



UNIVERSIDAD INTERNACIONAL DEL ECUADOR

**FACULTAD DE CIENCIAS MÉDICAS, DE LA SALUD Y DE
LA VIDA**

ESCUELA DE ODONTOLOGÍA

ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DEL NIVEL DE DESINFECCIÓN DEL
GLUTARALDEHIDO AL 2% Y SACARINATO DE
ALQUILDIMETILBENCILAMONIO AL 95% EN EL INSTRUMENTAL CRÍTICO Y
SEMICRÍTICO UTILIZADO EN LA CLÍNICA DE ODONTOLÓGICA DE LA
UNIVERSIDAD INTERNACIONAL DEL ECUADOR.

TRABAJO DE TITULACIÓN PARA LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
ODONTÓLOGO

FREDDY ANDRÉS VIVERO ALCÍVAR

TUTOR: DR. ENRIQUE VÁSCONEZ
COTUTORA: DRA. AMPARO FUENTES

QUITO, 2017

DIRECTORES DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Tutor:

Doctor Enrique Vásquez
Cirujano Maxilofacial


Cotutora:

Doctora Amparo Fuentes
Doctora Bioquímica

CERTIFICACIÓN Y ACUERDO DE CONFIDENCIALIDAD DEL AUTOR

Yo, Freddy Andrés Vivero Alcívar, con CI 171999333, declaro bajo juramento, que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido presentado anteriormente para ningún grado académico o título profesional y que se ha consultado la bibliografía necesaria para su elaboración.

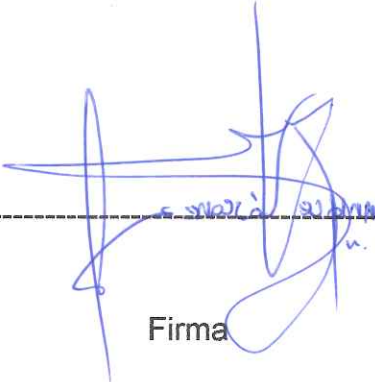
Cedo mis derechos de propiedad intelectual a la Universidad Internacional del Ecuador, sin restricción especial o de ningún género.

A handwritten signature in blue ink is written over a horizontal dashed line. The signature is stylized and appears to be 'Freddy Andrés Vivero Alcívar'.

Firma

CERTIFICACIÓN Y ACUERDO DE CONFIDENCIALIDAD DEL TUTOR

Yo, Dr. Enrique Vásquez, certifico que conozco al autor del presente trabajo siendo él, el responsable exclusivo tanto de su originalidad y autenticidad, como de su contenido.



Firma

ACUERDO DE CONFIDENCIALIDAD

La Biblioteca de la Universidad Internacional del Ecuador se compromete a:

a) No divulgar, utilizar ni revelar a otros LA INFORMACIÓN CONFIDENCIAL obtenida en el presente trabajo, ya sea intencionalmente o por falta de cuidado en su manejo, en forma personal o bien a través de sus empleados.

b) Manejar LA INFORMACIÓN CONFIDENCIAL de la misma manera en que se maneja la información propia de carácter confidencial, la cual bajo ninguna circunstancia podrá estar por debajo de los estándares aceptables de debida diligencia y prudencia.

DIRECCIÓN DE BIBLIOTECA

DEDICATORIA

A mis padres y a mis hermanos, quienes siempre han sido, son y serán mi motor y motivación para salir adelante.

A mi sobrino, Diego Elián, para quién espero ser un gran ejemplo.

A los que hicieron lo imposible por verme caer y no lo lograron.

AGRADECIMIENTO

Primero, agradecerle a mis padres, quienes siempre han estado con su amor y apoyo incondicional, sus palabras de aliento, sus consejos y regaños, por el arduo esfuerzo que han realizado para darnos lo mejor a mis hermanos y a mí, a ustedes les debo lo que soy.

A mis hermanos queridos, quienes me han enseñado muchos y por quienes decidí ser mejor cada día, para que sigan mi ejemplo.

A Vale, sin ti sencillamente no hubiese estado aquí y posiblemente hubiese sido uno más del montón, gracias por siempre estar, por los consejos, el apoyo, los buenos momentos, las desveladas estudiando, gracias por todo mi futura colega cirujana ¡Lo logramos!.

A mis amigos, Steph, Rena, Alejo, Vino, por siempre estar ahí, por aguantar mis enojos, mi orgullo y mis malas bromas, por escucharme, aconsejarme y por todos los momentos que vivimos a lo largo de estos años, sin ustedes esto no hubiese sido lo mismo.

Al Dr. Enrique Vásconez, por confiar en mí y aceptar ser mi tutor de este trabajo de titulación, por su paciencia, tiempo y conocimientos invertidos en mí, no solamente para este trabajo, sino también, para el inicio en mi formación como futuro Cirujano Maxilofacial, sepa usted que es un gran ejemplo para mí.

A la Dra. Amparito Fuentes, quien no solo fue excelente maestra y tutora, también excelente amiga, gracias por el conocimiento brindado, por el tiempo invertido, por darme la confianza y por apoyarme en este largo camino, lleno de altibajos, pero sin su guía e ideas no hubiese sido posible materializar este trabajo.

A mis futuros colegas de cuarto semestre, sin ustedes gran parte de este trabajo no hubiese sido posible.

Finalmente agradecer a mi Universidad, a mi querida Escuela, a la cual espero regresar para convertirla en la mejor del país, a todos los doctores que fueron parte de este proceso, en especial a aquellos que ya no continúan en la Escuela, les estimo y respeto mucho ya que todos contribuyeron para que mi formación profesional sea de calidad.

RESUMEN

El odontólogo está a cargo de la salud de la cavidad bucal, la cual constituye el enlace del medio interno con el ambiente. En la práctica odontológica el riesgo de infección tanto para el paciente como para el profesional odontológico está constantemente presente debido a que muchas de las infecciones se transmiten por fluidos corporales a través de instrumentos contaminados, convirtiendo al odontólogo en el responsable de romper la cadena de infección mediante una correcta aplicación de principios de desinfección y esterilización. Y es justamente en las actividades de vinculación con la comunidad o durante las prácticas rurales de nuestra profesión en donde nos podemos encontrar con escenarios poco favorables para realizar correctamente los procesos de desinfección, en donde se debe buscar alternativas eficaces y que ayuden a romper la cadena de infección en un tiempo razonablemente corto. **Objetivo:** Determinar mediante recuento bacteriano la eficacia de desinfección del glutaraldehído al 2% y del Sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) en el instrumental odontológico crítico y semi-crítico usado en la Clínica de especialidades odontológicas de la Universidad Internacional del Ecuador. **Metodología:** La muestra estuvo conformada por el cultivos bacterianos de 42 espejos bucales #5 (instrumental semi-crítico) y 40 sindesmótomos (instrumental crítico) los cuales fueron equitativamente distribuidos al azar en dos grupos, Grupo 1 a desinfección con Glutfar® (glutaraldehído al 2%) y Grupo 2 con Lysol® (sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95%). Se realizó un cultivo antes y después de la desinfección. Se realizó conteo de las unidades formadoras de colonias de cada cultivo (antes y después) y se determinó la eficiencia de los desinfectantes en cada muestra. **Resultados:** La desinfección con Glutfar® reportó 0.57% más efectividad que el Lysol® en general. El Glutfar® fue más eficaz en el instrumental crítico (99,188%) y semicrítico (99,742%) que el Lysol® (99,697% y 99,127%) **Conclusiones:** el glutaraldehído al 2% fue más eficiente que el sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95%, ya eliminó mayor cantidad de unidades formadoras de colonias tanto del instrumental crítico como el semi-crítico.

Palabras Clave: Desinfección, desinfectante, lysol, glutaraldehído, instrumental crítico, instrumental semicrítico

ABSTRACT

The dentist is in charge of the oral cavity's health, which is the link between the internal and external environment. In dental practice the risk of infection for both the patient and the dental professional is constantly present because many of the infections are transmitted by body fluids through contaminated instruments, making the dentist responsible for breaking the chain of infection through the correct application of disinfection and sterilization principles. And it is precisely in the activities of linking with the community or during the rural practices of our profession where we can find unfavorable scenarios to correctly carry out the disinfection processes, where we must look for effective alternatives and help break the chain infection in a reasonably short time. Objective: To determine by means of a bacterial count the disinfection efficiency of 2% glutaraldehyde and 95% alkyldimethylbenzylammonium saccharinate (Lysol®) in the critical and semi-critical dental instruments used in the Odontological Specialties Clinic of the International University of Ecuador. Methodology: The sample consisted of bacterial cultures of 42 mouth mirrors # 5 (semi-critical instruments) and 40 syndesmotrons (critical instruments) which were randomly distributed in two groups, Group 1 to disinfect with Glutar® (glutaraldehyde at 2%) and Group 2 with Lysol® (95% alkyldimethylbenzylammonium saccharinate). A culture was performed before and after disinfection. Counting of the colony forming units of each culture (before and after) was performed and the efficiency of the disinfectants in each sample was determined. Results: Disinfection with Glutar® reported 0.57% more effectiveness than Lysol® in general. Glutar® was more effective in the critical instruments (99.188%) and semi-critical (99.742%) than Lysol® (99.697% and 99.127%). Conclusions: 2% glutaraldehyde was more efficient than 95% alkyldimethylbenzylammonium saccharinate, has already eliminated more colony forming units from both critical and semi-critical instruments.

Keywords: Disinfection, disinfectant, lysol, glutaraldehyde, critical instruments, semi-critical instruments

ÍNDICE

ESCUELA DE ODONTOLOGÍA	i
DIRECTORES DEL TRABAJO DE TITULACIÓN	iii
CERTIFICACIÓN Y ACUERDO DE CONFIDENCIALIDAD DEL AUTOR.	iv
CERTIFICACIÓN Y ACUERDO DE CONFIDENCIALIDAD DEL TUTOR.	v
ACUERDO DE CONFIDENCIALIDAD	vi
DEDICATORIA	vii
AGRADECIMIENTO	viii
RESUMEN	x
ABSTRACT	xi
ÍNDICE	xii
INDICE DE FIGURAS.....	xvi
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	xvii
ÍNDICE DE TABLAS	xviii
INTRODUCCIÓN	1
I. Planteamiento del problema.....	3
II. Justificación.....	5
III. Objetivos:.....	7
IV. Hipótesis:.....	8
I.MARCO TEÓRICO	9
1. CONCEPTOS BÁSICOS.....	9
1.1. DESINFECCIÓN	10
1.2. MÉTODOS DE DESINFECCIÓN	10
1.2.1. Métodos Físicos.....	10
1.2.2. Métodos Químicos.....	11

1.3.	DESINFECTANTES	11
1.3.1.	Historia de los desinfectantes	13
1.3.2.	Características de un desinfectante ideal	15
1.3.3.	Factores que influyen en el nivel de desinfección	16
1.4.	CLASIFICACION DEL INSTRUMENTAL SEGÚN SU RIESGO. 17	
1.4.1.	Instrumental crítico.	18
1.4.2.	Instrumental semi-crítico	18
1.4.3.	Instrumental no crítico	18
1.5.	CLASIFICACION DE LOS DESINFECTANTES POR SU NIVEL DE ACTIVIDAD.....	19
1.5.1.	Desinfectantes de alto nivel.	19
1.5.2.	Desinfectantes de nivel medio	20
1.5.3.	Desinfectantes de nivel bajo,	21
1.6.	MICROFLORA BUCAL EN SALUD Y ENFERMEDAD	21
1.6.1.	Naturaleza de la flora microbiana	22
1.6.2.	Microflora en la salud	24
1.6.3.	Microflora en enfermedad	24
1.7.	GLUTFAR (Glutaraldehído al 2%)	25
1.7.1.	Identificación del producto.....	25
1.7.2.	Composición.....	25
1.7.4.	Manejo y almacenamiento	26
1.7.5.	Protección frente a exposición	27
1.7.6.	Propiedades físico químicas	28
1.7.7.	Información toxicológica.....	28
1.7.8.	Información ecológica	28

1.7.9.	Actividad ante microorganismos	29
1.8.	LYSOL® (Sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95%) 29	
1.8.1.	Identificación del producto.....	29
1.8.2.	Composición.....	30
1.8.3.	Identificación de riesgos.....	30
1.8.4.	Manipulación y almacenamiento	32
1.8.5.	Protección frente a exposición	32
1.8.6.	Propiedades físico químicas	33
1.8.7.	Información toxicológica.....	33
1.8.8.	Información ecológica	34
1.8.9.	Actividad ante microorganismos	34
II.	METODOLOGÍA.....	36
2.1.	TIPO DE ESTUDIO:	36
2.2.	POBLACIÓN:.....	36
2.3.	MUESTRA:	36
2.4.	CRITERIOS DE INCLUSIÓN	37
2.5.	CRITERIOS DE EXCLUSIÓN.....	37
2.6.	OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES:.....	38
2.7.	PROCEDIMIENTOS Y TECNICAS.....	39
2.7.1.	Prueba Piloto	39
2.7.2.	Esterilización e identificación del instrumental.....	40
2.7.3.	Recolección de muestras	41
2.7.4.	Desinfección	42
2.7.5.	Transporte de las Muestras.....	43
2.7.6.	Diluciones	44

2.7.7. Preparación del medio de cultivo, siembra e incubación.....	46
2.7.8. Conteo de colonias y análisis de la información.....	48
III. RESULTADOS.....	50
IV. DISCUSION.....	54
V. CONCLUSIONES.....	57
VI. RECOMENDACIONES.....	58
VII. BIBLIOGRAFIA.....	59
ANEXOS.....	66
Anexo 1: Autorización de toma de muestras.....	66
Anexo 2: Autorización de uso de laboratorio.....	67
Anexo 3: Análisis Anti plagio.....	68

INDICE DE FIGURAS

Ilustración 1: Cultivos de la prueba piloto con glutaraldehído al 2%.....	39
Ilustración 2: Instrumental empaquetado.	40
Ilustración 3: Etiquetado del instrumental	40
Ilustración 4: Toma de muestra previo a la desinfección	41
Ilustración 5: Desinfección del instrumental	42
Ilustración 6: Muestra pre y post desinfección etiquetadas.	43
Ilustración 7: Cooler y gel refrigerante para transporte de las muestras ..	44
Ilustración 8: Tubos de ensayo listos para las diluciones	44
Ilustración 9: Dilución de la muestra con pipeta de plástico	45
Ilustración 10: Colocación de muestras diluidas en caja petri	46
Ilustración 11: Agar base sangre, agua destilada y tioglicolato	46
Ilustración 12: Colocación de Agar base sangre en cajas petri con muestras	47
Ilustración 13: Estufa a 37° Centígrados.....	47
Ilustración 14: Cajas petri tras 48 horas en estufa	48
Ilustración 15: Conteo de Unidades formadoras de colonias (UFC).....	48

