



FACULTAD DE POSGRADOS

EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DEL STAPHYLOCOCCUS AUREUS  
Y PSEUDOMONA AERUGINOSA DESPUÉS DE LA APLICACIÓN DE  
ETANOL 80% + ALKYL 0.1% Y GLUTARALDEHÍDO AL 2% EN  
INSTRUMENTAL DE ORTODONCIA.

AUTOR

JAIME RODRIGO MELO ROMERO

AÑO

2020



FACULTAD DE POSGRADOS

EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DEL *STHAPHYLOCOCCUS AUREUS* Y *PSEUDOMONA AERUGINOSA* DESPUÉS DE LA APLICACIÓN DE ETANOL 80% + ALKYL 0.1% Y GLUTARALDEHÍDO AL 2% EN INSTRUMENTAL DE ORTODONCIA.

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

Docente Guía:

Dra. Sonia Maritza Muñoz Solano

Autor:

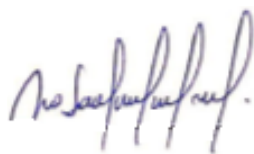
Jaime Rodrigo Melo Romero

Año

2020

## DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

"Declaro haber dirigido el trabajo, EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DEL *STHAPHYLOCOCCUS AUREUS* Y *PSEUDOMONA AERUGINOSA* DESPUÉS DE LA APLICACIÓN DE ETANOL 80% + ALKYL 0.1% Y GLUTARALDEHÍDO AL 2% EN INSTRUMENTAL DE ORTODONCIA, a través de reuniones periódicas con el estudiante Jaime Rodrigo Melo Romero, en el semestre 2020-00, 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".



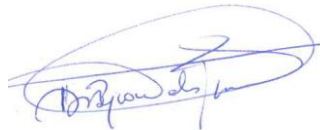
---

Dra. Sonia Maritza Muñoz Solano

C.I. 1709234528

## DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

"Declaro haber revisado este trabajo, EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DEL *STHAPHYLOCOCCUS AUREUS* Y *PSEUDOMONA AERUGINOSA* DESPUÉS DE LA APLICACIÓN DE ETANOL 80% + ALKYL 0.1% Y GLUTARALDEHÍDO AL 2% EN INSTRUMENTAL DE ORTODONCIA, del Jaime Rodrigo Melo Romero, en el semestre Sexto, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación".



---

PhD. Byron Vinicio Velásquez Ron  
C.I. 1705956470

## DECLARACIÓN DE LA AUTORIA 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.”



---

Jaime Rodrigo Melo Romero

C.I. 1719213272

## AGRADECIMIENTO

A mi Madre y Hermano por la ayuda en esta etapa de mi vida.

A la Dra. Sonia Muñoz por su dirección en el trabajo de titulación.

A Santiago Guerrero y Andrés Bastidas que me brindaron sus conocimientos.

## DEDICATORIA

Dedico esta tesis a mi familia, por el soporte que me dieron a lo largo de la carrera.

Especialmente Geovanna Romero y Silvana Romero.

## RESUMEN

**Objetivo:** Evaluar la presencia de *Staphylococcus aureus* y *Pseudomona aeruginosa* después de la aplicación de etanol 80% + alkyl 0.1% y glutaraldehído al 2% en instrumental de ortodoncia.

**Introducción:** La infección cruzada es uno de los principales desafíos en la especialidad en Ortodoncia. Es importante desinfectar de manera eficaz el instrumental utilizado en ortodoncia en tiempo corto.

**Métodos:** estudio *in vitro*, se contaminaron 36 pinzas Mathieu, con *S. aureus* (n=18) y *P. aeruginosa* (n=18). A las pinzas se dividió en dos subgrupos para desinfectarse con etanol 80% + alkyl 0.1% y glutaraldehído al 2% en diferentes periodos de tiempo 5,10 y 20 minutos. Se observó turbidez para determinar la presencia o ausencia de crecimiento bacteriano después de incubación a 37°C durante 24 horas.

**Resultados:** En las pinzas desinfectadas con etanol 80% + alkyl 0.1% no se observó crecimiento bacteriano en ninguno de los tiempos propuestos. Glutaraldehído al 2%, fue eficaz en los tres tiempos de tratamiento sobre *S. aureus*. Mostró ser menos eficaz para *P. aeruginosa*, a 5 y 10 minutos, ausencia de 17%. Este compuesto desinfecto el 72 % de pinzas analizadas.

**Conclusión:** Desinfectante etanol 80% + alkyl 0.1% fue más eficaz en menor tiempo que el glutaraldehído al 2% al eliminar *P. aeruginosa*.

**Palabras Clave:** Etanol, Glutaraldehído, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomona aeruginosa*, Desinfección.



## ABSTRACT

**Aims:** To evaluate the presence of *Staphylococcus aureus* and *Pseudomona aeruginosa* after the application of ethanol 80% + alkyl 0.1% and glutaraldehyde 2% in orthodontic instruments.

**Background:** Cross infection is one of the main challenges in the specialty of Orthodontics. It is important to effectively disinfect the instruments used in orthodontics in a short time.

**Methods:** An in vitro study design was carried out; 36 Mathieu forceps were contaminated with *S. aureus* (n = 18) and *P. aeruginosa* (n = 18). These groups of tweezers were divided into two subgroups to be disinfected with ethanol 80% + alkyl 0.1% and glutaraldehyde 2% in different periods of time 5,10 and 20 minutes. Turbidity was observed to determine the presence or absence of bacterial growth after incubation at 37 ° C for 24 hours.

**Results:** In the tweezers disinfected with ethanol 80% + 0.1% alkyl, no bacterial growth was observed at the proposed times. The disinfectant glutaraldehyde 2%, was effective in the three treatment times on *S. aureus*. It showed to be less effective with *P. aeruginosa*, at 5 and 10 minutes, there was absence in 17%. This compound disinfected 72% of the tweezers analyzed.

**Conclusion:** The disinfectant ethanol 80% + Alkyl 0.1% was more effective in less time than glutaraldehyde 2% by eliminating *P. aeruginosa*.

**Key Words:** Ethanol, Glutaraldehyde, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomona aeruginosa*, Desinfection.

# INDICE

<b>1. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
1.1. Planteamiento del problema.....	2
1.2. Justificación.....	4
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	5
2.1. Objetivo general.....	5
2.2. Objetivos específicos.....	5
<b>3. HIPOTESIS</b> .....	6
3.1. Hipótesis alternativa.....	6
3.2. Hipótesis nula .....	6
<b>4. MARCO TEÓRICO</b> .....	7
4.1. Flora del cuerpo humano .....	7
4.1.1. Flora oral normal y de vías respiratorias superiores.....	7
4.2. Infección microbiana .....	8
4.2.1. Infección cruzada en odontología.....	8
4.3. Especialidad de ortodoncia y su relación con microorganismos.....	9
4.3.1. <i>Streptococcus mutans</i> y <i>Lactobacillus</i> .....	10
4.4. Microorganismos evaluados en este estudio .....	10
4.4.1. <i>Staphylococcus aureus</i> .....	10

4.4.2. <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .....	12
4.5. Bioseguridad.....	12
4.5.1. Barreras de bioseguridad .....	12
4.5.1.1. Principales objetivos para el control de la contaminación .....	13
4.5.2. Eliminación de microorganismos en las superficies inanimadas .....	13
4.5.2.1. Limpieza .....	13
4.5.2.2. Desinfección .....	14
4.5.2.2.1. Niveles de Desinfección .....	14
4.5.2.3. Esterilización .....	15
4.5.2.4. Autoclave.....	15
4.6. Clasificación para la desinfección y la esterilización del instrumental. ....	16
4.7. Causas que modifican la eficacia de la desinfección.....	19
4.8. Desinfectantes .....	19
4.8.1. Características ideales de un desinfectante .....	19
4.9. Desinfectantes a evaluar en este estudio .....	20
4.9.1. Glutaraldehído .....	20
4.9.2. Glutaraldehído al 2% - GLUTFAR Plus HLD .....	22
4.9.3. Alcohol etílico o etanol.....	24
4.9.4. Amonio cuaternario .....	25
4.9.5. Etanol 80% + Alkyl 0.1% - Lysol.....	26

4.10. Otros desinfectantes utilizados en el campo odontológico .....	28
4.10.1. Compuestos a base de cloro.....	28
4.10.2. Ácido Peracético .....	28
<b>5. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>30</b>
5.1. Tipo de estudio .....	30
5.2. Universo de la muestra .....	30
5.2.1. Muestra .....	30
5.2.2. Criterios de inclusión .....	31
5.2.3. Criterios de Exclusión.....	31
5.3. Descripción del método .....	31
5.4. Análisis estadístico .....	38
5.5. Análisis de resultados.....	38
5.6. Identificación de variables.....	38
5.6.1. Variables Independientes .....	38
5.6.2. Variable Dependientes .....	39
<b>6. RESULTADOS .....</b>	<b>40</b>
<b>7. DISCUSIÓN .....</b>	<b>49</b>
<b>8. CONCLUSIONES .....</b>	<b>52</b>
<b>9. RECOMENDACIONES .....</b>	<b>53</b>
<b>REFERENCIAS .....</b>	<b>54</b>

## INDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Espectro de acción GLUTFAR Plus HLD, en diferentes tiempos en la eliminación de microorganismos.....	22
<b>Tabla 2.</b> Principales componentes del Lysol, principio activo, otros ingredientes, CAS # (es una identificación numérica única para compuestos químicos) y porcentajes.....	26
<b>Tabla 3.</b> Espectro de acción Lysol, en diferentes tiempos en la eliminación de microorganismos. ....	27
<b>Tabla 4.</b> Variables independientes y dependientes.....	39
<b>Tabla 5.</b> Prueba de susceptibilidad bacteriana frente a desinfectantes. Observando la presencia o ausencia de crecimiento bacteriano después de incubarlos a 37°C durante 24 horas. ....	41
<b>Tabla 6.</b> Análisis con el espectrofotómetro (turbidez) de las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2%, como medida se utiliza la escala de McFarland. ....	43
<b>Tabla 7.</b> Presencia o ausencia de crecimiento bacteriano en las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2% en los tres tiempos. ....	45
<b>Tabla 8.</b> Presencia o ausencia de crecimiento de <i>P. aeruginosa</i> en las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2% en los tres tiempos. ....	46
<b>Tabla 9.</b> Presencia o ausencia de crecimiento de <i>P. aeruginosa</i> en las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2% en 5 y 10 minutos. ....	47

## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Instrumental de ortodoncia clasificado como artículos críticos. ....	17
<b>Figura 2.</b> Instrumental de ortodoncia clasificado como artículos semicríticos. ....	18
<b>Figura 3.</b> Instrumental de ortodoncia clasificado como artículos no críticos. ....	18
<b>Figura 4.</b> Frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI, inoculados con <i>S. aureus</i> y <i>P. aeruginosa</i> , en los que se colocaron las pinzas mathieu. ....	33
<b>Figura 5.</b> Frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI con caldo bacteriano en los que se introdujeron las pinzas mathieu. Cultivados en agitación permanente a 37°C durante 24 horas.....	33
<b>Figura 6.</b> Frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI con caldo bacteriano después de 24 horas en donde verificamos turbidez como signo de crecimiento bacteriano. ....	34
<b>Figura 7.</b> Flujograma del proceso experimental. ....	36
<b>Figura 8.</b> Raspado con hisopos estériles de la parte activa del instrumental.....	37
<b>Figura 9.</b> Tubos nuevos de BHI por cada tratamiento. Los tubos finalmente fueron incubados a 37°C durante 24 horas.....	37
<b>Figura 10.</b> Pinzas en contacto con el cultivo mostraron capas mucosas.....	40
<b>Figura 11.</b> Desinfección microbiana mediante Etanol 80% + Alkyl 0.1% después de 5,10 y 20 Minutos. Porcentajes de eficacia contra <i>S. aureus</i> y <i>P. aeruginosa</i> . ....	42
<b>Figura 12.</b> Desinfección microbiana mediante Glutaraldehído al 2% después de 5,10 y 20 Minutos. Porcentajes de eficacia contra <i>S. aureus</i> y <i>P. aeruginosa</i> . ....	44

**Figura 13.** Etanol 80% + Alkyl 0.1% no hay crecimiento en ningún periodo de tiempo. Glutaraldehído al 2% hubo crecimiento después de la aplicación del desinfectante a los 5 y a los 10 min.....45

**Figura 14.** Porcentajes de eficacia de desinfección de los dos microorganismos probados con Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% después de 5,10 y 20 minutos.....46

**Figura 15.** Porcentajes de eficacia de desinfección de *P. aeruginosa* con Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% después de 5,10 y 20 minutos.....47

**Figura 16.** Porcentajes de eficacia de desinfección de *P. aeruginosa* con Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% después de 5,10 minutos.....48

## 1. INTRODUCCIÓN

Las infecciones producidas en los procedimientos odontológicos son un inconveniente en las instituciones de salud públicas y privadas (Diomedi, Chacón, Delpiano, Hervé, Jemenao, & Medel, 2017, pp. 156). Los establecimientos que realizan los diferentes métodos de desinfección están expuestos a riesgos de contaminación si no los realizan de una manera adecuada (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60).

Profesionales, pacientes están expuestos a diversos microorganismos como bacterias, virus y hongos, que se transmiten a través de fluidos, secreciones, sangre, de la cavidad oral como también del tracto respiratorio superior, siendo capaces de provocar contaminación cruzada (Carvalho, Campelo, Kuga, Tonetto, Bandéca, & Pinzan-Vercelino, 2015, pp. 619), el personal sanitario debe conocer las normas de bioseguridad, uso adecuado de antisépticos y desinfectantes, impidiendo la propagación de microorganismos infecciosos, proporcionando bases científicas para un manejo racional (Diomedi, et al., 2017, pp. 156).

Todos los procedimientos ortodónticos implican el contacto de un instrumento con las membranas mucosas de un paciente. Al no desinfectar o esterilizar apropiadamente el instrumental reutilizable acarrea un riesgo asociado con el incumplimiento de las barreras de protección (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66).

En este estudio evaluaremos la presencia de microorganismos en instrumental de ortodoncia luego de ser desinfectados con etanol 80% + alkyl 0.1% y glutaraldehído al 2% en diferentes periodos de tiempo.



