauración.
- ✓ Interpretar los hallazgos microbiológicos encontrados con pruebas estadísticas.

#### **3.3. HIPÓTESIS**

El conteo bacteriano posterior a la exposición de los aerosoles creados al restaurar una pieza dental en adultos, será significativamente mayor al conteo bacteriano inicial del mandil utilizado por los estudiantes en la clínica odontológica de la UDLA.

## **4. METODOLOGÍA**

### **4.1. TIPO Y DISEÑO DE ESTUDIO**

Estudio experimental.

### **4.2. POBLACIÓN Y MUESTRA**

#### **4.2.1. UNIVERSO**

Alumnos practicantes de la Clínica Odontológica de la Universidad de las Américas de todos los niveles que fuesen a realizar la restauración de una pieza dental.

#### **4.2.2. MUESTRA**

Durante el mes de Enero del 2016, se recolectaron muestras bacterianas provenientes de las mangas de la mano dominante del mandil blanco usado por los estudiantes de la clínica odontológica de la UDLA, antes y después de realizar una restauración dental.

Se recolectaron 39 muestras viables con placas de cultivo Petrifilm 3M de las cuales 25 obtuvieron su equivalente recolectadas por contacto directo sobre cajas Petri con agar nutritivo.

#### **4.2.3. CRITERIOS DE INCLUSIÓN Y EXCLUSIÓN**

##### **4.2.3.1. Inclusión**

- Se incluirán estudiantes voluntarios de cualquier nivel.
- Las muestras serán tomadas categóricamente de la manga de los mandiles, escogiendo el brazo dominante.
- La primera muestra deberá ser tomada antes de iniciar el proceso y la segunda muestra después de finalizada la restauración de la pieza dental, ambas deberán ser tomadas en la misma zona del mandil.
- Se incluirán muestras sin seleccionar la clasificación, localización o extensión de la restauración a realizarse.
- Los pacientes a los que se les realice la restauración deberán ser adultos.

#### 4.2.3.2. Exclusión

- Se excluirán las muestras que sean contaminadas accidentalmente con las manos del operador o del estudiante.
- Se desecharán muestras que hayan sido expuestas a otro procedimiento que no sea el requerido.
- Muestras que no hayan sido tomadas de la manga dominante del mandil blanco.
- Muestras que se hayan visto contaminadas durante su traslado al laboratorio.
- Muestras que no hayan desarrollado bacterias en ninguno de los dos momentos (antes y después)
- Muestras de pacientes menores de edad.

#### 4.3. MATERIALES Y MÉTODOS

- El primer paso fue obtener la aprobación por parte del decano de la facultad de odontología de la UDLA, junto con la aprobación firmada por parte de la coordinadora del laboratorio de microbiología de la UDLA, se dio notificación a coordinación de la clínica de la facultad de odontología.
- Se adquirieron 100 láminas de Petrifilm 3M para conteo de aerobios selladas en sus empaques originales
- Se procedió a la hidratación de las láminas Petrifilm, usando una micropipeta con 1mL de agua estéril, de acuerdo a las instrucciones del fabricante. (Anexo 4)
- Para asegurar la esterilidad de las láminas este procedimiento se llevó a cabo dentro de una cámara de bioseguridad del laboratorio de microbiología de la universidad. Las láminas se sellaron nuevamente y se almacenaron dentro de bolsas Ziploc por 8 horas en refrigeración para la solidificación del gel. (Anexo 5)
- Se realizó además la compra de 50 cajas Petri con agar nutritivo ya preparado, las cuales también fueron almacenadas en refrigeración.
- Las láminas de Petrifilm y las cajas Petri fueron transportadas a la clínica odontológica dentro de una conservadora con hielo. (Anexo 5)

- La recolección de las muestras se efectuaron siempre en los días Lunes, Martes o Miércoles en los turnos comprendidos de 7 am hasta 4 pm.
- Antes de la recolección de la muestra se explicó a los estudiantes usuarios del mandil sobre el estudio y se contó con su consentimiento verbal, no se precisó un consentimiento escrito puesto que las superficies de recolección de la muestra (los mandiles) son inertes.
- Para lograr que las muestras fuesen del mismo mandil en ambos momentos, cada participante fue asignado un número. Las láminas de Petrifilm y las cajas Petri se marcaban con el número correspondiente al participante, para el momento *antes* se colocaba el número junto con la letra *A*, para el momento *después* se colocaba el mismo número con la letra *B* o *D*.
- Las muestras se tomaron por contacto directo de la tela del mandil del operador en la zona correspondiente a la manga de su mano dominante, previamente a restaurar una pieza dental.
- Se usaron ambas herramientas (Petrifilm 3M y cajas Petri con agar) para los dos momentos (antes y después) en el mismo sitio de recolección, primero presionando la zona con la lámina de Petrifilm e inmediatamente después con la caja Petri. Es decir se obtenía de cada mandil 4 muestras del mismo lugar (una antes con placa Petrifilm, una antes con caja Petri, una después con placa Petrifilm y una después con caja Petri).
- Tanto para las cajas Petri como para las láminas Petrifilm se usó la técnica de transporte de bacterias por contacto directo.
- Para las cajas Petri es necesario descubrirlas, presionar levemente la tela contra toda la superficie del agar nutritivo e inmediatamente colocar la tapa y rotular como corresponda al caso. Las cajas deben ser siempre almacenadas con la tapa hacia abajo para evitar que gotas de agua de condensación contaminen el agar.
- Para el muestreo con las láminas de Petrifilm 3M aerobios se siguió las instrucciones del fabricante. (Anexo 4)
- Se esperó a que el operador finalice la restauración de la pieza dental para tomar la muestra correspondiente al después de la misma área en que se tomó la primera muestra, usando los dos métodos ya detallados.

- Una vez concluido esto, se realizó una encuesta a cada participante, para asegurar la correlación, las encuestas fueron codificadas con el mismo número de las muestras. La encuesta también fue realizada a otros estudiantes, estas no fueron codificadas.
- Las muestras ya rotuladas fueron transportadas al laboratorio donde se incubaron a 37 C por 48 horas. (Anexo 5)
- Se fotografiaron cada uno de los cultivos sobre una cuadrícula para realizar el conteo de las unidades formadoras de colonia (UFC).
- Los resultados fueron anotados y archivados para su análisis estadístico.
- Una vez incubados se seleccionaron 5 muestras de las cajas Petri A y las resultantes 5 B para observar las diferencias morfológicas de las colonias.
- Con la ayuda de un palillo se colecta un ejemplar de cada colonia encontrada, se realiza un frotis sobre una placa de vidrio para microscopio, las bacterias son fijadas con la llama del mechero.
- Se efectuó la tinción Gram, los hallazgos microscópicos fueron anotados.

## 5. DISCUSIÓN

En relación a la contaminación ambiental del consultorio dental, Chandu et al. (2007) hallaron en su estudio que durante la atención al paciente se generan aerosoles que aumentan 4 veces por encima la carga bacteriana inicial, la cual disminuye 2 horas después de terminar los procedimientos. Para disminuir la carga bacteriana del ambiente recomiendan el uso de enjuague dental en el paciente previo a su atención. (Chandu, Shivakumar, Prashant, Madhu Shankari, & Subba Reddy, 2007)

Otros estudios han analizado específicamente la contaminación del mandil blanco en los profesionales de la salud como es el estudio realizado por Wong et al., el cual es un pilar dentro de este tipo de investigaciones, sus resultados revelaron que luego de una semana de uso los mandiles usados por doctores en hospitales alcanzan una máxima colonización estable de microorganismos luego de lo cual no aumenta significativamente. Wong además hace referencia a otros estudios hechos en enfermeras en los cuales la colonización estable puede cumplirse en un sólo día dependiendo del grado de contaminación ambiental. (Wong, Nye, & Hollis, 1991)

Un estudio más reciente muestra que de 149 mandiles usados por doctores en un hospital, el 23% de ellos se encontraban contaminados con *Staphylococcus aureus*, de los cuales el 18% fueron resistentes a la meticilina. Además 2/3 de los participantes respondió no haber lavado su mandil por más de una semana. (Treakle et al., 2009)

Otro estudio llevado a cabo en 100 alumnos de medicina, comparó 4 áreas de contaminación del mandil (el cuello, las solapas, bolsillos y laterales) encontrando que a pesar de que los mandiles habían sido lavados en las últimas 2 semanas, los laterales eran las áreas de mayor contaminación, la bacteria más común fue el *Staphylococcus aureus*. Este estudio tiene entre sus recomendaciones la compra anual de mandiles nuevos. (Banu, Anand, & Nagi, 2012)

Dentro del área de odontología Priya et al. en el 2009 encontraron que los organismos grampositivos eran los más prevalentes en el mandil blanco usado por odontólogos en una zona rural de la India, 82.5% de los mandiles de los usados por estudiantes presentaban contaminación bacteriana, mientras que en los profesores el resultado disminuía a un 75%, siendo el área del pecho la más contaminada en comparación con el interior del bolsillo. La encuesta registró que el 60.8% de los participantes lavaban su mandil con una frecuencia de una vez por semana. (Priya, Acharya, Bhat, & Ballal, 2009)

Mientras un estudio similar realizado por Malini en 2012 reveló que el 100% de los mandiles de los cuales se obtuvieron las muestras se encontraban contaminados con bacterias. El grupo de bacterias dominante encontrado fueron los cocos grampositivos (50%) seguidos por cocos gramnegativos (24%), bacilos grampositivos (15%) y finalmente bacilos gramnegativos (11%). Demostrando su potencial para contaminación cruzada. (Malini, Thomas, Bhargava, & Girija, 2012)

En contraposición el estudio realizado por Huntley el cual muestra que las zonas de mayor contaminación microbiológica son las mangas de los brazos dominantes y no dominantes, en comparación con la zona del pecho. (Huntley & Campbell, 1998)

