



FACULTAD DE ODONTOLOGÍA

COMPARACIÓN DE LA ESTERILIDAD DEL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO
TRANSPORTADO Y ALMACENADO EN DIFERENTES MEDIOS.

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

Profesora Guía
Dr. Fabián Rosero

Autor
Samuel Patricio Robelly Bastidas

Año
2017

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

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

Dr. Fabián G. Rosero

171320291-7

DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

“Declaro (amos) haber revisado este trabajo, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

Dra. María Eugenia Correa

030190394-4

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

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

Samuel Robelly. B.

171214309-6

AGRADECIMIENTOS

Agradezco primeramente a Dios, pues me ha dado la fuerza y la capacidad para avanzar en este objetivo. Después agradezco a mis padres y hermanos por haberme motivado para hacer de este logro una realidad.

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a Dios, a mis padres por apoyarme en esta travesía, a mis hermanos y a las futuras generaciones que anhelo sean beneficiados por esta investigación.

Resumen

El instrumental de diagnóstico es utilizado en todos los procedimientos de odontología, desde una profilaxis hasta la elaboración de prótesis totales, el instrumental puede ser fuente potencial de infección si no se le da el debido cuidado. Este estudio comparó la eficacia del transporte y almacenamiento que se da al instrumental después de que salió de esterilización por parte del personal odontológico dentro del Centro de Atención Odontológica UDLA. La investigación fue llevada a cabo en 5 grupos: **1.** Grupo Control, **2.** Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada, **3.** Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada. **4.** Cancel sin caja plástica previamente desinfectada y **5.** Cancel + caja plástica previamente desinfectada, en total 200 muestras. Las mismas que fueron evaluadas realizando un frotis de cada una, traslado de la muestra en BHI (medio de transporte) al laboratorio donde se procedió a sembrar en agar nutritivo. Las muestras sembradas tuvieron proliferación de bacterias a excepción de una que fue el grupo control. En general, los resultados mostraron que el mejor momento para usar el instrumental en los pacientes es cuando sale directamente del equipo de autoclave y así evitar la contaminación cruzada.

Abstract

Diagnostic instruments are used in all dentistry procedures, from prophylaxis to the development of total prostheses. The instruments can be a potential source of infection if not properly cared for. This study compared the efficacy of transport and storage given to the instruments after they left sterilization by dental staff within the UDLA Dental Care Center. The research was carried out in 5 groups: 1. Control Group, 2. Storage in backpack without plastic box previously disinfected, 3. Storage in backpack + plastic box previously disinfected. 4. Cancel without plastic box previously disinfected and 5. Cancel + plastic box previously disinfected, total of 200 samples. Those that were evaluated making a smear of each one, transfer of the sample in BHI (transport agar) to the laboratory where they were seeded in nutritive agar. Seed samples had bacterial proliferation with one exception control group. Overall, the results showed that the best time to use the instruments in patients is when they leave the autoclave equipment to avoid cross-contamination.

INDICE

1. INTRODUCCIÓN	2
1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	2
1.2 JUSTIFICACIÓN	6
2. MARCO TEÓRICO.....	7
2.1 SISTEMA DE ESTERILIZACIÓN	7
2.1.1. <i>Definición</i>	7
2.1.2. <i>TIPOS DE SISTEMAS DE ESTERILIZACIÓN</i>	10
2.1.3. <i>MECANISMO</i>	12
2.2 MICROBIOLOGÍA.....	15
2.2.1. <i>Definición</i>	15
2.2.2. <i>Importancia</i>	15
2.2.3 <i>Comunes</i>	16
2.3 BIOFILM.....	16
2.3.1 <i>Definición</i>	16
2.3.2 <i>Desarrollo</i>	17
3. OBJETIVOS E HIPÓTESIS	22
3.1 OBJETIVO GENERAL.....	22
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	22
3.3 HIPÓTESIS NULA	22
3.4 HIPÓTESIS ALTERNATIVA	22
4. MÉTODOS Y MATERIALES	23
4.1 TIPO DE ESTUDIO	23
4.1.2 <i>POBLACIÓN Y MUESTRA</i>	23
4.1.3 <i>MUESTRA</i>	23
4.1.4 <i>Criterios de Inclusión</i>	24
4.1.5 <i>Criterios de Exclusión</i>	24
4.2 DESCRIPCIÓN DEL MÉTODO	25
4.2.1 <i>Materiales y Protocolo</i>	26
4.2.2 <i>Protocolo</i>	26
5. PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE LOS DATOS	28
6. RESULTADOS	29
6.1 DATOS DEMOGRÁFICOS	29

6.2 INSTRUMENTOS	29
6.3 TABLAS	30
7. DISCUSIÓN	35
8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	36
8.1 CONCLUSIONES.....	36
8.2 RECOMENDACIONES	37
REFERENCIAS:.....	39
ANEXOS	43

TEMA DE INVESTIGACIÓN:

Comparación de la esterilidad del instrumental odontológico transportado y almacenado en diferentes medios.

RESUMEN

Para realizar esta investigación necesitamos de los alumnos del Centro de Atención Odontológica perteneciente a la Facultad de Odontología de la Universidad de las Américas.

PROBLEMA

Falta de cuidado por parte de los alumnos al momento de retirar su instrumental diagnóstico esterilizado y su posterior transporte al momento de la atención a pacientes.

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Planteamiento del Problema

Aunque las medidas de esterilización son conocidas para alumnos y profesionales de la salud debemos siempre tener presente los procesos de cuidado después de la esterilización. Es importante tener en cuenta el conocimiento por parte del operador acerca de la esterilización y desinfección para llevar a cabo un correcto manejo del instrumental a usar. (Peker I, Akarslan Z, Basman A, Haciosmanoglu N. 2015, p.1)

El personal encargado del procesamiento de material, artículos, equipo odontológico debe poseer el conocimiento necesario sobre todos los procesos que existen en la eliminación de microorganismos y garantizar así que dicho instrumental reciba el procedimiento adecuado para la eliminación y reducción del peligro de infección, ya que todo el material expuesto puede convertirse en un vehículo de agentes infectantes.

Existen varios tipos de controles de calidad para la esterilización del instrumental: **Control físico:** en el cual se usa todo tipo de cinta registradora y de manera física usando manómetros. **Control químico:** donde se puede usar otro tipo de cinta en este caso cinta testigo la misma que cambia de color al momento de ser expuesta al proceso de esterilización, la Tira de control interno o baliza también es utilizada en el proceso de esterilización, las que se pueden colocar sea en el interior o exterior de los dispositivos a tratar. **Control biológico:** Es el más aceptado actualmente ya que en este procedimiento se usan esporas de Geobacilo Stearothermophilus, el microorganismo más resistente al calor. (Guerra ME; Tovar V. 2006, p.3)

Según la división existente los materiales dentales se clasifican en: críticos, semicríticos, no críticos e instrumentos desechables.

En este caso el instrumental clasificado como semicríticos, son todos aquellos dispositivos que no penetran tejidos blandos ni hueso pero contactan con tejido bucal como exploradores odontológicos y gutapercheros para resinas. Por lo que el material debe pasar por esterilización después de haber sido usado. Pero si la esterilización no es realizable ya que el instrumental puede sufrir deterioro por el calor este aun debería por lo menos pasar por un proceso de desinfección de alto nivel.

Existen varios tipos de procesos de esterilización. Por **agente físico** y por **agente químico** donde se usan el calor seco, calor húmedo llamado también autoclave y radiaciones, referente al primero. Para referirnos al segundo se utilizará una nueva división: Gaseoso: donde se usa el Óxido de etileno y No gaseoso: en donde se usa peróxido de hidrógeno y Formaldehído (plasma gas).

Plasma representa un nuevo tratamiento de esterilización y desinfección para ciertos patógenos orales y ambientales, materiales sensibles al calor, los desechos médicos contaminados, superficies duras y blandas. El papel que desempeña la presión atmosférica baja temperatura de plasma (LTAPP) es en la inactivación de microorganismos patógenos, podría llegar a ser una nueva alternativa, más rápido, no corrosivo, más económico, así como el apoyo en salud.

(McCombs GB, Darby ML. 2010, pp.2-3)

Para obstaculizar e impedir la cadena de transmisión de agentes patógenos es necesario eliminarlos y así brindar una práctica positiva para los usuarios dentro de la consulta. (Guerra ME; Tovar V. 2006, pp.2)

Se quiere garantizar el proceso de esterilización del instrumental. Se debe tomar los cuidados referentes a dicho procedimiento, desde que salen a ser usados hasta que pasan por el proceso de esterilización y vuelven a ser despachados para una próxima utilización. Por ejemplo: colocar al instrumental

en bolsas para esterilizar, usar los envases que estén respectivamente avalados con las normas ISO 11607-1, en un ambiente seco y limpio se debe mantener al instrumental para garantizar su esterilidad, sin olvidar que si se abre el paquete, se moja o daña pierde dicha propiedad. (Avinent. 2011, pp.2)

El acopio del material estéril debe realizarse en anaquel sellado, el mismo que debe estar localizado en un área limpia, sitio específico para dicha actividad, sin el paso de personal aunque fuere autorizado. Cada repisa que contenga material estéril debe estar situada a 50 cm del piso y los encargados en realizar esta actividad deben lavarse las manos correctamente previa a la operación del material estéril. (Carolina C. Patricio R. 2008, pp.3)

El transporte del material estéril debe realizarse en carro cerrado, los departamentos que necesiten el medio de transporte deberán tener en cuenta que solo es para ese fin, tener mucha precaución al momento de su traslado ya que el instrumental debe estar correctamente sellado en un envase y en el vehículo. El transporte y posterior entrega deben ser de manera inmediata hacia el departamento encargado. Los encargados de esta actividad también deberán lavarse las manos correctamente antes de su manipulación. A la llegada del material este debe ser retirado de manera inmediata de los sitios de circulación de personal. (Carolina C. Patricio R. 2008, pp.4)

El tratamiento adecuado de los suministros de salud es una de las medidas principales para avanzar en acciones preventivas para que la contaminación cruzada baje sus índices. Las adaptaciones se refieren principalmente a la estructura física, la inclusión de profesionales en atención odontológica, la inclusión de la desinfección química, y la sustitución del aire caliente y métodos de esterilización por calor húmedo. (Isis Pienta BDP e col, 2015, p.1)