## 1.1. Planteamiento del problema

En la cavidad oral se encuentra la mayor cantidad de microorganismos que en cualquier otra parte del cuerpo (Kalra, Tripathi, & Rai, 2015, pp. 1). La saliva contiene más de 100 millones de bacterias por mililitro (Belstrøm, Holmstrup, Fiehn, Rosing, Bardow, Paster, & Pedersen, 2016, pp. 330) (Dos Santos Gerzsona, Simon, dos Anjos, & Freitas, 2015, pp. 992-996) (Purmal, Chin, Pinto, Yin, & Chan, 2010, pp. 3349–3356).

En los tratamientos de ortodoncia fija los marcadores bacterianos y la sangre oculta en la saliva tienen un porcentaje alto, la aparatología impide tener una higiene normal de la cavidad oral, brackets y módulos elásticos acumulan placa bacteriana, produciéndose una mayor prevalencia de patógenos periodontales periodontales (Kalra, et al. 2015, pp. 1-12) (Freitas, Marquezan, Nojima, Alviano, & Maia, 2014, pp. 46–55). Según los estudios de Starnbach & Biddle (1980, pp. 63-66) y Azeredo, de Menezes, Medina, Rizzato, Garcia, & Revers (2011, pp. 103) los especialistas en ortodoncia tienen una alta incidencia de hepatitis B, se considera la segunda causa más frecuente entre profesionales de salud oral. Gran porcentaje de pacientes que acuden a la consulta de ortodoncia son niños, adolescentes que se encuentran en crecimiento, tienen su sistema inmune en desarrollo, produciéndose con frecuencia infecciones asintomáticas causadas por *Staphylococcus aureus* resistente a metilina, *Streptococo pneumoniae*, *H. influenza*, *M. catarrhalis*, virus de hepatitis B y VIH (Barengi, & Di Blasio, 2017, pp. 210-211) (Sampaio, & Monteiro, 2014 pp. 291). El peligro para el Ortodoncista es la punción de la piel con instrumentos contaminados o bordes afilados de aparatos de ortodoncia (Kalra, et al. 2015, pp. 1-12).

La prevención de infecciones en el campo de la odontología es sumamente importante para disminuir los riesgos de transmisión de enfermedades, esto se da

mediante un adecuado manejo de áreas, tratando el instrumental de acuerdo a su uso, es decir el Ortodoncista clasificara el instrumental en función del riesgo de infección al que fue expuesto en crítico, semicrítico y no crítico (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21). Una vez clasificado el instrumental se procederá al proceso de desinfección o esterilización según lo requiera, para la supresión de microorganismos patógenos, permitiendo una práctica segura (Mithun, Ashith, Harshitha, Pereira, & Kumari, 2018, pp. 10-15).

La esterilización en autoclave es la mejor manera de matar e inactivar permanentemente los microorganismos, destruyen todos los microorganismos, incluyendo a las esporas, pero puede llegar a corroer el instrumental (Carvalho et al., 2015, pp. 619-623). El ciclo completo desde el inicio de la esterilización a un enfriamiento subsiguiente requiere 45 minutos a 1 hora, lo cual también es una desventaja (Khatri, Jadhav, & Tated, 2017, pp. 141) (Patel, & Mehta, 2014, pp. 38-43) (Ganavadiya, Shekar, Saxena, Tomar, Gupta, & Khandelwal, 2014, pp. 98).

La desinfección elimina un gran número de agentes patógenos de un instrumento contaminado. Esto se logra aplicando procesos físicos, químicos o fisicoquímicos dirigidos a transformar las proteínas y ácidos nucleicos de los agentes infecciosos para poder eliminarlos (Choen, Powderly, & Opal, 2004, pp 940-943). Los desinfectantes químicos han demostrado ser muy eficaces eliminando en menor tiempo una gran variedad de virus, bacterias y hongos. Se los pueden utilizar para la desinfección de instrumental clasificado como semicrítico como son los alicates de ortodoncia (Wichelhaus, Bader, Sander, Krieger, & Mertens, 2006, pp. 316- 320).

Se analizaron un total de 40 pinzas Mathieu, instrumental que se utiliza en todos los controles de pacientes que son tratados en la especialidad de Ortodoncia. Fueron sometidos a desinfección con dos químicos diferentes, después de ser contaminados in vitro con dos cepas bacterianas.

## 1.2. Justificación

La alta rotación de pacientes en la consulta de Ortodoncia, la reutilización del instrumental debe ser muy rápido y efectivo para poder atender de manera adecuada a los pacientes (Batra, & Jyothikiran, 2014, pp. 21-30). Se ha demostrado que en promedio un ortodoncista tiene 2,5 veces más pacientes que un odontólogo (Ghanbarzadeh, Dehghani, Ghazvini, & Movahhed, 2014, pp. 1).

El ortodoncista no dispone del tiempo necesario para poder esterilizar todo el instrumental en autoclave entre cada control. El profesional debe buscar un método alternativo que permita reutilizar el instrumental en poco tiempo, para atender a diferentes pacientes, sin causar infecciones cruzadas.

Para sobrellevar esta situación se utilizan sustancias desinfectantes de alto nivel como etanol, ácido peracético, peróxido de hidrógeno, aldehídos, entre otros. (Wichelhaus, et al., 2006, pp. 316-320).

Entre las bacterias multiresistentes están las *Pseudomona aeruginosa* y el *Staphylococcus aureus*, estas pueden sobrevivir a dichos métodos de desinfección, además son bacterias que tienen una alta prevalencia en la población (Hiramatsu, Katayama, Matsuo, Sasaki, Morimoto, Sekiguchi, & Baba, 2014, pp. 593-601).

Es indispensable conocer si los métodos de desinfección antes mencionados son efectivos en un corto tiempo para poder ser utilizados en la atención de pacientes de manera continua. En la práctica diaria desde que somos estudiantes de posgrado hasta en clínicas privadas, el ortodoncista controla a un gran número de pacientes al día y no dispone de juegos completos de instrumentos de ortodoncia para cada paciente.

## 2. OBJETIVOS

### 2.1. Objetivo general

Evaluar la presencia de *S. aureus* y *P. aeruginosa* después de la aplicación de Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% en instrumental de ortodoncia.

### 2.2. Objetivos específicos

- Establecer el tiempo mínimo que el Etanol 80% + Alkyl 0.1% elimina *S. aureus* y *P. aeruginosa* en instrumental de ortodoncia.
- Establecer el tiempo mínimo que el Glutaraldehído al 2% elimina *S. aureus* y *P. aeruginosa* en instrumental de ortodoncia.
- Comparar la eficacia del Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% en tres diferentes periodos de tiempo, para eliminar *S. aureus* y *P. aeruginosa* en instrumental de ortodoncia.

### 3. HIPOTESIS

#### 3.1. Hipótesis alternativa

Etanol 80% + Alkyl 0.1% es más eficaz que Glutaraldehído al 2% en la eliminación de *S. aureus* y *P. aeruginosa* cuando se desinfecta el instrumental en 5, 10 y 20 minutos.

#### 3.2. Hipótesis nula

Etanol 80% + Alkyl 0.1% no es más eficaz que Glutaraldehído al 2% en la eliminación de *S. aureus* y *P. aeruginosa* cuando se desinfecta el instrumental en 5, 10 y 20 minutos.

## 4. MARCO TEÓRICO

### 4.1. Flora del cuerpo humano

En condiciones normales, los microorganismos están viviendo dentro de nuestro cuerpo, en diferentes regiones, diferentes cavidades y en nuestra piel. Los microorganismos externos están en contacto continuo con los seres vivos mientras que la flora microbiana interacciona con los organismos en nuestro cuerpo (Aksoy, Kılıç, Hussein, & Aboukhalil, 2011, pp. 113-125).

La mayoría del tiempo, la interacción de flora cuerpo con organismos continúa durante toda la vida de la persona sin causar ningún daño. Una de las maneras más fáciles para entrar un microorganismo en el cuerpo es a través de la cavidad oral durante la respiración y/o comer (Aksoy, Kılıç, Hussein, & Aboukhalil, 2011, pp. 113-125).

#### 4.1.1. Flora oral normal y de vías respiratorias superiores

Se establece la flora bucal entre seis y ocho horas después del nacimiento. El desarrollo de la flora bucal pasa a través de las siguientes etapas: nacimiento, la infancia y la edad adulta. La higiene oral y la nutrición juegan un papel importante (Aksoy, et al., 2011, pp. 113-125).

El estreptococo está presente en grandes cantidades en la flora permanente, entre cuatro a doce horas después del nacimiento. Los estafilococos aeróbico y anaeróbico, gram (-) diplococos se manifiestan durante la infancia antes de la erupción de los dientes primarios. Después de erupción dental, aparece el *s. viridans* (Aksoy, et al., 2011, pp. 113-125).

## **4.2. Infección microbiana**

La infección es la colonización de microorganismos en cualquiera parte de un tejido vivo que se encuentre expuesto de una manera susceptible a agentes patógenos produciéndose enfermedad. La transmisión de patógenos se plasma por contacto directo o indirecto, la inhalación y la inoculación (Georgescu, Skang, & Patrascu, 2002, pp. 861-868).

Para que la infección ocurra se necesitan de por lo menos de cuatro factores. Estos son: i) organismos sensibles a la infección, ii) microorganismos virulentos, iii) portador de la infección, iv) puerta de entrada al organismo. No habrá infección si no se presentan estos cuatro factores. Una estrategia eficaz del control de la infección tiene como objetivo romper cualquiera de los anillos de esta cadena con el fin de evitar la enfermedad (Georgescu, et al., 2002, pp. 861-868).

### **4.2.1. Infección cruzada en odontología**

Los agentes infecciosos se transmiten de una manera sencilla entre pacientes y profesionales, a esto se llama infección cruzada. (Ibrahim, Alwafi, Sangoof, Turkistani, & Alattas, 2017, pp. 438-445). En la cavidad oral podemos encontrar alrededor de 6 mil millones de bacterias y 35 veces más virus que otras partes del cuerpo (Edlund, Rodriguez, Boehm, & Pride, 2015, pp. 27423).

Todos los profesionales son responsables de proteger a su personal y pacientes de infecciones mediante la aplicación de medidas de esterilización y desinfección de alta calidad (Mutlu, Porter, & Scully, 1996, pp. 51-59) (Georgescu, et al., 2002, pp. 861-868).

Todos los procedimientos odontológicos implican el contacto del instrumental con las membranas mucosas del paciente. Un incorrecto proceso de desinfección o esterilización del instrumental reutilizable conlleva un riesgo importante de contaminación de microorganismos patógenos que conducen a la infección, quebrantando las medidas de bioseguridad (Kulshrestha, Tandon, Srivastava, & Singh, 2016, pp. 7-17) (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66).

#### **4.3. Especialidad de ortodoncia y su relación con microorganismos**

La ortodoncia es la especialidad que se encarga del control, guía, y corrección de los problemas del crecimiento y maduración de las estructuras dentofaciales, incluyendo mal posición dentaria, estas van a requerir de movimiento activo mediante la aplicación de fuerzas para una correcta oclusión dentaria (Uribe, & Uribe, 2005, pp.16).

La aparatología fija puede alterar las características de cavidad oral ya que favorece la retención placa bacteriana y al mismo tiempo dificulta su remoción mecánica, creando un ambiente propicio para la formación y desarrollo de patógenos periodontales (Kalra, et al. 2015, pp. 1-12). Estos cambios permiten que los microorganismos ingresen al flujo sanguíneo produciéndose perjuicios locales y luego sistémicos (Mithun, et al. 2018, pp. 10-15).

Un gran porcentaje de pacientes que acuden a la consulta de ortodoncia y ortopedia son niños y adolescentes que se encuentran en crecimiento, tienen su sistema inmune en desarrollo y con frecuencia tienen infecciones asintomáticas debido a *S. aureus resistente a meticilina*, *S. pneumoniae*, *H. influenza*, *M. catarrhalis*, *virus de hepatitis B* y *VIH* (Barengi, & Di Blasio, 2017, pp. 210-211) (Bhatnagar, Bagga, Sharma, Kumar, Sharma, & Singh, 2013, pp. 1–7).



El mayor peligro para ortodoncista y su personal es la punción de la piel con instrumentos contaminados, bordes afilados de aparatos de ortodoncia. Según el estudio de Starnbach y Biddle los especialistas en ortodoncia tienen la segunda más alta incidencia de hepatitis B entre los profesionales dentales (Khatri, et al., 2017, pp. 141).

#### **4.3.1. *Streptococcus mutans* y *Lactobacillus***

Una vez colocado brackets en el tratamiento de ortodoncia se ha observado un aumento de *S. mutans* y *Lactobacillus* (Aksoy, et al., 2011, pp. 113-125).

Existe una correlación entre el crecimiento bacteriano y la caries dental, dándose un proceso de desmineralización de las piezas dentarias. Por lo tanto, los individuos que son tratados con la terapia de ortodoncia y las personas que están en alto riesgo no sólo tienen que mejorar sus hábitos de higiene oral, pero también utilizar agentes quimioterapéuticos que actuarán como supresores de caries. La clorhexidina es un agente antimicrobiano que es muy eficiente para poder controlar este aumento de microorganismos (Aksoy, et al., 2011, pp. 113-125).

### **4.4. Microorganismos evaluados en este estudio**

#### **4.4.1. *Staphylococcus aureus***

El *S. aureus* es un patógeno oportunista importante y coloniza persistentemente alrededor del 20% de la población humana. Su superficie está compuesta con proteínas que están covalentemente ancladas al peptidoglicano de la pared celular (Foster, Geoghegan, Ganesh, & Höök, 2014, pp. 49).

El análisis estructural y funcional ha identificado cuatro clases distintas de proteínas de superficie, de las cuales el componente superficial microbiano que reconoce las moléculas de la matriz adhesiva (MSCRAMM) es la clase más grande. Estas proteínas de superficie tienen numerosas funciones, incluida la adhesión e invasión de células y tejidos del huésped, la evasión de respuestas inmunes y la formación de biopelículas. Por lo tanto, las proteínas ancladas en la pared celular son factores de virulencia esenciales para la supervivencia de *S. aureus* en el estado comensal y durante las infecciones invasivas, y atacarlas con vacunas podría combatir a *S. aureus* infecciones (Foster et al., 2014) (Wassenaar, Ussery, Nielsen, & Ingmer, 2015, pp. 44-61).