Al examen microbiológico del mandil blanco de médicos existe una importante contaminación principalmente de los puños y los bolsillos, no obstante, en otro estudio realizado en el mismo país se encontró, basándose en encuestas, que la vasta mayoría de pacientes espera el uso del mismo por parte del personal de salud. (Csendes J & Korn B, 2008)

Un estudio realizado en el 2003 verificó la preferencia de los pacientes por la vestimenta médica, se usaron métodos de encuesta, efectuados en 200 pacientes dentro de la facultad odontológica de la Universidad de Minnesota, más de la mitad de los pacientes (55%) estuvieron de acuerdo que los estudiantes de odontología deben tener un código de vestimenta que incluya el uso del mandil blanco. También se demostró que para el 80% de los

pacientes la vestimenta afecta directamente sus sentimientos en cuanto al nivel de atención que recibirán, además para la mitad de ellos la vestimenta desempeña un papel fundamental en mejorar sus niveles de confort y ansiedad. (Brosky, Keefer, Hodges, Pesun, & Cook, 2003)

Incluso dentro de la población infantil se constató que los pacientes pediátricos prefieren que el odontólogo lleve indumentaria especial, esto se demostró de igual manera mediante un estudio en base a una encuesta en la cual el 63,70% de los niños respondieron que no les agrada que el odontólogo lleve vestimenta informal (jeans con una chaqueta blanca) y el 53% de ellos preferían que el uniforme lleve estampados con dibujos infantiles. (Porras, Carruitero, & Rodríguez, 2015)

Estudios comparativos entre las diferentes técnicas de lavado del mandil han llegado a la conclusión de que en un ambiente de lavado doméstico usar temperaturas del agua de 60°C por 10 minutos es suficiente para disminuir considerablemente la carga bacteriana del mandil, y que el planchado de las prendas puede eliminar las bacterias gramnegativas. (Lakdawala et al., 2011)

En contraposición los hallazgos descritos por Nordstrom (2012), donde se encontró que en los uniformes usados en un hospital, el conteo bacteriano fue significativamente mayor en los que habían sometidos a lavado doméstico, en comparación con los que habían sido lavados por el protocolo del hospital. Además 44% de las muestras de uniformes lavados en casa presentaban presencia de coliformes. (Nordstrom et al., 2012)

## **6. RESULTADOS**

Las pruebas estadísticas fueron realizadas en su integridad por la autora de esta tesis con la asesoría del Dr. Fergus Kane BSc. Msc. PhD. DClinPsych.

Conforme a la hipótesis planteada se buscó conseguir los resultados de la presente investigación recogiendo los datos en una matriz de tabulación en Excel. Estos subsiguientemente fueron traducidos al programa de análisis estadístico IBM SPSS versión 22 para Mac.

Los resultados se describen a continuación divididos por los grupos en los cuales las muestras fueron obtenidas, de esta manera se encuentran cinco segmentos, el primero describe los resultados encontrados en las muestras tomadas por contacto directo con Petrifilm 3M, el segundo se refiere a los datos encontrados por medio de contacto directo con una caja Petri con agar nutritivo (los cuales fueron obtenidos del mismo mandil, en los mismos momentos que 25 Petrifilm), en tercer lugar los análisis de correlación entre ambos grupos, el cuarto segmento describe los resultados encontrados por la encuesta, el último segmento muestra análisis exploratorios de posibles correlaciones entre la manera de lavar el mandil y la carga bacteriana inicial.

### **6.1. PETRIFILM 3M**

La muestra estuvo conformada por un total de 39 mandiles blancos usados por estudiantes de la clínica de odontología de la UDLA, el potencial de contaminación se analiza antes y después de realizar una restauración.

El primer paso fue remover las muestras cuyo conteo bacteriano fuese igual a cero ya sea antes o después, puesto que se asume que en estos casos existió un posible error sea de transferencia de los microorganismos o que las placas no tuvieron suficiente tiempo en la incubadora para desarrollarse, de esta manera se excluyó del análisis a 7 muestras codificadas con los números 13, 15, 16, 17, 20, 21, 22.

Además como es estándar se removieron los valores atípicos (observaciones numéricamente distantes del resto de datos). Estos se detectaron usando una prueba *Grubbs*, también llamada método ESD (Extreme Studentized Deviate por sus siglas en inglés) para encontrar si el valor más extremo de la lista de datos entrante es significativamente un valor atípico. Esta prueba fue encontrada en: <http://graphpad.com/quickcalcs/grubbs2/>. No es parte del software PSSP.

Tabla 1. Conteo bacteriano de las muestras tomadas con Petrifilm 3M.

CONTEO BACTERIANO PETRIFILM 3M		
RESULTADO (UFC/1mL)		
NÚMERO	ANTES	DESPUÉS
1	8	26
2	32	46
3	69	45
4	37	48
5	11	13
6	76	22
7	62	78
8	16	14
9	10	19
10	25	38
11	19	17
12	20	21
13	0	31
14	34	40
15	36	0
16	10	0
17	22	0
18	148	300
19	9	7
20	45	0
21	15	0
22	101	0

23	8	32
24	31	75
25	10	17
26	21	11
27	19	66
28	13	21
29	137	94
30	9	9
31	27	17
32	18	68
33	4	7
34	0	31
35	16	16
36	39	28
37	67	174
38	25	33
39	30	65

Nota: En amarillo se encuentran los resultados igual a cero, en verde los datos atípicos.

El histograma mostraba datos sesgados a la izquierda, por lo que se requiere realizar una prueba de normalidad de la distribución para decidir la prueba estadística a ser seleccionada, tomando en cuenta que para llevar a cabo una prueba t-Student se necesita tener datos con una distribución normal.

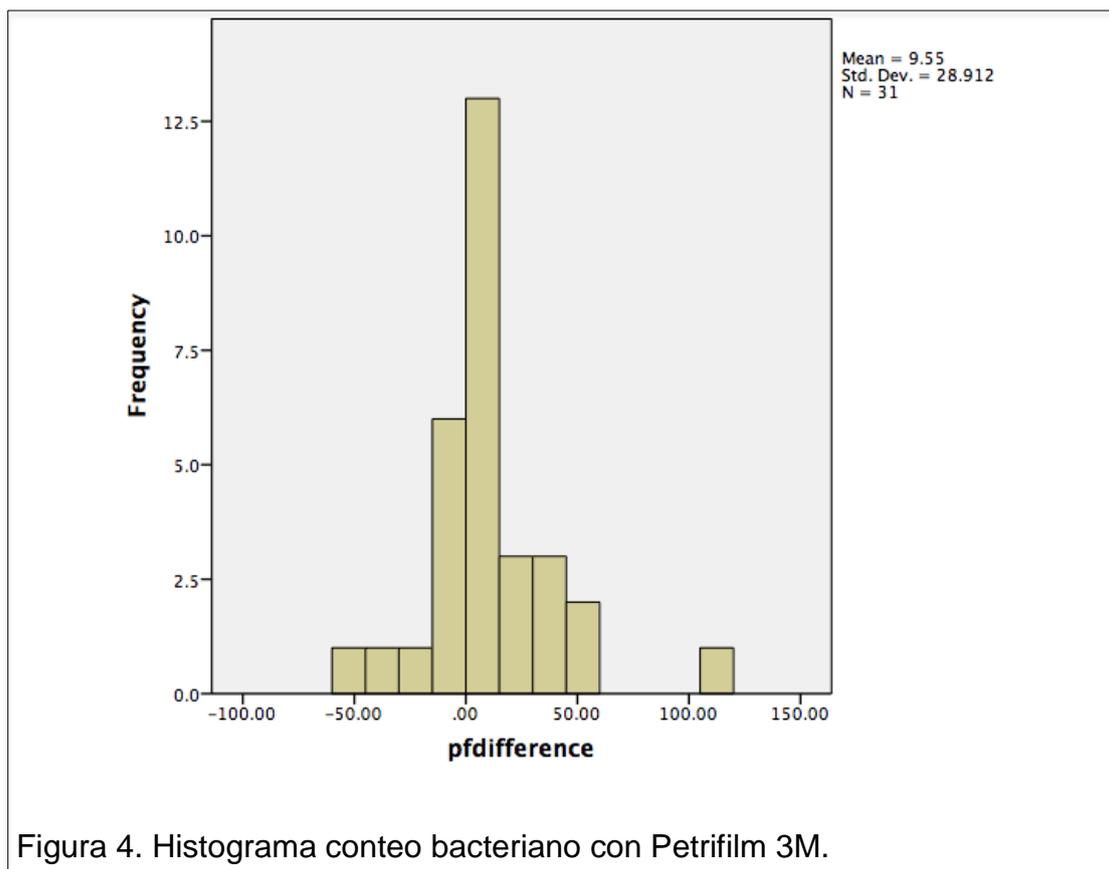


Figura 4. Histograma conteo bacteriano con Petrifilm 3M.

Para probar la normalidad de la distribución (una curva de distribución normal de los datos) se usó una prueba Shapiro-Wilk, el resultado que esta arrojó (Sig.=0.009) es menor de 0.05 por lo cual se determinó que los datos no tienen una distribución normal, es decir que no se puede realizar una prueba t-Student en este caso.

Tabla 2. Prueba de normalidad Shapiro-Wilk sobre resultados Petrifilm

	Shapiro-Wilk		
	Statistic.	df	Sig.
Diferencia Petrifilm	.904	31	.009

Al no tener una distribución normal de los datos, la alternativa que se puede escoger es una prueba no paramétrica para comparar la mediana y determinar si existe diferencia, esta es la prueba de los rangos con signo de Wilcoxon.

Los resultados arrojados al realizar la prueba de Wilcoxon son de Sig.=0.042 con lo cual se puede rechazar la hipótesis nula, determinando la existencia de una diferencia significativa entre los momentos antes y después, esto quiere decir que el potencial de contaminación en el mandil es mayor al terminar un procedimiento de restauración.

	Null Hypothesis	Test	Sig.	Decision
1	The median of differences between petrifilm antes and petrifilm despues equals 0.	Related-Samples Wilcoxon Signed Rank Test	.042	Reject the null hypothesis.