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1: Diagrama de cajas - Eficiencia (%) x Desinfectante.....	52
Gráfico 2: Eficiencia del Glutar® y Lysol® en el instrumental semicrítico y crítico	53

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Microflora Oral Normal	22
Tabla 2: Medidas de Primeros Auxilios del Glutfar Plus HLD	26
Tabla 3: Manejo y Almacenamiento de Glutfar Plus HLD	27
Tabla 4: Propiedades Físico-Químicas del Glutfar Plus HLD	28
Tabla 5: Actividad de Glutfar ante microorganismos	29
Tabla 6: Composición del Lysol®	30
Tabla 7: Efectos potenciales para la salud del Lysol®	31
Tabla 8: Protección frente a exposición del Lysol®	32
Tabla 9: Propiedades Físico Químicas del Lysol®	33
Tabla 9: Propiedades Físico Químicas del Lysol®	33
Tabla 10: Información toxicológica	34
Tabla 11: Información ecológica del Lysol®	34
Tabla 12: Actividad ante microorganismos del Lysol®	35
Tabla 13: Operacionalización de las Variables	38
Tabla 14: Tabla de contingencia Desinfectante x Instrumental	50
Tabla 15: Eficacia del Glutfar en el instrumental crítico y semicrítico	50
Tabla 16: Eficacia del Lysol® en el instrumental crítico y semi-crítico.	51
Tabla 17: Comparación de la eficacia entre el Glutfar® y el Lysol®	51

INTRODUCCIÓN

Desde que se observaron por primera vez microorganismos a partir de muestras de placa dental humana (Serrano, 2015), se la ha relacionado con el estado de salud/enfermedad de la cavidad bucal, demostrando la etiología bacteriana de la caries y las enfermedades periodontales hace un poco más de 100 años (Negrón, 2009).

En la cavidad bucal se han logrado identificar 700 especies diferentes de bacterias, de las cuales 400 pertenecen a las bolsas periodontales y 300 a otros sitios de la boca (Paster et al, 2006) ya que esta constituye la puerta que comunica el medio interno del cuerpo con el ambiente (Marsh, 2011).

El odontólogo como proveedor de salud para la comunidad, está a cargo de la cavidad bucal, la cual constituye nuestro enlace con el medio externo, por el cual no solamente inicia el proceso de la digestión sino además puede iniciar muchas patologías infecciosas. Malo (2016), menciona que en la práctica clínica, el odontólogo y el paciente se encuentra frecuentemente expuestos al riesgo de infección, debido a que la mayoría, por no decir todas, las infecciones se transmiten a través de instrumentos y equipos contaminados con sangre, saliva o exudados (Iturralde, 2015). Y es lo que convierte al odontólogo en el primer responsable de evitar esta transmisión cruzada de infecciones mediante un correcto dominio y aplicación de los conocimientos de bioseguridad respecto al uso de barreras, procesos de desinfección y esterilización, aún inclusive, cuando el odontólogo no disponga de los métodos “gold-standard” para realizar estos procesos, debe optar por alternativas que le permitan interrumpir la cadena de infección.

Y es justamente en las actividades de vinculación con la comunidad o durante las prácticas rurales de nuestra profesión en donde nos podemos encontrar con este escenario, en donde se debe solicitar/adquirir un desinfectante que nos garantice un alto poder biocida, en un tiempo

razonablemente corto. Es por este motivo que el siguiente trabajo de investigación comparará mediante conteo microbiano la eficiencia entre dos desinfectantes usados en odontología para determinar cuál de éstos es la mejor opción para la desinfección del instrumental crítico y semi-crítico utilizado en las actividades de vinculación con la comunidad y su aplicación en futuros protocolos de manejo de instrumental para dichas actividades.

I. Planteamiento del problema.

La Escuela de Odontología de la Universidad Internacional del Ecuador (UIDE) realiza cada semestre actividades de vinculación con la comunidad, como levantamiento epidemiológico, charlas de prevención, limpiezas fluorizaciones, restauraciones, pulpotomías y exodoncias, para brindar un servicio de salud odontológica a las poblaciones alejadas a la capital y promover una cultura de salud bucal.

Los estudiantes de odontología que asisten a estas actividades de servicio o vinculación con la comunidad se encuentran capacitados para dicha atención, ya que tienen claros los conceptos de bioseguridad, lavado, desinfección y esterilización, mismos que los aplican en las clínicas de la Universidad de Internacional del Ecuador (UIDE) mediante el uso de equipos y sustancias desinfectantes; sin embargo no existe un protocolo estandarizado para aplicar dichos conceptos en la atención extramural, en lugares donde no existen las condiciones ideales de desinfección, esterilización y muchas veces ni servicios básicos.

La desinfección tanto de instrumental como de superficies en los programas de vinculación se lo realiza de manera muy básica y no con autoclave, ya que la gran demanda de pacientes y las cortas jornadas de atención no lo permiten. La dificultad de traslado del equipo y los tiempos que se requiere para dicha acción, hace que hoy por hoy se utilice únicamente Lysol® y glutaraldehído.

Es por esto que el objetivo de este trabajo es dar una pauta para protocolizar el manejo de la desinfección y esterilización en los programas de vinculación con la comunidad.

Para desarrollarlo de este trabajo se ha planteado las siguientes interrogantes:

1. ¿Son estos desinfectantes eficientes?
2. ¿Qué desinfectante es el más recomendado usar?

La respuesta a estos cuestionamientos se obtendrá luego de un análisis cuantitativo de las unidades formadoras de colonias (ufc) presentes en los cultivos de muestras tomadas del instrumental crítico y semi-crítico antes y después de ser sometidos a desinfección con Glutfar® (glutaraldehído al 2%) y Lysol® (sacrinato de alquildimetilbencilamonio al 95%) y servirá para obtener conclusiones relevantes las cuales ayudarán a la resolución del problema planteado y que serán aplicables también en la práctica diaria.

II. Justificación.

La modalidad de atención en la clínica odontológica de la Universidad Internacional del Ecuador (UIDE) determina que cada estudiante atienda 2 pacientes por turno, lo que equivale aproximadamente a 6 pacientes por sillón al día. A pesar de eso, no existen protocolos de desinfección establecidos para superficies y equipos, aumentando el riesgo de infecciones cruzadas en la atención entre paciente y paciente. Sobre todo se desconoce qué sustancia desinfectante tiene mayor efectividad para dicha actividad.

Este inconveniente trasciende a la atención odontológica que se brinda en las actividades de vinculación con la comunidad, donde la escuela de odontología de la Universidad Internacional del Ecuador (UIDE) atienden, en un solo día, aproximadamente 150 niños en edad escolar, realizando levantamientos epidemiológicos, tratamientos preventivos como: técnica de cepillado, uso de hilo dental, asesoramiento dietético, fluorizaciones y colocación de sellantes; y tratamientos curativos como: restauraciones, pulpotomías y exodoncias.

El instrumental proporcionado por la facultad como por cada estudiante se convierte en insuficiente frente al número de pacientes que se debe atender, el mismo no puede ser esterilizado bajo los protocolos convencionales, lo que ha llevado a la búsqueda de productos desinfectantes que ayuden a disminuir la carga bacteriana de superficies e instrumental para evitar infecciones cruzadas y proteger la salud del paciente.

Este instrumental se clasifica, según su interacción con los tejidos y su capacidad de transmisión de infecciones, en crítico, semi-crítico y no crítico. Los espejos bucales se encuentran dentro del instrumental semicrítico, ya que se encuentran en contacto con la mucosa bucal mas no la penetran (Shah, 2010), a diferencia de los

sindesmótomos, los cuales fueron diseñados para destruir la unión epitelial del diente con el periodonto, incluso llegando a tener contacto con el hueso (ADA, 2012)

Este estudio experimental, de corte transversal permitirá identificar cuál de los desinfectantes es el más efectivo, práctico y conveniente para uso tanto en la clínica odontológica de la Universidad Internacional del Ecuador (UIDE) como para las actividades de atención odontológica masiva en los programas de vinculación a las comunidades. El resultado y conclusiones de este trabajo beneficiará a la escuela de odontología, a los estudiantes y a los pacientes, ya que se dará la pauta para la adquisición de productos que garanticen excelentes niveles de desinfección, dando a conocer las alternativas más efectivas que hay en el mercado de nuestro medio y también constituirá el inicio para la creación de un protocolo de desinfección y esterilización, asegurando una atención de calidad con mayores estándares de bioseguridad.

III. Objetivos:

General:

Determinar mediante recuento bacteriano la eficacia de desinfección del glutaraldehído al 2% (Glutfar®) y del Sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) en el instrumental odontológico crítico y semi-crítico usado en la Clínica de especialidades odontológicas de la Universidad Internacional del Ecuador.

Específicos:

- a) Comparar la eficacia desinfectante entre el glutaraldehído al 2% (Glutfar®) y el sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) como agentes desinfectantes
- b) Recolectar y aportar información para la creación de un protocolo de desinfección para el instrumental crítico y semicrítico utilizado en las actividades de vinculación con la comunidad
- c) Recolectar y aportar información para la creación de un protocolo de desinfección para superficies en la Clínica de Especialidades Odontológicas de la Universidad Internacional del Ecuador (UIDE).

IV. Hipótesis:

Usar sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) como desinfectante en el instrumental crítico y semicrítico presenta mayor efectividad como desinfectante en comparación al glutaraldehído al 2% (Glutfar®).

I. MARCO TEÓRICO

1. CONCEPTOS BÁSICOS

Es necesario conocer ciertos conceptos básicos para aclarar términos que pueden causar confusión a lo largo de este trabajo. (Negróni, 2009) (Liébana, 2002) (Meléndez, 2012)

- a) **Asepsia:** se define como el conjunto de métodos y procedimientos aplicados para la conservación de la esterilidad.
- b) **Antisepsia:** Uso de sustancias químicas para inhibir el crecimiento, destruir o disminuir el número de microorganismos de los tejidos vivos. No hay acción contra las esporas.
- c) **Esterilización:** Procedimiento que, mediante el uso de métodos físicos o químicos, elimina microorganismos completamente incluyendo sus esporas.
- d) **Desinfección:** Procedimiento, que utilizando técnicas físicas o químicas, elimina o inhibe microorganismos pero no sus esporas.
- e) **Limpieza:** Consiste en la reducción del número de bacterias mediante métodos mecánicos como el uso de cepillos, exposición al chorro de agua, etc., sin necesariamente la alteración de las estructuras bacterianas.
- f) **Bactericida:** Efecto de algunas sustancias químicas que producen la muerte de las bacterias
- g) **Bacteriostático:** Efecto de algunas sustancias químicas que producen la inactivación microbiana, es decir bloquean su capacidad de reproducción sin necesariamente matarlas.

Una vez revisados estos conceptos y como parte relevante del estudio es preciso desarrollar un capítulo específico sobre desinfección.

1.1. DESINFECCIÓN

Como ya se mencionó anteriormente, la desinfección es el procedimiento el cual se puede eliminar, matar, inactivar o inhibir a una gran cantidad de microorganismos, mediante el uso de métodos físicos o químicos (Rodríguez, 2006), a diferencia de la esterilización que consiste en la eliminación completa de los microorganismos incluyendo esporas bacterianas (Negroni, 2009).

1.2. MÉTODOS DE DESINFECCIÓN

1.2.1. Métodos Físicos

Entre los cuales se utilizan la pasteurización, el hervido, el chorro de agua y la radiación ultravioleta, métodos que, por el advenimiento de nuevos productos, hoy por hoy no son confiables ni de uso habitual en los centros hospitalarios (Hoyos, 2014).

- a) **Pasteurización:** Método creado y utilizado por Louis Pasteur, el cual consiste en calentar el agua a más de 70° C por 30 minutos, destruyendo todos los microorganismos con excepción de las esporas bacterianas (Acosta, 2008).
- b) **Hervido:** Este método consiste en hervir el instrumental dentro de un recipiente cerrado durante un tiempo aproximado de 15 a 20 minutos, iniciando la cuenta el momento que el agua rompe el hervor. La desinfección mediante este método se debe a las altas temperaturas del agua, entre 90 y 100°C aproximadamente. Importante recordar que una vez transcurrido este tiempo, el instrumental se debe secar con una toalla esterilizada antes de utilizarlo o almacenarlo. (Acosta, 2008)
- c) **Radiación ultravioleta (UV):** Este método desnaturaliza los ácidos nucleicos de los microorganismos por acción de rayos

ultravioleta (UV). Su uso como desinfectante es controversial debido a la falta de evidencia clínica en la disminución de tasas de infección y por los efectos adversos causados en profesionales expuesto a la radiación (Acosta, 2008)

1.2.2. Métodos Químicos

Es la alternativa de primera elección en caso de no contar con métodos de esterilización o en caso de que el instrumental a usar sea susceptible al daño debido al calor, se usan sustancias químicas las cuales actúan inespecíficamente sobre los microorganismos, para lograr un buen nivel de desinfección; además de escoger una sustancia de alta actividad es imprescindible limpiar todo residuo orgánico del instrumental, ya que este puede interferir con la efectividad de la sustancia. Tras el uso de desinfectantes se recomienda lavar abundantemente el instrumental para evitar reacciones adversas en el paciente y utilizarlo lo más pronto posible (Solé, 2014).

1.3. DESINFECTANTES

Son agentes antimicrobianos empleados únicamente sobre superficies, objetos o medios inertes, algunos capaces de destruir tejidos vivos (Negroni, 2009), los cuales se diferencian de los antibióticos por falta de especificidad y toxicidad selectiva (Denyer, 1998).

Según la *Food and Drugs Administration*, son sustancias química que poseen la capacidad de destruir microorganismos depositados sobre el material inerte en 10 a 15 minutos, deseándose que destruyan todas formas vegetativas de bacterias incluso hongos y virus. (FDA, 2009).