Tener presente que el instrumental después de ser esterilizado y desinfectado deja una pequeña capa de bio-film el cual puede favorecer a la adhesión secundaria de una nueva capa de bio-film, por esta razón es necesario ser muy cuidadosos en los procesos antes mencionados. (Ohsumi T, Takenaka S, Wakamatsu R, Sakaue Y, Narisawa N, Senpuku H, Ohshima H, Terao Y, Okiji T, 2015, p.1)

En el Otoño del año 2013 en Estados Unidos, se observó el primer caso documentado de transmisión del virus de la hepatitis C (HCV) en un consultorio odontológico por contagio de paciente a paciente, aunque encontrar un nexo entre estas dos personas era casi imposible se produjo un primer comentario “Podría haber sido el resultado de los instrumentos quirúrgicos contaminados o la reutilización de agujas desechables entre otras posibilidades”. (Dr. Christy Bradley. epidemióloga)

Y se cree también que lo que transmitió fue el uso de instrumental oxidado, mal esterilizado y no esterilizado. (Joel M. Weaver, 2014, artículo, pp.3-4)

Por tal motivo todo lo que no sea descartable se debe esterilizar y desinfectar con un correcto manejo del instrumental después de ser usado y antes de ser usado en un nuevo paciente. (Inger M, Bennani V, Farella M, Bennani F, Cannon RD. 2014, p.2)

1.2 Justificación

La presente investigación pretende identificar el correcto manejo y transporte del instrumental de diagnóstico después de ser esterilizado y antes de ser utilizado con un nuevo paciente, mediante la medición de contaminación bacteriana adquirida durante ese proceso de tiempo, para poder realizar capacitación y desarrollar conciencia acerca de la contaminación cruzada que se puede adquirir en la atención odontológica. Como se comentó anteriormente, el único responsable de la salud de cada paciente que acude a la consulta, es el operador. Ya que si el operador no tiene el cuidado suficiente puede ser el vehículo de contaminación hacia una población vulnerable y de número considerable. Hay que tener en cuenta y ver a cada paciente como potencial nicho de infección así mismo como un potencial portador de algún tipo de enfermedad transmisible al cual se lo debe manejar de la misma manera como le gustaría al tratante. Por esta razón se debe tener el mejor de los cuidados al momento de utilizar y transportar el instrumental que va a estar en contacto con estructuras biológicas vivas en cada paciente.

2. Marco Teórico

2.1 SISTEMA DE ESTERILIZACIÓN

2.1.1. Definición

Según el diccionario médico la esterilización es: “Proceso de destrucción o muerte de microorganismos en un objeto o material que se hallan en forma vegetativa y esporulada. El calor es el método más empleado por su gran eficacia.” (Univ. Navarra. 2015, p.3)

Esterilización, es el proceso donde el resultado que se espera es un producto libre de microorganismos posibles. El mismo que se debe llevar a cabo después de haber sido diseñado y validado para así tener plena certeza que el instrumento utilizado da los resultados esperados, eliminar la carga microbiana de un producto.

La esterilidad de un producto se puede demostrar usando métodos de probabilidad, demostrando que la contaminación del material está alejada notablemente. Se dice que un producto es estéril cuando la probabilidad de encontrar microorganismos activos o potenciales es menor a 1 en 1.000.000 (van Doornmalen Gomez Hoyos JP, Rietmeijer AG, Feilzer AJ, Kopinga K. 2015, pp.2-3)

Los agentes que exterminan agentes microbiales son llamados microbicidas (mata-microbios) o comúnmente mencionados “germicidas”. Si el agente particularmente destruye bacterias, se lo denomina bactericida; si destruye hongos es citado fungicida. Si el objeto esterilizado es expuesto al medio exterior (aire o alrededores), volverá a contaminarse con microorganismos.

Por lo tanto se dice que los métodos de esterilización térmica hoy en día son los más utilizados ya que eliminan todo tipo de microorganismos aun las formas más resistentes que son las esporas.

El personal encargado del procesamiento de material, artículos, equipo odontológico debe poseer el conocimiento necesario sobre todos los procesos que existen en la eliminación de microorganismos y garantizar así que dicho instrumental reciba el procedimiento adecuado para la eliminación y reducción del peligro de infección, ya que todo el material expuesto puede convertirse en un vehículo de agentes infectantes.

Existen varios tipos de controles de calidad para la esterilización del instrumental: **Control físico**: en el cual se usa todo tipo de cinta registradora y de manera física usando manómetros. **Control químico**: donde se puede usar otro tipo de cinta en este caso cinta testigo la misma que cambia de color al momento de ser expuesta al proceso de esterilización, la Tira de control interno o baliza también es utilizada en el proceso de esterilización, las que se pueden colocar sea en el interior o exterior de los dispositivos a tratar. **Control biológico**: Es el más aceptado actualmente ya que en este procedimiento se usan esporas de Geobacilo Stearothermophilus, el microorganismo más resistente al calor. (Guerra ME; Tovar V. 2006, pp.2-4)

Tipos de Control (Figura.1)



(Figura.1) 1.1 Redimac. (s.f.) Manómetro. Recuperado de:
<http://www.redimac.com.mx/instrumentacion/mangueras/>

1.2 3M™ MEXICO CUIDADO DE LA SALUD (s.f.) Cinta Testigo Comply 1322 para Vapor.
 Recuperado de: http://www.tba.com.mx/product.php?id_product=237

1.3 Madegom. (s.f.) Tira de control Químico. Recuperado de:
http://www.madegom.cl/productos/controles-y-validadores-para-esterilizacion-1/control-interno-de-esterilizacion-autoclave-en-tiras?__store=en&__from_store=default

En la utilización de calor húmedo se requiere procesos a temperaturas elevadas en un intervalo de tiempo. (121° C por 15 min.) Mientras que en el calor seco llamado también estufa las temperaturas aún son más elevadas y los intervalos de tiempo son más largos. (170° C por 2 horas). No obstante dichos parámetros pueden cambiar en función de las variables de cada producto o material a esterilizar.

El proceso de esterilización también se puede llevar a cabo mediante la filtración donde se utilizan filtros de tamaños muy pequeños como de poros para impedir el paso de microorganismos por los filtros. Este método es recomendado cuando no se tiene al alcance los métodos de calor húmedo o seco.

Las radiaciones ionizantes y gases para esterilizar son métodos alternativos a los comunes, los mismo que deben tener un alto poder de penetración y los que no dañan el material que se está esterilizando. Estos procesos se usan más en el ámbito médico y hospitalario en materiales de un solo uso.

(Devadiga GS, Thomas VM, Shetty S, Setia MS. 2015, pp.2-3)

Según la división existente los materiales dentales se clasifican en: críticos, semicríticos, no críticos e instrumentos desechables.

Los instrumentos semicríticos son los que no penetran tejidos blandos ni huesos pero están en contacto con la mucosa dental y son los espejos, condensadores de la amalgama, gutapercheros, entre otros. Los mismos deberán esterilizarse después de cada uso, y si su esterilización no es posible con los métodos de calor húmedo o seco porque el instrumental puede sufrir daño por lo menos deberá recibir una desinfección de alto nivel.

2.1.2. TIPOS DE SISTEMAS DE ESTERILIZACIÓN

Existen diferentes tipos de métodos de esterilización entre los más usados son el calor húmedo, calor seco y los sistemas químicos.

Vapor saturado utilizado para el material resistente a temperaturas altas, es fácil, seguro, no produce residuos y además de bajo costo por lo que es el más utilizado. Es compatible con varios medios desde metales hasta textiles, vidrio y algodón sin olvidar líquidos y sustancias gomosas. Es un proceso de corta duración, fácil de controlar y llevar registro.

Modificación del autoclave tradicional, aquí se usa material sin empaques y se lo debe utilizar de manera emergente, en forma rápida para evitar algunos conflictos que presenta este método como la monitorización del mismo. El área debe ser específicamente designada y ser solo utilizada para el proceso de esterilización bajo supervisión de personal autorizado y capacitado. Tiene uso

limitado ya que el instrumental que sale se encuentra directamente con el medio y puede contaminarse fácilmente.

Óxido de etileno, tiene un poder muy alto dentro de la esterilización de material, su uso ha crecido de manera exponencial y significativa ya que opera a temperaturas muy bajas y no daña el material que es sensible al calor. Puede presentar algunos contras como puede dejar residuos tóxicos en plásticos por lo que se requiere exhaustiva aireación, es un riesgo potencial para el personal porque es tóxico para la piel, mucosas y es potencialmente carcinogénico. . Es un riesgo potencial para personal y pacientes, es tóxico para la piel, mucosas y aparato respiratorio, y carcinogénico. (Mendes GC, Brandão TR, Silva CL. 2007, pp.2-4).

La investigación realizada por **Yamazaki H e col.** (2011, pp.2-3) Que utiliza chorros de plasma de presión atmosférica de baja frecuencia (LF) muestra que esta técnica se está convirtiendo cada vez más común. Llevaron a cabo experimentos para evaluar el efecto esterilizante de esta tecnología en los microorganismos patógenos orales (*S. mutans*, *C. albicans* y *E. faecalis*) y para determinar su potencial para la aplicación clínica. Se realizó la prueba de exposición directa sobre una superficie sólida, ensayo de exposición indirecta en una fase líquida, y ROS (especies reactivas de oxígeno) Ensayo de inhibición. Los resultados mostraron que el chorro LF tiene efectos microbicidas en patógenos orales, y que el ROS es influenciado por este efecto de la esterilización. Los experimentos de este estudio revelaron que jet LF tenía un efecto esterilizante sobre los microorganismos patógenos orales presentes tanto en las fases sólida y líquida. Se consideró que el mecanismo de esterilización está relacionado con el efecto de los radicales de un anión de superóxido. Estos resultados indican que LF chorros pueden representar una nueva tecnología que puede ser aplicada al campo de la odontología clínica.