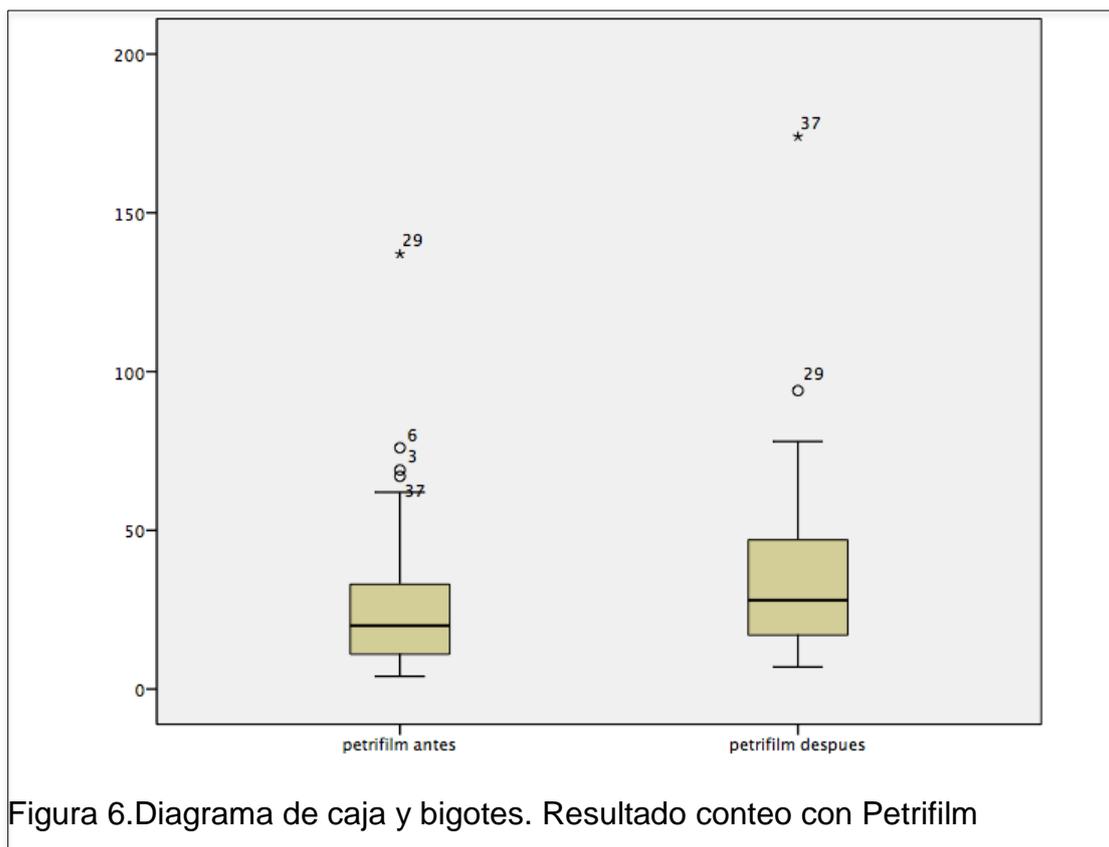
Asymptotic significances are displayed. The significance level is .05.

Figura 5. Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon sobre resultado Petrifilm.

Los resultados muestran una media en el conteo bacteriológico antes de 29.45 UFC/mL (unidades formadoras de colonia) y de 38.65 UFC/mL después de realizar la restauración, con lo cual tenemos una diferencia de 9.2 UFC/mL en promedio, quiere decir 31% más contaminado.

Tabla 3. Resumen estadístico Petrifilm

<b>CONTEO BACTERIANO MUESTRAS TOMADAS CON PETRIFILM 3M</b>			
	Muestras	Media (UFC/1mL)	Desviación estándar
<b>Antes</b>	31	29.45	27.674
<b>Después</b>	31	38.65	34.287



El diagrama de caja muestra el rango intercuartil (medida de la variabilidad de una variable y de sus distribuciones). Para Petrifilm antes, el rango fluctúa entre 11 a 34 UFC (RQ=23UFC). Para Petrifilm después el rango es desde 17 a 48 UFC (RQ=31 UFC). La línea del medio muestra la media. Los bigotes son una indicación de la dispersión del remanente 50% de los datos. Los bigotes muestran los puntos más bajos y más altos. Se puede además observar que el rango de datos es mayor después que antes.

## 6.2. CAJAS PETRI CON AGAR NUTRITIVO

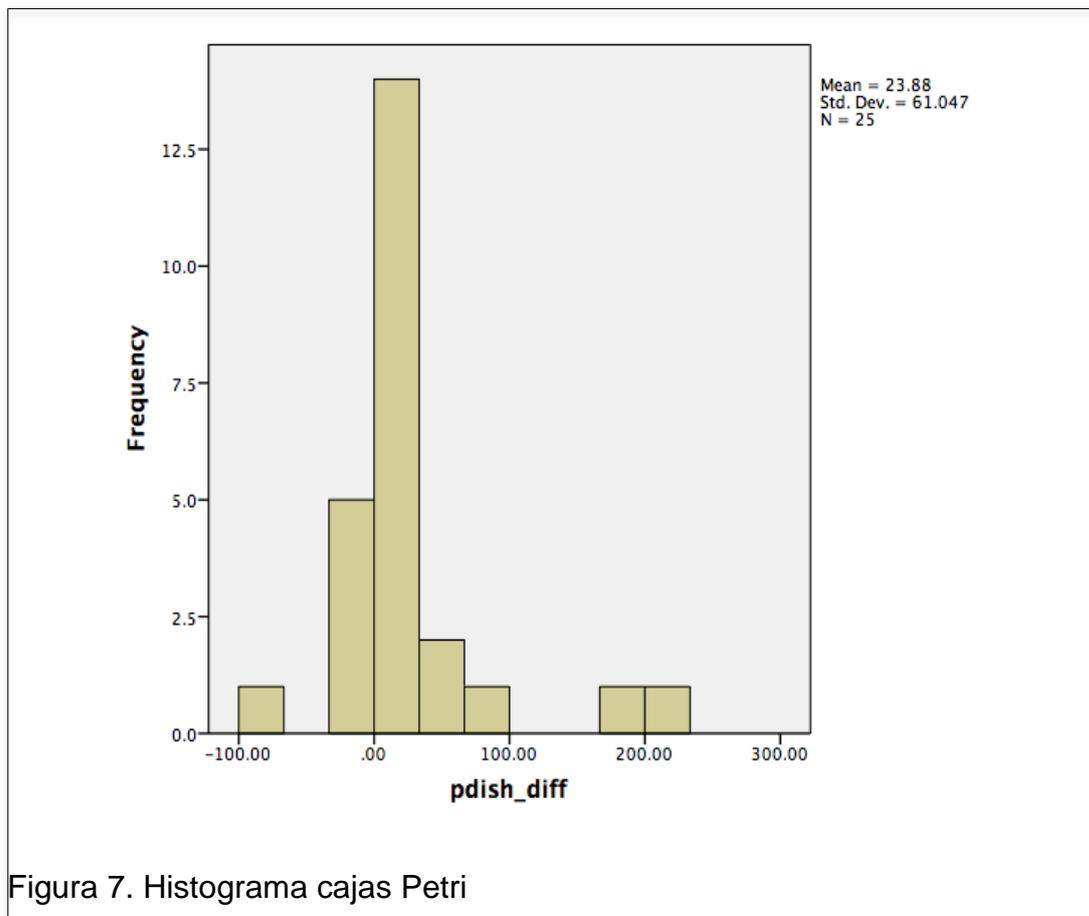
Se empezó por remover los valores atípicos *outliers*, procedimiento normal para desechar resultados espurios. Estos fueron detectados usando la prueba *Grubbs*, también conocida como método ESD.

Como resultado de la prueba se removieron dos muestras con valores atípicos correspondientes a los códigos 7 y 22. Dejando 23 muestras que pasaron al análisis estadístico.

Tabla 4. Conteo bacteriano de las muestras tomadas con cajas Petri

<b>CONTEO BACTERIANO CAJAS PETRI</b>		
<b>RESULTADO (UFC/1mL)</b>		
<b>CÓDIGO</b>	<b>ANTES</b>	<b>DESPUÉS</b>
1	1	23
2	12	58
3	28	125
4	46	75
5	5	15
6	48	16
7	202	111
8	11	22
9	10	28
10	12	13
11	14	16
12	41	77
13	29	25
14	29	29
15	60	47
16	7	14
17	56	25
18	36	69
19	14	7

20	33	239
21	19	39
22	67	249
23	11	16
24	25	58
25	21	38



En el histograma se observa una curva de distribución anormal, por lo cual pasamos los valores a una prueba de normalidad para indicar la curva de distribución, la prueba que se eligió para este propósito fue la de Shapiro Wilk, la cual es parte del software SPSS.

Tabla 5. Prueba de normalidad Shapiro Wilk resultados cajas Petri.

	Shapiro-Wilk		
	Statistic	df	Sig.
Cajas Petri	.713	23	.000

La prueba Shapiro-Wilk determinó que los datos recopilados no están normalmente distribuidos (Sig=0.000)

Esto significó que se debía usar una prueba no paramétrica para el análisis estadístico. El software SPSS otorga la alternativa de usar la prueba de los rangos con signo de Wilcoxon para datos con distribución no normal.

Hypothesis Test Summary				
	Null Hypothesis	Test	Sig.	Decision
1	The median of differences between petridish antes and petridish despues equals 0.	Related-Samples Wilcoxon Signed Rank Test	.011	Reject the null hypothesis.

Asymptotic significances are displayed. The significance level is .05.

Figura 8. Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon sobre resultados cajas Petri.

La prueba de Wilcoxon obtuvo una significancia de 0.011, rechazando la hipótesis nula, y demostrando concluyentemente que la contaminación es significativamente mayor después de realizar una restauración.