Entre los desinfectantes de uso odontológico más conocidos tenemos el glutaraldehído al 2%, el etanol al 70%, y en los últimos años en el mercado se introdujo un desinfectante a base de Etanol al 95% y Sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% bajo el nombre comercial

de Lysol®, el cual ha ido reemplazando gradualmente al glutaraldehído, al etanol, al hipoclorito, entre otros desinfectantes de superficies.

Para la desinfección del instrumental, la Food and Drugs Administration (FDA, 2005) recomienda como desinfectantes de alto nivel el glutaraldehído, el hipoclorito y el ácido paracético que en largos periodos de tiempo pueden llegar incluso a esterilizar el instrumental.

El glutaraldehído es una sustancia desinfectante de la familia de los aldehídos, efectivo contra bacterias Gram positivas y Gram negativas, bacilos, ácido-alcohol resistentes, hongos y virus, llegando a ser sustancia esterilizante en ciertas condiciones (Negroni 2009). La Food and Drugs Administration (FDA) sugiere el uso de glutaraldehído al 2% durante 15 a 30 minutos para desinfección y entre 7 y 10 horas para esterilización, con una vida media de 14 días (Liébana, 1995) (FDA, 2015) (CDC, 2008).

El Lysol® es un desinfectante a base de etanol y sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95%, derivado del cloruro de benzalconio, de la familia de los amonios cuaternarios, sustancias que rompen la membrana bacteriana, inactivan enzimas y desnaturalizan proteínas de los microorganismos (Negroni, 2009). Al igual que con otros amonios cuaternarios, para el uso de sacarinato de alquildimetilbencilamonio (Lysol®) se recomienda lavado previo de la superficie a desinfectar, ya que este tipo de desinfectantes se inactivan con presencias de restos orgánicos, y según las instrucciones del fabricante, se debe rociar el spray por 3 segundos y dejar que se seque por 10 minutos para desinfección de virus y bacterias, y si va a entrar en contacto con mucosas se recomienda enjuagar el instrumental con abundante agua potable.

1.3.1. Historia de los desinfectantes

Hablar de la historia de los desinfectantes, es hablar de la historia de la humanidad o de la medicina misma, y debemos remontarnos hace 5000 años atrás donde los egipcios (3000 a.C.) usaban ya algunas sustancias ácidas como el vino de palma y el vinagre para limpiar las cavidades abdominales de sus muertos previo al embalsamamiento, y es Celso (100 d.C.), quien retoma esta práctica y recomienda el uso de vinagre en las heridas abdominales. Pero no es hasta el año 800 a.C. donde Homero realiza la referencia más antigua sobre desinfectantes químicos en el Capítulo XII de su libro La Odisea, donde el héroe pide que se quemara los hogares de sus enemigos derrotados con azufre, compuesto que se usaba también cuando existían epidemias de plagas en el primer milenio después de Cristo en Europa (Blancou, 1995).

En el año 980 d.C. en Persia, Avicenna, aunque no habla sobre una sustancia desinfectante, indica en el Libro III de su Canon, que beber el agua evaporada y destilada o al menos hervida era más seguro para la salud.

En el año 1140 d.C. los árabes comienzan a utilizar compuestos a base de mercurio con fines médicos y posteriormente los transmiten a Europa, en donde para el año 1429 d.C. se comienzan a usar contra la sífilis en Italia.

A mediados del siglo XVI, Ambrosio Paré, padre de la cirugía moderna, determinó que las infecciones provenían desde el exterior, por lo cual dio a conocer la importancia de un ambiente quirúrgico estéril, para reducir y evitar la transmisión de enfermedades (Laval, 2010).

En el siglo XVII, Francis Bacon, en su publicación "Natural History", recomienda a desinfección del agua con pequeñas cantidades de ácido sulfúrico para mantenerla fresca. Además por el año 1676, Van Leeuwenhoek ofrece la primera prueba científica de los compuestos ácidos

sobre los animálculos, descubiertos tras observar con un microscopio fabricado por el mismo, la placa de la superficie dental, donde aquellos pequeños objetos móviles cesaban sus actividades tras colocarlos en compuestos ácidos. Aunque 17 años más tarde en 1693, Edmund King en Inglaterra, trata de neutralizar el efecto de los ácidos sobre los animálculos, usando distintas sustancias como el vinagre, la tinta, el vino y la sal, notando que, al aplicar sal, algunos animálculos recuperaban su movimiento (Blancou, 1995).

Joblot, en 1718, demuestra que es posible esterilizar una infusión de heno hirviéndola por 15 minutos y sellando el contenedor, además entre los años 1730 y 1752 se realizaron una serie de decretos a lo largo de Europa distintos protocolos a seguir con los establos, bebederos u objetos que tuvieron contacto con animales con rabia, moquillo u otro tipo de enfermedades, entre los que se incluía lavarlos con soda cáustica, jabón, agua caliente y vinagre (Blancou, 1995).

En el año 1776, Spalanzani demostró científicamente que la “generación espontánea” de microorganismos no era viable si se hervía por una hora el fluido donde habitaban. El padre de la microbiología moderna, Luis Pasteur, aproximadamente por el año 1860, demostró que la fermentación y putrefacción se debía la acción de organismos, y además mediante su famoso experimento también desmintió la generación espontánea, mediante el principio científico “Omne vivum ex vivo” (Todo ser vivo desciende de otro ser vivo), estableciendo así las bases para la Teoría Microbiana de la Enfermedad. (Modelo, 2009). Aproximadamente por esos años. Oliver Wender Holmes y el húngaro Ignaz Semmelweis, notaron el origen infeccioso de la fiebre puerperal y como esta se daba más cuando las parteras de los hospitales no se lavaban las manos, así Semmelweis introduce el protocolo de lavado quirúrgico de las manos con una solución clorada, obligatorio para todo el personal del hospital reduciendo así la mortalidad por infección puerperal un 7% en 2 años. (Rodríguez y cols, 2011) (Laval, 2010) (Blancou, 1995).

Charles Chamberland, aprendiz y ayudante de Pasteur desarrolla la primera esterilizadora de vapor a presión o autoclave en el año 1876 (Skellie, 2010).

Robert Koch, en el año 1877, realiza experimentos en su laboratorio casero e improvisado, donde infecta ratones con suero de animales enfermos, y posteriormente usaba diminutas porciones de sus bazos infectados para introducirlos en gotas de suero estéril y observó como hora tras hora iban formándose bacilos, y cuando estos se hacían largas cadenas identificó unos cuerpos ovalados, los cuales aisló y al colocarlos nuevamente en una gota de suero estéril generaban más bacilos, descubriendo así las esporas bacterianas (Stanier, 2005).

Lister, fiel seguidor de los conceptos de Pasteur, en 1890, desarrolló un método de asepsia y antisepsia usando fenoles para la ropa quirúrgica, el paciente y el instrumental a usar (Rodriguez y cols, 2011) iniciando así la era de los antisépticos y desinfectantes (Tripathi, 2008), y posteriormente, en 1891, Ernst von Bergmann propuso la esterilización del instrumental quirúrgico usando calor (Laval, 2010), que probó ser mejor que la esterilización mediante sustancias químicas en la reducción de cuadros de “sepsis quirúrgica” que generalmente se suscitaban tras una intervención quirúrgica (Stanier, 2005).

1.3.2. Características de un desinfectante ideal

Actualmente no existe un desinfectante ideal o “perfecto” como mencionan Negroni (2009) y Tripathi (2008), ya que debe cumplir los siguientes requisitos para serlo:

- a) Poseer estabilidad y actividad química prolongada
- b) Ser económico
- c) Poseer amplio espectro de acción e incluir esporas
- d) Ser más microbicida que microbioestático.
- e) Requerir tiempo de exposición breve y producir muerte gradual.

- f) Mantenerse estable frente a la presencia de materia orgánica (sangre, pus, exudados)
- g) Tener baja tensión superficial para penetrar fácilmente.
- h) No variar su actividad por cambio de temperatura o pH
- i) No desteñir la ropa
- j) Poseer agradables propiedades organolépticas
- k) No corroer metal, madera o cualquier tipo de superficie donde se utilice
- l) No ser tóxico o irritante de los tejidos vivos
- m) Ser compatible con otros compuestos o cuales pudiesen usarse antes o simultáneamente
- n) Ser biodegradables

1.3.3. Factores que influyen en el nivel de desinfección

Según Negroni (2009), Acosta-Gnass (2014) y Liébana (2002), existe ciertos factores que van a influir en la actividad desinfectante de las sustancias químicas, entre ellas tenemos:

a) Cantidad y ubicación de los microorganismos:

Mientras mayor es la carga bacteriana, mayor es el tiempo que requiere el agente desinfectante, es por eso que se debe realizar un buen lavado antes de la desinfección (Negroni, 2009). El tiempo de exposición es directamente proporcional a la carga bacteriana inicial (Acosta-Gnass, 2014).

b) Resistencia de los microorganismos al agente químico:

Depende del tipo de microorganismo, ya que la estructura de las bacterias no es similar a la de hongos o virus, y también depende del mecanismo de acción de los desinfectantes y como estos actúan en las distintas estructuras de los microorganismos (Negroni, 2009) (Acosta-Gnass, 2014).

c) Concentración de los agentes:

Se refiere a la potencia de cada uno de los agentes para producir la desinfección, estas concentraciones varían según el agente y a su capacidad deletérea sobre el instrumental (Negroni, 2009).

d) Factores físicos y químicos:

Algunos desinfectantes tienen mayor actividad a temperatura ambiente, mientras que otros suelen activarse con calor. De igual forma el pH del medio puede inactivar a los agentes desinfectantes, es recomendado un pH entre 6 a 8 (Negroni, 2009) (Acosta-Gnass, 2014) (Liébana, 2009).

e) Duración de la exposición:

Los microorganismos no mueren de forma instantánea ni simultánea frente a la exposición al desinfectante, el agente debe permanecer en contacto un tiempo mínimo para lograr el efecto deseado (Negroni, 2009)

1.4. CLASIFICACION DEL INSTRUMENTAL SEGÚN SU RIESGO.

Favero, siguiendo la clasificación de Spaulding, adapta ésta para clasificar el riesgo del instrumental y superficies odontológicas (Melendez, 2012), agrupándolos en 3 tipos según el riesgo de transmisión de infecciones como sugiere la American Dental Association (ADA), (ADA, 2014) (CDC, 2008).

1.4.1. Instrumental crítico.

Corresponde a los que penetran membranas, hueso o están en contacto con fluidos corporales estériles como la sangre, por ejemplo, fórceps y elevadores dentales, decoladores de tejidos, fresas quirúrgicas y para colocación de implantes e instrumental endodóntico utilizado en biopulpectomías.

Estos instrumentos deben ser esterilizados en autoclave antes de cada uso o ser desechables. Deben ser utilizados inmediatamente a la esterilización o ser empaquetados y guardados en fundas de esterilización en buen estado hasta su uso, siendo necesario re-esterilizarlos en caso de daño del empaque o funda donde se almacena (ADA, 2012)

1.4.2. Instrumental semi-crítico

Corresponde a los que en contacto con mucosas, por ejemplo: espejos bucales, instrumentos para restauraciones, pinzas algodoneras, exploradores dentales, cubetas para impresión, etc.

Se recomienda su esterilización entre pacientes, y si la esterilización no es posible utilizarlos con una barrera, o desinfectados con un agente químico de alto nivel. (ADA, 2012)

1.4.3. Instrumental no crítico

Corresponde a los que entran en contacto con piel intacta y requieren una desinfección de nivel intermedia o baja.

1.5. CLASIFICACION DE LOS DESINFECTANTES POR SU NIVEL DE ACTIVIDAD

Murray (2014), clasifica los desinfectantes según su eficacia frente a los organismos, pudiendo ser estos de alto, medio o bajo nivel.

1.5.1. Desinfectantes de alto nivel.

Eliminarán la mayoría de microorganismos, incluyendo algunos tipos de esporas bacterianas (Rutala, 1996), se van a emplear principalmente en instrumentos críticos u objetos invasivos los cuales por sus características no pueden ser esterilizados, por ejemplo: endoscopios, instrumentos quirúrgicos con plástico. Dentro de estos desinfectantes tenemos el calor húmedo, glutaraldehído, ácido paracético y compuestos clorados; algunos de ellos incluso llegando a alcanzar niveles cercanos a la esterilización (Murray, 2014).

f) Glutaraldehído

Es una sustancia, derivada de los aldehídos, eficaz contra bacterias Gram +, Gram -, virus y hongos, llegando a ser esporicida en sus presentaciones de pH alcalino. Es poco corrosivo para el instrumental pero irritante de piel y mucosas (Negroni, 2009).

g) Ácido paracético

Desinfectante con gran potencial oxidante, con buen espectro de acción y resistente a la catalasa de algunos microorganismos, posee pH ácido y se inactiva con temperaturas superiores a los 40°C (Kyanko, Russo, Fernández, & Pose, 2010)

h) Compuestos clorados

Entre ellos el representante es el hipoclorito de sodio, el cual se encuentra en forma líquida, efectivo contra microorganismos Gram +, Gram -, virus, y en altas concentraciones hasta esporas, se inactiva con altas temperaturas y exposición a la luz solar (Negróni, 2009).

1.5.2. Desinfectantes de nivel medio

Estos inactivarán *Mycobacterium tuberculosis*, eliminará la mayoría de bacterias, hongos y virus pero no esporas (Rutala, 1996) y se usarán en instrumental semi-crítico, en el cual es poco probable que se contaminen por bacterias muy resistentes o esporas, dentro de este grupo tenemos los compuestos fenólicos, alcoholes y compuestos con yodo (Murray, 2014).

i) Compuestos fenólicos

Estos compuestos se encargan principalmente de la degeneración de membranas y la desnaturalización de proteínas y nucleoproteínas, ahora se utilizan como base para medir la eficacia de otros compuestos (índice fenólico). Son muy estables frente a materia orgánica pero poseen efectos neurotóxicos (Liébana, 2002)

j) Alcoholes

Representados por el etanol y el alcohol isopropílico, son sustancias muy solubles en agua con capacidad bactericida y en altas concentraciones bacteriostático, buen espectro de acción pero no destruyen esporas bacterianas (Negróni, 2009)

k) Yodóforos

Derivados de los alcoholes yodados, constan de yodo y una molécula orgánica, lo que le hace tolerable para la piel y mucosas,

siendo muy estable frente a tejido orgánico, su principal representante es la povidona yodada, ampliamente usado en odontología para la preparación del área quirúrgica (Liébana, 2002).