Se dice también que los materiales envueltos en tela sin costuras puede reducir la proporción de esterilización de instrumentos envasados. El descenso fue

acertado y sostenido en el tiempo, incluso teniendo en cuenta el cambio en el número de procedimientos. Por eso más adelante estaremos ampliando el tema de los métodos y materiales de esterilización. (Devadiga GS, Thomas VM, Shetty S, Setia MS. 2015, pp.4-5)

Tal y como se ha comentado acerca de diferentes tipos de métodos para esterilizar, se ha descubierto recientemente un tipo de esterilizador químico portátil (PCS), el cual es utilizado por los militares. Este método posee un mecanismo que no necesita vapor, el cual puede ser utilizado por equipos quirúrgicos, Empresas dentales, servicio veterinario, destacamentos militares, hospitales de apoyo y combate, y el área de laboratorios médicos, para esterilizar instrumentos quirúrgicos y para esterilizar especímenes patológicos antes de su eliminación en los quirófanos, áreas de tratamiento de emergencia y unidades de cuidados intensivos. Este método usa Dióxido de Cloro en lugar de vapor, lo que hace que su transporte sea más factible y menos cansado para el cuerpo militar de salud opera utilizando el 100% menos de electricidad (0 frente a 9 kW) y un 98% menos de agua reduce significativamente el peso en un 95% (20 vs 450 libras, un ascensor de 4 hombres) y el cubo en un 96% y prácticamente elimina los retos difíciles en los despliegues, de elevación y transporte, y la potencia eléctrica necesaria para los autoclaves de vapor y lo más importante es que puede esterilizar 4 bandejas de instrumental en 1 hora de la misma forma que un autoclave de gran tamaño. (Doona CJ. e col. 2014, pp.1-3)

2.1.3. MECANISMO

Autoclave, este mecanismo es el más utilizado y está a disposición de los profesionales de la salud sean médicos u odontólogos. Para que la esterilización sea eficiente es importante que el vapor que se va a utilizar sea **Limpio y Puro.**

Que se forme a partir de agua filtrada, libre de impurezas es decir que sea ozonificada teniendo el 3% de estado líquido. No se debe exceder la carga dentro del equipo de autoclave sino la esterilización no será positiva además el vapor debe estar en contacto directo con el material a esterilizar. Se debe crear un vacío para que el vapor pase libremente y el aire contenido a un inicio sea liberado y solo quede vapor. (Omidkhoda M, e col.2016, pp.1-4)

Para que el proceso de esterilización por autoclave sea confiable, debe cumplir algunos pasos fundamentales para ofrecer una correcta esterilización:

1. MARCHA: sellado hermético de las puertas para que el equipo sea impenetrable.
2. PURGA DE AIRE: Eliminación de aire del dispositivo y posteriormente de los contenedores y envoltorios a partir de la inyección de vapor y sellado al vacío.
3. PREPARACIÓN: en el paso anterior se habla de una inyección de vapor, en esta fase se sigue con la inyección de vapor pero este vapor va a cada cámara y se inicia el proceso de sellado de vacío y pre-vacío para quitar completamente el aire restante.
4. CALENTAMIENTO: se realiza con el vapor dentro de la cámara y los contenedores hasta alcanzar la temperatura y presión necesarias para el proceso de esterilización.
5. ESTERILIZACIÓN: Aquí se mantiene la misma temperatura de esterilización que se llegó en el paso anterior tomando en cuenta también el tiempo de esterilización del material.
6. DESVAPORIZACIÓN: Aquí el sistema de vacío elimina el vapor y baja la presión en el equipo.
7. SECADO: El proceso de vacío debe ser profundo y duradero. Ya que se debe mantener el vapor en la recámara y el calor en la misma. Este procedimiento ayuda al secado del producto e impide una posible re-contaminación bacteriana en su transporte y almacenamiento.

8. IGUALACIÓN: Aquí ingresa el aire atmosférico a la cámara por un filtro de aire estéril para igualar las presiones ya que en la cámara existe una presión menor a la atmosférica. El vapor que se encontraba en la cámara se vuelve agua y es transportado por un tubo estéril hacia afuera.

9. FINALIZACIÓN DEL PROCESO: El sellado hermético es liberado para que el equipo pueda ser abierto. (WHO/EHT/CPR. 2007, pp.4)

Por tal motivo se puede concluir que este tipo de método de esterilización es efectivo mediante su propio mecanismo, igual de eficiente. En nuestro medio la técnica de autoclave es la más utilizada y está a mayor disposición del personal de salud.

Dentro de los mecanismos de esterilización y los pasos que se comentaron anteriormente se puede utilizar una banda química la cual cambia de color cuando el instrumental ha sido esterilizado correctamente y esto se considera un paso esencial y fiable al momento de dicho proceso. (Papaioannou A. 2013, p.3)

También se debe tener cuidado al momento de esterilizar el instrumental ya que este procedimiento puede deteriorar el material y por ende ser un foco para que los microorganismos proliferen como se comentará más adelante, por tal motivo se deberán adaptar los procedimientos de esterilización y desinfección al perfil químico de las aleaciones de metales presentes. Tomar las recomendaciones de uso publicadas por los fabricantes de instrumentos y seguirlas. (Benyahia H, Merzouk N, Ebn Touhami M, Zaoui F. 2012, pp.2-3)

2.2 MICROBIOLOGÍA

2.2.1. Definición

Las herramientas eléctricas quirúrgicas (AUR) se utilizan con frecuencia en muchas especialidades como: la odontología, ortopedia, oftalmología, neurología y podología. Tienen diseños complejos que pueden restringir el acceso a los agentes de limpieza, esterilización y se convierten con frecuencia en materiales contaminados portando residuos microbianos y tejidos después de su uso. Por lo tanto debemos ser muy meticulosos al momento de usar un instrumental aunque haya sido esterilizado. (Deshpande A, Smith GW, Smith AJ. 2015, pp.1-2)

La microbiota está directamente relacionada con muchas enfermedades entre ellas gingivitis y periodontitis entre las más comunes, sin olvidarnos también de la caries, la cual puede afectar no solo a nivel bucal sino a nivel sistémico si no se la trata a tiempo, los cambios en nuestra microbiota están asociados también entre las enfermedades ya comentadas con otras como la obesidad, la enfermedad de Crohn y la diabetes. Aunque los cambios en las poblaciones microbianas son evidentes durante estas enfermedades, las especies asociadas con cada enfermedad pueden variar de paciente a paciente. (Peter Jorth e. col. 2014, pp.2-3)

2.2.2. Importancia

Es importante saber acerca de la microbiota bucal ya que se ha dicho que la mayoría de bacterias que existen dentro del tracto digestivo alto y bajo, hasta llegar al estómago provienen de la boca. (Christine M. Bassis e.col. 2015, p.2)

Según **Munro CL.** (2014, pp. 3) La cavidad oral alberga una ecología microbiana muy compleja. Se estima que 700 a 1000 diferentes tipos de microorganismos viven en la boca; muchos de éstos sólo se encuentran en la boca. En la cavidad oral de una persona saludable, 200 a 300 organismos forman un microbioma estable y el número y las especies de organismos en la placa dental se mantienen relativamente constantes durante toda la vida de esa persona.

2.2.3 Comunes

Las especies de bacterias aerobias predominantes son los estreptococos viridans. La flora microbiana se concentra en la placa dental, que es un nicho ambiental complejo de microorganismos interdependientes incrustados en productos bacterianos y salivales, los que se pueden adherir al instrumental de diagnóstico utilizado en la consulta odontológica, la biopelícula que se encuentra en las superficies del diente, y la acumulación de placa se ve reforzada por la agregación bacteriana entre si y entre especies. (Bedran TB, Grignon L, Spolidorio DP, Grenier D. 2014, pp.2-3)

2.3 Biofilm

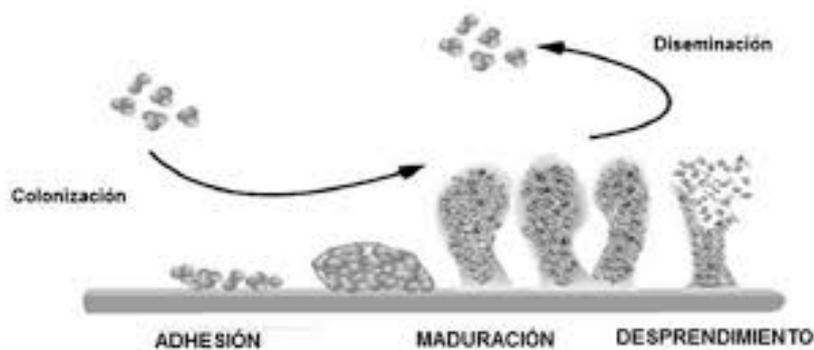
2.3.1 Definición

Basado en la literatura analizada, se puede concluir que el biofilm, debido a su estructura compleja y numerosos mecanismos de adaptación bacteriana, es una barrera efectiva contra los agentes tradicionales con propiedades antibacterianas. (Chañas R. e.col. 2015, pp.1-2)

2.3.2 Desarrollo

Constituyen conglomerados de múltiples capas de bacterias y hongos, rodeado de los hidratos de carbono que se producen, así como sustancias derivadas de la saliva y el fluido gingival. Técnicas modernas mostraron una significativa diversidad del entorno de biopelícula y un sistema de comunicación microbiana (quorum sensing), mejorando su supervivencia.

Las biopelículas se producen en las superficies de los dientes como la placa dental, en los senos paranasales, en prótesis, implantes dentales, así como en las líneas de agua de una unidad dental, lo que constituye un riesgo particular para los pacientes severamente inmunocomprometidos. (Wróblewska M, Strużycka I, Mierzwińska-Nastalska E. 2015, pp.1-2)



(Figura.2). Representación esquemática del proceso de formación de un biofilm. Imagen modificada, tomada de Otto, 2008. Recuperado de <http://www.fvet.edu.uy/sites/default/files/Biblioteca/FV-31478.pdf>

El biofilm bacteriano se puede ver como una infección específica persistente. Ya que después de una invasión los microbios empiezan su adherencia a superficies vivas o no vivas, como: prótesis y dispositivos médicos permanentes, el mismo que puede desencadenar y producir resistencia a los antibióticos e inflamación dando un resultado de una infección persistente. El

biofilm provee un importante reservorio para las bacterias y células para que estas puedan colonizar y repoblar otros sitios del organismo. Dentro de las más destacadas están: E. coli en tracto urinario, M. tuberculosis en tuberculosis y P. aeruginosa en fibrosis quística. Pero no solo el biofilm afecta a esos sitios en el organismo sino también a nivel dental con el estreptococo mutans (S. mutans) el cual se desarrolla en las superficies de las piezas dentales. (Li Chen, Yu-meí Wen. 2011, pp. 1,2)

El desarrollo del biofilm consta de tres partes fundamentales:

- Unión y desarrollo de las estructuras de la biopelícula Inicial.
- Maduración.
- Desprendimiento y dispersión

Unión y desarrollo de las estructuras de la biopelícula inicial

Esto inicia con la unión reversible de bacterias hacia una superficie favorable y depende de la capa que envuelve a las bacterias y el sustrato para que se puedan adherir por un proceso electroestático y una interacción físico-química entre ellos.