Los resultados expresan una media en el recuento bacteriano inicial de 24.7 UFC, y de 46.7 UFC después de realizar la restauración, lo cual resulta en una diferencia de 22 UFC, en contraste con los resultados hallados en Petrifilm, las cajas Petri muestran un aumento en la contaminación del 90%.

Tabla 6. Resumen estadístico conteo con cajas petri.

CONTEO BACTERIANO MUESTRAS TOMADAS CON CAJAS PETRI			
	Muestras	Media (UFC)	Desviación estándar
Antes	23	24.70	16.767
Después	23	46.70	50.501

Tabla 7. Resumen estadístico de ambos métodos.

				95% CI			
		Mean (UFC)	Standard Deviation	Lower	Upper	Min	Max
Caja Petri	Antes	24.7	16.78	17.45	31.95	1	60
	Después	46.7	50.50	24.86	68.53	7	239
PetriFilm	Antes	29.45	27.67	19.30	39.60	4	137
	Después	38.65	34.29	26.07	51.22	7	174

### 6.3. ANÁLISIS DE CORRELACIÓN ENTRE AMBOS MÉTODOS

Se efectuó además un análisis de correlación (prueba de coeficiente de correlación de Spearman) entre los resultados obtenidos con Petrifilm 3M y con cajas Petri.

Tabla 8. Prueba de correlación de Spearman sobre resultados Petrifilm y cajas Petri.

		Petrifilm antes	Petrifilm después	Cajas Petri antes	Cajas Petri después	
Spearman's rho	Petrifilm antes	Correlation Coefficient	1.000	.374*	.699**	.634**
		Sig. (2-tailed)	.	.019	.000	.001
		N	39	39	25	25
	Petrifilm después	Correlation Coefficient	.374*	1.000	.065	.221
		Sig. (2-tailed)	.019	.	.756	.288
		N	39	39	25	25
	CajasPetri antes	Correlation Coefficient	.699**	.065	1.000	.624**
		Sig. (2-tailed)	.000	.756	.	.001
		N	25	25	25	25
	CajasPetri después	Correlation Coefficient	.634**	.221	.624**	1.000
		Sig. (2-tailed)	.001	.288	.001	.
		N	25	25	25	25

\*. Correlation is significant at the 0.05 level (2-tailed).

\*\* . Correlation is significant at the 0.01 level (2-tailed).

Como se esperaba, el conteo bacteriano de las muestras tomadas con Petrifilm 3M está altamente y significativamente correlacionado al conteo de las muestras recolectadas con Caja Petri antes del procedimiento (Spearman's rho= 0.699, p=0.000). Esto muestra esencialmente que ambos métodos de análisis estaban midiendo lo mismo y aumenta el grado de confianza en los resultados obtenidos por ambos métodos.

También se encuentra una correlación moderada y significativa entre las muestras tomadas con Petrifilm 3M antes y después de la restauración, (Spearman's rho= 0.374 p=0.019), demostrando que el estado inicial del mandil es importante, es decir si el nivel de contaminación inicial es alto, es probable que se encuentre más contaminado al terminar.

La misma correlación se encontró en las muestras obtenidas con el método de contacto directo con Caja Petri para el antes y después, (Spearman's rho =0.632, p=0.01), aunque aquí la correlación es más fuerte.

La fuerza o grado de correlación puede ser clasificado de la siguiente manera:

Tabla 9. Clasificación del grado de correlación Spearman.

Valor de rho	Grado de correlación
-1.0 to -0.5 or 1.0 to 0.5	Fuerte
-0.5 to -0.3 or 0.3 to 0.5	Moderada
-0.3 to -0.1 or 0.1 to 0.3	Débil
-0.1 to 0.1	Muy débil o ninguna

#### 6.4. ENCUESTA

Como parte del estudio se realizó una encuesta a 75 estudiantes que realizan las prácticas en la clínica de odontología, de los cuales los 25 primeros corresponden con las 25 muestras tomadas para realizar los conteos bacterianos, el resto son personas a las que se tomaron muestras las cuales fracasaron pues no tuvieron ningún crecimiento antes o después, o no fueron tomadas en cuenta para el estudio bacteriano por diferentes motivos.

El estudio arroja los siguientes resultados:

Tabla 10. ¿Cuántos mandiles blancos tiene?

	Estudiantes	%
1	4	5.3
2	48	64.0
>2	23	30.7
Total	75	100.0

Tabla 11. Cuando fue la última vez que lavo el mandil que lleva puesto

	Estudiantes	%
Hoy	1	1.3
Ayer	28	37.3
< 1 Semana	45	60.0
> 1 Mes	1	1.3
Total	75	100.0

En cuanto al método que usó para lavarlo

Tabla 12. El lavado principal lo hizo a mano o a máquina

	Frecuencia	%
Máquina	65	86.7
Mano	10	13.3
Total	75	100.0

Tabla 13. Lo lavó en agua fría o caliente (>40grados)

	Frecuencia	%
Fría	65	86.7
Caliente	10	13.3
Total	75	100.0

Tabla 14. Lo separa del resto de su ropa o no lo separa

	Frecuencia	%
Separado	58	77.3
No Separado	17	22.7
Total	75	100.0

Tabla 15. Lo deja secar en el ambiente o lo seca en una secadora

	Frecuencia	%
Ambiente	43	57.3
Secadora	32	42.7
Total	75	100.0

Tabla 16. . Una vez que lo usa, dónde lo guarda.

	Frecuencia	%
Llevo a mi casa todos los días	33	44.0
Casillero	17	22.7
Mochila	25	33.3
Total	75	100.0

Tabla 17. Le gustaría que la Universidad de una opción de lavado profesional para la indumentaria clínica.

	Frecuencia	%
Si	70	93.3
Indiferente	5	6.7
Total	75	100.0

Tabla 18. En cuanto a los lugares donde los encuestados usan o han usado el mandil al salir de la clínica.

	N
Clases	31
Laboratorios	60
Biblioteca	5
Cafetería	8
Calle	20
Nunca fuera de la clínica	16

## 6.5. ANÁLISIS EXPLORATORIOS

Al realizar la tabulación de las muestras y el traspaso al software fue inevitable observar ciertos hallazgos por lo que se consideró necesario realizar un estudio exploratorio de estas coincidencias, para observar si podría existir una relación significativa entre ellas.

Los análisis exploratorios presentados en esta tesis no deben ser tomados como datos concluyentes puesto que solo muestran coincidencias en los datos, el presente estudio no tiene suficientes datos para llegar a un resultado concluyente sobre las mismas.

### 6.5.1. RELACIÓN ENTRE EL MÉTODO DE LAVADO DEL MANDIL Y EL CONTEO BACTERIANO

Se realizó un gráfico en el cual se ilustra la relación entre la forma en que los individuos lavaron su mandil y la cantidad de bacterias encontradas en las muestras tomadas antes de que el operador realice la restauración.

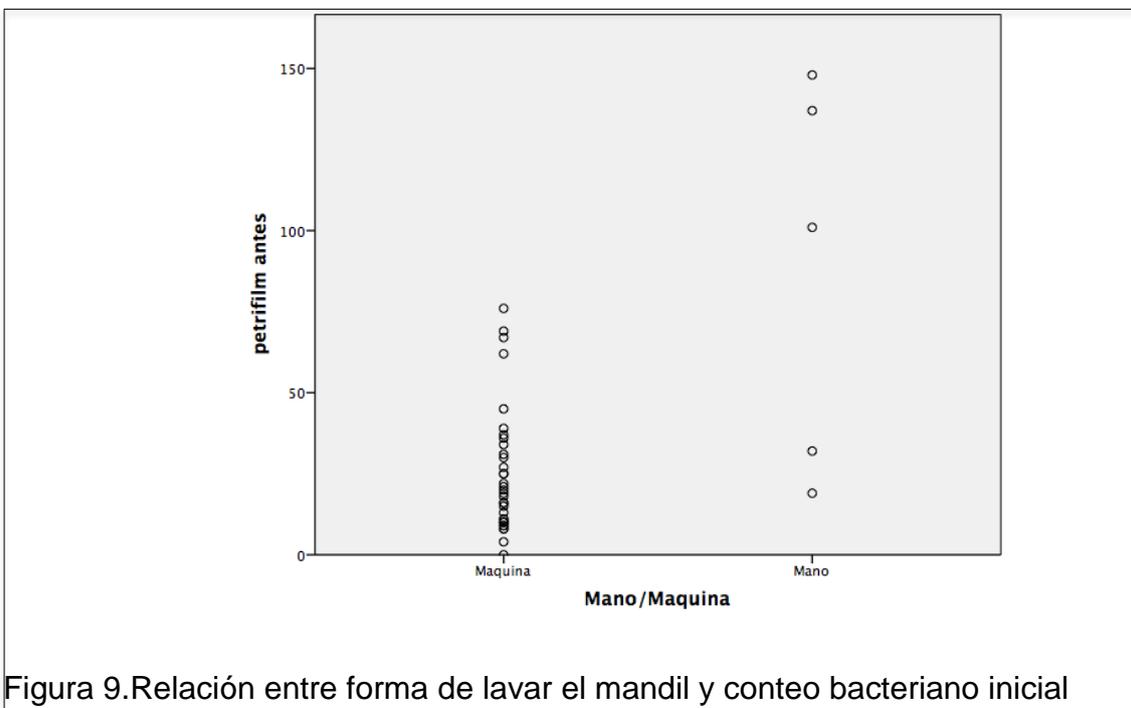


Figura 9. Relación entre forma de lavar el mandil y conteo bacteriano inicial

En el gráfico se puede observar que los conteos bacterianos más altos se encuentran en el grupo de las muestras recolectadas de los mandiles que habían sido lavados a mano.

Se ejecutó una prueba U de Mann Whitney para definir si los resultados podrían ser significativos.

Hypothesis Test Summary				
	Null Hypothesis	Test	Sig.	Decision
1	The distribution of petrifilm antes is the same across categories of Mano/Maquina.	Independent-Samples Mann-Whitney U Test	.011 <sub>1</sub>	Reject the null hypothesis.