1.5.3. Desinfectantes de nivel bajo,

Estos eliminará múltiples bacterias, pero solamente ciertos hongos y virus (Rutala, 1996), usados en instrumental no crítico, como manguitos de presión, estetoscopios, ya que no entrarán en contacto o atravesarán mucosas. Aquí encontramos los compuestos de amonio cuaternario (Murray, 2014).

l) Derivados de los amonios cuaternarios

También conocidos como detergentes catiónicos, son derivados del cloruro de benzalconio, el cual poseía baja toxicidad y buena acción desinfectante. Son capaces de romper membranas bacterianas y desnaturaliza proteínas, buen fungicida y virucida, más es mal esporicida y tuberculicida (Negroni, 2009)

1.6. MICROFLORA BUCAL EN SALUD Y ENFERMEDAD

La boca, al igual que otros sitios del cuerpo humano, posee una microflora natural, ya que ofrece entrada a virus y bacterias del medio ambiente, por lo tanto, es uno de los hábitats más densamente poblados del cuerpo humano, conteniendo aproximadamente 6 mil millones de bacterias y potencialmente 35 veces más de virus (Edlund. 2015), con una composición característica y en relación armoniosa con el huésped en el estado de salud. Pero es en la boca donde esta “relación armoniosa” se rompe más comúnmente que en otras partes del cuerpo debido a cambios exógenos, por tratamientos antibióticos o consumo de carbohidratos fermentantes, o a cambios endógenos como alteraciones en las defensas del huésped. (Marsh, 2011).

1.6.1. Naturaleza de la flora microbiana

La microflora bucal es sumamente amplia y compleja, En la cavidad bucal se han logrado identificar 700 especies diferentes de bacterias (Paster et al, 2006). Pero solamente entre 20 a 30 de estas especies se les considera residentes, propias o innatas de la cavidad bucal, mientras que el resto son transitorias, ya que generalmente la boca no ofrece las condiciones adecuadas para una permanencia prolongada (Liébana, 2009) (Burnett, 1986).

Tabla 1: MICROFLORA ORAL NORMAL	
Cocos Gram +	Amplio predominio de los estreptococos, especialmente los del grupo viridans. En menor proporción se encuentra: Staphylococcus spp., Enterococcus spp., y anaerobios como Peptostreptococcus spp.
Cocos Gram -	Aerobios como la Neisseria y anaerobios como la Veillonella
Bacilos Gram +	Destacan especies del género Actinomyces y Lactobacillus
Bacilos Gram -	Entre los anaerobios facultativos tenemos Aggregatibacter Actinomycescomitans, Capnocytophaga spp., y algunas especies de Camilobacter Entre los anaerobios estrictos tenemos Porphyromonas spp., y Fusobacterium spp.
Otros	Treponemas, Candida spp., y Mycoplasma spp.

Tabla 1: Microflora Oral Normal

Fuente: (Liébana, 2004, p. 523)

El útero, es un hábitat estéril en donde se encuentra el feto libre de gérmenes, y es durante el nacimiento donde se realiza la primera inoculación del niño con la flora normal del tracto genital de la madre (Burnett. 1986), a pesar de que en últimos estudios, en

condiciones normales se ha aislado *Fusobacterium nucleatum* en el líquido amniótico (Sampaio-Maia, 2014). Torres Alipi y colaboradores, en 1990, encontraron que en los recién nacidos obtenidos por cesárea no hubo relación entre los microorganismos presentes en líquido amniótico y en la cavidad oral del recién nacido (Torres et al, 1990), a diferencia de los neonatos obtenidos por vía vaginal, donde se encontró una relación directa entre los microorganismos de la cavidad oral del neonato y de la flora vaginal maternal, apoyando la hipótesis que, al nacimiento, las bacterias colonizantes de la cavidad oral provienen de la contaminación con la cavidad vaginal maternal (Torres et al, 1990).

Aproximadamente 8 horas después del nacimiento, existe un rápido incremento de microorganismos, compuesta principalmente por estreptococos, lactobacilos, estafilococos, enterococos, veillonela y neumococos, pero esta composición presentará bastante variación en los primeros días de vida (Burnett, 1986), a excepción del *Streptococcus salivarius* que se encuentra en casi todos los estadios del niño debido a su capacidad de adhesión a las células epiteliales (Sampaio-Maia, 2014)

Junto al crecimiento del niño, la evolución de la microbiota bucal continua, y a los 5 meses de edad, el niño ya presenta una composición diferente a la microbiota de su madre, siendo atribuido a la exposición al medio del niño, comida diferente, objetos, otras personas, animales, etc. Ese en esta etapa que los niños presentan menos cantidad de microorganismos orales, pero presentan mayor diversidad de los mismos (Cephas et al., 2011)

Otros cambios importantes en la microflora bucal ocurren con la erupción del primer diente, ya que al existir otro tipo de superficie, en este caso una superficie sólida, otros grupos de bacterias comienzan a predominar en la cavidad bucal entre ellas streptococos, lactobacilus y actimoyces (van Houte,1994). En la adolescencia, con

los cambios hormonales, el consumo de drogas sociales, el uso de aparatología ortodóntica, la presencia de biomateriales dentales etc. también varía la flora bucal, con el aumento de bacterias anaerobias Gram negativas y espiroquetas (Sampaio-Maia, 2014).

1.6.2. Microflora en la salud

En estado de salud, existe un equilibrio constante entre la cavidad bucal y la microflora, es con la variación de los hábitos de la persona o alteraciones sistémicas cuando este equilibrio se rompe y trae consigo patologías de etiología bacteriana principalmente (Marsh, 2011).

En los últimos años se ha descrito un papel importante de la microflora bucal en el ciclo endosalival del nitrato, en donde los nitratos de los vegetales son descompuestos en nitritos por bacterias orales como *Actinomyces* y *Veillonelas* (Doel et al, 2004), haciendo que estos nitratos sean aprovechados por el aparato digestivo aumentando la salud en general estimulando el sistema circulatorio (Takahashi, 2015) y pudiendo, según Doel y colaboradores (2004), prevenir las caries.

1.6.3. Microflora en enfermedad

Las bacterias con la capacidad de producir enfermedades se conocen como “patógenos oportunistas” y muchos de los microorganismos bucales tienen la capacidad de comportarse como tal. Las manifestaciones clínicas más comunes de dichos desequilibrios son la caries dental y la enfermedad periodontal (Marsh, 2011) que están entre las infecciones bacterianas más comunes en los seres humanos (Cruz, 2017)

Se ha sugerido una relación directa entre una mala higiene bucal y el incremento del riesgo de cáncer bucal por consumo de alcohol debido a la capacidad de algunas bacterias orales de reducir el etanol de las bebidas alcohólicas, gracias a una enzima alcohol-

deshidrogenasa bacteriana, en acetaldehídos, un compuesto carcinogénico (Homann et al. 2001).

1.7. GLUTFAR (Glutaraldehído al 2%)

Es un producto desinfectante de alto nivel de la casa comercial EUFAR S.A., es un líquido que contiene 2% de glutaraldehído junto con un anticorrosivo (Eufar S.A., 2003.). Este producto se recomienda para la desinfección de alto nivel de:

- Instrumental odontológico tales como: pinzas, bisturí, porta agujas, retractores, separadores, exploradores, tijeras, cubetas plásticas, prótesis dentales y afines etc. (Eufar S.A., 2003).

1.7.1. Identificación del producto

El producto se identifica como “GLUTFAR Plus HDL”, comercializado por la casa EUFAR S.A., la cual viene en presentaciones de 500ml, 1 litro, 1 galón y 5 litros, y acompañado de un activador que alcaliniza el pH para una acción desinfectante más potente (Eufar S.A., s.f.).

1.7.2. Composición

Este desinfectante contiene como ingrediente activo Glutaraldehído al 2%, además posee varias sustancias auxiliares como agentes bufferizadores para potencialización del producto, agentes antioxidantes y fragancia a limón (Eufar S.A., 2003).

1.7.3. Identificación de riesgos

El GLUTFAR es tóxico en caso de ser ingerido o inhalado, moderadamente irritante si entra en contacto con la piel y severa irritación en contacto con ojos y mucosas. Debido a eso se recomienda el uso de elementos de protección para su manipulación, y el lavado

con abundante agua en caso de contacto con ojos y mucosas (Eufar S.A., 2017).

Tabla 2: Medidas de Primeros Auxilios	
Inhalación:	Trasladar al paciente a un sitio abierto. En caso de persistencia de los síntomas, brindar atención médica.
Ingestión:	Enjuagar la boca. No inducir el vómito, ni realizar lavado gástrico. Brindar atención médica
Contacto con la piel:	Retirar la ropa y calzado contaminado. Lavar inmediatamente, si los síntomas persisten brindar atención médica.
Contacto con mucosas:	Enjuagar. Levantar y separar los párpados, para asegurar la remoción del producto. Consultar al oftalmólogo.

Tabla 2: Medidas de Primeros Auxilios del Glutfar Plus HLD

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Glutfar Plus HLD (Eufar S.A., 2017)

1.7.4. Manejo y almacenamiento

Lo fabricantes recomiendan uso de barreras tales como guantes mascarilla y gafas en caso de exposición laboral. Además, se recomienda mantenerlo fuera del alcance de los niños y lejos de la exposición directa de la luz solar (Eufar S.A., 2017).

Tabla 3: Manejo y Almacenamiento de Glutfar Plus HLD	
Manejo	Almacenamiento
<ul style="list-style-type: none"> • Seguir las indicaciones del fabricante. • Realizar los procesos de desinfección en recipientes tapados. • Usar en áreas ventiladas. • Evitar el contacto con ropa, piel, ojos y mucosas. • No ingerir. • Utilizar equipo de protección personal. 	<ul style="list-style-type: none"> • Manténgase bien tapado, a temperatura inferior de 30°C, protegido de la luz y lejos del alcance de los niños. • No almacenar cerca de alimentos. · No refrigerar.

Tabla 3: Manejo y Almacenamiento de Glutfar Plus HLD

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Glutfar Plus HLD (Eufar S.A., 2017)

1.7.5. Protección frente a exposición

El GLUTFAR es un producto químico que puede irritar piel y mucosas por lo cual se recomiendan ciertas medidas de control y protección especial al personal expuesto (Eufar S.A., 2017) tales como:

- a) **Protección respiratoria:** Utilizar el producto en áreas ventiladas y usar filtros para vapores orgánicos.
- b) **Protección de la piel:** Usar guantes de nitrilo.
- c) **Protección de los ojos:** Usar gafas de seguridad o protector facial.
- d) Si existe riesgo de derrame, usar delantal y calzado impermeable.
- e) Lavar las manos después del uso.

f) No comer, beber, ni fumar durante el uso. (Eufar S.A., 2017)

1.7.6. Propiedades físico químicas

Las propiedades físico-químicas más importantes están descritas en la Tabla 4: Propiedades Físico-Químicas del Glutfar Plus HLD

Tabla 4: Propiedades Físico-Químicas del Glutfar Plus HLD	
Aspecto	Líquido transparente. Al activarse presenta un color azul claro.
pH	Sin activar 3.5 a 5.5, Activado 7.5 a 8.5.
Olor	Olor característico a limón.

Tabla 4: Propiedades Físico-Químicas del Glutfar Plus HLD

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Glutfar Plus HLD (Eufar S.A., 2017)

1.7.7. Información toxicológica

El GLUTFAR y sus componentes pueden resultar tóxicos para el consumidor (Eufar S.A., 2017), las cuales se pueden resumir en las siguientes:

- a) Inhalación: Irritantes.
- b) Ingestión: Irritantes y tóxicos.
- c) Contacto con la piel: Moderadamente irritantes, según cantidad y tiempo de exposición.
- d) Contacto con los ojos: Causan irritación ocular.

1.7.8. Información ecológica

El fabricante asegura que el GLUTFAR posee productos biodegradables que no se incorporan al suelo ni a acuíferos, además, Los envases vacíos limpios pueden ser reciclados.

1.7.9. Actividad ante microorganismos

En la Tabla 5 se puede apreciar la actividad frente a los distintos microorganismos en relación al tiempo de exposición:

Tabla 5: Actividad de Glutfar ante microorganismos		
Actividad	Microorganismos	Tiempo
Bactericida	<i>S. aureus</i> <i>C. difficile</i> <i>P. aeruginosa</i> <i>E. coli</i>	5 - 20 min
Fungicida	<i>Candida Albicans</i>	20 min
Virucida	<i>Adenovirus tipo 5</i>	15 min
Tuberculicida	<i>Mycobacterium terrae</i>	20 min
Esporicida	<i>Bacillus cereus</i> <i>Bacillus subtilis</i>	20 min

Tabla 5: Actividad de Glutfar ante microorganismos

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Glutfar Plus HLD (Eufar S.A., 2003)

1.8. LYSOL® (Sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95%)

Es un producto desinfectante de la casa comercial Reckitt Benckiser, utilizado en la limpieza de superficies, el cual está compuesto por varias sustancias químicas pero su principio activo es el n-alquil dimetil bencil cloruro de amonio y etanol que se encuentran en mayor porcentaje (Reckitt Benckiser, 2010).

1.8.1. Identificación del producto

El producto es conocido como “Lysol® Aerosol Desinfectante de Superficies”, comercializado por Reckitt Benckiser, viene en dos presentaciones, una 354g y la otra de 475, ambas en aerosol (Reckitt Benckiser, 2010).

1.8.2. Composición

Este desinfectante contiene varias sustancias entre sus componentes con predominio del etanol y el n-alquil dimetil bencil cloruro de amonio como compuestos activos (Reckitt Benckiser, 2010), pero a más de eso posee otros compuestos adicionales que podemos apreciar en la siguiente tabla (Tabla 6: Composición del Lysol®):

Tabla 6: Composición del Lysol®	
Ingrediente	Porcentaje
Etanol	40 – 60%
n-alquil dimetil bencil cloruro de amonio	30 – 40%
Butano	1 – 5%
Propano	1 – 5%

Tabla 6: Composición del Lysol®

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Lysol® (Reckitt Benckiser, 2010)

1.8.3. Identificación de riesgos

Como es normativa de la National Fire Protection Association (NFPA), informa que el riesgo para la salud es ligero, su inflamabilidad es seria, posee mínimos riesgos físicos y requiere mínima protección personal (Reckitt Benckiser, 2010).