La unión ocurre segundos después de que las bacterias detectan el ambiente que necesitan incluido el cambio en nutrientes por los que ellas necesitan (glucosa, indol y poliaminas), en moléculas inorgánicas (hierro y fosfato), pH, antimicrobianos, temperatura, concentración de oxígeno, osmolaridad, y las señales de acogida del huésped (ácidos biliares, peróxido de hidrógeno). En este punto las bacterias usualmente muestran un crecimiento logarítmico. Esta unión es facilitada también por organelas de adhesión producidas por las fimbrias de la primera capa de bacterias las mismas que ayudan a su desarrollo. (Luary C. Martínez, Viveka Vadyvaloo. 2014, pp. 2,3)

Maduración

Durante la etapa de maduración agregados de células comienzan a crecer en capas en una matriz tridimensional, este estado todavía requiere de organelas

adhesivas, sin embargo, esta etapa se caracteriza principalmente por la interacción y la formación de componentes de superficie importantes de célula a célula que contribuyen a la estructura de la biopelícula, llamado quórum sensing.

Usando el QS (quórum sensing) cada célula individualmente puede producir sustancias parecidas al QS como pequeñas señales célula a célula las mismas que permiten que otras células detecten esas señales y puedan adherirse y madurar.

El quórum sensing no solo proporciona señales de maduración sino que juega un papel crucial en la diferenciación celular y en la formación de más estructuras en la biopelícula. (Luary C. Martínez, Viveka Vadyvaloo. 2014, pp. 2,3)

Por eso se dice que es más resistente al tratamiento con antibióticos un biofilm bien desarrollado que un biofilm deficiente. (Li Chen, Yu-mei Wen. 2011, pp. 2)

Desprendimiento y dispersión

En esta etapa las comunidades formadas (unidas a la superficie), pueden dar lugar a bacterias planctónicas (libre flotación) que pueden multiplicarse y dispersar a colonizar nuevas superficies rápidamente. Algunas veces la nutrición del ambiente bacteriano dicta el comportamiento de las bacterias. Además de la disponibilidad de nutrientes, existen procesos que también median en la dispersión del biofilm como el oxígeno, productos del metabolismo que realizan bacterias de tipo anaeróbicas, la percepción de la mayoría de bacterias y las moléculas mensajeras. (Luary C. Martínez, Viveka Vadyvaloo. 2014, pp. 2,3)

Sin embargo, entre los procesos que intervienen en el desprendimiento de biofilm son: 1. La síntesis de enzimas que degradan las sustancias poliméricas extracelulares en la matriz del biofilm, 2. La liberación de EPS, 3. Las proteínas de unión a la superficie, 4. La inducción de la motilidad, 5. La producción de surfactante y 6. La lisis celular, cizalla hidráulica, descamación y erosión. (Luary C. Martínez, Viveka Vadyvaloo. 2014, pp. 3)

Según, Serrano, Herrera y León (2009) “El biofilm es una comunidad bacteriana inmersa en un medio líquido, caracterizada por bacterias que se hallan unidas a un sustrato o superficie o unas a otras”.

Esta biopelícula está compuesta por bacterias y una matriz llamada también glicocálix, que representan un 15-20% y 75-80% respectivamente del volumen del biofilm. (Serrano, Herrera y León. 2009, pp.4)

Como ya lo comentamos anteriormente, en cada estadio de la formación de biofilm existen bacterias, las mismas que detallaremos a continuación.

- Primer paso o fase I, formación de biopelícula sobre un área limpia perteneciente al diente (faceta o superficie), formada por glicoproteínas y antitoxinas fundamentalmente. Esta cambia la polaridad de la superficie del diente y colabora para una próxima adhesión bacteriana.
- Un segundo paso o fase II. Hay adhesión a la biopelícula formada por algunos microorganismos y tipos bacterianos específicos. Los primeros en colonizar son parte del género *Streptococcus*, siendo el más destacado el *Streptococcus sanguis*). Subsiguientemente se añaden varios tipos de especies de bacilos gram-positivos los mismos que aumentarán en número y se destacarán sobre las formas cocoides. En esta misma fase se producen interacciones bacterianas que crean estructuras como mazorca de maíz.

- Paso 3 o Fase III. Da paso a la proliferación y la crecimiento bacteriano. Principalmente las formas celulares gram-positivas, (*Actinomyces* sp).
- Paso 4 o Fase IV. Multiplicación bacteriana, aparición de nuevos escenarios, ocurre co-agregación de nuevos géneros bacterianos. Y hay una mayor adhesión de gram-negativos. (*Veillonella* sp., *Fusobacterium* sp). (Serrano, Herrera y León. 2009, pp.2)

Por tal motivo el papel del Biofilm es fundamental ya que este puede afectar a futuro el tejido de soporte del diente y al diente propiamente dicho.

3. Objetivos e Hipótesis

3.1 Objetivo General	Comparar la esterilidad del instrumental odontológico y monitorizar al momento de ser transportado y almacenado en diferentes medios.
3.2 Objetivos Específicos	<ol style="list-style-type: none">1. Identificar presencia de microorganismos (microfilm) en instrumental después de la esterilización.2. Verificar presencia de microorganismos en el instrumental estéril transportado en dos métodos.3. Comprobar la presencia de microorganismos en el instrumental estéril almacenado después de dos periodos de tiempo.
3.3 Hipótesis nula	No habrá diferencia en la esterilidad del instrumental odontológico en los diferentes grupos de estudios
3.4 Hipótesis alternativa	Habrá diferencia en la esterilidad del instrumental odontológico en los diferentes grupos de estudios.

4. MÉTODOS Y MATERIALES

4.1 Tipo de Estudio

El estudio es EXPERIMENTAL (comparativo), en grupos sometidos a diferentes variables, ya que es necesario demostrar si el instrumental de diagnóstico utilizado en el centro de atención odontológica UDLA presenta o no microorganismos, bio-film, después de haber sido esterilizados y almacenados, en el transcurso de 1 semana dentro de los respectivos grupos.

4.1.2 POBLACIÓN Y MUESTRA

El universo estará formado por el **instrumental de diagnóstico** perteneciente a los estudiantes de la Facultad de Odontología, UDLA, que estén cursando clínica.

4.1.3 MUESTRA

Para determinar la muestra para el control de esterilización se consideró un **instrumental de diagnóstico** por cada estudiante, se utilizó la siguiente fórmula matemática: Muestra según Guilford.

$$n = \frac{PQ \cdot N}{(N - 1) \frac{E^2}{K^2} + PQ}$$

SIMBOLOGÍA: n= Muestra **PQ**= Corrector de la varianza 0.25 **N**= 200 Población de estudio (un paquete de instrumental por cada estudiante) **E**²= Error muestra permitido para el estudio (9%) **K**²= Constante de corrección (2)

$$n = \frac{50}{0.655}$$

$$n = 76.33$$

Por motivos didácticos y ajustándonos a nuestro medio se tomará como muestra a 40 equipos de diagnóstico por cada grupo a investigar.

4.1.4 Criterios de Inclusión

- Instrumental de diagnóstico perteneciente a los alumnos de clínica III hasta la V de la UDLA.
- Equipos de diagnóstico esterilizados.
- Equipos que vayan de acuerdo al grupo que correspondan.
- Material esterilizado y almacenado según las especificaciones dadas.

4.1.5 Criterios de Exclusión

- Instrumental de diagnóstico perteneciente a los alumnos de otras clínicas. I y II.
- Que no hayan cumplido con los criterios de inclusión.
- Equipos de diagnóstico No esterilizados.
- Equipos que No vayan de acuerdo al grupo que correspondan.
- Material esterilizado y No almacenado según las especificaciones dadas.

4.2 DESCRIPCIÓN DEL MÉTODO

- Para esta investigación se dividirán los equipos de diagnóstico en 5 grupos, cada grupo tendrá un distintivo de diferente color e inicial. Los grupos serán divididos así: **1.** Grupo Control, **2.** Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada, **3.** Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada. **4.** Cancel sin caja plástica previamente desinfectada y **5.** Cancel + caja plástica previamente desinfectada.
- Cada equipo de diagnóstico será guardado en funda de esterilizar mediana (UNIP K 3.5" X 10"). En cada envoltura se colocará un indicador químico, Cinta adhesiva 1322 como marcador. Con sus dimensiones correctas para escribir la fecha de la toma, la tinta cambia de coloración al momento de entrar en contacto con el vapor.
- Las 200 muestras serán procesadas en autoclave TUTTNAUER propiedad de la Facultad de Odontología bajo los siguientes parámetros: temperatura 121°C, presión 1atm, tiempo de 1hora y enfriamiento de 15 minutos. Cada grupo en un lapso de tiempo de 1 hora y 15 minutos.
- Después de completarse el ciclo de esterilización se observará el cambio de coloración de la cinta de control 1322.
- Se hace la lectura dentro de los parámetros de cambio de color y así saber que el medio de esterilización fue efectivo.
- El grupo control será evaluado inmediatamente después del autoclavado para verificar la completa esterilización del instrumental.
- Los demás grupos serán analizados una semana después del almacenamiento detallado en cada condición experimental.
- Para la recolección de la muestra en el grupo control se utilizará un indicador biológico (Attest 1262P,3M) el mismo que se habrá sido colocado dentro de la envoltura del instrumental previo al autoclavado.
- Los indicadores biológicos serán incubados a una temperatura de 56° durante 24h en el laboratorio. Una vez terminado el proceso se leerá y se procederá a registrar los resultados.
- Una vez completado el tiempo de incubación la lectura se hace en base a la observación en el cambio de color del medio de cultivo, en este caso agar nutritivo y agar sabouraud y la formación de colonias si el crecimiento fuere positivo.
- Para la recolección de la muestra microbiológica de los grupos experimentales se pasará una esponja de muestreo (Sponge-Stick, 3M) en cada instrumento. Esta esponja luego será depositada en un tubo de ensayo con agua peptonada para ser trasladada al laboratorio y posteriormente ser evaluada en agar para estafilococo.