No se ha observado una tendencia de disminución del transporte de *S. aureus* por individuos sanos después de 7 décadas de uso de antibióticos. Este hecho muestra que *S. aureus* está tan bien adaptado al cuerpo humano y que nunca se eliminaría de su hábitat, a menos que se elaboren nuevos antibióticos con nuevos objetivos de acción (Hiramatsu, Katayama, Matsuo, Sasaki, Morimoto, Sekiguchi, & Baba, 2014, pp. 593-601) (Wassenaar, et al., 2015, pp. 44-61).

Es evidente a partir de la historia de la quimioterapia en el siglo pasado que *S. aureus* puede desarrollar resistencia a cualquier antibiótico. Con base en este principio, deberíamos diseñar una nueva estrategia quimioterapéutica (Hiramatsu, et al., 2014, pp. 593-601) (Wassenaar, et al., 2015, pp. 44-61).

Estas cepas de *S. aureus* poseen bombas de flujo que ayudan a esta bacteria a resistir a los desinfectantes, también es capaz de sobrevivir durante meses en superficies secas a temperaturas superiores a 60 grados centígrados y se encuentra en la piel cavidad bucal y nasal (Hiramatsu, et al., 2014, pp. 593-601) (Wassenaar, et al., 2015, pp. 44-61).

#### **4.4.2. *Pseudomonas aeruginosa***

El género *Pseudomonas* es uno de los géneros bacterianos más complejos y actualmente es el género de bacterias gram (-) con el mayor número de especies. El número de especies ha aumentado 10 especies adicionales cada año (Parte, 2013, pp. 613-616).

La *P. aeruginosa* es un aerobio, oxidasa positivos. Su metabolismo les permite adaptarse con facilidad al hábitat donde se desarrollan, utilizando fuentes como el carbono o el nitrógeno para su nutrición. Tienen una cápsula de exopolisacáridos que ayuda a la adhesión celular, la formación de biopelículas y las protege de la fagocitosis (Willey, Sherwood, & Woolverton, 2013, pp. 978).

Se puede encontrar *P. aeruginosa* en la placa subgingival, esto constituye una posible colonización a nivel pulmonar (Caldas, Le Gall, Revert, Rault, Virmaux, Gouriou, & Boisramé, 2015, pp. 1898-1907).

### **4.5. Bioseguridad**

Son las medidas preventivas que tienen como objeto resguardar la salud de los profesionales y pacientes frente a los diferentes riesgos producidos por agentes patógenos. (Barbieri, Feitosa, Ramos, & Teixeira, 2019, pp. 9-16).

#### **4.5.1. Barreras de bioseguridad**

- Lavado de manos
- Guantes
- Mascarillas
- Protectores oculares

- Bata sanitaria
- Gorro
- Calzados de seguridad (Kalra, et al. 2015, pp. 1-12).

#### **4.5.1.1. Principales objetivos para el control de la contaminación**

- Disminuir el riesgo de contaminación cruzada mediante la reducción de los de patógenos.
- Corregir cualquier ruptura en la técnica aséptica.
- Prevenir infecciones entre pacientes y profesionales, evitando riesgos ocupacionales (Kalra, et al. 2015, pp. 1-12).

#### **4.5.2. Eliminación de microorganismos en las superficies inanimadas**

Los métodos usados para cumplir con este objetivo son la limpieza, desinfección y esterilización. Es de suma importancia que el método escogido para la eliminación de microorganismos no dañe al instrumental se debe seguir las instrucciones del fabricante (Benyahia, Merzouk, Touhami, & Zaoui, 2012, pp. 1-15).

##### **4.5.2.1. Limpieza**

Es la acción mecánica con o sin uso de detergentes que elimina la materia orgánica y suciedad de superficies, objetos y medio ambiente. La limpieza puede ser manual, por ultrasonidos o automática (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

#### 4.5.2.2. Desinfección

La desinfección es un proceso térmico o químico menos efectivo que la esterilización, ya que elimina la mayoría de los microorganismos patógenos examinados, pero no precisamente todas las bacterias como las endoesporas. Los métodos de desinfección no alcanzan el margen de seguridad de los procesos de esterilización (Hussain, A., Bansal, A., Tandel, N., Patel, S., & Naik, A. 2015, pp. 4-8).

##### 4.5.2.2.1. Niveles de Desinfección

Este procedimiento se divide en tres niveles diferentes de desinfección:

**Desinfección de Bajo Nivel:** Elimina la mayor parte de bacterias vegetales, algunos virus y hongos. No destruye las esporas ni la *M. tuberculosis*. Múltiples estudios científicos han confirmado la efectividad de los desinfectantes contra los agentes patógenos con un tiempo de contacto de al menos 1 minuto. En este conjunto localizamos los compuestos acuosos de amonio cuaternario 0,1 - 0,2% (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21) (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66) (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

**Desinfección del Nivel Intermedio:** Mecanismo con el que se eliminan todas las bacterias, la *M. Tuberculosis*, un gran número de virus y hongos, la eliminación de esporas resistentes se da de una manera deficiente. En este grupo podemos encontrar el hipoclorito de sodio y alcohol etílico al 70% (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66) (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21) (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

**Desinfección de Alto Nivel (D.A.N.):** Elimina todas las bacterias, virus, hongos y casi todas las esporas bacterianas.

La D.A.N. se puede realizar por dos métodos, desinfección manual por inmersión y procesamiento en máquinas automáticas. No sustituye al método de esterilización. Dentro de este grupo encontramos el glutaraldehído activado al 2%, el instrumental debe estar inmerso por un tiempo estimado de 10 horas para conseguir una destrucción de cualquier agente microbiano (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21) (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66).

#### **4.5.2.3. Esterilización**

Es la eliminación total de microorganismos incluidas las esporas del instrumental tratado, se obtiene a través del uso de procesos químicos o físicos (Diomedi et al., 2017, pp. 156-174) (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

El coeficiente de seguridad de esterilidad se lo denomina SAL normalmente se expresa como  $10^{-n}$ . Es la probabilidad de que un microorganismo viva en un producto después de la esterilización. Por ejemplo, la eventualidad de que una bacteria sobreviviera fuera uno en un millón, la SAL sería  $10^{-6}$  (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117) (Hernández, Celorrio, Moros, & Bernad, V, 2014, pp. 681-688).

#### **4.5.2.4. Autoclave**

Es el procedimiento más usado y confiable de los métodos disponibles para la esterilización, es calor húmedo en forma de vapor bajo presión. La esterilización por vapor tiene algunos efectos desfavorables con algunos materiales, incluida la corrosión y la combustión de lubricantes asociados con instrumentales dentales (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

Hay cuatro medidas de esterilización con autoclave que son presión, vapor, tiempo, y temperatura. El vapor seco saturado y el agua arrastrada son ideales para la esterilización (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117). La presión es indispensable

como un medio para lograr altas temperaturas que son necesarias para matar a los microorganismos de una manera eficaz (Vinay, Giridhar, Hegde, & Priyadarshini, 2011, pp. 44–47).

El método convencional implica presión en el rango de 15-20 psi a una temperatura de 121 ° C – 134 ° C (250 ° F). Se requiere un tiempo de retención de 15–21 min a 121 ° C (método convencional) o 3 min a 134 ° C (ciclo rápido) para una esterilización adecuada. El ciclo completo desde el inicio de la esterilización hasta el enfriamiento posterior requiere de 45 min a 1 h. (Khatri, et al., 2017, pp. 141) (Patel, & Mehta, 2014).

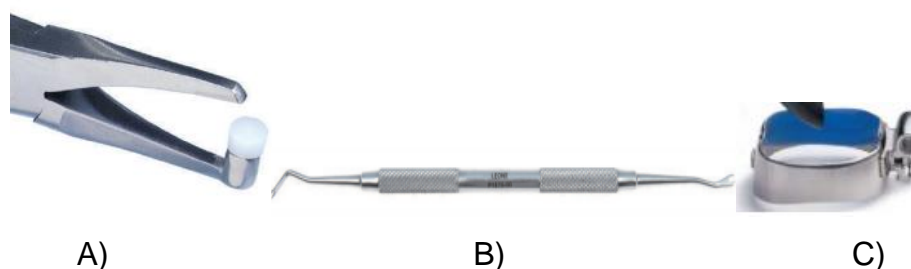
#### **4.6. Clasificación para la desinfección y la esterilización del instrumental**

La propuesta por el Dr. E. H. Spaulding, fue la de clasificar el instrumental o cualquier otro dispositivo que entre en contacto con los tejidos vivos en diferentes categorías, y esto va en función del riesgo de infección relacionado con su uso. Esta clasificación es muy aceptada y utilizada por las diferentes instituciones como la FDA y los centros para el control y la prevención de enfermedades, así como también los epidemiólogos, microbiólogos, y profesionales del campo de la salud para establecer el nivel de desinfección o esterilización necesario para cada instrumental (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21) (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66).

Spaulding creó esta clasificación para que sirva de guía y poder estandarizar los procesos de desinfección de una manera sencilla y fácil de entender para una adecuada atención de los pacientes. La clasificación del instrumental se divide en 3 categorías: artículos críticos, semicríticos y no críticos. Se asocia el nivel de desinfección de acuerdo al uso que se le dio en los diferentes procedimientos. Esta

clasificación permite al ortodoncista decidir por sí mismo, que instrumentos deben ser esterilizados y cuáles pueden ser desinfectados. (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66).

**Artículos Críticos:** Son todos los instrumentos cortopunzantes u otros que penetran en los tejidos blandos o duros de la cavidad oral. Ejemplo en especialidad de ortodoncia: Bandas, saca banda, directores de ligadura, alicates conformadores de banda (Fig. 1), Kit de mini-implantes de ortodoncia. Estos deben ser esterilizados entre cada uso entre pacientes (Khatri, et al., 2017, pp. 141).



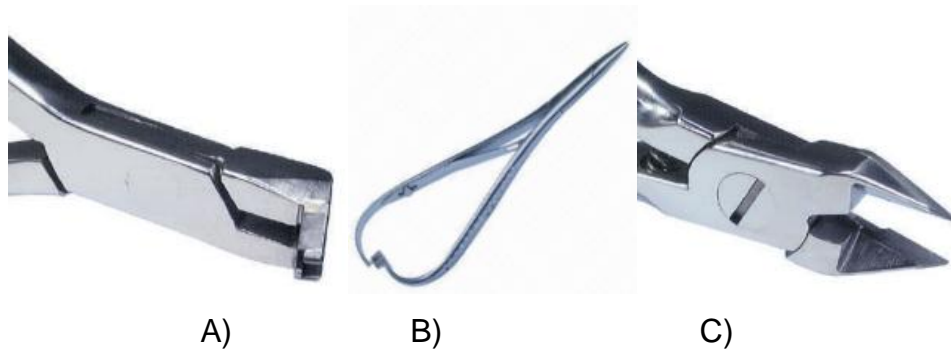
**Figura 1.** Instrumental de ortodoncia clasificado como artículos críticos: A) Saca banda B) Directores de ligadura C) Bandas. Adaptada de Leone, 2018, pp.1-20.

**Artículos Semicríticos:** Son aquellos que entran en contacto con las membranas de la cavidad oral. Estos instrumentales deben ser sometidos al menos a un proceso de desinfección de nivel intermedio y alto (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21). (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66) (Kalra, et al. 2015, pp. 1-12) (Khatri, et al., 2017, pp. 141).

En la clínica ortodoncia, debido al costo-beneficio y el tiempo que se ocupa en el proceso de esterilización se prefiere desinfectar el instrumental, por ejemplo: las turbinas, alicates de ortodoncia, pinza mathieu, alicate de corte distal, corte de ligadura (Fig. 2) (Khatri, et al., 2017, pp. 141).

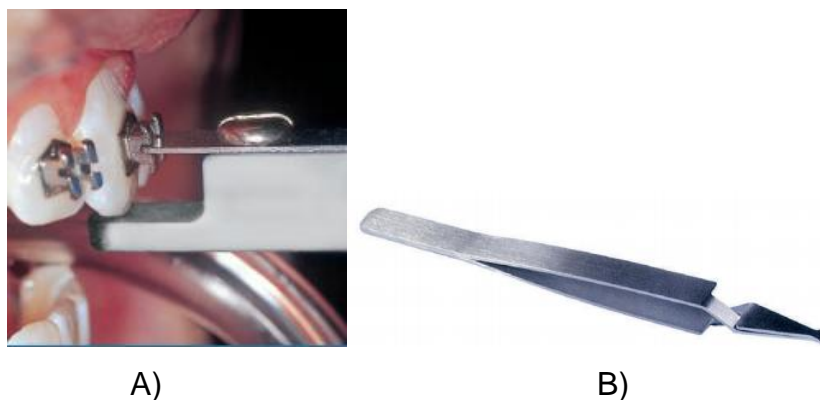
Estos instrumentales de preferencia deben esterilizarse entre cada uso según el criterio del profesional (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21).





**Figura 2.** Instrumental de ortodoncia clasificado como artículos semicríticos: A) Alicates de corte distal. B) Pinza mathieu. C) Alicates de corte de ligadura. Adaptada de Leone, 2018, pp.1-20.

**Artículos no Críticos:** Corresponden a instrumentos o dispositivos que pueden tener un contacto frecuente con los aerosoles generados durante el tratamiento dental tocados por el paciente, o por las manos contaminadas del clínico o auxiliar dental durante el tratamiento. Por ejemplo, llaves de torque, posicionadores de brackets, porta brackets (Fig. 3). Estos elementos requieren entre paciente y paciente un nivel de desinfección intermedio o lavado con agua y detergente dependiendo del tipo de superficie y del grado y naturaleza del contaminante (Rutala, & Weber, 2013, pp. 60-66) (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21) (Kalra, et al. 2015, pp. 1-12) (Khatri, et al., 2017, pp. 141).



**Figura 3.** Instrumental de ortodoncia clasificado como artículos no críticos: A) Posicionador de brackets, B) Porta brackets. Adaptada de Leone, 2018, pp.1-20.