Debido a su alta inflamabilidad, se debe mantener fuera del fuego, el recipiente no debe ser perforado, en caso de contacto con piel, ojos, se recomienda lavarse con abundante agua y jabón (Reckitt Benckiser, 2010). Los distintos riesgos que posee se describen en la Tabla 7.

Tabla 7: Efectos potenciales para la salud del Lysol®	
Vías de exposición	Efectos potenciales a corto plazo para la salud
Ojos	Ojos, contacto con la piel, inhalación, ingestión. Provoca moderada irritación ocular.
Piel	No existe ninguno durante condiciones normales de uso.
Inhalación	Mareos, somnolencia, náuseas y vómitos por exposición a concentraciones de vapor excesivamente altas.
Ingestión	La ingestión de pequeñas cantidades no producirá, por lo general, ningún efecto adverso de importancia.
Órganos establecidos	Sangre. Ojos. Hígado. Sistema respiratorio. Piel.
Efectos crónicos	No se esperan efectos crónicos sobre las saludes relacionadas con el producto terminado.
Signos y síntomas	Los síntomas pueden incluir enrojecimiento, edema, sequedad y agrietamiento de la piel. Los síntomas por sobreexposición pueden ser dolor de cabeza, vértigo, cansancio, náuseas y vómitos.

Tabla 7: Efectos potenciales para la salud del Lysol®

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Lysol® (Reckitt Benckiser, 2010)

1.8.4. Manipulación y almacenamiento

Lo fabricantes recomiendan uso de guantes mascarilla y gafas en caso de exposición ocupacional, caso contrario se puede usar sin barreras. En cuanto al almacenamiento recomienda mantenerlo lejos del alcance de los niños y del calor. (Reckitt Benckiser, 2010).

1.8.5. Protección frente a exposición

El Lysol® es un producto químico que puede irritar piel y mucosas por lo cual se recomienda tomar ciertas medidas de control y protección especial (Reckitt Benckiser, 2010). (Tabla 8)

Tabla 8: Protección frente a exposición del Lysol®	
Medidas para reducir la exposición	Evitar el contacto con ojos, piel y ropa, después de su uso lavar las manos con abundante agua y jabón, durante su uso no beber, comer o fumar, mientras utilice el producto
Equipo de protección	No se requiere equipos de protección en caso de uso normal
Protección respiratoria	Evitar la inhalación de gases y vapores producidos por el producto.
Guantes de protección	Evite el contacto con la piel, en caso de piel sensible usar guantes de goma y evitar la exposición prolongada.
Protección de la vista	Evitar el contacto con los ojos y en caso de accidente con el producto usar protección para toda la cara.
Ventilación	Asegurarse que existe ventilación adecuada.

Tabla 8: Protección frente a exposición del Lysol®

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Lysol® (Reckitt Benckiser, 2010)

1.8.6. Propiedades físico químicas

El conocimiento de las propiedades físico-químicas del Lysol® permiten manipular el producto bajo los parámetros correctos y evitar condiciones desfavorables que podrían comprometer la integridad física del operador (Reckitt Benckiser, 2010). (Tabla 9)

Tabla 9: Propiedades Físico Químicas del Lysol®	
Aspecto	Aerosol
Color	Claro, transparente
Estado físico	Gas
pH	10
Presión de vapor	95 - 105 psi
Solubilidad (H2O)	Completa

Tabla 9: Propiedades Físico Químicas del Lysol®

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Lysol® (Reckitt Benckiser, 2010)

1.8.7. Información toxicológica

El desinfectante Lysol® tiene en su composición elementos químicos los cuales pueden ser tóxicos para el consumidor creando los efectos descritos en la Tabla 10

Tabla 10: Información toxicológica del Lysol®	
Ojos	Irritación ocular
Piel	No se espera efectos
Inhalación	Puede experimentar vomito mareos, somnolencia etc.
Ingestión	No
Efectos crónicos	No
Carcinogenicidad	No

Mutagenicidad	No
Teratogenicidad	No

Tabla 10: Información toxicológica del Lysol®

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Lysol® (Reckitt Benckiser, 2010)

1.8.8. Información ecológica

Al ser un producto finito y en aerosol, es preciso conocer como actúa y afecta el ambiente (Tabla 11).

Tabla 11: Información ecológica del Lysol®	
Efecto ecotoxicológico	<i>Los componentes de este producto tienen preocupación ambiental potencial.</i>
Persistencia y degradabilidad	<i>Producto biodegradable.</i>
Inestabilidad	<i>Puede explotar el envase a altas temperaturas.</i>

Tabla 11: Información ecológica del Lysol®

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Lysol® (Reckitt Benckiser, 2010)

1.8.9. Actividad ante microorganismos

El Lysol® actúa destruyendo diferentes tipos de microorganismos (bacterias, hongos, virus) según su tiempo de exposición (Reckitt Benckiser, 2010). (Tabla 12)

Tabla 12: Actividad ante microorganismos del Lysol®		
Tiempo	Microorganismo	
30 segundos	Influenza aviar, Campylobacter jejuni, Cytomegalovirus, Hepatitis B, Herpes simplex tipo 1 y 2, VIH, Influenza virus A y B, Rinovirus	
5 minutos	Enterobacter, Enterococo fecalis, Echerichia coli, Pseudomona auruginosa, Staphilococcus aureus	
10 minutos	Bacterias	Corinebacterium difteriae, Klesbsiella pneumoniae, Staphylococcus aureus, Pseudomona putida, Salmonella entérica, Staphylococcus epidermidis, pyogenes, salivarius
	Hongos	Aspergillus niger, Candida albicans, Fusarium solani, Penicillium chrysogenum
	Virus	Hepatitis A, Poliovirus tipo 1

Tabla 12: Actividad ante microorganismos del Lysol®

Fuente: Adaptado de Ficha Técnica de Lysol® (Reckitt Benckiser, 2010)

II. METODOLOGÍA

2.1. TIPO DE ESTUDIO:

Estudio experimental, comparativo, in vitro de corte transversal y al azar

2.2. POBLACIÓN:

La población estuvo conformada por espejos bucales y sindesmótomos utilizados en la clínica de especialidades odontológicas de la Universidad Internacional del Ecuador.

2.3. MUESTRA:

Debido a que se trata de un universo, homogéneo, infinito, la muestra fue estimada mediante la fórmula estadística de muestra infinita:

$$n = \frac{pqz^2}{e^2}$$

Dónde:

p: 5% = 0.05 (probabilidad de ocurrencia del evento).

q: 1 - p = 95% o 0.95

z: 95% (1.96) = nivel de confianza

e: 6% = 0.06 error máximo

Reemplazando:

$$n = \frac{(0.05)(0.95)(1.96)^2}{(0.06)^2}$$

$$n = 52$$

Una muestra aleatoria de 52 cultivos es suficiente para estimar, con una confianza del 95% y una precisión de +/- 6 unidades porcentuales, un porcentaje poblacional que previsiblemente será de alrededor del 50%. (GRANMO, 2012)

2.4. CRITERIOS DE INCLUSIÓN

- a) Espejos y sindesmótomos esterilizados.
- b) Espejos y sindesmótomos utilizados en la atención a pacientes en la clínica de especialidades odontológicas

2.5. CRITERIOS DE EXCLUSIÓN

- a) Espejos bucales y sindesmótomos que no se encuentren estériles previo a la atención

2.6. OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES:

VARIABLE	COD.	TIPO	DEFINICIÓN	CATEGORIAS	INDICADOR
Muestra	id	Ordinal	Código numérico único asignado a cada muestra		
Desinfectante	desinf	Cualitativa nominal	Sustancia desinfectante usada para reducir la carga bacteriana	1. Lysol	
				2. Glutaraldehído	
				3. Control	
Instrumental	instru	Cualitativa	Instrumental usado en actividades extramurales	1. Crítico 2. Semi-Crítico	
Carga bacteriana inicial	cbac_in	Cuantitativa continua	Recuento bacteriano previo a la desinfección		Unidades Formadoras de Colonias (UFC)
Carga bacteriana final	Cbac_fi	Cuantitativa continua	Recuento bacteriano posterior a la desinfección		Unidades Formadoras de Colonias (UFC)
Proporción de Reducción	reduc	Cualitativa continua	Porcentaje de reducción expresado en proporción		Número decimal entre 0 y 1

Tabla 13: Operacionalización de las Variables

2.7. PROCEDIMIENTOS Y TECNICAS

2.7.1. Prueba Piloto

Se realizó una prueba piloto en el Laboratorio de Microbiología y Embriología de la Facultad de Ciencias Médicas, de la Salud y de la Vida de la Universidad internacional del Ecuador, en el cual se utilizaron 20 espejos, de los cuales 10 se desinfectaron con glutaraldehído al 2% y los otros 10 con sacarinato de alquildimetilbenzilamonio al 95% (Lysol®), Con esta prueba piloto se determinó cómo se realizarían algunos procedimientos, los materiales que se usarían, los tiempos de trabajo y exposición para estandarizarlos y controlar ciertas variables que podrían influir en la investigación.

Con los resultados de la prueba piloto se determinó que: El medio de transporte sea el tioglicolato, no se realizará lavado previo a la desinfección, el tiempo de contacto entre el instrumental y el medio de transporte debe ser mínimo 10 minutos, el número de diluciones para el cultivo del instrumental previo a la desinfección será de 2 y 3, el número de diluciones para el cultivo del instrumental posterior a la desinfección será 0 y 1 y el tiempo de incubación de los cultivos será de 48 horas. Un hallazgo importante fue que la efectividad del Lysol® cuando se aplica inmediatamente y se retira con gasa es menor al 10%

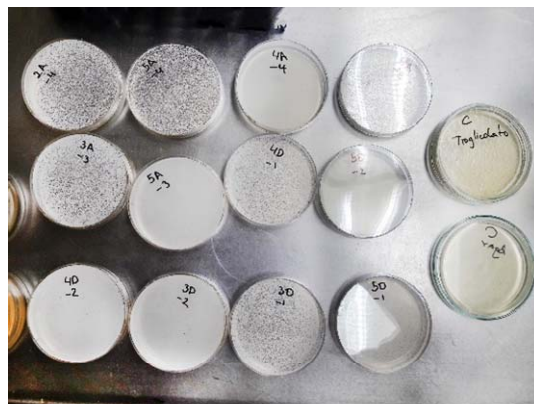


Ilustración 1: Cultivos de la prueba piloto con glutaraldehído al 2%

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero.

2.7.2. Esterilización e identificación del instrumental

Se utilizó espejos bucales #5 y sindesmótomos nuevos, los cuales fueron lavados, secados y empacados en fundas de esterilizar. Se los esterilizó mediante calor húmedo a 121 grados a 1 atmosfera de presión por 20 minutos en la autoclave de la Clínica de Especialidades Odontológicas antes de su uso.



Ilustración 2: Instrumental empaquetado.

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

Cada funda con el instrumental se le asignó un número ordinario ascendente empezando por el uno, el cual correspondería al número de muestra.

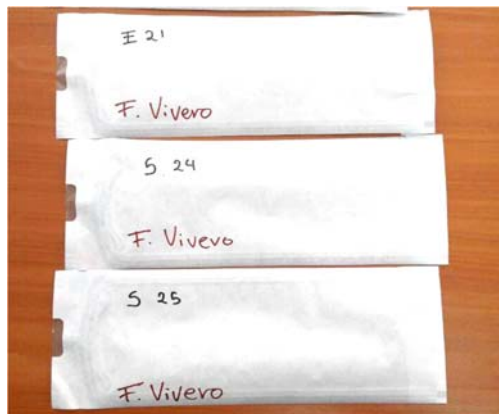


Ilustración 3: Etiquetado del instrumental

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero.

2.7.3. Recolección de muestras

Se distribuyeron las fundas de esterilización con espejos a los estudiantes que realizarían procedimientos de operatoria y/o rehabilitación y sindesmótomos a los estudiantes que realizarían procedimientos quirúrgicos tipo exodoncias/cirugía periodontal

Se indicó a cada compañero que se evite limpiar o lavar el instrumental y que tras su uso se llame al estudiante encargado para la toma de muestras.

Cada instrumento se colocó en el recipiente correspondiente durante 10 minutos. Los espejos se colocaron en Erlenmeyers con 100ml de tioglicolato estéril y los sindesmótomos en tubos de ensayo con 10ml de tioglicolato.

Una vez transcurridos los 10 minutos se etiqueta el material de vidrio, se retira el instrumental y pasa a la fase de desinfección.



Ilustración 4: Toma de muestra previo a la desinfección

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero.

2.7.4. Desinfección

Una vez retirado el instrumental (espejo o sindesmótomo) se lo distribuyó al azar al método de desinfección.

22 espejos y 20 sindesmótomos fueron sometidos a desinfección mediante inmersión en glutaraldehído al 2% (Glutfar®) por 10 minutos.

20 espejos fueron colocados en una base de acrílico y se les aplicó sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) durante 3 segundos y se dejó secar por 10 minutos.

20 sindesmótomos se los colocó en una riñonera estéril y se les aplicó sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) por 3 segundos y se dejó secar por 10 minutos.



Ilustración 5: Desinfección del instrumental

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero.

Después de 10 minutos de desinfección, se retira los espejos y se los coloca en Erlenmeyers con 10ml de tioglicolato, también se retiran los sindesmótomos y se los coloca en tubos de ensayo con 10ml de tioglicolato.

Transcurridos los 10 minutos, se etiqueta el material de vidrio, se retira el instrumental, se almacena la muestra y se la transportará al laboratorio.

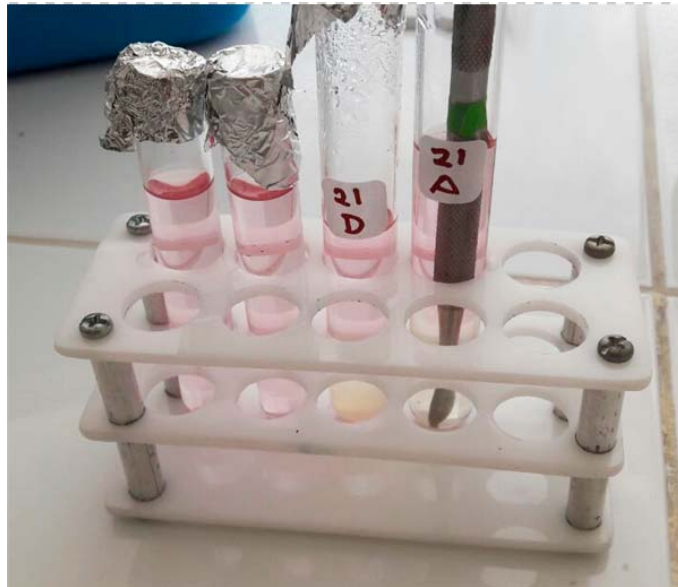


Ilustración 6: Muestra pre y post desinfección etiquetada.