Asymptotic significances are displayed. The significance level is .05.  
<sub>1</sub> Exact significance is displayed for this test.

Figura 10. Relación entre lavar a mano o máquina y el conteo bacteriano.

Existe una diferencia significativa que podría indicar que existe mayor contaminación inicial al lavar los mandiles a mano.

### 6.5.2. RELACIÓN ENTRE LA TEMPERATURA DEL AGUA AL LAVAR EL MANDIL Y EL CONTEO BACTERIANO

El siguiente gráfico muestra la relación con la temperatura a la que se lavaron los mandiles, siendo las opciones lavado en agua fría o en agua caliente (>40 grados). Se distinguió que el menor número de bacterias encontradas se encuentra las muestras que corresponden al grupo que lavó sus mandiles en agua caliente.

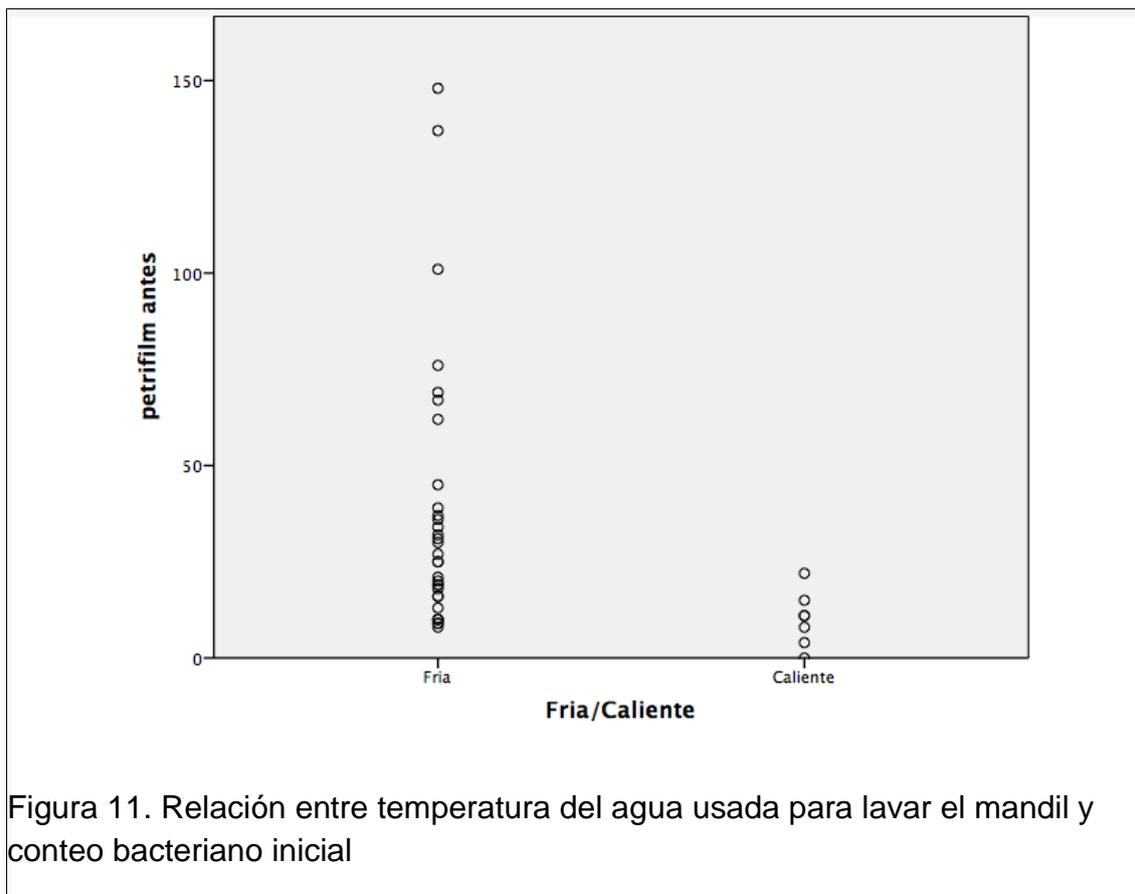


Figura 11. Relación entre temperatura del agua usada para lavar el mandil y conteo bacteriano inicial

Se realizó una prueba estadística para analizar la relación entre los datos, la cual muestra que podría existir una relación entre la temperatura del agua y la cantidad de bacterias encontradas en el mandil.

Hypothesis Test Summary				
	Null Hypothesis	Test	Sig.	Decision
1	The distribution of petrifilm antes is the same across categories of Fria/Caliente.	Independent-Samples Mann-Whitney U Test	.002 <sub>1</sub>	Reject the null hypothesis.

Asymptotic significances are displayed. The significance level is .05.  
<sub>1</sub> Exact significance is displayed for this test.

Figura 12. Relación entre agua fría o caliente y conteo bacteriano inicial

El último gráfico muestra la relación entre la cantidad de bacterias encontradas y la forma de secar el mandil. Se puede observar que los conteos más bajos se encuentran en el grupo perteneciente a los mandiles que fueron secados en secadora en oposición a los que fueron secados al ambiente.

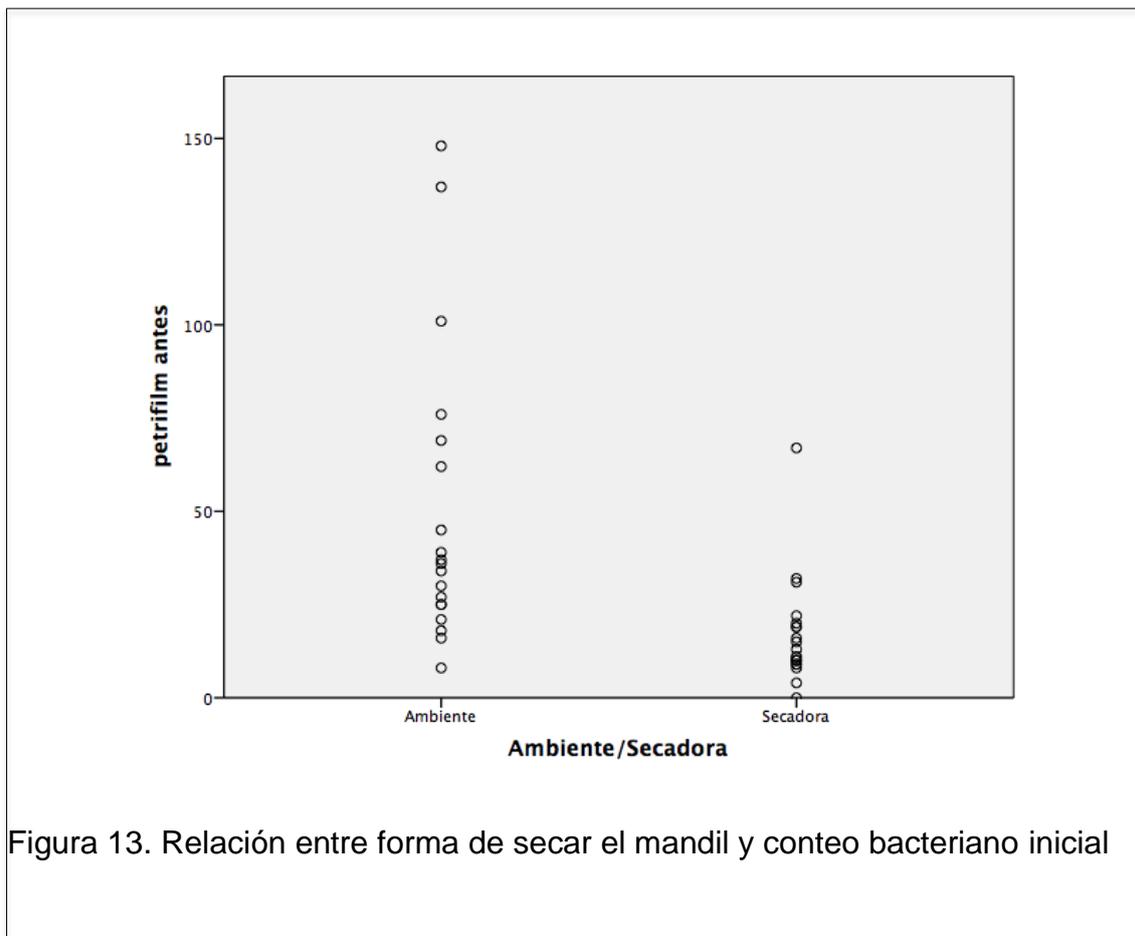


Figura 13. Relación entre forma de secar el mandil y conteo bacteriano inicial

Finalmente se realizó un análisis que muestra un posible resultado significativo, pudiendo ser que exista una relación entre la manera de secar el mandil y las bacterias encontradas en el mismo.

Hypothesis Test Summary				
	Null Hypothesis	Test	Sig.	Decision
1	The distribution of petrifilm antes is the same across categories of Ambiente/Secadora.	Independent-Samples Mann-Whitney U Test	.000 <sub>1</sub>	Reject the null hypothesis.

Asymptotic significances are displayed. The significance level is .05.

<sub>1</sub> Exact significance is displayed for this test.

Figura 14. Prueba U de Mann-Whitney. Relación entre secado y carga bacteriana inicial

Nuevamente estos resultados exploratorios no deben ser tomados como concluyentes sino como datos que podrían apuntar la dirección de un estudio que profundice en estas variables.

## 6.6. TINCIÓN GRAM

Tabla 19. Tinción Gram en muestras tomadas antes con cajas Petri.