- El tiempo de cultivo en Sal-Manitol es de: 24h, para cultivos de muestras no contaminadas, 24-48h, cuando se usan cultivos mixtos o de dos clases infectados, las recomendaciones dadas son para conseguir colonias de mayor tamaño, con las que se pueda realizar diferentes pruebas de microscopía (72h).
- Posterior a esto, los datos obtenidos en los procesos anteriores se tabularán, pasaran por un estudio estadístico para la formulación de resultados y posterior a eso se redactará las conclusiones y recomendaciones.

4.2.1 Materiales y Protocolo

Dentro de los materiales a usar, además de los detallados anteriormente, se utilizarán en el laboratorio:

- Tubos de ensayo de 5ml.
- BHI caldo enriquecido, 100 gr.
- Agar Nutritivo.
- Cajas Petri plásticas.
- Atomizador de Alcohol.
- Marcador indeleble.
- Mandil.
- Guantes.
- Mascarillas.

4.2.2 Protocolo

1. Esterilización de material previo para toma de muestras.
2. Toma de muestras.
3. Preparación de medios de cultivo.
4. Cultivo de la muestra tomada, 24horas en 37°C.
5. Si se encuentra turbidez, procederemos a sembrar en Agar Nutritivo. Posteriormente veremos si hay presencia de microorganismos.

6. Si encontramos microorganismos procederemos a la identificación de los mismos. (bacterias u hongos).

5. PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE LOS DATOS

Se realizará el análisis estadístico usando El Análisis de varianza (ANOVA). Es un método para comparar dos o más medias. Es un método que permite comparar varias medias en diversas situaciones; muy ligado, por tanto, al diseño de experimentos y, de alguna manera, es la base del análisis multivariante.

6. Resultados

6.1 Datos Demográficos

Se tomó la muestra de acuerdo a lo establecido en la metodología, con el instrumental previamente esterilizado de los alumnos del Centro de Atención Odontológica Udlu y posterior almacenamiento en los diferentes medios que constan en el estudio. **1.** Grupo Control, **2.** Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada, **3.** Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada. **4.** Cancel sin caja plástica previamente desinfectada y **5.** Cancel + caja plástica previamente desinfectada.

6.2 Instrumentos

Para llegar a obtener los resultados se utilizó varios instrumentos, los mismos que ayudaron a que la investigación sea factible.

Los instrumentos utilizados fueron: BHI como medio de transporte, hisopos estériles para la toma de muestra, cajas Petri con agar nutritivo para la siembra de las bacterias y con agar sabouraud para hongos. La siembra de bacterias se realizó en la cabina de bioseguridad para que la muestra no se contamine. Posterior a esto dejamos en incubación por 72 horas para el crecimiento de bacterias y de hongos.

6.3 Tablas

Cada muestra fue sembrada en agar nutritivo para observar si habría crecimiento bacteriológico y también fueron sembradas en agar sabouraud con cloranfenicol para solo el crecimiento de hongos.

Los resultados arrojados en el agar sabouraud fueron negativos, es decir no hubo presencia de hongos en ninguna muestra. (0% contaminado)

Más en los resultados arrojados por el agar nutritivo fueron diferentes. **1.** Grupo Control (100%), **2.** Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada (55%), **3.** Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada. (77.5%), **4.** Cancel sin caja plástica previamente desinfectada (72.50%), **5.** Cancel + caja plástica previamente desinfectada (70%).

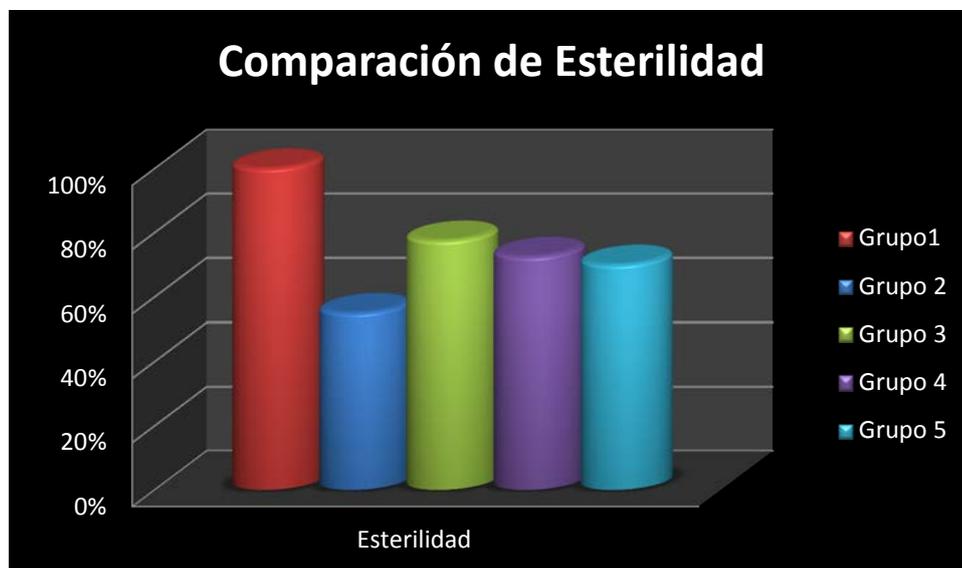


Figura.3 Esterilidad del Instrumental por grupos.

1. Grupo Control
2. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada
3. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada.
4. Cancel sin caja plástica previamente desinfectada
5. Cancel + caja plástica previamente desinfectada.

Las muestras que presentaron presencia de bacterias fueron investigadas por microscopio óptico previamente coloreadas con tinción Gram, donde hubo 52% de Gram (+) y 48% Gram (-).

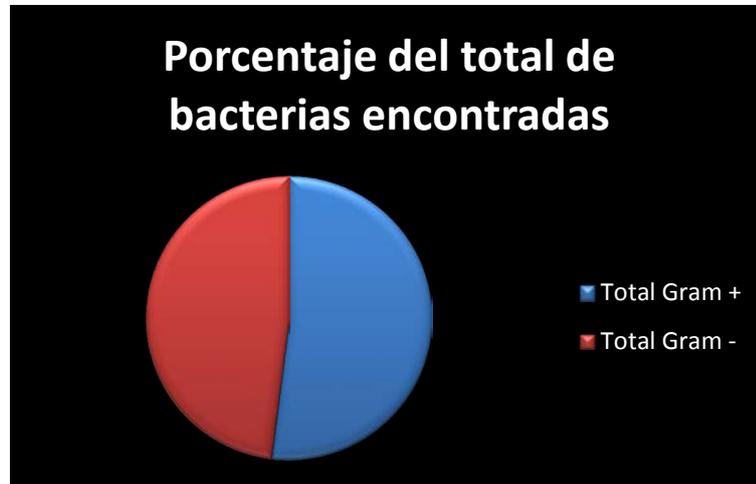


Figura. 4 Porcentaie de bacterias Gram+ (52%) Gram - (48%)

Y por grupo tenemos:

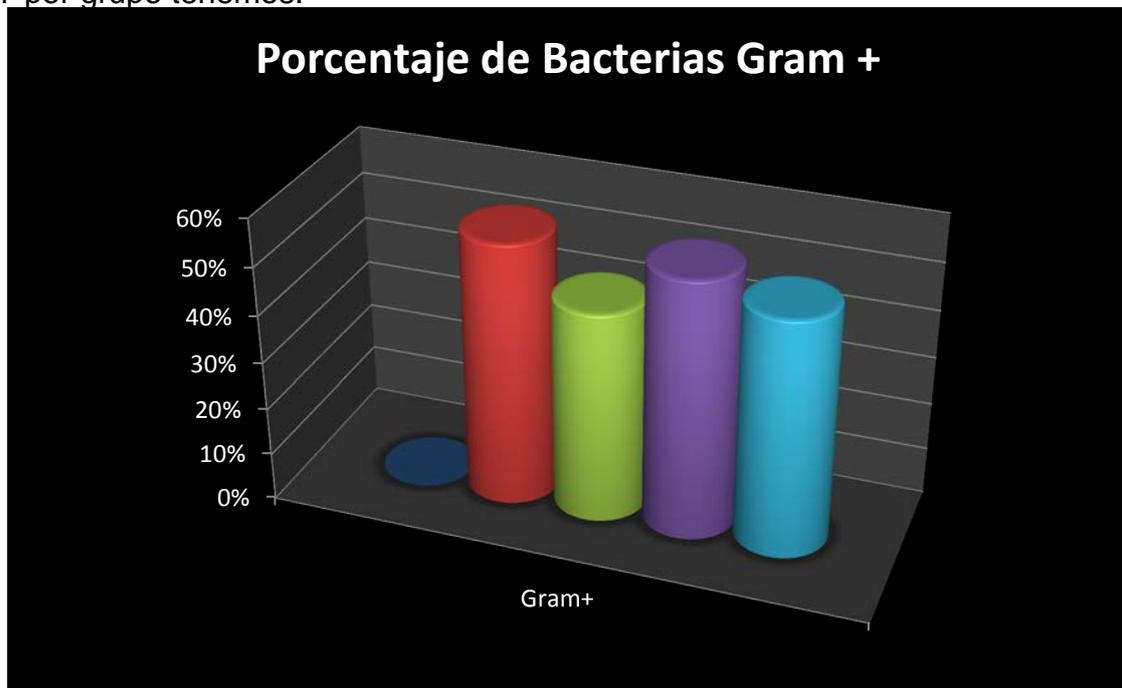


Figura.5 Presencia de Gram (+) según los grupos.

1. Grupo Control
2. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada
3. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada.
4. Cancel sin caja plástica previamente desinfectada
5. Cancel + caja plástica previamente desinfectada.