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

2.7.5. Transporte de las Muestras

Después de tomar las muestras pre y post desinfección del instrumental son almacenadas dentro de un contenedor plástico (cooler) con gel refrigerante cerrada herméticamente a una temperatura de 10 °C

Se transporta las muestras al Laboratorio de Microbiología y Embriología de la Facultad de Ciencias Médicas, de la Salud y de la Vida de la Universidad internacional del Ecuador.



Ilustración 7: Cooler y gel refrigerante para transporte de las muestras

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

2.7.6. Diluciones

Una vez que las muestras han llegado a laboratorio se procede a realizar las diluciones correspondientes para cada muestra



Ilustración 8: Tubos de ensayo listos para las diluciones

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

Para realizar la dilución se debe utilizar una pipeta plástica desechable y se procedió a tomar un mililitro de tioglicolato del tubo de ensayo o del Erlenmeyer y se transporta a uno de los tubos de ensayo con 9 ML de tioglicolato se homogeniza la muestra y se repite el proceso para alcanzar el número necesario de diluciones.

Para las muestras del instrumental previo a la desinfección se realizaron 3 diluciones con cultivo de la segunda y la tercera dilución.

Para las muestras del instrumental desinfectado se realizó 1 dilución con cultivo de ésta y de la muestra

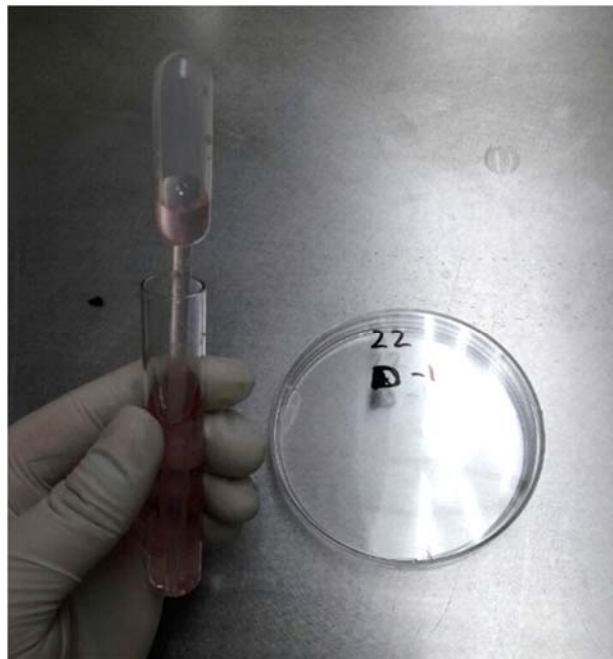


Ilustración 9: Dilución de la muestra con pipeta de plástico

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

Una vez realizadas las diluciones necesarias se etiqueto cada tubo de ensayo con la inicial A para antes y D para después de la desinfección.

Con una pipeta plástica nueva se tomó un mililitro de la dilución correspondiente y se colocó en cajas Petri plástica.

Con la muestra en la caja Petri, se agita levemente para distribuir la muestra la superficie de la caja, se cubre y etiqueta.

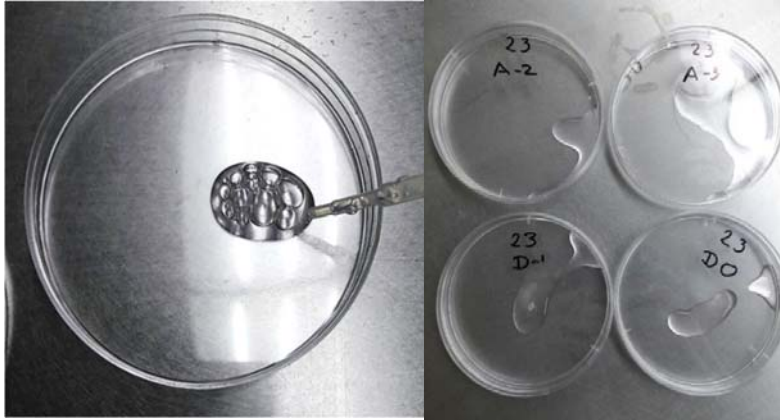


Ilustración 10: Colocación de muestras diluidas en caja Petri

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

2.7.7. Preparación del medio de cultivo, siembra e incubación.

El medio de cultivo elegido fue el Agar Sangre Base sin sangre, para prepararlo se colocó 20 mg de polvo de agar base sangre en 500ml de agua destilada, se la hizo hervir por 15 minutos y finalmente se puso a esterilizar en autoclave a 121°C, 1 atm. De presión durante 15 minutos.



Ilustración 11: Agar base sangre, agua destilada y tioglicolato

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

Una vez estéril esperamos que se enfríe a unos 40 a 50°C y colocamos en cada caja Petri etiquetada y con la muestra. Se debe esperar a que el agar base se enfríe y gelifique completamente.



Ilustración 12: Colocación de Agar base sangre en cajas petri con muestras

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero.

Con el agar base ya gelificado, llevamos los cultivos a la estufa donde se incubaron durante 48 horas 37°C (grados centígrados).



Ilustración 13: Estufa a 37° Centígrados

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

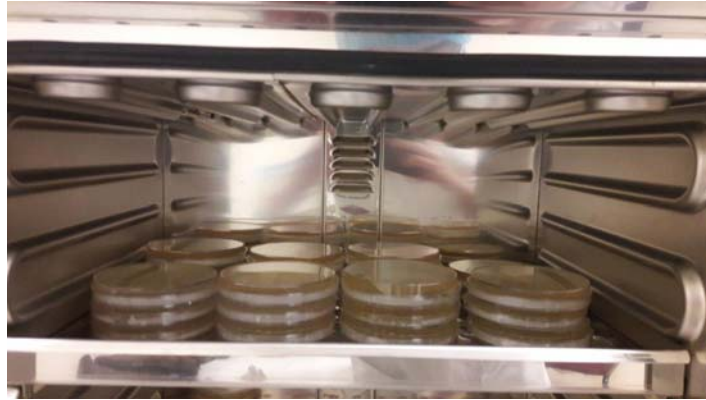


Ilustración 14: Cajas petri tras 48 horas en estufa

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

2.7.8. Conteo de colonias y análisis de la información.

Transcurridas las 48 horas se retira las muestras de la estufa y se procede al conteo. Para el cual se coloca cada caja Petri sobre un fondo negro mate y con un marcador se pinta y cuenta cada ufc (unidad formadora de colonia) y se escribió la cantidad en el instrumento de registro (véase Anexos) para la posterior obtención del promedio de ufc según las normas internacionales de cultivo y conteo de microorganismos (Camacho et al., 2009).

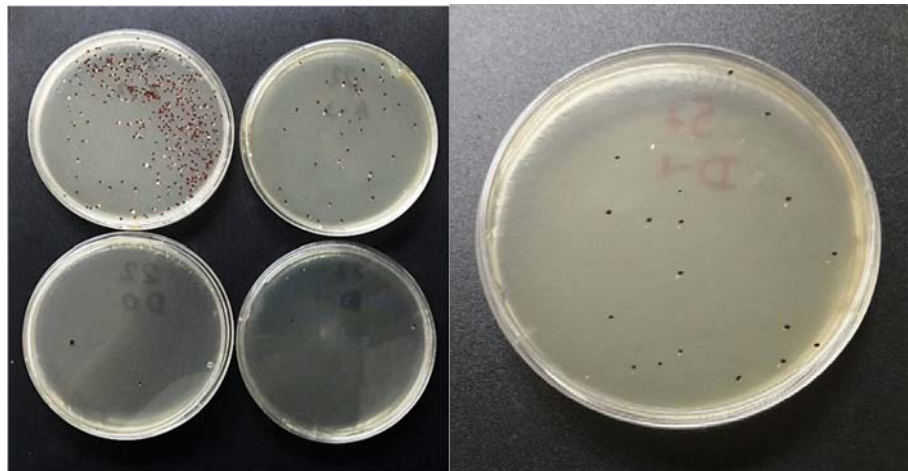


Ilustración 15: Conteo de Unidades formadoras de colonias (UFC)

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero.

Para el cálculo de la eficiencia se utilizó la fórmula de la eficiencia germicida porcentual de Gallardo (2006).

$$\text{Eficiencia (\%)} = \frac{\text{No} - \text{Nt} \times 100}{\text{No}}$$

Donde: No = número de microorganismos iniciales.

Nt = número de microorganismos sobrevivientes al tiempo t.

(Gallardo, 2006)

Los datos obtenidos del conteo de los cultivos fueron organizados en una base de datos en el paquete estadístico SPSS versión 22 en español de la IBM (IBM, Armonk, NY, USA), con el cual se hizo el análisis de los estadísticos descriptivos y la prueba de normalidad para determinar el tipo de análisis inferencial a utilizar. Debido a que los datos resultaron negativos para el análisis de normalidad, se decidió utilizar la prueba no paramétrica de U Manh Whitney para el análisis estadístico inferencial. El valor de “p” fue establecido en 0,05.

III. RESULTADOS

Se analizaron un total de 82 muestras, 40 desinfectadas con sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) y 42 desinfectadas con glutaraldehído al 2% (Glutfar HDL PLUS). Del instrumental desinfectado sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) 20 eran semicrítico y del instrumental desinfectado con glutaraldehído al 2%, 20 eran instrumental crítico (Tabla 14).

Recuento		Instrumental		Total
		Crítico	Semicrítico	
Desinfectante	Lysol®	20	20	40
	Glutfar®	20	22	42
Total		40	42	82

Tabla 14: Tabla de contingencia Desinfectante x Instrumental

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

El Glutfar® (glutaraldehído 2%) se aplicó en un total de 42 instrumentos con una eficacia media del 99,72% con un IC_{95%} entre 99,68% - 99,76%, su eficacia de reducción mínima registrada fue de 99,467% y una eficacia máxima de 99,898%. La eficacia media del Glutfar® en el instrumental crítico fue de 99,687%, ligeramente menor que en el instrumental semi-crítico en el que obtuvo 99,741% de eficacia (Tabla 15).

Desinfectante	Instrumental	Media	Intervalo de confianza al 95%	Desv. típica	Min.	Máx.
Glutfar® (Glutaraldehído 2%)	Crítico	99,687%	99,635% - 99,759%	,132	99,467%	99,847%
	Semi-crítico	99,741%	99,687% - 99,797%	,125	99,524%	99,898%
	Total	99,720%	99,680 % - 99,760 %	,129	99,467%	99,898%

Tabla 15: Eficacia del Glutfar® en el instrumental crítico y semicrítico

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

El Lysol® (sacarinato de alquildimetilbencilamonio 95%) se aplicó en un total de 40 instrumentos con una eficacia media del 99,158% con un IC_{95%} entre 98,918 % - 99,337%, su eficacia de reducción mínima registrada fue de 98,076% y una eficacia máxima de 99,898%. La eficacia media del Lysol® en el instrumental crítico fue de 99,127%, ligeramente menor que en el instrumental semi-crítico en el que obtuvo 99,188% de eficacia (Tabla 16).

Desinfectante	Instrumental	Media	Intervalo de confianza al 95%	Desv típica	Min.	Máx.
Lysol® (Sacarinato de alquildimetilbencilamonio 95%)	Critico	99,127%	98,918 % - 99,337%	,448	98,076%	99,014%
	Semi-crítico	99,188%	99,959% - 99,418%	,491	98,013%	99,170%
	Total	99,158%	99,009 % - 99,306 %	,465	98,013%	99,940%

Tabla 16: Eficacia del Lysol® en el instrumental crítico y semi-crítico.

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

Al comparar la media de eficiencia del Glutfar (99,72%) y el Lysol® (99,158%), a pesar de que ambos alcanzan una eficiencia del 99%, podemos encontrar una diferencia de aproximadamente 5 décimas, también se puede apreciar que la eficiencia mínima registrada por el Glutfar (99,467%) es mayor que la eficiencia media del Lysol®. El Lysol® registró la eficiencia más alta en todos las muestras con un 99,94%.

Comparación de la eficacia entre el Glutfar® y el Lysol®					
Desinfectante	Media	Intervalo de confianza al 95%	Desv, típica	Min.	Máx.
Glutfar® (Glutaraldehido 2%)	99,720%	99,680 % - 99,760 %	0,129	99,467%	99,898%
Lysol® (Sacarinato de alquildimetilbencilamonio 95%)	99,158%	99,009 % - 99,306 %	0,465	98,013%	99,940%

Tabla 17: Comparación de la eficacia entre el Glutfar® y el Lysol®

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

En el gráfico de cajas y bigotes (Gráfico 1) se puede apreciar lo mencionado anteriormente, podemos ver el amplio rango de dispersión que posee el Lysol® en comparación el Glutarfar, a pesar de que el Lysol® registró la eficiencia más baja, también registró la eficiencia más alta. No se observan valores atípicos en ninguno de los dos casos. Las cajas del Lysol® y el Glutarfar (cuartiles Q_2 - Q_3) no se superponen lo que nos hace pensar en una diferencia significativa de los datos. Se realizó la prueba no paramétrica de U de Mann Whitney que determinó una diferencia estadísticamente significativa ($p < 0,001$) entre la eficiencia del Lysol® y el Glutarfar.