## **4.7. Causas que modifican la eficacia de la desinfección**

Los desinfectantes tienen diferentes grados de efectividad frente a diferentes agentes infecciosos, esta efectividad depende de: i) La susceptibilidad de los microorganismos, ii) Afinidad con el instrumental, iii) Presencia de material orgánico, iv) Presencia de biofilms, v) Composición, vi) Medios físico - químicos, vii) Tiempo de aplicación (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

Estos elementos pueden incrementar o reducir la efectividad de cada desinfectante, provocando cambios químicos modificando su acción bactericida, o impidiendo el contacto con la superficie del instrumental a desinfectar. (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

## **4.8. Desinfectantes**

Son un conjunto de sustancias que mezcladas en diferentes porcentajes se combinan para eliminar un microorganismo patógeno, se los aplican en superficies inanimadas (Diomedi et al., 2017, pp. 156-174). Una vez desinfectado el instrumental se recomienda lavar con agua destilada para evitar la corrosión del mismo (George, Rapin, Benoit, & Filleul, 2011, pp. 39-41).

### **4.8.1. Características ideales de un desinfectante**

- Espectro de acción amplio
- Estabilidad frente al material orgánico
- Compatibilidad con el instrumental
- Actividad y concentración medible
- Rapidez de acción
- Fecha de expiración prolongada

- Ausencia de olor
- Degradable en el medio ambiente
- Baja toxicidad
- Costo-efectivo

## 4.9. Desinfectantes a evaluar en este estudio

### 4.9.1. Glutaraldehído

Llamado también Dialdehído glutárico, GTA (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Propiedades físico-químicas:** Compuesto de bajo peso molecular, incoloro. soluble en agua y solventes orgánicos (etanol, benceno y éter). En agua es ligeramente ácido (pH 3 - 4); en destilación al vacío se regenera a dialdehído (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Características:** Es considerado como desinfectante de alto nivel. En estado acuoso el glutaraldehído es ácido y pierden su acción esporicida. Solo cuando la solución se aplica agentes alcalinizantes a pH 7 a 8, la solución se torna esporicida (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Mecanismo de acción:** La actividad antimicrobiana se da cuando el glutaraldehído altera el ARN, el ADN y la síntesis de proteínas del agente infeccioso (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Espectro de acción:** En diferentes estudios *In vitro* se ha comprobado que la solución acuosa del 2 % con un pH 7 a 8 presenta rápida acción bactericida, en un tiempo menor a 2 minutos. En 10 minutos elimina un gran grupo de hongos y virus, especialmente virus pequeños sin capa de recubrimiento (Rutala, & Weber, 2010,

pp. 107-117). Elimina *M. tuberculosis* en 20 minutos de aplicación siendo más lenta que otros desinfectantes como son los fenoles. La acción esporicida se da en 3 horas de aplicación del desinfectante. Las esporas de *C. difficile* se inactivan más rápidamente que las esporas. Se han observado microorganismos resistentes a glutaraldehído, como algunas micobacterias (*M. Chelonae*, *M. avium* *M. intracellulare*) y *Cryptosporidium*. Después de transcurridos 20 minutos de exposición a una temperatura de 20° C se elimina de forma fiable los microorganismos y otras bacterias vegetativas, con una concentración igual o mayor de 2% de glutaraldehído (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Recomendaciones de uso:** Indicado como desinfectante de alto nivel, su uso es para instrumental clasificado como semicríticos sensibles al calor, tales como endoscopios flexibles, instrumentos dentales, transductores, equipos de anestesia y terapia respiratoria, instrumental de ORL y oftalmología, máquinas de hemodiálisis, y otros materiales de goma o plástico que no soporten el calor. No se utiliza para la desinfección de instrumental no crítico, ya que es demasiado costoso (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

**Presentaciones del glutaraldehído:** i) Alcalino: 2% a 3%. ii) Ácido: 0,2 a 3%; menos tóxico que el alcalino, pero actividad antimicrobiana disminuye. iii) Mezcla de glutaraldehído con Fenol/Fenolato porcentaje de composición 1:8. (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

**Modos de empleo:** i) Manual alcalino, inmersión de 20 a 45 minutos; mezclado con fenolato, inmersión 20 minutos. ii) Automática alcalino o ácido: al 2,5%, se aplica 5 minutos a 35°C. Con porcentajes de 0,2 a 1% se recomienda un tiempo de aplicación de 7-12 minutos a 60°C (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

#### 4.9.2. Glutaraldehído al 2% - GLUTFAR Plus HLD

Es un desinfectante de alto nivel, ha sido elaborado en solución acuosa, contiene 2% de glutaraldehído, con pH alcalino (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Composición:** i) El componente activo es el glutaraldehído al 2%. ii): Los ingredientes auxiliares son agentes bufferizadores para potencialización del producto, agentes antioxidantes y Fragancia limón (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Espectro de acción:** El GLUTFAR Plus HLD elimina virus, bacterias, hongos y esporas en diferentes tiempos (Tabla 1).

**Tabla 1.** Espectro de acción GLUTFAR Plus HLD, en diferentes tiempos en la eliminación de microorganismos.

Actividades	Microrganismos	Tiempo Contacto
Virucida	<i>Adenovirus Tipo 5</i>	EN-14476: 15 minutos
Bactericida	<i>Clostridium difficile</i>	NTC 5409: 5 minutos
Bactericida	<i>Campylobacter jejuni</i> <i>Enterococcus faecium</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus pyogenes,</i> <i>Streptococcus salivarius</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Salmonela entérica</i> <i>Echerichia coli</i> <i>Vibrio Cholerae</i> <i>Campylobacter jejuni</i> <i>Enterococcus faecium</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus pyogenes,</i> <i>Streptococcus salivarius</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Salmonela entérica</i>	Laboratorios CAM Venezuela: 20 minutos  Estudio INHEN Cuba: 1 minuto
Fungicida	<i>Aspergillus niger</i> <i>Candida albicans</i> <i>Penicillium commune</i>	Laboratorios CAM Venezuela: 20 minutos
Tuberculicida	<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	NTC 5409: 20 minutos
Esporicida	<i>Clostridium sporogenes</i> <i>Bacillus Cereus</i>	Estudio INHEN Cuba: 20 minutos

Adaptada de Eufar, 2019, pp.1

**Aspecto físico:** i) De apariencia transparente, olor a limón. ii) Una vez activado el GLUTFAR Plus HLD es de color azul y pH alcalino (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Usos:** Aplicación en instrumental médico termosensibles (endoscopios, resucitadores, hojas de laringoscopio con fibra óptica, instrumental odontológico como retractores, separadores, exploradores y cubetas plásticas, prótesis dentales, instrumental quirúrgico como, por ejemplo: pinzas, porta agujas, espéculos, tijeras y afines (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Vida útil:** 33 meses sin activación (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Estabilidad:** GLUTFAR Plus HLD es estable en condiciones normales de uso y almacenamiento. GLUTFAR Plus HLD activado y en envase original es estable por 30 días. Para asegurar la estabilidad del producto no adicione agua ni mezcle con otros productos, diferentes al activador (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Biodegradabilidad y disposición final:** i) GLUTFAR Plus HLD es biodegradable. Comprobado mediante prueba OECD (301A). ii) Para eliminar saldos del producto, después de su uso: Por cada mililitro de GLUTFAR Plus HLD, añada 50 mililitros de agua y enjuague bien el envase vacío y envíelo a reciclaje. iii) Después de 30 días de activado, se inactiva el producto (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Condiciones de almacenamiento:** Tiene que estar bien tapado, a una temperatura inferior a 30°C, sin que le dé la luz y mantener lejos del alcance de los niños (Eufar, 2019, pp.1,2).

**Precauciones:** i) Usar equipos de protección personal para su manipulación; en caso de tener contacto, enjuague con abundante agua. ii) No ingerir y evitar el contacto con alimentos. iii) GLUTFAR Plus HLD no está recomendado para aspersión, debido a su toxicidad para las vías respiratorias (Eufar, 2019, pp.1,2).

### 4.9.3. Alcohol etílico o etanol

Es un desinfectante de nivel intermedio. Es un compuesto químico que está formado por la combinación en un mayor porcentaje de etanol los que varían entre 50% a 95% y agua (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

**Mecanismo de acción:** Desnaturalización las proteínas de los microorganismos. Este mecanismo está respaldado por la observación de que el alcohol etílico absoluto, un agente deshidratante, es menos bactericida que las mezclas de alcohol y agua porque las proteínas se desnaturalizan más rápidamente en presencia de agua (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Espectro de acción:** Activo contra bacterias gram positivas y gram negativas, incluyendo patógenos multirresistentes (SARM y enterococo resistente a la vancomicina). También es activo frente a micobacterias, hongos y virus.

El alcohol etílico no se considera como un D.A.N. porque no es elimina con éxito las esporas. Tiene un espectro de acción superior al de otros alcoholes como el isopropílico. Es capaz de eliminar tanto virus lipídicos y como no lipídicos (Bischofberger, 2015, pp. 38-73).

La acción antimicrobiana cae duramente cuando se diluye por debajo de una concentración del 50%, y la concentración bactericida óptima es 60% – 90% combinadas con agua (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

#### 4.9.4. Amonio cuaternario

Las sustancias de amonio cuaternario se usan considerablemente como desinfectantes, su composición básica es el catión amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) y al ser modificados dan lugar a distintos agentes desinfectantes. Operan en medios ácidos y alcalinos, su actividad se ve disminuida con la presencia de material orgánico. (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

Existen también compuestos de quinta generación los cuales son el resultado de combinar moléculas de segunda y cuarta generación, según las diferentes formulaciones se puede conseguir una mayor efectividad al eliminar agentes infecciosos especialmente en condiciones ambientales inadecuadas (Lyon, 1973, pp. 769-775).

**Mecanismo de acción:** Alteran la capa celular de los distintos agentes infecciosos, uniéndose de forma definitiva a los fosfolípidos y las proteínas de esta estructura (Diomedi et al., 2017, pp. 156-174).

**Espectro de acción:** Es bastante amplio, elimina bacterias, hongos y virus, principalmente sobre aquellos envueltos con capas de lípidos, de tamaño mediano y grande como son los virus herpes simple, virus de hepatitis B y VIH. Es eficaz contra bacterias gram positivas y tienen limitaciones en la eliminación de esporas (Diomedi et al., 2017, pp. 156-174).

**Tiempo de acción:** La acción antimicrobiana se da en poco tiempo, generalmente se consigue la eliminación de microorganismos en un tiempo de 5 minutos o antes menos después de la aplicación del mismo (Diomedi et al., 2017, pp. 156-174).



#### 4.9.5. Etanol 80% + Alkyl 0.1% - Lysol

Es un líquido claro “Lysol Disinfectant Spray” la presentación es en aerosol de 9 onzas, 12.5 onzas y 19 onzas. (Rbn, 2018, pp. 1-16).

Desinfectante distribuido por la casa comercial Reckitt Benckiser (Canada) Inc. Se compone por varios ingredientes, su principio activo son dos componentes el etanol (alcohol etílico) en un mayor porcentaje entre 60 a 80 % y el Sacarinato de alquil dimetil amonio (Alkyl) en un porcentaje entre 0.1 a 0.5 %, además posee una gran variedad de ingredientes adicionales y estos se encuentran en diferentes concentraciones o porcentajes (Tabla 2) (Rbn, 2018, pp. 1-16).

**Tabla 2.** Principales componentes del Lysol, principio activo, otros ingredientes, CAS # (es una identificación numérica única para compuestos químicos) y porcentajes.

Componente	Principio	CAS #	Porcentaje
Etanol	Activo	64-17-5	60 - 80%
Sacarinato de alquil dimetil amonio (Alkyl)	Activo	68989-01-5	0.1- 0.5 %
Butano	Agregado intencional	106-97-8	5 - 10 %
Propano	Agregado intencional	74-98-6	1 - 5 %
Borato Etanolamina	Agregado intencional	141-43-5	0 - 0.1 %
Amonio Hidróxido	Agregado intencional	1336-21-6	0 - 0.1 %
Fragancia	Fragancia	<i>Fragancia</i>	0 - 0.5 %
Eugenol	Fragancia	97-53-0	0 - 0.1 %

Nota: Si alguna concentración se presenta como un rango, es para proteger la confidencialidad

Adaptada de Rbn, 2018, pp. 2

**Espectro de acción:** Elimina virus, bacterias, hongos en diferentes tiempos de aplicación (Tabla 3) (Rbn, 2018, pp. 1-16).

**Tabla 3.** Espectro de acción Lysol, en diferentes tiempos en la eliminación de microorganismos.

Actividades	Microorganismos	Tiempo Contacto
Virucida	<i>Echovirus Type 12</i> <i>Hepatitis B</i> <i>Herpes Simple Tipo 1</i> <i>Herpes Simple Tipo 2</i> <i>Influenza A (H1N1)</i> <i>Poliovirus Tipo 1</i> <i>Rhinovirus Tipo 39</i> <i>Rotavirus WA</i> <i>Coronavirus SARS</i>	5 minutos
Virucida	<i>Adenovirus Tipo 2</i> <i>HIV-1 AIDS Virus</i> <i>Parainfluenza Tipo 2</i> <i>RSV</i> <i>Rhinovirus tipo 39</i> <i>Coronavirus SARS</i> <i>Influenza A (H1N1)</i> <i>Vaccinavirus</i> <i>Calcivirus</i> <i>Hepatitis A</i> <i>Mycobacterium Bovis</i> <i>Hantavirus</i>	10 minutos
Bactericida	<i>Campylobacter jejuni</i> <i>Enterococcus faecalis resistente a vancomisina</i> <i>Enterococcus faecium</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus pyogenes, salivarius</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Salmonela entérica</i> <i>Echerichia coli</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Vibrio Cholerae</i>	5 - 10 minutos
Fungicida	<i>Aspergillus niger</i>	3 minutos
Fungicida	<i>Trichophyton mentagrophytes</i> <i>Candida albicans</i>	10 minutos

Adaptada de Rbn, 2018, pp. 2

## 4.10. Otros desinfectantes utilizados en el campo odontológico

### 4.10.1. Compuestos a base de cloro

Los compuestos a base de cloro generalmente están disponibles en forma líquida como el hipoclorito de sodio (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Espectro de acción:** Eliminan un número considerable de microorganismos, tienen buena efectividad contra las bacterias gram positivas y negativas, hongos, esporas y virus, incluyendo hepatitis B y el VIH (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Ventajas:** De acción inmediata, de bajo costo y de fácil manejo (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Desventajas:** El uso es limitado por que corroe el instrumental, dañan textiles, altera plásticos y gomas. Materia orgánica, luz y detergentes vuelve inactiva. Irrita la piel y mucosas si se lo aplica de una manera directa (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Concentraciones de uso:** La composición tiene que ser 0.1% durante 10 minutos de aplicación. Es de amplio espectro en la eliminación de agentes infecciosos, no deja restos tóxicos, son económicos y de rápida actividad, eliminan los microorganismos en superficies secas y húmedas (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

### 4.10.2. Ácido Peracético

Se forma a partir de la oxidación del acetaldehído y oxígeno en presencia de acetato de cobalto.