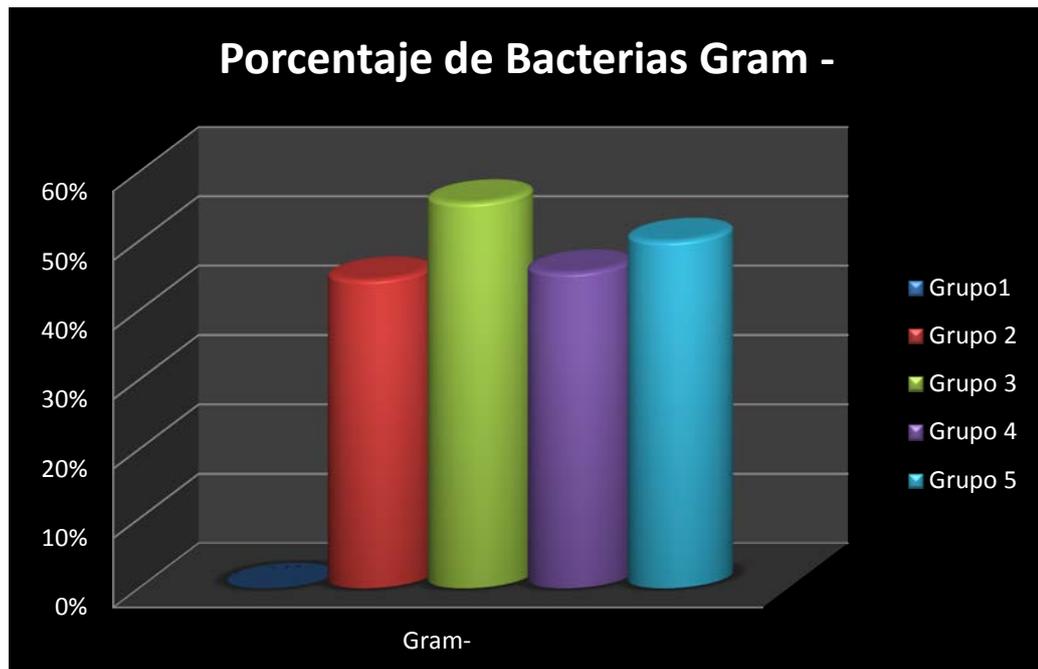


Figura.6 Presencia de Gram (-) por grupos

1. Grupo Control
2. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada
3. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada.

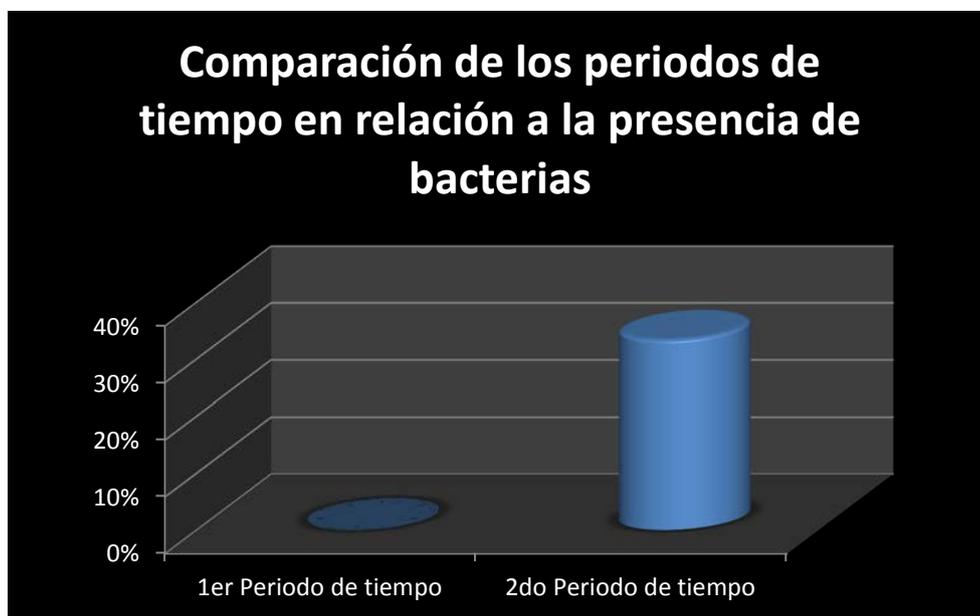


Figura.7 Periodos de tiempo

1. Corto: directo de la esterilizadora.
2. Largo: de 3 a 8 días después de esterilizar.

Para este análisis se tomó en cuenta 2 períodos de tiempo, el primero Corto - Directo de la esterilizadora y el segundo Largo – 3 a 8 Días.

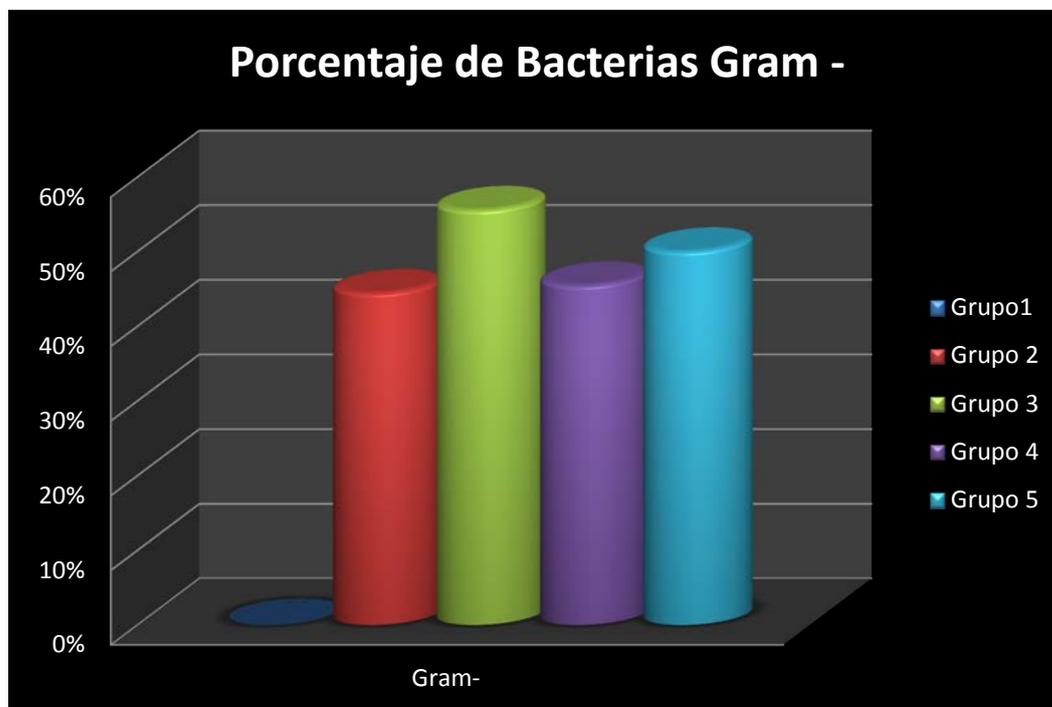


Figura.8 Presencia de Gram (-) por grupos

1. Grupo Control
2. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada
3. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada.
4. Cancel sin caja plástica previamente desinfectada
5. Cancel + caja plástica previamente desinfectada.

La presencia de microorganismos fue variable en cada uno de los grupos. Esta presencia de microorganismos está muy ligada a la comparación de la esterilidad antes mencionada. 1. Grupo Control (0%) 2. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada (45%) 3. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada. (22.5%) 4. Cancel sin caja plástica previamente desinfectada (27.5%) 5. Cancel + caja plástica previamente desinfectada. (30%)

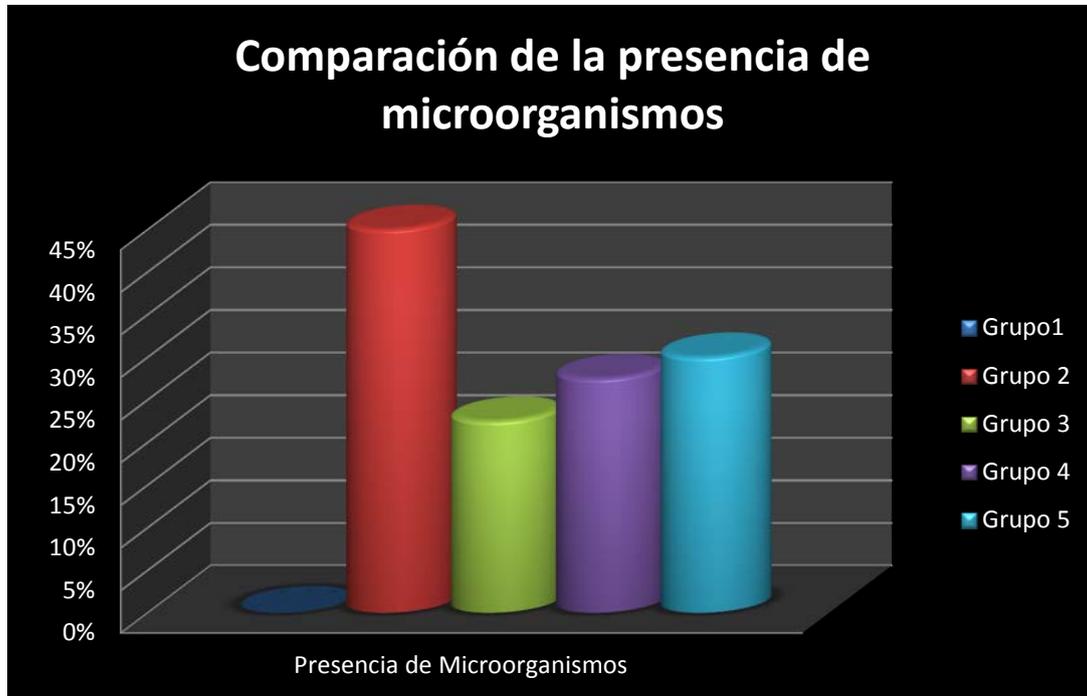


Figura.9 Presencia de Microorganismos

1. Grupo Control
2. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada
3. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada.
4. Cancel sin caja plástica previamente desinfectada
5. Cancel + caja plástica previamente desinfectada.