ANTES		
	Microscopicamente	Características de la colonia
<b>Muestra 1A</b>		
1	Bacilo gram negativo	Pegajosa, brillante, grande
2	Cocos Gram positivo	Blanca, lisa, brillante
3	Micrococos gram positivo	Amarilla, lisa, brillante
4	Esporas de hongos	
<b>Muestra 2A</b>		
1	Bacilo gram negativo	Pegajosa
2	Bacilo gram negativo	Seca, crateriformes
3	Pleomorficas gram negativo	Blancas
4	Cocos gram positivo	Blancas, lisa, brillante
5	Cocos gram positivo	Amarillas, lisa, brillante
<b>Muestra 3A</b>		
1	Bacilo gram positivo	Chiclosa mucoide
2	Micrococos gram positivo	Amarilla seca
3	Cocos gram positivo	Blanca, lisa, brillante
4	Cocos gram positivo	Amarilla, lisa, brillante

Muestra 4A		
1	Bacilos gram positivo	Blanca como mantequilla
2	Cocos gram positivo	Blanca, lisa, brillante
3	Cocos gram positivo	Amarilla, lisa brillante
Muestra 5A		
1	Bacilos gram positivos (alargados)	Chiclosa, colonia gigante
2	Bacilo gram positivo (cortos)	Huevo frito
3	Cocos gram positivo	Blancas
4	Bacilos gram negativo	Anaranjadas
5	Cocos gram positivo	Amarilla

Nota: Se encuentra resaltado con color amarillo las colonias con mayor prevalencia

Tabla 20. Tinción Gram de las muestras recolectadas después.

DESPUÉS		
1B		
1	Bacilo gram negativo	Blanca
2	Bacilos gram postivo (cortos)	Seca amarilla
3	Cocos gram positivo	Blanca plana
4	Cocos gram positivo	Amarilla
5	Esporas de hongos	
2B		
1	Bacilos gram negativos	Crateriforme, seca, opaca, rugosa
2	Bacilos gram negativos	Amarillas suaves, brillante, redonda
3	Cocos gram positivos	Amarilla cremosa
4	Cocos gram positivos	Blanca suaver, brillante, borde definidos
3B		
1	Bacilos gram negativos	Crateriforme, seca, opaca, rugosa
2	cocos gram positivos	Blanca y chiclosa
3	Bacilos gram negativos	Creмоса convexa
4B		
1	Bacilos gram negativos	Amarilla muy seca
2	Cocos gram positivos	Blanca, plana, cremosa
3	Hongos	Color crema brillante
4	Cocos gram positivos	Amarilla, convexa, brillante
5B		
1	Cocos gram positivos	Color crema
2	Cocos gram positivos	Blanca, cremosa, suave
3	Cocos gram positivos	amarilla, convexa, brillante
4	Bacilos gram negativos	Crateriforme, seca, opaca, rugosa

## 7. CONCLUSIONES

- Al finalizar este estudio y de acuerdo a los resultados del análisis estadístico se puede concluir que:
- Existe un aumento en la carga bacteriana de la manga del mandil blanco después de realizar una restauración dental, conforme a lo establecido en este estudio el aumento es de un promedio de 9.2 UFC (31%) de acuerdo con la metodología Petrifilm 3M, y de 22 UFC (91%) correspondiente a las muestras obtenidas con cajas Petri.
- La contaminación bacteriana ha demostrado ser acumulativa, es decir que sin importar el estado inicial en que el mandil se encuentre, este llega a estar implícitamente más contaminado con cada uso.
- Ambos procedimientos o metodologías usadas en este estudio para la recolección de las muestras obtienen al análisis estadístico una diferencia significativa entre el antes y el después del procedimiento (Petrifilm 3M/Wilcoxon Sig.=0.042 y Placas Petri/Wilcoxon Sig.=0.011). Además la prueba de correlación (Spearman's rho= 0.699, p=0.000) demuestra que ambas recolectan los mismos datos.
- Sin embargo las ventajas de usar Petrifilm 3M para estudios de conteo bacteriano son demostradas en la práctica: En primer lugar el medio de cultivo está impregnado en el film con lo cual el investigador no lo tiene que preparar, las cajas Petri requieren que se prepare el agar nutritivo, lo cual además de ser engorroso, aumenta los costos de un estudio pues el agar es el componente más costoso de las cajas y no se vende en pequeñas porciones. Por lo tanto el uso de Petrifilm 3M reduce costos y tiempo de trabajo. En segundo lugar las láminas de Petrifilm 3M ocupan considerablemente menos espacio, facilitando su transporte (100 láminas de Petrifilm ocupan el espacio de un cuaderno, 100 cajas Petri ocupan el espacio de una conservadora mediana y pesan aproximadamente 5 kilogramos) además ocupan menor espacio en la incubadora lo cual permite cultivar una mayor cantidad de muestras. En tercer lugar es ideal para el método de contacto directo pues la

simplicidad de manejo es equiparable a contactar una superficie con un pedazo de papel. Por último el conteo bacteriano se ve enormemente facilitado ya que las colonias se tiñen de color rosa intenso, y la cuadrícula para contar viene impresa en la misma lámina, tiene la opción de funcionar con un contador automático de colonias. La única desventaja es la imposibilidad de aislar las colonias para diferenciarlas morfológicamente bajo el microscopio o para realizar tinciones Gram.

- De los 75 estudiantes a los que se encuestó sobre sus hábitos de limpieza de mandil, la mayoría posee 2 mandiles, además habían lavado su mandil hace menos de una semana (45 encuestados) o el día anterior (28 encuestados), esto podría deberse a que al parecer la mayoría de estudiantes lavan sus mandiles los días domingos y la encuesta se realizó los días lunes y martes. El método más utilizado para lavar el mandil es a máquina con agua fría y para secarlo es al ambiente. El mandil cuando ha sido usado es generalmente almacenado en casa (33 encuestados) o en la mochila (25 encuestados). Una mayoría contundente de encuestados (93%) quisieran que la universidad de una opción de lavado profesional para la indumentaria clínica. Los lugares donde con más frecuencia los estudiantes llevan el mismo mandil que han usado en la clínica es a los laboratorios y a clases.
- El estudio exploratorio infiere una posible relación entre lavar el mandil con agua caliente y una baja carga bacteriana inicial.
- Al observar las características de las distintas colonias desarrolladas en 10 cajas Petri (5 A y 5 D) y al realizar la tinción de Gram pudimos observar que la composición de la población bacteriana tiende a cambiar siendo prioritariamente cocos grampositivos al inicio, después de realizar la restauración son los bacilos gramnegativos las bacterias predominantes en el mandil.

## 8. RECOMENDACIONES

- En vista que el mandil adquiere una considerable carga bacteriana con cada restauración que se realiza, y que ésta es además acumulativa, se recomienda categóricamente el lavado diario del mandil al finalizar cada día de trabajo, y el uso de un mandil limpio al empezar cada jornada laboral, conjuntamente tener a disposición otro mandil limpio para cambiarse en el transcurso del mismo día en caso de empaparse o mancharse con salpicaduras de sangre.
- En concordancia con la bibliografía encontrada y a los resultados del estudio, se advierte proteger la manga del mandil blanco, introduciéndola dentro del guante, puesto que ésta es la zona de mayor exposición a salpicaduras, este sencillo hábito podría disminuir considerablemente la carga bacteriana y por ende la posibilidad de transferir esas bacterias hacia otros lugares. Para este efecto han sido especialmente diseñados mandiles con la manga terminada en puño, por lo que su elección debería ser priorizada.
- Se recomienda la elección de la herramienta Petrifilm 3M para futuros estudios de conteo bacteriano, especialmente estudios de control de la calidad de aire y superficies, puesto que presenta notorias ventajas por sobre otras metodologías.
- Se recomienda el uso del contador electrónico de bacterias de 3M para estudios con muestras de mayor número.
- El estudio propone a la facultad la creación de un convenio que pudiese brindar la opción de lavado profesional del mandil para los estudiantes y docentes que lo deseen, evitando que estos tengan que ser transportados y garantizando su limpieza antes de cada jornada.
- Además se podría indagar en la posibilidad de normalizar la adquisición de dos mandiles diferentes uno para uso exclusivo de la clínica que tenga un logotipo diferente, y uno para uso dentro de los laboratorios y clases.

- El estudio exploratorio advierte la necesidad de realizar un estudio similar que profundice en el adecuado procesamiento del mandil blanco para lograr una eficiente disminución de su carga bacteriana, ya que podría existir una diferencia significativa entre usar agua caliente o agua fría para el lavado, o usar secadora.
- Los resultados de este estudio pueden ser utilizados para incentivar hábitos de bioseguridad en los estudiantes y docentes que diariamente laboran en la clínica de odontología de la universidad.

## REFERENCIAS

- 3M Corporation. (2016). 3M™ Petrifilm™ Aerobic Count Plates. Retrieved from [http://www.3m.com/3M/en\\_US/company-us/all-3m-products/~//3M-Petrifilm-Aerobic-Count-Plates?N=5002385+8707795+8710780+8711017+8711295+8711414+8711726+8716589+8720505+3293785706+3294857497&rt=rud](http://www.3m.com/3M/en_US/company-us/all-3m-products/~//3M-Petrifilm-Aerobic-Count-Plates?N=5002385+8707795+8710780+8711017+8711295+8711414+8711726+8716589+8720505+3293785706+3294857497&rt=rud)
- Al-Omari, M. A., & Al-Dwairi, Z. N. (2005). Compliance with infection control programs in private dental clinics in Jordan. *Journal of Dental Education, 69*(6), 693–698.
- Azari, M. R., Ghadjari, A., Nejad, M. R. M., & Nasiree, N. F. (2008). Airborne microbial contamination of dental units. *Tanaffos, 7*(2), 54–7.
- Banu, A., Anand, M., & Nagi, N. (2012). White Coats as a Vehicle for Bacterial Dissemination. *Journal of Clinical and Diagnostic Research: JCDR, 6*(8), 1381–1384. <http://doi.org/10.7860/JCDR/2012/4286.2364>
- Brosky, M. E., Keefer, O. A., Hodges, J. S., Pesun, I. J., & Cook, G. (2003). Patient perceptions of professionalism in dentistry. *Journal of Dental Education, 67*(8), 909–915.
- Budnyak, M., Gurevich, K., Fabricant, K., Miller, K., & Puttaiah, R. (2012). Dental Infection Control and Occupational Safety in Russian Federation. *The Journal of Contemporary Dental Practice, 703–712*. [http://doi.org/13\(5\):703-712](http://doi.org/13(5):703-712)
- Cárdenas, A. P., & Aguilera, F. S. (2007). *Técnicas de ayuda odontológica y estomatológica* (1st ed.). Madrid: Editorial Paraninfo.
- Catanzaro, S. (2013). Evolution of uniforms to cater for the needs of staff and patients: The NHS has streamlined designs to suit the multifunctional purpose of all hospital wards. Sara Catanzaro looks at how styles have changed. *Nursing Management, 19*(9), 24–25.
- Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2009). Plan to combat extensively drug-resistant tuberculosis: recommendations of the Federal Tuberculosis Task Force. *MMWR. Recommendations and*