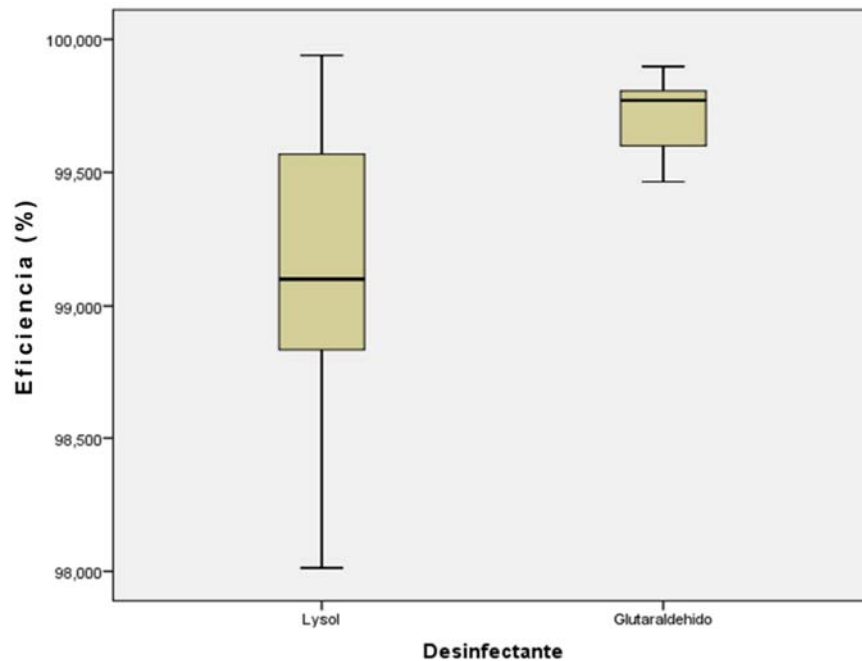


Gráfico 1: Diagrama de cajas - Eficiencia (%) x Desinfectante

Fuente: Elaborado Freddy Vivero..

En el Gráfico 2, se puede apreciar la eficiencia media de cada desinfectante según el tipo de instrumental que desinfectó. El Glutarfar® obtuvo una eficiencia del 99,742% y 99,188% en el instrumental semicrítico y crítico respectivamente, valores que son superiores a los obtenidos por el Lysol® (99,697% y 99,127% respectivamente).

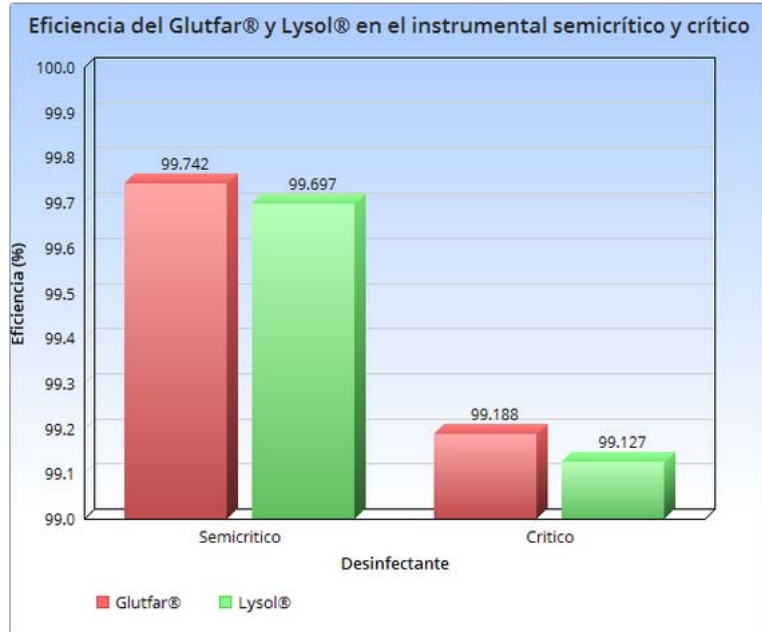


Gráfico 2: Eficiencia del Glutfar® y Lysol® en el instrumental semicrítico y crítico

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero..

Mediante la U de Mann Whitney que determinó una diferencia estadísticamente significativa entre la eficiencia del Glutfar y Lysol® tanto en el instrumental semicrítico como en el crítico donde $p < 0,001$.

Instrumental	Desinfectante	Media	IC 95%	Desv. típica	U de Mann Whitney	W de Wilcoxon	p.
Semicrítico	Glutfar®	99,74%	99,687% - 99,797%	0,125	65,5	275,5	0,0005
	Lysol®	99,19%	99,959% - 99,418%	0,491			
Crítico	Glutfar®	99,69%	99,635% - 99,759%	0,132	49,5	259,5	0,0001
	Lysol®	99,13%	98,918 % - 99,337%	0,448			
Total	Glutfar®	99,72%	99,680 % - 99,760 %	0,129	223	1043	0,001
	Lysol®	99,16%	99,009 % - 99,306 %	0,465			

Tabla 18: Estadísticos no paramétricos

Fuente: Elaborado por Freddy Vivero

IV. DISCUSION

Constantemente el odontólogo se encuentra altamente expuesto, junto a los pacientes y asistentes, a contraer ciertas enfermedades tales como hepatitis, herpes simplex, SIDA, por lo que es imperativo que el personal de la salud siga estrictamente las recomendaciones de la CDC en las cuales se enfatiza en el principio de universalidad, uso de barreras y los métodos de esterilización y desinfección (Khan, 2012)

Es importante la eliminación completa de los microorganismos en estos instrumentos para reducir las infecciones cruzadas, pero cuando no es factible esterilizar, al menos se recomienda una desinfección de alto nivel para romper la cadena de infección (Shah, 2010). Este estudio se realizó para determinar el nivel de desinfección de dos sustancias químicas en instrumental crítico y semicrítico.

Se decidió comparar Glutarfar® (glutaraldehído al 2%) como el Lysol® (sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95%) debido a que son las más comúnmente usadas en las actividades de vinculación con la comunidad de la Escuela de Odontología de la Universidad Internacional del Ecuador (UIDE), se propuso inicialmente evaluar el uso de alcohol al 70%, debido a que Carvalho et al. (2015) reportaba que no existía diferencia significativa entre el glutaraldehído 2% y el alcohol al 70%, pero Ribeiro (2015), con una revisión sistemática concluyó que el uso de alcohol al 70% no es recomendable en la superficie de instrumental semi-crítico; de igual forma Ganavadiya et al. (2014), Pradeep et al. (2013), Taha (2010), Contreras et al (2010), Coogan (2004), determinaron que el nivel de desinfección del alcohol al 70% es inferior al del glutaraldehído al 2%, ácido paracético, povidona yodada, peróxido de hidrógeno e hipoclorito al 5% en distintos materiales e instrumentales odontológicos.

Inicialmente se utilizaría varios tipos de instrumental crítico y semicrítico: lisos, rugosos, dentados, curvos, rectos. Ganavadiya et al.

(2014) evaluaron la efectividad de algunas sustancias desinfectantes en espejos y exploradores dentales, y encontró que en los instrumentos lisos/planos, la carga bacteriana inicial es menor que en instrumentos doblados o dentados, debido a esto, se decidió solamente utilizar instrumental liso para mantenerlo como constante y de que esta forma no influya en los resultados debido a la carga bacteriana y orgánica que podrían tener los instrumentos dentados/rugosos.

Las directrices para el control de las infecciones de la Australian Dental Association (ADA, 2012), recomiendan lavar correctamente el instrumental previo a la desinfección, lo que ayudará a reducir considerablemente la carga bacteriana inicial, y por ende la cantidad de bacterias que el desinfectante deberá destruir. En este estudio con la prueba piloto se determinó no realizar el lavado previo para no reducir la carga bacteriana inicial ya que no solo reducía, también hacía variar considerablemente la carga bacteriana inicial lo que pudo afectar los resultados.

Kaplan, Goldstein, y Boylan (1994), determinaron que ambos desinfectantes pueden ser una excelente alternativa tras comparar la eficacia de desinfección del glutaraldehído al 2%, el Lysol® en spray y en líquido en impresiones de silicona, resultados similares a los obtenidos en este estudio con la desinfección del instrumental semi-crítico, debido a que tanto las siliconas de impresión, como espejos bucales tienen contacto con mucosas sanas y saliva. Conclusiones que no son extrapolables para el instrumental crítico.

Eralp et al (2006) evaluó la efectividad de varios desinfectantes en diferentes grupos de instrumentos contaminados encontrando que el glutaraldehído al 2% resultó ser el más efectivo pero ninguno de los desinfectantes demostró eliminación completa de la carga bacteriana, al igual que sucedió en este estudio, lo que pone en duda cuán recomendable sería el uso de estas sustancias, que no logran un 100% de efectividad desinfectante, en actividades de vinculación.

Lado (1993) utilizó 4 tipos de desinfectantes en spray para ver su efectividad en material liso y rugoso, determinando que el Lysol® y el hipoclorito son los más eficaces en este tipo de instrumental. Al igual que reporta Morales (2013) e Iturralde (2015), quienes obtuvieron una eficiencia del 95% y el 93% en jeringas triples, turbinas y micromotores desinfectados con Lysol®, a diferencia de este estudio en el que el Lysol® alcanzó un 99% de eficiencia. Esta diferencia puede deberse al tipo de instrumental desinfectado.

Entre las indicaciones de uso tanto del Lysol® como del Glutar®, se recomienda lavar el instrumental con abundante agua debido a que ambos compuestos son irritantes de piel y mucosas. Kiec-Swierczynska (2002) reporta que el 10% de odontólogos y un 26% de asistentes dentales presentan algún tipo de reacción alérgica al glutaraldehído y solamente el 1,3% de odontólogos y el 4,3% de asistentes son alérgicas al Lysol®.

Como menciona Ozcan, Kaluk, & Kazazoqlu, (2003), la facilidad con que las infecciones cruzadas pueden suceder en la consulta odontológica es preocupante debido a la cantidad de formas por las que se pueden dar, ya sea por contacto directo con saliva o sangre, o inoculación indirecta debido a gotas, aerosoles, instrumentos y equipos contaminados (Iturralde, 2015), por ende, es responsabilidad del odontólogo cortar la cadena de infección para protegerse tanto él como al paciente (Contreras et al., 2016); y, frente a la falta de protocolos de desinfección del instrumental para actividades extramurales (vinculación con la comunidad) por parte del Ministerio de Salud Pública, es responsabilidad de cada facultad/escuela de Odontología la creación de protocolos para la desinfección de instrumental en este tipo de actividades donde la esterilización no es viable.

V. CONCLUSIONES

En este estudio se evidencio que:

- a) La hipótesis inicial es rechazada ya que el usar sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% como desinfectante en el instrumental crítico y semicrítico no presenta mayor efectividad como desinfectante en comparación al glutaraldehído al 2%.
- b) El glutaraldehído al 2% fue más eficiente que el sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95%.
- c) El glutaraldehído al 2% eliminó mayor cantidad de unidades formadoras de colonias bacterianas del instrumental en general.
- d) El instrumental semi-crítico, expuesto 10 min al glutaraldehído al 2% presentó menor cantidad de unidades formadoras de colonias bacterianas.
- e) El instrumental crítico en estudio, expuesto 10 min al glutaraldehído al 2% presentó menor cantidad de unidades formadoras de colonias bacterianas.
- f) El glutaraldehído al 2% y el sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% presentaron una marcada reducción en su eficiencia de desinfección en el instrumental crítico
- g) El lavado abundante con agua antes de la desinfección con glutaraldehído al 2% y sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% ayuda a reducir la carga bacteriana inicial.
- h) El retirar el instrumental antes de tiempo del glutaraldehído al 2% o del sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% (Lysol®) tiempo disminuye su eficiencia de desinfección a un 10%.

VI. RECOMENDACIONES

Los datos obtenidos en esta investigación proporcionan una idea general del nivel de desinfección de ambas sustancias, pero es importante extrapolarlos a las actividades odontológicas de vinculación con la comunidad

Debido a la falta de investigaciones similares en nuestra Escuela, este trabajo sirve de insumo para otras investigaciones en éste campo que a futuro se pueden derivar, tales como estudios en los cuales se evalúe la acción desinfectante del glutaraldehído al 2% o el sacarinato de alquildimetilbencilamonio al 95% y compararla con otras sustancias reportadas por la literatura o el estudio de las bacterias que no logran ser eliminadas con estos desinfectantes.

De igual forma se deben realizar estudios longitudinales que evalúen la acción del glutaraldehído y el sacarinato de alquildimetilbencilamonio, junto con otras sustancias desinfectantes en distintos tiempos de exposición.

Con los datos obtenidos se recomienda la creación de un “Protocolo de desinfección del instrumental” para las actividades de vinculación con la comunidad de la Escuela de Odontología de la Universidad Internacional del Ecuador (UIDE).

VII. BIBLIOGRAFIA

- Acosta-Gnass S. De Andrade S. V. Manual de esterilización para centros de salud. Organización Panamericana de la Salud. 2008. URL: http://www1.paho.org/PAHO-USAID/dmddocuments/AMR-Manual_Esterilizacion_Centros_Salud_2008.pdf Accedido el 14 de septiembre de 2014.
- Alipi, T., Irma, B., Fragoso Ramírez, A., Limón, M., Josefina, M., González, B., & A, H. (1990). Colonización bacteriana de la cavidad oral del recién nacido. *Bol. méd. Hosp. Infant. Méx*, 47(2), 78-84.
- American Dental Association (ADA). (2014). Sterilization and Disinfection of Dental Instruments. Recuperado 12 de marzo de 2017, a partir de <http://www.ada.org/en/search-results#q=disinfectant&t=all&sort=relevancy>
- Australian Dental Association Inc. ADA Guidelines for Infection Control. 2nd edition. Sydney: ADA Inc, 2012., pp. 21
- Camacho, A., M.Giles, A.Ortegón, M.Palao, B.Serrano y O.Velázquez. 2009. Técnicas para el Análisis Microbiológico de Alimentos. 2ª ed. Facultad de Química, UNAM. México. Recuperado 28 de agosto del 2017, a partir de: https://www.google.com/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&ved=0ahUKEwiNv5Kh9frVAhVESyYKHTf7A3AQFggpMAA&url=http%3A%2F%2Fdepa.fquim.unam.mx%2Famyd%2Farchivero%2FTecnicaBasicas-Cuenta-en-placa_6527.pdf&usq=AFQjCNGayqn9VvnppSJ0K7h2vd7MN-hJLA
- Carvalho, M. R. A., dos Santos da Silva, M. A., de Sousa Brito, C. A. R., Campelo, V., Kuga, M. C., Tonetto, M. R., ... Pinzan-Vercelino, C. R.