Por lo tanto decimos que según el estudio realizado con un error estándar de 0.0735 y la diferencia entre variables de 1.25, es estadísticamente significativo ya que la diferencia entre variables supera al error.

Se rechaza la Hipótesis nula y se acepta la Hipótesis alternativa.

7. Discusión

La presencia de microorganismos y biofilm es innegable ya que el instrumental después de ser tomado del área de esterilización es transportado en diferentes medios y almacenado también en diferentes medios, donde el material puede sufrir alteración, contaminación y una posterior proliferación de bacterias, 52% de Gram (+) y 48% de Gram (-) dentro de un universo de 200 muestras. Estos microorganismos pueden ser transportados de paciente a paciente siendo el vehículo el instrumental contaminado con un porcentaje de microorganismos considerable como se pudo observar en el estudio, 1. Grupo Control (0%) 2. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada (45%) 3. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada. (22.5%) 4. Cancel sin caja plástica previamente desinfectada (27.5%) 5. Cancel + caja plástica previamente desinfectada. (30%). **Petti S, Polimeni A, Allen MJ. (2015)** aseveran que se debe encontrar otros tipos de métodos de esterilización como la esterilización química y tener el cuidado pertinente al momento de usar el instrumental para así evitar la contaminación cruzada y la proliferación excesiva de microorganismos. (Dallolio L e.col. 2014). Aunque en otro estudio se concluyó que las estructuras desinfectadas favorecieron la adhesión bacteriana secundaria y al desarrollo de una nueva biopelícula. (Ohsumi T. e.col. 2015, pp.1, 2). En contraposición a lo dicho anteriormente (Song L, Wu J, Xi C. 2012, pp. 2,3) demuestran que ciertamente el biofilm puede ser combatido con un buen sistema de esterilización usando el método de TANCS- equipos de esterilización al vapor, el cual fue mejor que el uso de cloro (blanqueador), demostrando que en 3 segundos el biofilm desaparecía en un 99.95%.

Por lo que se mantiene lo dicho en párrafos anteriores, tener precaución y cuidado al momento de transportar y almacenar el instrumental y dar por supuesto un correcto proceso de esterilización y desinfección. (Smith G, Smith A. 2014, pp. 1) Con el proceso de esterilización y almacenamiento bien realizados, disminuirá el porcentaje de contaminación cruzada, por ende la

proliferación de bacterias y la producción de potenciales focos de infección. (Inger M, Bennani V, Farella M, Bennani F, Cannon RD. 2014, pp. 2,3)

8. Conclusiones y Recomendaciones

8.1 Conclusiones

A lo largo de la presente investigación se demostró que en realidad el instrumental sufre contaminación después de haberlo sacado del Autoclave (esterilizador).

- Hay aumento de contaminación y esta depende mucho del método de transporte y almacenamiento que el operador realiza después de que toma el instrumental del área de esterilización.
- La hipótesis nula fue aceptada y la hipótesis alternativa rechazada por que aseveró que en realidad el instrumental sufre contaminación dependiendo del sitio de almacenamiento y del método de transporte.
- De acuerdo a los objetivos específicos se concluye que, si hay presencia de microorganismos después de que el material sale de la esterilización y se guarda en los diferentes lugares, donde se pudo observar presencia de Gram (+) y Gram (-) en porcentajes de 52% y 48% respectivamente.
- Hay mayor contaminación si el instrumental es almacenado solo en la funda de esterilización y transportado en la mochila, es el 45% de contaminación dentro de toda la muestra.
- Al primer período de tiempo se observó que el instrumental salió completamente esterilizado en total el 100% de instrumental pero después del segundo período de tiempo (3-7 días), el instrumental si presentó contaminación, Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada (45%). Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada. (22.5%). Cancel sin caja plástica previamente desinfectada (27.5%). Cancel + caja plástica previamente desinfectada. (30%)

- Dentro del área microbiológica se observó que el medio de transporte de la muestra es esencial para obtener los mejores resultados.
- El mejor medio de almacenamiento es donde se usa una barrera extra en este caso es una caja plástica previamente desinfectada, obviamente porque no ocurre ningún tipo de ruptura en la funda donde está el instrumental estéril. Se encontró un porcentaje mucho menor de contaminación en comparación con la muestra total. (22.5%)

8.2 Recomendaciones

Dado que la presencia de microorganismos en el instrumental odontológico es algo que no se puede negar, se deben tomar en cuenta las recomendaciones.

- Por tal motivo se postula que lo ideal antes de atender un paciente es obtener el instrumental directamente del área de esterilización al momento que este haya salido del autoclavado y usarlo confiadamente en el paciente porque está estéril efectivamente.
- También se recomienda la utilización de barreras, en este caso la caja plástica previamente desinfectada puesto que esta protege a la funda de esterilización de cualquier tipo de ruptura y exposición al medio externo que no está desinfectado ni esterilizado.
- Por lo tanto, tomar en cuenta estas recomendaciones porque así se evitará y disminuirá la contaminación cruzada.
- Se recomienda a futuros investigadores, antes de realizar este tipo de investigación tener asesoría del departamento de microbiología los que fueron de mucha ayuda dentro de este proceso, y si su deseo es investigar a profundidad los tipos de microorganismo, si estos son patógenos deberán realizar el proceso de toma de muestra con mayor antelación ya que es un proceso extenso.

Nunca dejar de lado que cada paciente es un potencial nicho de infección y que hay que tratarlo de tal forma como al operador le gustaría.

REFERENCIAS:

- 3M™ MEXICO CUIDADO DE LA SALUD (s.f.) Cinta Testigo Comply 1322 para Vapor. Recuperado de: http://www.tba.com.mx/product.php?id_product=237
- Angius F, Madeddu MA, Pompei R. (2015). Nutritionally Variant Streptococci Interfere with Streptococcus mutans Adhesion Properties and Biofilm Formation. *The new microbiologica*. 38(2):259-66. Epub 2015 Apr 29.
- Bedran TB, Grignon L, Spolidorio DP, Grenier D. (2014). Subinhibitory Concentrations of Triclosan Promote *Streptococcus mutans* Biofilm Formation and Adherence to Oral Epithelial Cells. *PLoS One*. doi: 10.1371/journal.pone.0089059.
- Benyahia H, Merzouk N, Ebn Touhami M, Zaoui F. (2012). Effects of sterilization and disinfection procedures on the corrosion of orthodontic ligature cutters. *International orthodontics / Collège européen d'orthodontie*. doi: 10.1016/j.ortho.2011.12.007.
- Carolina C. Patricio R. (2008). Manejo de Material Estéril. *Comité de infecciones intrahospitalarias*. Santiago de Chile-Chile.
- Chalas R, Wójcik-Chęcińska I, Woźniak MJ, Grzonka J, Świąszkowski W, Kurzydłowski KJ. (2015). Dental plaque as a biofilm - a risk in oral cavity and methods to prevent. *Postepy Hig Med Dosw (online)*. 2015; 69: 1140-1148
- Christine M. Bassis,^a John R. Erb-Downward,^b Robert P. Dickson,^b Christine M. Freeman,^{b,c} Thomas M. Schmidt,^{a,d} Vincent B. Young,^{a,d} James M. Beck,^{e,f} Jeffrey L. Curtis,^{b,g} and Gary B. Huffnagle. (2015). Analysis of the Upper Respiratory Tract Microbiotas as the Source of the Lung and Gastric Microbiotas in Healthy Individuals. *mBio*. doi: 10.1128/mBio.00037-15.
- Dallolio L, Scuderi A, Rini MS, Valente S, Farruggia P, Sabbatini MA, Pasquinelli G, Acacci A, Roncarati G, Leoni E. 2014. Effect of different disinfection protocols on microbial and biofilm contamination of dental unit waterlines in community dental practices. *International Journal of environmental research and public health*. doi: 10.3390/ijerph110202064.
- Deshpande A, Smith GW, Smith AJ. (2015). Biofouling of surgical power tools during routine use. *The journal of hospital infection*. doi: 10.1016/j.jhin.2015.03.006.

- Devadiga GS, Thomas VM, Shetty S, Setia MS. (2015). Is non-woven fabric a useful method of packaging instruments for operation theatres in resource constrained settings? *Indian Journal of Medical Microbiology*. doi: 10.4103/0255-0857.154862.
- Doona CJ, Feeherry FE, Setlow P, Malkin AJ, Leighton TJ. (2014). The Portable Chemical Sterilizer (PCS), D-FENS, and D-FEND ALL: novel chlorine dioxide decontamination technologies for the military. *Journal of visualized experiments: JoVE*. doi: 10.3791/4354.
- Guerra ME, Tovar V. (2006), ESTRATEGIAS PARA EL CONTROL DE INFECCIONES EN ODONTOLOGÍA. *Acta Odontologica Venezolana*. Vol.44 n.1
- Guerra ME, Tovar V. (2006), ESTRATEGIAS PARA EL CONTROL DE INFECCIONES EN ODONTOLOGÍA. *Acta Odontologica Venezolana*. Vol.44 n.1
- Hernandez. O. (junio, 2012). Limpieza, Desinfeccion y Esterilizacion de Equipos e Instrumental Odontologico. *Globered-bioseguridad*, pp. 1-6
- Inger M, Bennani V, Farella M, Bennani F, Cannon RD. (2014). Efficacy of air/water syringe tip sterilization. *Australian Dental Journal*. doi: 10.1111/adj.12146.
- Inger M, Bennani V, Farella M, Bennani F, Cannon RD. 2014. Efficacy of air/water syringe tip sterilization. *Australian Dental Journal*. doi: 10.1111
- Isis Pienta B D P, Maria Clara P, Camila Eugênia R, Rosely M de F. (2015). Adaptation and validation of indicators concerning the sterilization process of supplies in Primary Health Care services. *Revista Latinoamericana Enfermagem*. Vol.23 (1)
- Joel M. Weaver. (2014). Confirmed Transmission of Hepatitis C in an Oral Surgery Office. *Anesthesia Progress*. Vol.61 (3)
- Li Chen, Yu-mei Wen. (2011). The role of bacterial biofilm in persistent infections and control strategies, *International Journal of Oral Science*. doi: 10.4248/IJOS11022 .
- Limpieza, desinfección y esterilización de instrumentos dentales. *Avinent*. pp.2
- Luay C. Martínez, Viveka Vadyvaloo. (2014). Mechanisms of post-transcriptional gene regulation in bacterial biofilms. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*. doi: 10.3389/fcimb.2014.00038
- Madegom. (s.f.) Tira de control Químico. Recuperado de: <http://www.madegom.cl/productos/controles-y-validadores-para->