- Reports: Morbidity and Mortality Weekly Report. Recommendations and Reports / Centers for Disease Control*, 58(RR-3), 1–43.
- Chandu, G., Shivakumar, K., Prashant, G., Madhu Shankari, G., & Subba Reddy, V. (2007). Assessment of atmospheric microbial contamination in a mobile dental unit. *Indian Journal of Dental Research*, 18(4), 177. <http://doi.org/10.4103/0970-9290.35828>
- Clavero, A., Donat, F. J. S., Simó, J. M., & Requeni, J. (2008). Protocolos de asepsia en odontología. *Labor Dental Clínica: Avances Clínicos En Odontoestomatología*, 9(2), 80–85.
- Csendes J, A., & Korn B, O. (2008). ¿Qué representa el delantal blanco? *Revista Chilena de Cirugía*, 60(6), 567–569. <http://doi.org/10.4067/S0718-40262008000600016>
- Díaz Rodríguez, M., Martín Carreras-Presas, C., Somacarrera Pérez, M. L., & López Sánchez, A. (2013). Odontología y cine: utilización de los métodos barrera en la cinematografía del siglo XX.
- EL UNIVERSO. (2015, December 1). En Ecuador 33.000 personas vivían con el VIH en 2014, según proyecciones de Onusida. Retrieved from <http://www.eluniverso.com/noticias/2015/11/30/nota/5272683/ecuador-33000-personas-viven-vih-segun-onusida>
- Forbes, B., Sahm, D., & Weissfeld, A. (2009). *Bailey & Scott: Diagnóstico Microbiológico* (12 edición). Ed. Médica Panamericana.
- Gaspard, P., Eschbach, E., Gunther, D., Gayet, S., Bertrand, X., & Talon, D. (2009). Meticillin-resistant *Staphylococcus aureus* contamination of healthcare workers' uniforms in long-term care facilities. *The Journal of Hospital Infection*, 71(2), 170–175. <http://doi.org/10.1016/j.jhin.2008.10.028>
- Guida, M., Gallé, F., Di Onofrio, V., Nastro, R. A., Battista, M., Liguori, G., & Battista, F. (2012). Environmental microbial contamination in dental setting: a local experience. *Journal of Preventive Medicine and Hygiene*, 53(4).

- Huntley, D. E., & Campbell, J. (1998). Bacterial contamination of scrub jackets during dental hygiene procedures. *Journal of Dental Hygiene: JDH / American Dental Hygienists' Association*, 72(3), 19–23.
- Jeronimo Montes, A., & Mora Guevara, A. (2000). *Manual de Bioseguridad y Control de la Infeccion para la Practica Odontologica*. Zaragoza: UNAM FES Zaragoza.
- Kohn, W. G., Collins, A. S., Cleveland, J. L., Harte, J. A., Eklund, K. J., Malvitz, D. M., & others. (2003). Centers for Disease Control and Prevention. Guidelines for infection control in dental health-care settings. *MMWR*, 52(No. RR-17). Retrieved from <http://www.cdc.gov/dentalmedicine/patientservices/infection/documents/cdcguidelines2003.pdf>
- Kumar, S., Sharma, J., Duraiswamy, P., & Kulkarni, S. (2009). Infection control practices among undergraduate students from a private dental school in India. *Revista Odonto Ciência (Journal of Dental Science)*, 24(2), 124–128.
- Lakdawala, N., Pham, J., Shah, M., & Holton, J. (2011). Effectiveness of low-temperature domestic laundry on the decontamination of healthcare workers' uniforms. *Infection Control and Hospital Epidemiology*, 32(11), 1103–1108. <http://doi.org/10.1086/662183>
- Leivers, M., Tangri, E., Kanji, N. N., Hirji, S. K., Hernandez, G., Kaminska, B. D., & Do, H. L. (2012). Uniform contamination in the dental environment. *Canadian Journal of Dental Hygiene*, 46(1), 50–56.
- Lopez Diaz, Z. (2005). Resultados Clínicos con la ozonoterapia en la gingivoestomatitis herpética aguda. *Revista Odontológica UNESP*. [http://doi.org/24\(2\):377-384](http://doi.org/24(2):377-384)
- Malini, M., Thomas, T. K., Bhargava, D., & Girija, S. (2012). Microbiology of the white coat in a dental operator. *Indian Journal of Dental Research*, 23(6), 841. <http://doi.org/10.4103/0970-9290.111289>
- Ministerio de Salud Publica del Ecuador. (2009). Normas y Procedimientos de Atención en Salud Bucal para el Primer Nivel de Atención. Ministerio de Salud Publica del Ecuador. Retrieved from

<https://aplicaciones.msp.gob.ec/salud/archivosdigitales/documentosDirecciones/dnn/archivos/NORMAS%20Y%20PROCEDIMIENTOS%20DE%20ATENCI%C3%93N%20EN%20SALUD%20BUCAL%20%20I%20%20NIVEL.pdf>

- Ministerio de Salud Publica del Ecuador. (2016). Ministerio de Salud garantiza diagnóstico y tratamiento gratuito de la tuberculosis. Ecuador.
- Miranda, R. O., Neto, G. G., de Freitas, R., Fernandes de Carvalho, A., & Nero, L. A. (2011). Enumeration of bifidobacteria using Petrifilm™ AC in pure cultures and in a fermented milk manufactured with a commercial culture of *Streptococcus thermophilus*. *Food Microbiology*, 28(8), 1509–1513. <http://doi.org/10.1016/j.fm.2011.07.002>
- Molina, M., Castillo, L., Arteaga, S., Velasco, N., Gonzalez, S., Bonomie, J., & Davila, L. (2007). Lo que debemos saber sobre control de infección en el consultorio dental. *Revista Odontología de Los Andes*, 2(1), 64–70.
- Negroni, M. (2009). *Microbiología Estomatológica* (2da edición). Buenos Aires, Argentina: Ed. Médica Panamericana.
- Nejatidanesh, F., Khosravi, Z., Goroohi, H., Badrian, H., & Savabi, O. (2013). Risk of Contamination of Different Areas of Dentist's Face During Dental Practices. *International Journal of Preventive Medicine*, 4(5), 611–615.
- Nordstrom, J. M., Reynolds, K. A., & Gerba, C. P. (2012). Comparison of bacteria on new, disposable, laundered, and unlaundered hospital scrubs. *American Journal of Infection Control*, 40(6), 539–543. <http://doi.org/10.1016/j.ajic.2011.07.015>
- Ocampo-García, K. G., Dolores-Velázquez, R., Barrera-Franco, J. L., Requena, J. A., & Heredia, M. G. (2012). Linfoma no Hodgkin centofacial relacionado a VIH: Reporte de un caso y revisión de la literatura. *Revista Española de Cirugía Oral Y Maxilofacial*, 34(2), 75–80.
- Porras, E. B., Carruitero, L. P., & Rodríguez, V. Z. (2015). Preferencia de pacientes niños y sus padres con respecto a la vestimenta del odontopediatra. *In Crescendo Ciencias de la salud*, 2(1), 386–399.

- Priya, H., Acharya, S., Bhat, M., & Ballal, M. (2009). Microbial Contamination of the White Coats of Dental Staff in the Clinical Setting. *Journal of Dental Research, Dental Clinics, Dental Prospects*, 3(4), 136–140. <http://doi.org/10.5681/joddd.2009.033>
- Rivas Salazar, M. (2000). Análisis del manejo del control de la infección durante la práctica clínica odontológica en estudiantes universitarios. *VERTIENTES Revista Especializada En Ciencias de La Salud*. [http://doi.org/3\(1/2\):40-49](http://doi.org/3(1/2):40-49)
- Rutala, W. A., & Weber, D. J. (2004). Disinfection and sterilization in health care facilities: what clinicians need to know. *Clinical Infectious Diseases*, 39(5), 702–709.
- Salinas, Y., & Millán, R. (2007). Gingivoestomatitis herpética primaria. Conducta odontológica. *Acta Odontológica Venezolana*.
- Siddiqui, H. K., Ikram, K., Aftab, N.-U. H., & Uzair, F. (2014). Knowledge and practice of sterilization among different health care workers. *Pakistan Oral & Dental Journal*, 34(3).
- Souza, L. M. J. de, Costa, A. C., Nero, L. A., Couto, E. P., Ferreira, M. de A., Souza, L. M. J. de, ... Ferreira, M. de A. (2015). Evaluation of Petrifilm™ system compared with traditional methodology in count of indicators of sanitary-hygienic quality and pathogenic microorganisms in sheep milk. *Food Science and Technology (Campinas)*, 35(2), 375–379. <http://doi.org/10.1590/1678-457X.6430>
- Tille, P. (2013). *Bailey & Scott's Diagnostic Microbiology*, 13e (13 edition). St. Louis, Missouri: Mosby.
- Todd, E. C. D., Michaels, B. S., Greig, J. D., Smith, D., Holah, J., & Bartleson, C. A. (2010). Outbreaks where food workers have been implicated in the spread of foodborne disease. Part 7. Barriers to reduce contamination of food by workers. *Journal of Food Protection*, 73(8), 1552–1565.
- Treakle, A. M., Thom, K. A., Furuno, J. P., Strauss, S. M., Harris, A. D., & Perencevich, E. N. (2009). Bacterial contamination of health care

workers' white coats. *American Journal of Infection Control*, 37(2), 101–105. <http://doi.org/10.1016/j.ajic.2008.03.009>

Wallace, y, & Writer, I. S. (1995). Obituary. Earle H. Spaulding, 88, Microbiologist. Retrieved November 26, 2015, from [http://articles.philly.com/1995-02-04/news/25705480\\_1\\_microbiology-department-temple-university-school-medical-school](http://articles.philly.com/1995-02-04/news/25705480_1_microbiology-department-temple-university-school-medical-school)

Wong, D., Nye, K., & Hollis, P. (1991). Microbial flora on doctors' white coats. *BMJ : British Medical Journal*, 303(6817), 1602–1604.