- M. (2015). Comparison of Antimicrobial Activity between Chemical Disinfectants on Contaminated Orthodontic Pliers. *The Journal of Contemporary Dental Practice*, 16(8), 619-623.
- CDC - Disinfection & Sterilization Guideline: Authors - HICPAC. (2008). Recuperado 12 de marzo de 2017, a partir de https://www.cdc.gov/hicpac/Disinfection_Sterilization/acknowledg.html
- Cephas, K. D., Kim, J., Mathai, R. A., Barry, K. A., Dowd, S. E., Meline, B. S., & Swanson, K. S. (2011). Comparative analysis of salivary bacterial microbiome diversity in edentulous infants and their mothers or primary care givers using pyrosequencing. *PloS One*, 6(8), e23503. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0023503>
- Contreras González, F., Tinoco Cabriales, V. C., Méndez Maya, R., Todd Jiménez, M., & del Olmo, F. J. L. (2016). Estudio de dos técnicas de desinfección en un material de impresión. *Revista ADM*, 73(1). Recuperado a partir de <http://www.medigraphic.com/pdfs/adm/od-2016/od161e.pdf>
- Coogan, M. M., Patel, M., & Mladenova, D. (2004). Efficacy of three surface disinfectants for dental radiographic films and gloves. *Journal of Dentistry*, 32(5), 385-389. <https://doi.org/10.1016/j.jdent.2004.01.009>
- Cruz Quintana, S., Díaz Sjostrom, P., Mazón Baldeón, G., & Arias Socarrás, D. (2017). Microbiota de los ecosistemas de la cavidad bucal. *Rev Cubana Estomatol*, 54(1). Recuperado de <http://www.revestomatologia.sld.cu/index.php/est/article/view/1323/337>
- Denyer, S. P., & Stewart, G. S. A. B. (1998). Mechanisms of action of disinfectants. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 41(3), 261-268. [https://doi.org/10.1016/S0964-8305\(98\)00023-7](https://doi.org/10.1016/S0964-8305(98)00023-7)

Doel JJ, Hector MP, Amirtham CV, Al-Anzan LA, Benjamin N, Allaker RP. 2004. Protective effect of salivary nitrate and microbial nitrate reductase activity against caries. *Eur J Oral Sci.* 112(5):424–428.

Edlund A, Tasha M, Rodríguez S, Boehm T, Pride D. Bacteriophage and their potential roles in the human oral cavity. *J Oral Microbiol.* 2015;7:27423. doi: 10.3402/jom.v7.27423.

Eralp A, Gulcin, Sultan N, Ozdemir A. An *In vitro* evaluation of various disinfectants on different types of contaminated dental materials. *Arastirma.* 2006;30:25–30.

Eufar S.A.. (2003). Ficha Técnica de Glutfar PLUS HLD. Recuperado 21 de agosto del 2017, a partir de:
https://system.netsuite.com/core/media/media.nl?id=72122&c=1192473&h=73bebb9f3d3124ae72c2&_xt=.pdf

Eufar S.A.. (2017). Hoja de seguridad de Glutfar PLUS HLD. Recuperado 21 de agosto del 2017, a partir de:
https://system.netsuite.com/core/media/media.nl?id=78170&c=1192473&h=de7ee5496aed6eaca6e0&_xt=.pdf y en
<http://studylib.es/doc/8279092/hoja-de-seguridad>

Eufar S.A.. (s. f.). GLUTFAR Plus HLD Desinfectante de alto nivel (Glutaraldehido 2%) pH Alcalino Galón. Recuperado 21 de agosto de 2017, a partir de
<http://www.eufar.com/BIOSEGURIDAD/DESINFECCION/GLUTFAR-Plus-HLD-Glutaraldehido-2-pH-Alcalino-Galn.html>

Food and Drugs Administration. (2015). Reprocessing of Reusable Medical Devices: Information for Manufacturers - FDA-Cleared Sterilants and High Level Disinfectants with General Claims for Processing Reusable

Medical and Dental Devices - March 2015 [WebContent]. Recuperado 12 de marzo de 2017, a partir de <https://www.fda.gov/MedicalDevices/DeviceRegulationandGuidance/ReprocessingofReusableMedicalDevices/ucm437347.htm>

Gallardo Troncoso, M. D. (2006). Acción antimicrobiana de un desinfectante de uso industrial y doméstico sobre cepas de *Staphylococcus aureus* y *Escherichia coli*. Recuperado a partir de <http://www.tesis.uchile.cl/handle/2250/105486>

Ganavadiya, R., Chandra Shekar, B. R., Saxena, V., Tomar, P., Gupta, R., & Khandelwal, G. (2014). Disinfecting efficacy of three chemical disinfectants on contaminated diagnostic instruments: A randomized trial. *Journal of Basic and Clinical Pharmacy*, 5(4), 98-104. <https://doi.org/10.4103/0976-0105.141946>

Homann N, Tillonen J, Rintamäki H, Salaspuro M, Lindqvist C, Meurman JH. 2001. Poor dental status increases acetaldehyde production from ethanol in saliva: a possible link to increased oral cancer risk among heavy drinkers. *Oral Oncol.* 37(2):153–158.

Hoyos Serrano, M., & Gutiérrez Choque, L. N. (2014). Esterilización, desinfección, antisépticos y desinfectantes. *Revista de Actualización Clínica Investiga*, v.49, 2635.

Iturralde Gamboa, A. V. (2015). *Comparación del efecto desinfectante entre lysol y eucida en las superficies de las jeringas triples de las unidades Odontológicas de la clínica integral de séptimo semestre de la Facultad de Odontología de la Universidad Central del Ecuador* (B.S. thesis). Quito: UCE. Recuperado a partir de <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/4052>

Kaplan, B. A., Goldstein, G. R., & Boylan, R. (1994). Effectiveness of a professional formula disinfectant for irreversible hydrocolloid. *The*

Journal of Prosthetic Dentistry, 71(6), 603-606.

[https://doi.org/10.1016/0022-3913\(94\)90445-6](https://doi.org/10.1016/0022-3913(94)90445-6)

Khan AA, Javed O, Khan M, Mehboob B, Baig S. Cross infection control. Pakistan Oral and Dental Journal. 2012 Apr;32:31.

Kyanko, M. V., Russo, M. L., Fernández, M., & Pose, G. (2010). Efectividad del Acido Peracético sobre la reducción de la carga de Esporas de Mohos causantes de Pudrición Poscosecha de Frutas y Hortalizas. *Información tecnológica*, 21(4), 125–130.

Lado, E. A., Anekal, S., & Stout, F. W. (1993). Efficacy of various surface disinfectants on an irregular surface. *Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology*, 75(4), 439-442. [https://doi.org/10.1016/0030-4220\(93\)90167-3](https://doi.org/10.1016/0030-4220(93)90167-3)

Laval, E. (2010). Apuntes históricos sobre el manejo de la infección en el desarrollo de la cirugía. *Revista chilena de infectología*, 27(3), 228-232. <https://doi.org/10.4067/S0716-10182010000300008>

Liébana, J. (2002). *Microbiología Oral*, Editorial Interamericana Mc Graw-Hill. España. pp. 274, 280, 281.

Malo, C., & Elizabeth, M. (2016). Análisis comparativo del efecto desinfectante entre el alcohol etílico 80 % y etanol 58 % sobre turbina y micromotor, realizado en la clínica de octavo y noveno semestre de la Facultad de Odontología de la Universidad Central del Ecuador, período 2015 – 2016. Recuperado a partir de <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/7783>

Marsh, P., Martin, M. (2011). *Microbiología oral*. AMOLCA, 5ta Ed. pp 2-3

Melendez, M. T. E. (2012). *Farmacología Y Terapeutica En Odontologia / Pharmacology and Therapeutics in Dentistry: Fundamentos Y Guía Practica / Basis and Practical Guide*. Médica Panamericana.

- Murray P, Microbiología Médica. Elsevier, 5º Edición, 2009.
- Negrón, M. (2009). Microbiología estomatológica: fundamentos y guía práctica. Buenos Aires: Editorial Médica *Panamericana*.
- Paster, B. J., Olsen, I., Aas, J. A., & Dewhirst, F. E. (2006). The breadth of bacterial diversity in the human periodontal pocket and other oral sites. *Periodontology* 2006, 42, 80-87. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0757.2006.00174.x>
- Pilatuña, M., & Alicia, E. (2014). *Estudio invitro comparativo entre el savlon versus lysol para la desinfección de microorganismos retenidos en la superficie externa de la turbina en la clínica odontológica Uniandes* (B.S. thesis). Recuperado a partir de <http://dspace.uniandes.edu.ec/handle/123456789/2861>
- Pradeep K, Kidiyoor KH, Jain P, Rao N. Chair side disinfection of gutta-percha points-An *in vitro* comparative study between 5 different agents at different concentrations. *Endodontology*. 2013 Jun;25:73.
- Reckitt Benckiser, 2010, Recuperado 21 de agosto de 2017, Disponible en: www.rbnainfo.com/MSDS/US/LYSOL-IC-Disinfectant-Spray-US-Spanish.pdf
- Ribeiro, M. M., Neumann, V. A., Padoveze, M. C., Graziano, K. U., Ribeiro, M. M., Neumann, V. A., ... Graziano, K. U. (2015). Efficacy and effectiveness of alcohol in the disinfection of semi-critical materials: a systematic review. *Revista Latino-Americana de Enfermagem*, 23(4), 741-752. <https://doi.org/10.1590/0104-1169.0266.2611>
- Rodríguez., U. (2006). La desinfección-antisepsia y esterilización en la atención primaria de salud: Laboratorios. *Revista Cubana de Medicina General Integral*, 22(3), 0-0.

- Sampaio-Maia, B., & Monteiro-Silva, F. (2014). Acquisition and maturation of oral microbiome throughout childhood: An update. *Dental Research Journal*, 11(3), 291-301.
- Serrano-Coll, H. A., Sánchez-Jiménez, M., & Cardona-Castro, N. (2015). Knowledge of the microbiota of the oral cavity through the metagenomic. *CES Odontología*, 28(2), 112-118.
- Shah AH, Wyne AH. Cross-infection control in dentistry: A review. *Pakistan Oral and Dental Journal*. 2010 Jun;30:168–74
- Solé, F. Libro de cirugía bucal pregrado y odontólogo general completar biblio 2014
- Stanier, R. Y. (2005). *Microbiología*. 2da Edición, Reverte. pp 8-9
- Taha MY, Al-Sabawi NA, Shehab EY. Rapid decontamination of gutta percha cones using different chemical agents. *Al-Rafidain Dent J*. 2010;10:30.
- Takahashi, N. (2015). Oral Microbiome Metabolism: From “Who Are They?” to “What Are They Doing?” *Journal of Dental Research*, 94(12), 1628-1637. <https://doi.org/10.1177/0022034515606045>
- van Houte, J., Lopman, J., & Kent, R. (1994). The predominant cultivable flora of sound and carious human root surfaces. *Journal of Dental Research*, 73(11), 1727-1734. <https://doi.org/10.1177/00220345940730110801>
- Vela, E. (2009). *Microbiología Oral*. Quito: Facultad de Odontología Universidad Central.

ANEXOS

Anexo 1: Autorización de toma de muestras

Quito, 27 de junio del 2017

UNIVERSIDAD INTERNACIONAL DEL ECUADOR

Dra. Verónica Cepeda

Coordinadora Académica de la Escuela de Odontología

De mis consideraciones,

Una vez terminadas todas las pruebas piloto y ya definido el protocolo y la metodología, solicito muy amablemente se me permita recoger las muestras para la fase de experimentación de mi tesis titulada: "ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DEL NIVEL DE DESINFECCION DEL GLUTARALDEHIDO AL 2% Y LYSOL EN EL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO CRÍTICO Y SEMICRITICO UTILIZADO EN LA CLÍNICA DE ESPECIALIDADES ODONTOLÓGICAS DE LA UIDE", en la Clínica de Especialidades Odontológicas de la UIDE.

Muchas gracias de antemano.

Atentamente,

Freddy Vivero A.

1719993303

Anexo 2: Autorización de uso de laboratorio

Quito, 27 de junio del 2017

UNIVERSIDAD INTERNACIONAL DEL ECUADOR

Dra. Verónica Cepeda

Coordinadora Académica de la Escuela de Odontología

De mis consideraciones,

Una vez terminadas todas las pruebas piloto y ya definido el protocolo y la metodología, solicito muy amablemente se me permita utilizar el laboratorio de microbiología para la fase de experimentación de mi tesis titulada: "ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DEL NIVEL DE DESINFECCION DEL GLUTARALDEHIDO AL 2% Y LYSOL EN EL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO CRÍTICO Y SEMICRITICO UTILIZADO EN LA CLÍNICA DE ESPECIALIDADES ODONTOLÓGICAS DE LA UIDE", en estas semanas entre el 26 de junio y el 8 de julio del 2017 en los siguientes horarios:

Lunes	9:00 am a 13:00pm
Miércoles	11:00 am a 13:00pm
Jueves	7:00 am a 9:00 am
Viernes	8:00 am a 10:00 am
Sábado	8:00 am a 9:30 am

Agradeciendo de antemano su amable y oportuno apoyo, me despido.

Atentamente,

Freddy Vivero A.

1719993303

Anexo 3: Análisis Anti plagio

Urkund Analysis Result

Analysed Document: Tesis Fdy.docx (D30779021)
Submitted: 9/25/2017 5:32:00 PM
Submitted By: fdy_bass@hotmail.com
Significance: 5 %

Sources included in the report:

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0023503>
<http://www.revestomatologia.sld.cu/index.php/est/article/view/1323/337>
https://system.netsuite.com/core/media/media.nl?id=78170&c=1192473&h=de7ee5496aed6eaca6e0&_xt=.pdf
<http://www.eufar.com/BIOSEGURIDAD/DESINFECCION/GLUTFAR-Plus-HLD-Glutaraldehido-2-pH-Alcalino-Galn.html>
<https://www.fda.gov/MedicalDevices/DeviceRegulationandGuidance/ReprocessingofReusableMedicalDevices/ucm437347.htm>
<http://www.tesis.uchile.cl/handle/2250/105486>
<http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/4052>
<https://doi.org/10.4067/S0716-10182010000300008>
<http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/7783>
<https://doi.org/10.1111/j.1600-0757.2006.00174.x>
<http://dspace.uniandes.edu.ec/handle/123456789/2861>
<https://doi.org/10.1590/0104-1169.0266.2611>

Instances where selected sources appear:

21