[esterilizacion-1/control-interno-de-esterilizacion-autoclave-en-tiras?_store=en&_from_store=default](#)

- Matsui M, Chosa N, Shimoyama Y, Minami K, Kimura S, Kishi M. (2014). Effects of tongue cleaning on bacterial flora in tongue coating and dental plaque: a crossover study. *BMC oral health*. doi: 10.1186/1472-6831-14-4.
- McCombs GB, Darby ML. (2010). New discoveries and directions for medical, dental and dental hygiene research: low temperature atmospheric pressure plasma. *International Journal of Dental Hygiene*. doi: 10.1111/j.1601-5037.2009.00386.x.
- Mendes GC, Brandão TR, Silva CL. (2007). Ethylene oxide sterilization of medical devices: a review. *American journal of infection control*. 35(9):574-81.
- Munro CL. (2014). Oral health: something to smile about! *American journal of critical care*. doi: 10.4037/ajcc2014440.
- Ohsumi T, Takenaka S, Wakamatsu R, Sakaue Y, Narisawa N, Senpuku H, Ohshima H, Terao Y, Okiji T. (2015). Residual structure of *Streptococcus mutans* biofilm following complete disinfection favors secondary bacterial adhesion and biofilm re-development. *Plos One*. doi: 10.1371/journal.pone.0116647
- Ohsumi T, Takenaka S, Wakamatsu R, Sakaue Y, Narisawa N, Senpuku H, Ohshima H, Terao Y, Okiji T. (2015). Residual structure of *Streptococcus mutans* biofilm following complete disinfection favors secondary bacterial adhesion and biofilm re-development. *PLoS One*. doi: 10.1371/journal.pone.0116647.
- Omidkhoda M, Rashed R, Bagheri Z, Ghazvini K, Shafae H. (2016). Comparison of three different sterilization and disinfection methods on orthodontic markers. *Journal of orthodontic science*. doi: 10.4103/2278-0203.176653.
- Papaioannou A. (2013). A review of sterilization, packaging and storage considerations for orthodontic pliers. *International journal of orthodontics (Milwaukee, Wis)*. doi:Fall;24(3):19-21.
- Peker I, Akarslan Z, Basman A, Haciosmanoglu N. (2015). Knowledge and behavior of dentists in a dental school regarding toothbrush disinfection. *Brazil Oral Research*. doi: 10.1590/1807-3107BOR-2015.vol29.0048
- Peter Jorth, Keith H. Turner, Pinar Gumus, Nejat Nizam, Nurcan Buduneli, and Marvin Whiteley. (2014). Metatranscriptomics of the

- Human Oral Microbiome during Health and Disease. *mBio*. doi: 10.1128/mBio.01012-14.
- Petti S, Polimeni A, Allen MJ. (2015). Dental unit water treatment with hydrogen peroxide and monovalent silver ions artificially contaminated with freshly isolated pathogens. *Annali di igiene: medicina preventiva e di comunita*. doi: 10.7416/ai.2015.2072.
- Redimac. (s.f.) Manómetro. Recuperado de: <http://www.redimac.com.mx/instrumentacion/mangueras/>
- Saini R, Saini S, Sharma S. (2011). Biofilm: a dental microbial infection, *Journal of Natural Science, Biology and Medicine*. doi: 10.4103/0976-9668.82317.
- Serrano. J, Herrera. D y León. R (2009). *Placa Bacteriana*. Manual de Higiene Bucal. Sociedad española de Periodoncia y Osteointegración. Ed. Médica Panamericana. Madrid-España.
- Smith G, Smith A. 2014. Microbial contamination of used dental handpieces. *American Journal of infection control*. doi: 10.1016/j.ajic.
- Song L, Wu J, Xi C. 2012. Biofilms on environmental surfaces: evaluation of the disinfection efficacy of a novel steam vapor system. *American Journal of Infection control*. doi: 10.1016
- Universidad. Navarra. (2015). *Diccionario Médico*. Pamplona, Navarra-España.
- van Doornmalen Gomez Hoyos JP, Rietmeijer AG, Feilzer AJ, Kopinga K. (2015). [Monitoring steam sterilisation processes in the dental office]. *Nederlands tijdschrift voor tandheelkunde*. doi: 10.5177/ntvt.2015.04.14258.
- WHO/EHT/CPR. (2007). Best practice guidelines in disaster situations. *Integrated Management on Emergency and Essential Surgical Care*
- Wróblewska M, Strużycka I, Mierzwińska-Nastalska E. (2015). Significance of biofilms in dentistry. *Przegląd epidemiologiczny*. 69(4):739-44, 879-83.
- Yamazaki H, Ohshima T, Tsubota Y, Yamaguchi H, Jayawardena JA, Nishimura Y. (2011). Microbicidal activities of low frequency atmospheric pressure plasma jets on oral pathogens. *Dental Materials Journal*. ; 30(3):384-91.

ANEXOS

ANEXOS

Anexo 1

Cronograma

	Mes			
	1	2	3	4
Inscripción del tema (inicio de TIT)	X			
Planificación (revisión de texto con tutor)	X			
Prueba Piloto		X		
Recolección definitiva de la muestra		X	X	
Análisis de resultados			X	
Redacción de la discusión			X	
Redacción del texto final			X	

Presentación del borrador a los correctores				X
Entrega del empastado				X
Segunda entrega a los profesores correctores				X

Anexo 2

Presupuesto

RUBROS	VALOR
Equipos	100
Materiales y Suministros	150
Viajes Técnicos	50
Subcontratos y servicios (Ej. Estadístico)	150
Recursos Bibliográficos y Software	50
Entrega final de la tesis (borradores y empastado)	60
Transferencia de resultados (Publicaciones o eventos)	50
Total	610

Consentimiento Informado

FACULTAD DE ODONTOLOGÍA
UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS

CONSENTIMIENTO INFORMADO PERCEPCIÓN DEL COLOR DENTAL

Responsables: Dr. Fabián Rosero Estudiante Samuel Robelly
Institución: Universidad de las Américas Facultad de Odontología
Teléfono: +593 (2) 3981000 ext. 0987929352
Email: f.rosero@udlanet.ec srobelly@udlanet.ec

Título del Proyecto: "Comparación de la esterilidad del instrumental odontológico transportado y almacenado en diferentes medios".

Invitación a participar:

Está usted invitado a participar como paciente voluntario con un equipo de diagnóstico, en un ejercicio supervisado por un especialista y un estudiante, como parte de un curso en el que están inscritos, para poder aumentar el conocimiento en cuanto a la presencia de microorganismos (bacterias) en el instrumental diagnóstico después de ser almacenados y guardados por una semana.

PROPÓSITO

El objetivo es, Comparar la esterilidad del instrumental odontológico transportado y almacenado en diferentes medios.

PROCEDIMIENTOS

Para participar como paciente voluntario en el curso, usted debe ser mayor de 18 años, cursar clínica 3, 4 o 5 de la facultad de Odontología de la UDLA.

Se dividirán los equipos de diagnóstico en 5 grupos:

- 1. Grupo Control, 2. Almacenado en mochila + caja plástica previamente desinfectada, 3. Almacenado en mochila sin caja plástica previamente desinfectada. 4. Cancel + caja plástica previamente desinfectada y 5. Cancel sin caja plástica previamente desinfectada.
- Cada grupo tendrá un distintivo de diferente color e inicial.
- Se clasificarán de forma aleatoria.
- Se deberá mantener el instrumental de acuerdo al grupo escogido en custodia por una semana entera previa a la toma de la muestra microbiológica.
- Se retirará el instrumental para trasladarlo al laboratorio con un lapso de tiempo de tres días más.



Iniciales del nombre del voluntario

RIESGOS

Usted debe entender que los riesgos que corre con su participación en este curso, son nulos. Usted debe entender que todos los procedimientos serán realizados por profesionales calificados y con experiencia, utilizando procedimientos universales de seguridad, aceptados para la práctica clínica odontológica.

BENEFICIOS Y COMPENSACIONES

Usted debe saber que su participación como paciente voluntario en la investigación, no le proporcionará ningún beneficio inmediato ni directo, no recibirá ninguna compensación monetaria por su participación. Sin embargo, tampoco incurrirá en ningún gasto.

CONFIDENCIALIDAD Y RESGUARDO DE INFORMACIÓN

Usted debe entender que todos sus datos generales y médicos, serán resguardados por la Facultad de Odontología de la UDLA, en dónde se mantendrán en estricta confidencialidad y nunca serán compartidos con terceros. Su información, se utilizará únicamente para realizar evaluaciones, usted no será jamás identificado por nombre. Los datos no serán utilizados para ningún otro propósito.

RENUNCIA

Usted debe saber que su participación en el curso es totalmente voluntaria y que puede decidir no participar si así lo desea, sin que ello represente perjuicio alguno para su atención odontológica presente o futura en la Facultad de Odontología de la Universidad de las Américas. También debe saber que los responsables del curso tienen la libertad de excluirlo como paciente voluntario del curso si es que lo consideran necesario.

DERECHOS

Usted tiene el derecho de hacer preguntas y de que sus preguntas le sean contestadas a su plena satisfacción. Puede hacer sus preguntas en este momento antes de firmar el presente documento o en cualquier momento en el futuro. Si desea mayores informes sobre su participación en el curso, puede contactar a cualquiera de los responsables, escribiendo a las direcciones de correo electrónico o llamando a los números telefónicos que se encuentran en la primera página de este documento.

ACUERDO

Al firmar en los espacios provistos a continuación, y poner sus iniciales en la parte inferior de las páginas anteriores, usted constata que ha leído y entendido la información proporcionada en este documento y que está de acuerdo en participar como paciente voluntario en el curso. Al terminar su participación, recibirá una copia firmada de este documento.

Nombre del Paciente

Firma del Paciente

Fecha

Nombre del Clínico Responsable

Firma del Clínico Responsable

Fecha

Fotografías