Zambrano-Gari, C. C., & Luna-Fontalvo, J. A. (2013). Diversidad microbiana presente en el ambiente de la clínica odontológica de la universidad del Magdalena. *Intropica*, 8(1).

## **ANEXOS**

## **ANEXO 1. PERMISO DECANO**

Doctor

Eduardo Flores

DECANO DE LA FACULTAD DE ODONTOLOGÍA DE LA UDLA

Presente

De mi consideración:

Yo, MARÍA JOSÉ ZAPATA ALARCÓN, con CI. 1002850384, estudiante egresada de la Facultad de Odontología, me dirijo a usted, para solicitarle de la manera más comedida se me autorice ingresar a la clínica para recoger las muestras microbiológicas de las mangas del mandil blanco que usan los estudiantes practicantes, ya que estos datos serán útiles para el proyecto de investigación que estoy realizando cuyo tema es: "POTENCIAL DE CONTAMINACIÓN DEL MANDIL BLANCO POR BACTERIAS AEROTRANSPORTADAS EN LA CLÍNICA DE ODONTOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS"

Por la favorable atención que se digne dar a mi pedido, anticipo mis agradecimientos.

Atentamente,

María José Zapata Alarcón

CI.1002850384

ESTUDIANTE EGRESADA DE ODONTOLOGÍA

## **ANEXO 2. PERMISO LABORATORIOS BIOLÓGICOS**

Doctora

Maira Rojas

COORDINADORA DE LABORATORIOS BIOLÓGICOS DE LA UDLA

Presente

De mi consideración:

Yo, MARÍA JOSÉ ZAPATA ALARCÓN, con CI. 1002850384, estudiante egresada de la Facultad de Odontología, me dirijo a usted, para solicitarle de la manera más comedida se me autorice ingresar a los laboratorios para incubar las muestras de mi tesis, ya que estos datos serán útiles para el proyecto de investigación que estoy realizando cuyo tema es: "POTENCIAL DE CONTAMINACIÓN DEL MANDIL BLANCO POR BACTERIAS AEROTRANSPORTADAS EN LA CLÍNICA DE ODONTOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS"

Por la favorable atención que se digne dar a mi pedido, anticipo mis agradecimientos.

Atentamente,

María José Zapata Alarcón

CI.1002850384

ESTUDIANTE EGRESADA DE ODONTOLOGIA

### ANEXO 3. ENCUESTA

Marque con una x, ¿CUÁNTOS mandiles blancos tiene?:

1

2

Más de 2

Marque con una x, ¿CUÁNDO fue la última vez que lavó el mandil que lleva puesto?

Hoy

Ayer

Menos de una semana

Más de una semana

Más de dos semanas

Más de un mes.

Marque con una x, ¿CUÁL es el proceso que usted usa para limpiar su mandil?

Lava a mano	Lava en máquina
Lava en agua fría	Lava en agua caliente (>40 grados)
Separa de la ropa normal	No separa del resto de ropa
Seca al ambiente	Seca en secadora
No lo he lavado nunca	Lavado profesional en seco
Otros:	

En cuanto al ALMACENAMIENTO de su mandil, la mayoría de las veces ¿cuál es su comportamiento?:

Lo guardo y lo llevo a mi casa todos los días

Lo dejo guardado en mi casillero

Lo dejo guardado en mi mochila

Lo dejo guardado en mi vehículo

Me lo llevo puesto en el camino a mi casa

*Le gustaría que la universidad de una opción de lavado profesional para la indumentaria clínica, en el cual usted entregase su mandil y se lo entregaran limpio en la clínica.*

Si

No

Me es indiferente

*Señale con una x TODOS los lugares donde usted ha llevado puesto su mandil una vez usado:*

Clases

Laboratorios de biomateriales y prótesis

Laboratorios de endodoncia

Laboratorios de operatoria

Biblioteca

Cafetería

Lo he llevado puesto en todas las instalación fuera de la clínica pero dentro de la universidad.

Me lo pongo incluso fuera de la universidad en la calle.

No lo uso nunca fuera de la clínica

## ANEXO 4. INSTRUCCIONES DE USO PETRIFILM 3M

### 3M Placas Petrifilm<sup>MR</sup> Procedimientos de Monitoreo Ambiental

Para detalles sobre PRECAUCIONES, EXCEPCIONES DE GARANTIAS / REMEDIOS LIMITADOS, LIMITACION DE RESPONSABILIDAD DE 3M, informaciones sobre ALMACENAMIENTO Y DESECHO, e INSTRUCCIONES DE USO, ver el Instructivo de uso del producto.

Las Placas 3M Petrifilm<sup>MR</sup> son un metodo fiable para la detección de contaminación microbiana ambiental. La constitución de las Placas Petrifilm<sup>MR</sup> permite que puedan ser utilizadas para control ambiental, así como por contacto directo ó mediante swabs.

#### Diluyentes

- Buffer de fosfatos de Butterfield's (buffer de fosfatos IDF 0.0425 g/L de KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> ajustado a pH 7.2)
- Agua peptonada al 0.1%
- Diluyente de peptona sal (metodo ISO 6579)
- Solución salina (0.85-0.90 %)
- Caldo letheen libre de bisulfitos
- Agua destilada

Si estan presentes sanitizantes, utilizar caldo letheen para los metodos de contacto directo y swab. Este caldo neutraliza efectivamente los sanitizantes acidos, halógenos y cuaternarios de amonio.

#### Hidratación

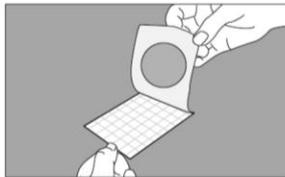
Antes de usar las Placas Petrifilm<sup>MR</sup> para muestreo de aire o contacto directo, hidratar las placas con 1 mL del diluyente apropiado. Dejar que las placas hidratadas permanezcan cerradas por un mínimo de 1 hr antes de usarlas. No es necesario que el gel este solidificado completamente. Hidratar las Placas de Recuento de Mohos y Levaduras con caldo letheen exclusivamente para el monitoreo por contacto directo.

#### Almacenamiento

Almacenar las Placas Petrifilm<sup>MR</sup> hidratadas en bolsas plasticas selladas con cinta. Proteger las placas de la luz (se puede usar el empaque original) y refrigerar de 2-8 ° C (36-46°C).

Las placas de Recuento Aeróbico hidratadas pueden ser refrigeradas por un maximo de 14 días. Otras Placas Petrifilm<sup>MR</sup> hidratadas pueden ser refrigeradas por un maximo de 7 días.

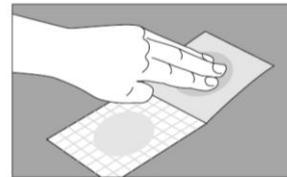
#### Método de Contacto Directo



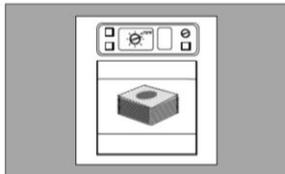
- 1 Usando una Placa Petrifilm<sup>MR</sup> hidratada, levantar cuidadosamente el film superior. Evitar tocar el área de crecimiento circular. El gel se adhiere al film superior
- Nota:** A veces, el gel se puede romper (adhiriéndose tanto al film superior como inferior) cuando se levanta el film superior. Este rompimiento del gel no afectará el resultado de las placas que se usen para muestreo de aire, pero no deben usarse para el monitoreo por contacto directo.



- 2 Contactar la porción del gel situada en el film superior con la superficie a analizar. Frotar con los dedos la parte exterior del área gelificada para asegurar un buen contacto con la superficie. Como con cualquier sistema de control de este tipo, lo mejor es limpiar la superficie tras el contacto para remover cualquier residuo



- 3 Todas las Placas Petrifilm<sup>MR</sup> a excepción de las placas de Recuento Rápido de St. aureus, Alta Sensibilidad para recuento de coliformes y las placas para Mohos y Levaduras pueden usarse para muestreos de dedos o manos. Seguir las instrucciones para preparar las placas, tocar con los dedos o la porción de la mano el área del gel hidratado, cerrar la placa, incubar y enumerar tal como se recomienda en el instructivo de uso



- 4 Levantar la placa de la superficie y unir los dos films nuevamente. Incubar y contar las colonias como se indica en los instructivos de uso. Para leer los resultados, consultar la Guia de Interpretación

#### Resultados por el Método de Contacto Directo

El resultado se lee sobre 20 cm<sup>2</sup> en:

- Recuento de Aerobios
- Recuento de Coliformes/ E. coli
- Recuento Rápido de coliformes
- Recuento de Enterobacterias

El resultado se lee sobre 30 cm<sup>2</sup> en:

- Recuento de Mohos y Levaduras
- Recuento Rápido de Staph aureus

#### Placas Petrifilm<sup>MR</sup> para el recuento de Mohos y levaduras

Hidratar solo con caldo letheen para monitoreo superficial por contacto directo. Colocar las placas inoculadas con letheen en bolsas resellables e incubarlas a 30 - 37 °C (86 - 99 ° F) por 24 hrs. Después de la incubación, guardar en bolsas cerradas en refrigeración por un mínimo de 4 hrs para permitir que el gel solidifique. Estas placas hidratadas tendrán una apariencia moteada.

**ANEXO 5. FOTOGRAFÍAS DE LA TOMA DE MUESTRAS, CULTIVO Y TINCIÓN GRAM**