**Mecanismo de acción:** Desnaturaliza las proteínas e impide la permeabilidad de la capa celular, oxidando los enlaces, enzimas y otros metabolitos de los microorganismos (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Espectro de acción:** Bactericida, fungicida, virucida y esporicida (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Ventajas:** No es toxico y no necesita activación para poder actuar (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Desventajas:** Puede corroer el cobre, bronce y hierro galvanizado y produce toxicidad ocular e irritación de las mucosas (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

**Concentraciones de uso:** En concentraciones bajas de 0.1% a 0.2% necesita de un tiempo entre 10 a 15 minutos para que elimine de manera eficaz los patógenos, si la concertación aumenta es de rápida acción, incluyendo esporas (Rutala, & Weber, 2010, pp. 107-117).

## 5. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1. Tipo de estudio

**Transversal:** Se realizó en un tiempo corto y definido.

**Experimental:** Se evaluó la eficacia de diferentes soluciones para la desinfección del instrumental Ortodóntico.

### 5.2. Universo de la muestra

Se analizaron pinzas mathieu (n=40). El control negativo analizamos (n=2) y para el control positivo (n=2). Es un instrumental que se utiliza en un gran porcentaje de controles, en pacientes que son tratados en la especialidad de Ortodoncia. Este estudio evaluó la efectividad de los desinfectantes in vitro, en donde se usaron métodos controlados y cepas bacterianas ATCC para la contaminación del instrumental. La cantidad de instrumental en este estudio fue determinada en base a estudios similares previos. Por ejemplo, Almeida, Carvalho, & Duarte (2012, pp. 105-109) utilizaron 10 alicates por sustancia desinfectante analizada con un total de 30 alicates, Azeredo, de Menezes, Medina, Rizzato, Garcia, & Revers, (2011, pp. 103-113) analizaron 34 pinzas.

#### 5.2.1. Muestra

De las 40 pinzas mathieu, se seleccionaron (n=4) pinzas para los controles siendo el 10% del total de las pinzas a analizar similar porcentaje en el estudio de Azeredo, de Menezes, Medina, Rizzato, Garcia, & Revers, (2011, pp. 103-113), de las cuales se tomaron para control negativo (n=2) a estas no se las contamina con ninguna

cepa bacteriana, para el control positivo (n=2) se contaminó una con *S. aureus* y otra con *P. aeruginosa*. Las 36 pinzas mathieu restantes fueron contaminadas con *S. aureus* (n=18) y *P. aeruginosa* (n=18), para ser desinfectadas con etanol 80% + alkyl 0.1% (Los porcentajes se muestra con rangos como manera de protección del fabricante) y glutaraldehído al 2% en tres periodos de tiempo.

### **5.2.2. Criterios de inclusión**

- Instrumental de Ortodoncia debidamente esterilizado.
- Instrumental en buen estado.

### **5.2.3. Criterios de Exclusión**

- Incumplimiento de las normas de bioseguridad.
- Instrumental no esterilizado.
- Instrumental en mal estado (corrosión del instrumental, puntas activas en mal estado).

## **5.3. Descripción del método**

La estrategia experimental se detalla en los siguientes puntos:

### **1.- Recolección y esterilización del instrumental.**

- Recolectar las 40 pinzas mathieu.

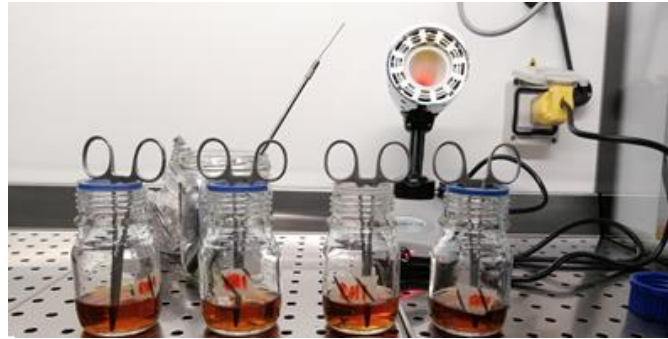
- Lavar con agua y una solución detergente; secar; empacar el instrumental en fundas de esterilización. Ingresar en la autoclave a 121 ° C y 1 atmosfera de presión. Tiempo total del ciclo 45 minutos.

## 2.- Proceso *in vitro*.

Para determinar la eficacia de los desinfectantes se utilizó dos controles.

- Control negativo: Instrumental no contaminado, sirve para demostrar que el instrumental fue autoclavado apropiadamente. Dos pinzas fueron elegidos al azar, tomamos este número de pinzas para asegurarnos que las pinzas estuvieron correctamente esterilizadas, se sometieron inmediatamente a la evaluación microbiológica. Las dos pinzas no presentaron turbidez luego de ser esterilizadas por autoclave, presentando un valor de 0 en la escala de McFarland.
- Control positivo: Pinzas mathieu (n=2) se respeta el procedimiento de contaminación, no será desinfectado con ninguna sustancia se somete inmediatamente a evaluación microbiológica. Las dos pinzas presentaron turbidez mayor a 0,5 en la escala de McFarland como signo de contaminación bacteriana.
- El crecimiento bacteriano se realizó en frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI (Brain Heart Infusion) por triplicado, los cuales fueron inoculados con dos microorganismos de importancia clínica: i) *S. aureus* ATCC (ATCC® 23235™) y ii) *P. aeruginosa* ATCC (ATCC® 15442™) donadas por los laboratorios de la Universidad de las Américas. Se

introdujeron en los frascos boeco las 38 pinzas mathieu, quedando la parte activa sumergida en el caldo (Fig. 4).



**Figura 4.** Frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI, inoculados con *S. aureus* y *P. aeruginosa*, en los que se colocaron las pinzas mathieu.

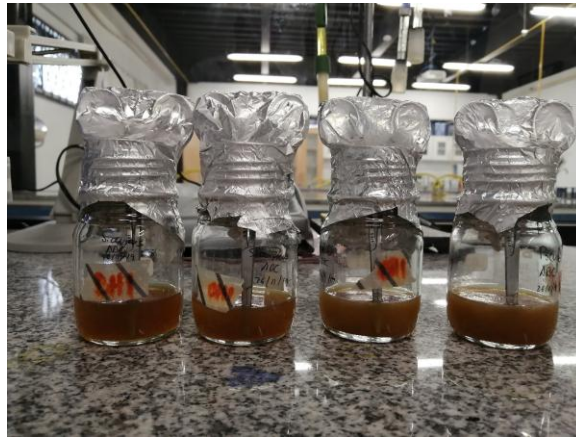
- Los frascos fueron cultivados en agitación permanente a 37°C durante 24 horas en una incubadora para matraces Memmert®. En el interior de los frascos se colocaron las pinzas asegurando que exista contacto entre el caldo BHI y las pinzas. Esto se realizó con la finalidad de facilitar el crecimiento y la producción de biopelículas sobre la superficie metálica de las 38 pinzas mathieu. El primer grupo de pinzas (n=19) se contaminó con una cepa con *S. aureus* y el segundo grupo de pinzas (n=19) se contaminó con una cepa *P. aeruginosa* (Fig. 5)



**Figura 5.** Frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI con caldo bacteriano en los que se introdujeron las pinzas mathieu. Cultivados en agitación permanente a 37°C durante 24 horas.



- Después del período de incubación de 24 horas, podemos verificar que se produjo turbidez en los frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI con caldo bacteriano, el que es un signo de crecimiento bacteriano. En ambos cultivos bacterianos se obtuvo turbidez (Fig. 6).



**Figura 6.** Frascos boeco de 100 mL con 30 mL de caldo BHI con caldo bacteriano después de 24 horas en donde verificamos turbidez como signo de crecimiento bacteriano.

- Sacamos las pinzas mathieu de los frascos boeco y las colocamos en papel aluminio estéril.
- Las pinzas en contacto con el cultivo mostraron capas mucosas indicadoras de la formación de biopelículas tanto en *S. aureus* como en *P. aeruginosa*.

### 3.- Estrategia Experimental

El proceso de desinfección de las 36 pinzas mathieu con las soluciones a analizar, siguió los diferentes pasos (Fig. 7).

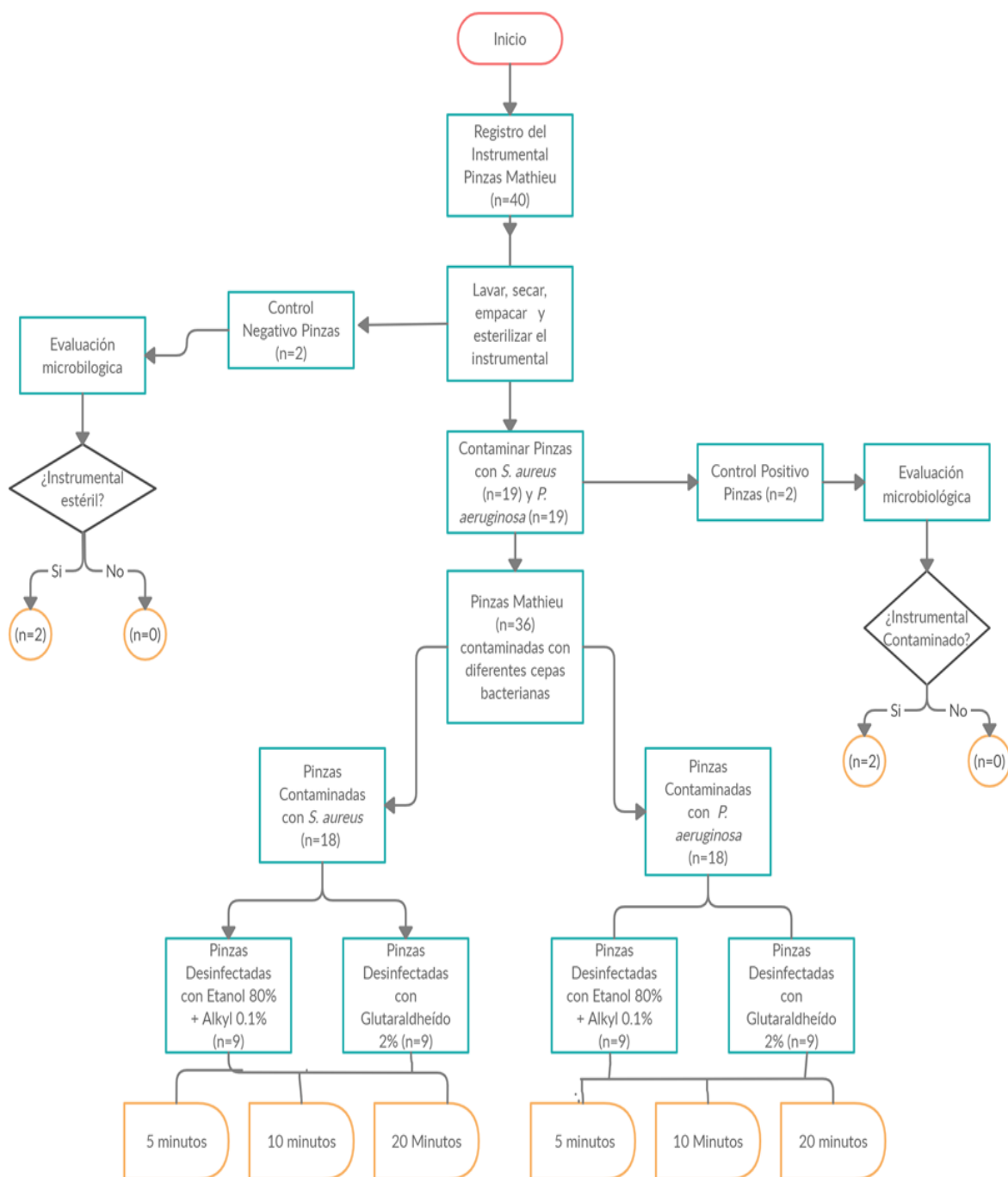
El primer grupo de 18 pinzas contaminadas con *S. aureus* (ATCC® 23235™) se lo dividió en dos subgrupos para cada desinfectante (etanol 80% + alkyl 0.1% y

glutaraldehído al 2%), luego este grupo de 9 pinzas se lo dividió en tres subgrupos para cada periodo de tiempo de 5,10 y 20 minutos.

- Desinfectar las pinzas de ortodoncia que fueron contaminadas con *S. aureus*, las que se les aplicara etanol 80% + alkyl 0.1% de acuerdo a la presentación que viene el desinfectante en este caso en aerosol, se roció por 10 segundos por todas las caras del instrumental (cantidad de desinfectante en 10 segundos de aplicación fue de 9 ml). La desinfección se realizará en los diferentes tiempos.
- Desinfectar las pinzas de ortodoncia que fueron contaminadas con *S. aureus*, las que serán sumergidas en glutaraldehído al 2% (45 ml). La desinfección se realizará en los diferentes tiempos.

El segundo grupo de 18 pinzas contaminadas con *P. aeruginosa* (ATCC® 15442™) se lo dividió en dos subgrupos para cada desinfectante, luego este grupo de 9 pinzas se lo dividió en tres subgrupos para cada periodo de tiempo de 5,10 y 20 minutos.

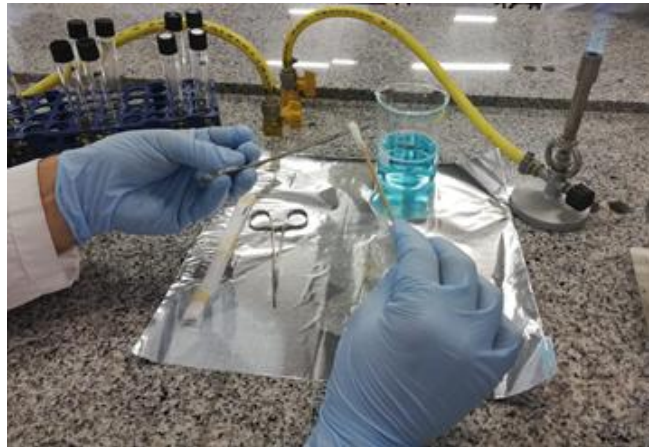
- Desinfectar las pinzas de ortodoncia que fueron contaminadas con *P. aeruginosa* las que se les aplicara etanol 80% + alkyl 0.1% de acuerdo a la presentación que viene el desinfectante en este caso en aerosol se roció por 10 segundos por todas las caras del instrumental (cantidad de desinfectante en 10 segundos de aplicación fue de 9 ml). La desinfección se realizará en los diferentes tiempos.
- Desinfectar las pinzas de ortodoncia que fueron contaminadas con *P. aeruginosa* las que serán sumergidas en glutaraldehído al 2% (45 ml). La desinfección se realizará en los diferentes tiempos.
- Después de transcurridos los 5,10 y 20 minutos de desinfección el instrumental fue secado con una gasa estéril.



**Figura 7.** Flujoograma del proceso experimental.

#### 4.- Toma de muestras

Una vez desinfectado el instrumental, se realizó un raspado con hisopos estériles (autoclavados) de la parte activa del instrumental (Fig. 8).



**Figura 8.** Raspado con hisopos estériles de la parte activa del instrumental.

Inocular en tubos de ensayo nuevos de BHI las muestras por cada tratamiento. Los tubos finalmente fueron incubados a 37°C durante 24 horas (Fig. 9).



**Figura 9.** Tubos nuevos de BHI por cada tratamiento. Los tubos finalmente fueron incubados a 37°C durante 24 horas.

## 5.-Determinacion de Ausencia o Presencia de Microorganismos.

- Después del período de incubación, se verificó turbidez como signo de crecimiento bacteriano mediante un espectrofotómetro de mesa o “turbidímetro”. Se siguieron las recomendaciones establecidas por el CLSI (2020, pp.1-332). Se estableció parámetro de turbidez cuando se obtenía un valor superior a 0.1 en la escala de McFarland. Se utilizó como control un tubo de caldo BHI sin inocular (Control Negativo).

### 5.4. Análisis estadístico

La presencia o ausencia de crecimiento bacteriano en las diferentes condiciones detalladas anteriormente se comparó con el control positivo y negativo. Determinamos el número de pinzas descontaminadas después de la utilización de etanol 80% + alkyl 0.1% y glutaraldehído al 2%, se calculó los porcentajes respectivos.

### 5.5. Análisis de resultados

La turbidez, producto del crecimiento bacteriano, para cada instrumento se registró y se comparó con los resultados de las diferentes pinzas de estudio y entre los diferentes medios de cultivo. A estos efectos, se utilizarán anillo de porcentaje.

### 5.6. Identificación de variables

#### 5.6.1. Variables Independientes

- Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2%.
- Periodos de Tiempo: aplicación de 5, 10 y 20 minutos. (Tabla 4).

### 5.6.2. Variable Dependientes

- *Staphylococcus aureus* y *Pseudomona aeruginosa*
- Pinzas mathieu (Tabla 4).

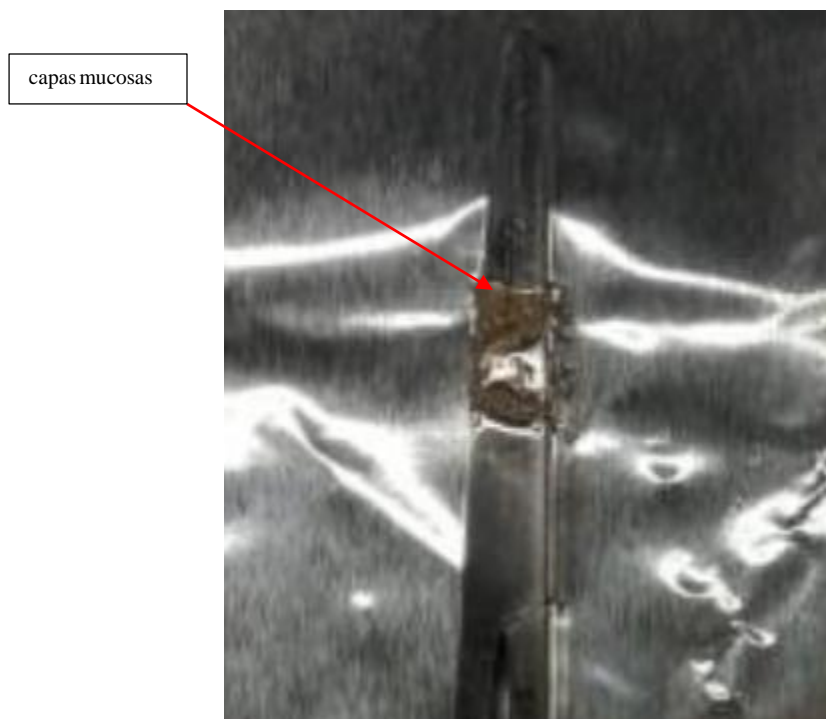
**Tabla 4.** Variables independientes y dependientes

Variable	Definición	Tipo	Clasificación	Indicador	Escala de Medición
S. aureus P. aeruginosa	Microorganismos causantes de infecciones.	Dependiente	Cualitativa	Presencia – Ausencia de bacterias. (Turbidez)	%
Pinza Mathieu	Instrumental usado en la práctica clínica de ortodoncia que están en contacto con los tejidos de la cavidad oral.	Dependiente	Cualitativa	Número de Pinzas con Presencia o Ausencia de bacterias luego de ser desinfectadas	1-18
Tiempo	Periodo en el que se ejecuta una acción.	Independiente	Ordinal	Periodos en los que se evalúa la existencia o no de microorganismos en instrumental desinfectado	1-3 ( 5,10,20 minutos)
Etanol al 80% + Alkyl 0.1%	Desinfectante en aerosol.	Independiente	Cuantitativa	Mililitros	Cantidad 9 ml en 10 segundos de aplicación
Glutaraldehído al 2%	Desinfectante en líquido para superficies inertes.	Independiente	Cuantitativa	Mililitros	Cantidad 45 ml

## 6. RESULTADOS

Las treinta y ocho pinzas mathieu se colocaron dentro del frasco boeco asegurando que exista contacto con el caldo bacteriano. Los frascos fueron cultivados en agitación permanente a 37°C durante 24 horas.

Como resultado obtuvimos que las pinzas en contacto con el cultivo mostraron capas mucosas indicadoras de la formación de biopelículas tanto en *S. aureus* como en *P. aeruginosa* (Fig 10).



**Figura 10.** Pinzas en contacto con el cultivo mostraron capas mucosas.

Después de la evaluación del crecimiento bacteriano en BHI (Brain Heart Infusion) incubados a 37°C durante 24 horas se pudo observar presencia de microorganismos, luego del proceso de desinfección, los cuales los describiremos a continuación de una manera descriptiva en tablas y figuras.

En la Tabla 5 presentamos los valores de las pinzas mathieu que presentaron presencia o ausencia de crecimiento bacteriano luego de desinfectarlas con etanol 80% + alkyl 0.1% y glutaraldehído al 2% en los diferentes tiempos (5, 10 y 20 minutos).

Según la Tabla 5 se puede verificar que treinta y uno fueron desinfectadas exitosamente mientras que en cinco pinzas se observó crecimiento bacteriano.

**Tabla 5.** Prueba de susceptibilidad bacteriana frente a desinfectantes. Observando la presencia o ausencia de crecimiento bacteriano después de incubarlos a 37°C durante 24 horas.

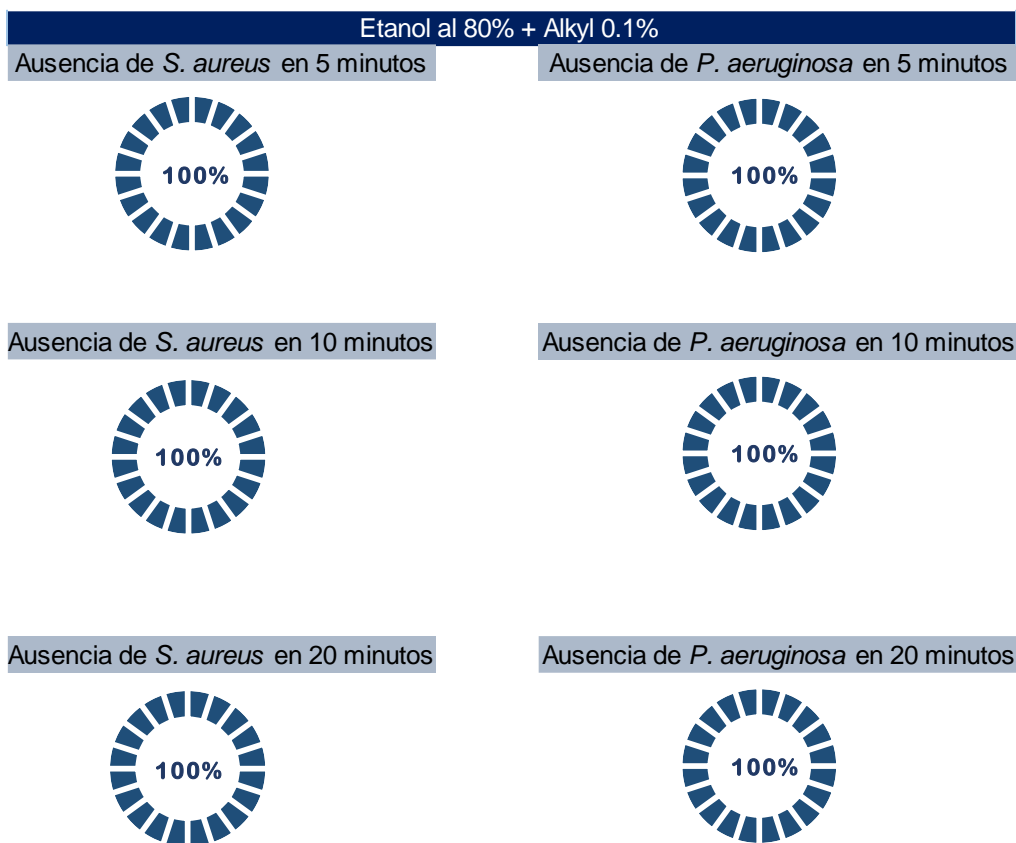
Tiempo de Desinfección	# de Pinzas Mathieu Analizadas	Microorganismo		Desinfectante							
		S. aureus	P. aeruginosa	Etanol al 80% + Alkyl 0.1%				Glutaraldehído al 2%			
				Presencia S. aureus	Ausencia S. aureus	Presencia P. aeruginosa	Ausencia P. aeruginosa	Presencia S. aureus	Ausencia S. aureus	Presencia P. aeruginosa	Ausencia P. aeruginosa
5 min	12	6	6	0	3	0	3	0	3	3	0
10 min	12	6	6	0	3	0	3	0	3	2	1
20 min	12	6	6	0	3	0	3	0	3	0	3
Total	36	18	18	0	9	0	9	0	9	5	4

### Experimento *in vitro* con Etanol 80% + Alkyl 0.1%

De las pinzas desinfectadas con etanol 80% + alkyl 0.1% no se observó crecimiento bacteriano en ninguna de las 18 pinzas, contaminadas con las dos bacterias estudiadas *S. aureus* y *P. aeruginosa* en los tiempos probados (Fig. 11).

Al realizar el análisis con el espectorfotómetro (turbidez) de las pinzas desinfectadas con etanol 80% + alkyl 0.1%, se obtuvo valores de cero en la escala de McFarland en todas las muestras tomadas.





**Figura 11.** Desinfección microbiana mediante Etanol 80% + Alkyl 0.1% después de 5,10 y 20 Minutos. Porcentajes de eficacia contra *S. aureus* y *P. aeruginosa*.

### Experimento *in vitro* con Glutaraldehído al 2%

En relación al compuesto glutaraldehído al 2%, se observó que fue eficaz desinfectando las 9 pinzas contaminadas con *S. aureus* en los tres tiempos de tratamiento (Fig. 12).

Sin embargo, este desinfectante mostró ser menos eficaz cuando el cultivo fue de *P. aeruginosa*, ya que existió ausencia bacteriana en una pinza después de la aplicación del desinfectante a los 5 y a los 10 minutos.

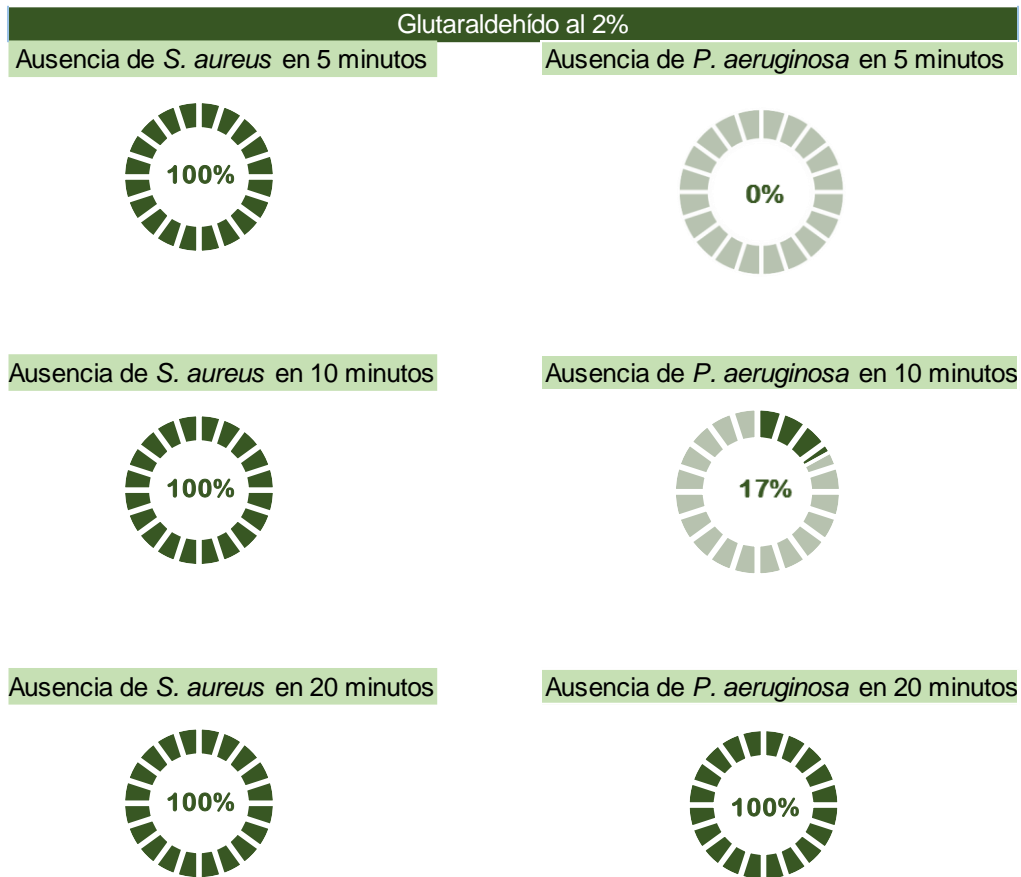
Al realizar el análisis con el espectrofotómetro (turbidez) de las pinzas desinfectadas con glutaraldehído al 2%, se obtuvo valores de (0.69, 0.71, 0,67 en la escala de McFarland) a los cinco minutos de ser desinfectadas, se obtuvo valores (0.54, 0.02, 0.57 en la escala de McFarland) en las muestras tomadas a los diez minutos de desinfección.

Valores mayores a 0.1 en la escala de McFarland se considera instrumental contaminado (Tabla 6).

**Tabla 6.** Análisis con el espectrofotómetro (turbidez) de las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2%, como medida se utiliza la escala de McFarland.

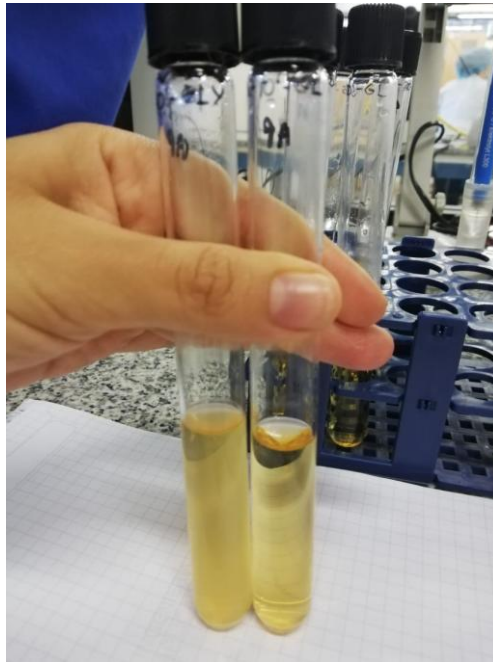
Tiempo de Desinfección	Glutaraldehído al 2%	
	Escala de McFarland	
5 min	0.69	Valores > 0.1 crecimiento bacteriano
	0.71	
	0,67	
10 min	0.54	
	0.02	
	0.57	

A partir de los 20 minutos se pudo observar inocuidad en todas las pinzas que fueron contaminadas con *P. aeruginosa* siendo 100% eficaz (Fig. 12).



**Figura 12.** Desinfección microbiana mediante Glutaraldehído al 2% después de 5,10 y 20 Minutos. Porcentajes de eficacia contra *S. aureus* y *P. aeruginosa*.

Existe un alto grado de turbidez debido al crecimiento de *P. aeruginosa* en el tiempo de 10 minutos con glutaraldehído al 2% comparado con la misma condición cuando se usó el desinfectante etanol 80% + alkyl 0.1% (Fig. 13).



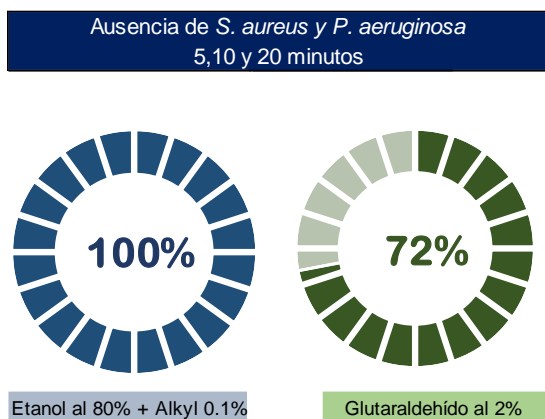
**Figura 13.** Etanol 80% + Alkyl 0.1% no hay crecimiento en ningún periodo de tiempo. Glutaraldehído al 2% hubo crecimiento después de la aplicación del desinfectante a los 5 y a los 10 min.

Luego de utilizar etanol 80% + alkyl 0.1% en los tres tiempos desinfecto todas las pinzas mathieu (n=18) que fueron probadas, lo que corresponde al 100% y si lo comparamos con el glutaraldehído al 2% que desinfecto (n=13) pinzas mathieu que es el 72 % en los tres tiempos (Tabla 7).

**Tabla 7.** Presencia o ausencia de crecimiento bacteriano en las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2% en los tres tiempos.

Tiempo de Desinfección	Glutaraldehído al 2%		
	Presencia S. aureus y P. aeruginosa	Ausencia S. aureus y P. aeruginosa	Total
5 min	3	3	6
10 min	2	4	6
20 min	0	6	6
Total	5	13	18

Podemos observar que el etanol 80% + alkyl 0.1% fue más eficaz en la eliminación de microorganismos (Fig. 14).



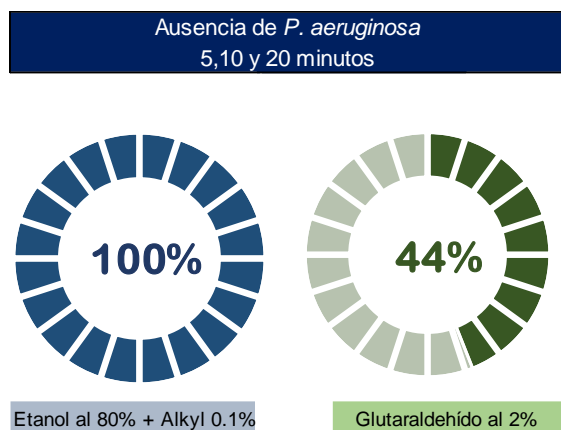
**Figura 14.** Porcentajes de eficacia de desinfección de los dos microorganismos probados con Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% después de 5,10 y 20 minutos.

Si comparamos los dos desinfectantes en las pinzas mathieu que fueron contaminadas con *P. aeruginosa*, el glutaraldehído al 2% desinfectó (n=4) que corresponde al 44 % (Tabla 8).

**Tabla 8.** Presencia o ausencia de crecimiento de *P. aeruginosa* en las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2% en los tres tiempos.

Tiempo de Desinfección	Glutaraldehído al 2%		
	Presencia <i>P. aeruginosa</i>	Ausencia <i>P. aeruginosa</i>	Total
5 min	3	0	3
10 min	2	1	3
20 min	0	3	3
Total	5	4	9

Con respecto al etanol al 80% + alkyl 0.1% desinfecto (n=9) pinzas que corresponde al 100%, en los tres periodos de tiempo (Fig.15).



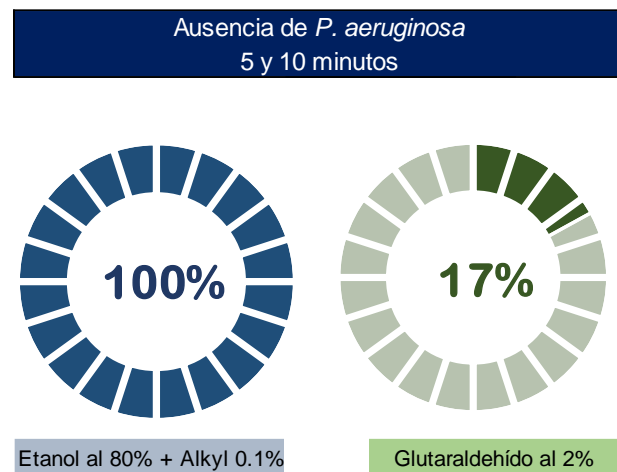
**Figura 15.** Porcentajes de eficacia de desinfección de *P. aeruginosa* con Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% después de 5,10 y 20 minutos.

La desinfección de *P. aeruginosa* en 5 y 10 minutos podemos observar que el desinfectante glutaraldehído al 2% desinfecto (n=1) que corresponde al 17%.

**Tabla 9.** Presencia o ausencia de crecimiento de *P. aeruginosa* en las pinzas desinfectadas con Glutaraldehído al 2% en 5 y 10 minutos.

Tiempo de Desinfección	Glutaraldehído al 2%		
	Presencia <i>P. aeruginosa</i>	Ausencia <i>P. aeruginosa</i>	Total
5 min	3	0	3
10 min	2	1	3
Total	5	1	6

Con respecto al desinfectante etanol 80% + alkyl 0.1% desinfecto (n=9) pinzas que corresponde al 100% (Fig.16).



**Figura 16.** Porcentajes de eficacia de desinfección de *P. aeruginosa* con Etanol 80% + Alkyl 0.1% y Glutaraldehído al 2% después de 5,10 minutos.

## 7. DISCUSIÓN

En este estudio evaluamos la presencia de microorganismos *S. aureus* y *P. aeruginosa* en instrumental de ortodoncia luego de ser desinfectados con etanol 80% + alkyl 0.1% y glutaraldehído al 2%. Se analizarán un total de 36 pinzas Mathieu por periodo de tiempo 5, 10 y 20 minutos. Estas son un instrumental que se utiliza en todos los controles de pacientes que son tratados en la especialidad de Ortodoncia. Este instrumental va a ser sometido a desinfección con dos químicos diferentes después de ser contaminados con microorganismos antes mencionados.

Rutala, & Weber (2013, pp. 60-66) manifiestan que todos los procedimientos ortodónticos implican el contacto de un instrumento con las membranas mucosas de un paciente. Al realizar un proceso de desinfección o esterilización de una manera inadecuada, el instrumental reutilizable puede producir un riesgo asociado en las medidas de bioseguridad dando como resultado una contaminación. Además, según Kalra, Tripathi, & Rai (2015, pp. 1-12) indican los especialistas en ortodoncia tienen el segundo lugar en incidencia de hepatitis B dentro de los profesionales dentales.

El profesional clasificara el instrumental en función del riesgo de infección al que fue expuesto en crítico, semicrítico y no crítico (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21). Una vez clasificado el instrumental se procederá con el proceso de desinfección o esterilización según se requiera, para destruir microorganismos patógenos, permitiendo una práctica segura para una correcta atención a los pacientes (Gutiérrez, & Ballester, 2017, pp. 1-21). Los alicates de ortodoncia, se clasifican como un material semicrítico (Wichelhaus, Bader, Sander, Krieger, & Mertens, 2006, pp. 316-320).



Es indispensable conocer si los métodos de desinfección antes mencionados son efectivos en un corto tiempo para poder ser utilizados. En la práctica diaria desde que somos estudiantes de posgrado hasta en clínicas privadas, el profesional controla a un gran número de pacientes al día y no se dispone de juegos completos de instrumentos de ortodoncia para cada paciente.

En este estudio observamos que el etanol al 60-80% fue 100 % efectivo al desinfectar las pinzas mathieu en 5,10 y 20 minutos a diferencia del glutaraldehído al 2% que desinfectó el 72% de las pinzas analizadas. Estos datos no coinciden con el estudio de Carvalho, Campelo, Kuga, Tonetto, Bandéca, & Pinzan-Vercelino (2015, pp. 619-623) que comparó la desinfección de instrumental de ortodoncia con glutaraldehído al 2% con inmersión durante 30 minutos y etanol al 70% durante 10 minutos y no encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los dos desinfectantes al eliminar *S. aureus* y otros microorganismos. De igual manera otros estudios como el de Almeida, Carvalho, & Duarte (2012, pp. 105-109) compararon la efectividad para eliminar *S. aureus* y otros microorganismos en instrumental de ortodoncia, el glutaraldehído al 2% fue más eficaz que el etanol al 70%, cabe destacar que este estudio los tiempos de aplicación del desinfectante fue de 30 minutos para el glutaraldehído 2% y 1 minuto para el etanol al 70%.

Así podemos decir que la diferencia radica en los periodos de tiempo que se evaluó cada desinfectante. En nuestro estudio desinfectamos el mismo tiempo el instrumental con las soluciones a comparar. En cambio, el estudio de Carvalho en el 2015 y Almeida en el 2012 no estandarizaron el tiempo para evaluar los desinfectantes.

Al valorar las pinzas mathieu contaminadas con *P. aeruginosa* desinfectadas con glutaraldehído al 2% en 5 y 10 minutos se encontró ausencia bacteriana en un 17% de las pinzas, concuerda con Rutala & Weber (2013, pp. 60-66) y Tschudin-Sutter, Frei, Kampf, Tamm,, Pflimlin, Battegay, & Widmer, (2011, pp. 1173-1178) que

informaron de la reducción de *P. aeruginosa* con glutaraldehído al 2% por 10 minutos es deficiente.

Al analizar pinzas contaminadas con *S. aureus* el glutaraldehído al 2% desinfecto en 5,10 y 20 minutos el 100% de pinzas, coincidiendo con Orsi, Villabona, Kameoka, Ferreira, Ito, & Saravia (2010, pp. 241-246) en el que evaluaron el glutaraldehído al 2% por 5,10 y 15 minutos, con crecimiento bacteriano de *S. aureus* nulo.

La desinfección de pinzas mathieu en 20 minutos con glutaraldehído al 2% demuestra desinfección del 100% del instrumental analizado, coincide con Omidkhoda, Rashed, Bagheri, Ghazvini, & Shafae (2016, pp. 14) no observó crecimiento microbiano en la desinfección de instrumental con glutaraldehído al 2% por 20 minutos.

Se concluye que el etanol 80% + alkyl 0.1% es más efectivo al desinfectar pinzas mathieu contaminadas *P. aeruginosa* en 5 y 10 minutos que el glutaraldehído al 2%.

Debemos decir que el principio activo del Lysol es el etanol y el alkyl, según sus fabricantes utilizan rangos en la etiqueta de su composición para guardar la confidencialidad del producto con lo cual podemos observar que el rango del etanol va de 60-80% y alkyl 0.1-0.5% (Rbn, 2018, pp. 1-16).

## 8. CONCLUSIONES

- Se observó que el Etanol 80% + Alkyl 0.1% fue más efectivo en menor tiempo que el Glutaraldehído al 2% al eliminar *P. aeruginosa*.
- Glutaraldehído al 2% mostró ser menos eficaz cuando el cultivo fue de *P. aeruginosa*, ya que existió crecimiento después de la aplicación del desinfectante a los 5 y a los 10 min. A partir de los 20 min se pudo observar inocuidad.

## 9. RECOMENDACIONES

- Para futuros estudios sería importante tomar muy en cuenta el tiempo en que se desinfectara el instrumental, para que sean iguales y se puedan comparar de mejor manera con otros estudios.
- Si bien este estudio tiene un enfoque cualitativo y sus conclusiones podrían catalogarse como una prueba de concepto, es necesario realizar un estudio cuantitativo que nos den conclusiones más fuertes. En este sentido se podría realizar una identificación de las bacterias a nivel molecular y así poder descartar un ínfimo crecimiento bacteriano en los diferentes tiempos de desinfección. Así mismo sería interesante estudiar la resistencia de estas bacterias a nivel molecular.
- Cabe recalcar que este estudio es un esfuerzo multidisciplinario en donde se responden preguntas también enfocadas a la microbiología.

## REFERENCIAS

- Aksoy, A., Kılıç, G., Hussein, E., & Aboukhalil, D. (2011). Sterilization and disinfection in orthodontics. In *Principles in Contemporary Orthodontics*. InTech, 6(1)113-125.
- Almeida C., & Carvalho A., Duarte D. (2012). Evaluation of disinfection methods of orthodontic pliers. *Dental Press J Orthod*,17(4):105-109.
- Azeredo, F., de Menezes, L. M., Medina, R., Rizzatto, S., Garcia, G., & Revers, K. (2011). Microbiological analysis of orthodontic pliers. *Dental Press Journal of Orthodontics*.103-113.
- Barbieri, A., Feitosa, F., Ramos, C., & Teixeira, S. (2019). Biosafety measures in dental practice: Literature Review. *Brazilian Dental Science*, 22(1), 9-16.
- Barenghi, L., & Di Blasio, A. (2017). Orthodontic instruments and supplies: Are they semicritical or critical items. *American journal of infection control*, 45(2), 210-211.
- Batra, P., & Jyothikiran, H. (2014). Tips for maintaining sterilization in your orthodontic work station. *Int J Orthod Milwaukee*, 25: (2): 21-30.
- Belstrøm, D., Holmstrup, P., Fiehn, N., Rosing, K., Bardow, A., Paster, B., & Lyng Pedersen, A. (2016). Bacterial composition in whole saliva from patients with severe hyposalivation—a case–control study. *Oral diseases*, 22(4), 330-337.
- Benyahia, H., Merzouk, N., Touhami, M. E., & Zaoui, F. (2012). Effects of sterilization and disinfection procedures on the corrosion of orthodontic ligature cutters. *International orthodontics*, 10(1), 1-15.
- Bhatnagar, S., Bagga, D., Sharma, P., Kumar, P., Sharma, R., & Singh, V. (2013). Infection control strategy in orthodontic office. *European J Gen Dent*, (2)1–7.
- Bischofberger, C. (2015). Grupo de Trabajo de la SEMPSPH. Guía de uso de desinfectantes en el ámbito sanitario. *Medicina Preventiva*, 21(2-3-4), 38-73.
- Caldas, R., Le Gall, F., Revert, K., Rault, G., Virmaux, M., Gouriou, S., & Boisramé, S. (2015). *Pseudomonas aeruginosa* and periodontal pathogens in the oral

cavity and lungs of cystic fibrosis patients: a case-control study. *Journal of clinical microbiology*, 53(6), 1898-1907.

- Carvalho, M., Campelo, V., Kuga, M., Tonetto, M., De, R., Bandéca, M., & Pinzan-Vercelino, C. (2015). Comparison of Antimicrobial Activity between Chemical Disinfectants on Contaminated Orthodontic Pliers. *The journal of contemporary dental practice*, 16(8), 619-623.
- Choen, J., Powderly, W., & Opal, S. (2004). *Infectious Disease*. Elsevier. 2nd ed. pp. 940-943.
- Clinical and Laboratory Standards Institute. M100. (2020). Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing.1-332.
- De Almeida, F., de Carvalho, A., & Duarte, D. (2012). Evaluation of disinfection methods of orthodontic pliers. *Dental Press J Orthod*, (17):105–109.
- Diomedi, A., Chacón, E., Delpiano, L., Hervé, B., Jemenao, M., & Medel, M. (2017). Antisépticos y desinfectantes: apuntando al uso racional. Recomendaciones del Comité Consultivo de Infecciones Asociadas a la Atención de Salud. Sociedad Chilena de Infectología. *Rev Chilena Infectol*, 34 (2): 156-174.
- Dos Santos Gerzsona, R., Simon, D., dos Anjos, A., & Freitas, M. (2015). In vitro evaluation of microbial contamination of orthodontic brackets as received from the manufacturer using microbiological and molecular tests. *Angle Orthod*, 85: 992–996
- Edlund, A., Santiago-Rodriguez, T., Boehm, T., & Pride, D. (2015). Bacteriophage and their potential roles in the human oral cavity. *Journal of oral microbiology*, 7(1), 27423.
- Eufar. (2019). Ficha técnica. GLUTFAR Plus. Bogotá – Colombia.1-2. Recuperada de 10 de noviembre del 2019, <https://eufar.com/core/media/media.nl?id=72122&c=1192473&h=73bebb9f3d3124ae72c2&xt=.pdf>
- Freitas, A., Marquezan, M., Nojima, M., Alviano, D., & Maia, L. (2014). The influence of orthodontic fixed appliances on the oral microbiota: a systematic review. *Dental Press J Orthod*, (19):46–55.
- Foster, T., Geoghegan, J., Ganesh, V., & Höök, M. (2014). Adhesion, invasion and evasion: the many functions of the surface proteins of *Staphylococcus aureus*. *Nature Reviews Microbiology*, 12(1), 49.

- George, O., Rapin, C., Benoit, F., & Filleul, F. P. (2011). Study of corrosion and wear of surgical instruments during sterilization. *Bulletin du Groupement International pour la Recherche Scientifique en Stomatologie et Odontologie*, 50(2), 39-41.
- Georgescu, C, Skang, N., & Patrascu, I. (2002). Cross Infection in Dentistry. *Roum Biotechmol. Lett*, 7: 861-868.
- Ganavadiya, R., Shekar, B., 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.
- Ghanbarzadeh, M., Dehghani, M., Ghazvini, K., & Movahhed, T. (2014). Desinfection of Orthodontic Pliers Using Three Different Disinfectants. *Journal of International Dental and Medical Research*, 7(1), 1.
- Gutiérrez, M., & Ballester, M. (2017). Protocolo de limpieza, desinfección y/o esterilización de artículos clínicos odontológicos. Recuperado de Diciembre del 2016. <http://facultades.unab.cl/>
- Hernández-Navarrete, M., Celorrio-Pascual, J., Moros, C. L., & Bernad, V. (2014). Fundamentos de antisepsia, desinfección y esterilización. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 32(10), 681-688.
- Hiramatsu, K., Katayama, Y., Matsuo, M., Sasaki, T., Morimoto, Y., Sekiguchi, A., & Baba, T. (2014). Multi-drug-resistant *Staphylococcus aureus* and future chemotherapy. *Journal of Infection and Chemotherapy*, 20(10), 593-601.
- Hussain, A., Bansal, A., Tandel, N., Patel, S., & Naik, A. (2015), Instrument Sterilization in Orthodontic Clinic: A Review. 4-8.
- Ibrahim, N., Alwafi, H., Sangoof, S., Turkistani, A., & Alattas, B. (2017). Cross-infection and infection control in dentistry: Knowledge, attitude and practice of patients attended dental clinics in King Abdulaziz University Hospital, Jeddah, Saudi Arabia. *Journal of infection and Public Health*, 10(4), 438-445.
- Kalra, S., & Tripathi, T., Rai, P. (2015). Infection Control in Orthodontics. *J Orthod*, 1 (1):1–12.
- Khatri, J., Jadhav, M., & Tated, G. (2017). Sterilization and orthodontics: A literature review. *International Journal of Orthodontic Rehabilitation*, 8(4), 141.

- Kulshrestha, R., Tandon, R., Srivastava, S., & Singh, A. (2016). Clinical Practice Management in Orthodontics: An Overview. *Research & Reviews: A Journal of Dentistry*, 7(2), 7-17.
- Leone. (2018). CAT ORTHO, 1-20. Recuperado de 5 de mayo del 2020.  
[https://www.leone.it/espanol/servicios/download/Cat\\_Ortodoncia-Sez\\_P.pdf](https://www.leone.it/espanol/servicios/download/Cat_Ortodoncia-Sez_P.pdf)
- Mithun, K., Ashith, M., Harshitha, V., Pereira, V., & Kumari, D. (2018). Infection Control in Orthodontics: A Review. *Indian Journal of Forensic Medicine & Toxicology*, 12(2):10-15.
- Mutlu, S., Porter, S., & Scully, C. (1996). Diş Hekimliğinde Çapraz Enfeksiyon Kontrolü, 51-59.
- Omidkhoda, M., Rashed, R., Bagheri, Z., Ghazvini, K., & Shafaei, H. (2016). Comparison of three different sterilization and disinfection methods on orthodontic markers. *Journal of orthodontic science*, 5(1), 14.
- Orsi, I., Villabona, C., Kameoka, E., Ferreira, M., Ito, I., & Saravia, M. (2010). Antimicrobial efficacy of chemical disinfectants on contaminated full metal crowns. *Brazilian dental journal*, 21(3), 241-246.
- Lyon, T. (1973). Quaternary ammonia compounds: Should they be used for disinfection in the dental office?. *Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology*, 36(5), 769-775.
- Parte, A. (2013). LPSN—list of prokaryotic names with standing in nomenclature. *Nucleic acids research*, 42(D1), D613-D616.
- Patel, M., & Mehta, D. (2014). Sterilization Protocol for Orthodontic Instruments. *DENTIMEDIA*, 38-43. Recuperado de 11 de noviembre del 2019,  
[http://www.idagujarat.org/articles/volume19\\_issue2\\_2014.pdf#page=15](http://www.idagujarat.org/articles/volume19_issue2_2014.pdf#page=15)
- Purmal, K., Chin, S., Pinto, J., Yin, W., & Chan, K. (2010). Microbial contamination of orthodontic buccal tubes from manufacturers. *Int J Mol Sci*, 11: 3349–3356
- Rbn (2018). Info product Lysol® Disinfectant Spray. Reckitt Benckiser Ontario-Canada. 1-16 Recuperado de 19 de diciembre del 2019,  
<http://www.rbnainfo.com/MSDS/US/Lysol%20Disinfectant%20Spray%20-%20All%20Scents%20SP%20GHS%20US.pdf>



- Rutala, W., & Weber, D. (2010). Guideline for disinfection and sterilization of prion-contaminated medical instruments. *Infection Control & Hospital Epidemiology*, 31(2), 107-117.
- Rutala, W., & Weber, D. (2013). New developments in reprocessing semicritical items. *American journal of infection control*, 41(5), S60-S66.
- Sampaio-Maia, B., & Monteiro-Silva, F. (2014). Acquisition and maturation of oral microbiome throughout childhood: An update. *Dental research journal*, 11(3), 291.
- Starnbach, H., & Biddle, P. (1980). A pragmatic approach to asepsis in the orthodontic office. *Angle Orthod* 50: 63-66.
- Tschudin-Sutter, S., Frei, R., Kampf, G., Tamm, M., Pflimlin, E., Battegay, M., & Widmer, A. (2011). Emergence of glutaraldehyde-resistant *Pseudomonas aeruginosa*. *Infection Control & Hospital Epidemiology*, 32(12), 1173-1178.
- Uribe G, & Uribe O, (2005). *Ortodoncia Teoría y Clínica*. Colombia. Editorial Corporación para Investigaciones Biológicas;16.
- Vinay, P., Giridhar, G., Hegde, N., & Priyadarshini. (2011). Sterilization methods in orthodontics—a review. *Int J Dent Clin*, 3:44–47.
- Wassenaar, T., Ussery, D., Nielsen, L., & Ingmer, H. (2015). Review and phylogenetic analysis of qac genes that reduce susceptibility to quaternary ammonium compounds in *Staphylococcus* species. *European Journal of Microbiology and Immunology*, 5(1), 44-61.
- Wichelhaus, A., Bader, F., Sander, F., Krieger, D., & Mertens, T. (2006). Effective disinfection of orthodontic pliers. *Journal of Orofacial Orthopedics/Fortschritte der Kieferorthopädie*, 67(5), 316-336.
- Willey J, Sherwood L, & Woolverton C. (2013). *Prescott's Microbiology*. ISBN: 978-0073402406

the same time, the fact that the two countries have similar political systems and similar political culture may have contributed to the similar results.

It is interesting to note that the results of the present study are similar to those of the study by Wong and Chan (2001) on the political participation of Hong Kong citizens.

There are some limitations to the present study. First, the sample size is small and the response rate is low.

Second, the data are self-reported and may be subject to common method bias.

Third, the data are cross-sectional and do not allow for the examination of causal relationships.

Fourth, the data are from a single country and may not be generalizable to other countries.

Finally, the data are from a single point in time and may not be representative of the population as a whole.

Despite these limitations, the present study provides some interesting insights into the political participation of Hong Kong citizens.

It is hoped that the findings of the present study will be useful to researchers and practitioners alike.

The author would like to thank the Social Science and Technology Research Council of the Government of the Hong Kong Special Administrative Region for their financial support.

The author would also like to thank the anonymous reviewers for their helpful comments and suggestions.

Correspondence: S. M. H. Wong, School of Social Sciences, The Chinese University of Hong Kong, Shatin, New Territories, Hong Kong, P. R. China. Email: smhwong@cuhk.edu.hk

© 2006 The Author. Journal compilation © 2006 Blackwell Publishing Ltd, *Journal of Public Administration and Theory and Practice*, 16(1), 103–117