

TOE  
0011

*DETERMINACION DEL TIEMPO BACTERICIDA Y/O  
BACTERIOSTATICO DEL ESTERILIZADOR DE BOLITA DE VIDRIO*

*Dra. Olga Lucia Zamora Suárez., Ud  
Colegio Odontológico Colombiano*

*Tesis para optar el titulo de Especialista en Endodoncia*

*Director*

*Dr. Ricardo Caicedo Reina., Ud  
Especialista en Endodoncia*

*COLEGIO ODONTOLOGICO COLOMBIANO  
AREA DE EDUCACION AVANZADA  
PROGRAMA DE ESPECIALIZACION EN ENDODUNCIA  
SANTA FE DE BOGOTA, D. C.*

*1994*

27-6-01-111

**ACEPTACION**

**DIRECTOR**

-----  
*Dr. Ricardo Caicedo Reina*  
*Director Programa de Especialización*  
*en Endodoncia Area de Educación Avanzada*  
*Colegio Odontológico Colombiano*

-----  
*Fecha*

**ASESOR METODOLOGICO**

-----  
*Dr. Guillermo Restrepo Chavarriaga*  
*Profesor y Coordinador de Investigaciones*  
*Area de Educación Avanzada*  
*Colegio Odontológico Colombiano*

-----  
*Fecha*

**APROBACION INSTITUCIONAL**

TESIS \_\_\_\_\_ APROBADA

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

APROBACION CON MENCIÓN HONORÍFICA

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

LAUREADA

\_\_\_\_\_

DIRECTOR PROGRAMA DE ESPECIALIZACIÓN EN ENDODONCIA

-----  
Dr. Ricardo Caicedo Reina

-----  
Fecha

COORDINADOR DE INVESTIGACIONES AREA DE EDUCACION AVANZADA

-----  
Dr. Guillermo Restrepo Chavarriaga

-----  
Fecha

DIRECTOR AREA DE EDUCACION AVANZADA

-----  
Dr. Miguel José Gallo Arbelaez

-----  
Fecha

DECANO

-----  
Dr. Jorge Hernando Arango Mejía

-----  
Fecha

*DEDICATORIA*

*A Dios.*

*A mis padres y hermanos con amor.*

## **AGRADECIMIENTOS**

- *Al Alma Mater: Como muestra de mi imperecedera gratitud, a quienes contribuyeron con su esfuerzo constante, conocimientos y apoyo a la realización del presente programa.*
- *Al Dr. Guillermo Restrepo: por su gran sabiduría, asesoría metodológica y sus consejos en momentos difíciles.*
- *A la Dra. Irma de Escamilla, profesora Universidad Javeriana: Por su colaboración incondicional en el desarrollo de esta investigación.*
- *Al Dr. José Yung, por quien se llevó a cabo esta investigación, por su colaboración científica en el desarrollo del procedimiento microbiológico de este estudio.*

- *Al Dr. Ricardo Caicedo Reina: Mi infinita gratitud por sus aportes y conocimientos científicos durante todo el programa de especialización.*
  
- *A la Dra. María Isabel Torres: Por su apoyo y colaboración incondicional.*
  
- *A mis padres: mi inmensa gratitud, admiración y amor, a quienes les debo todos los triunfos logrados.*

## CONTENIDO

	<i>Pág.</i>
<i>I.</i> <i>INTRODUCCION</i>	<i>1</i>
<i>II.</i> <i>DEFINICION DEL PROBLEMA</i>	<i>5</i>
<i>III.</i> <i>JUSTIFICACION</i>	<i>6</i>
<i>IV.</i> <i>OBJETIVOS</i>	<i>7</i>
<i>V.</i> <i>PROPOSITO</i>	<i>8</i>
<i>VI.</i> <i>MARCO TEORICO</i>	<i>8</i>
<i>6.1.</i> <i>TIPUS DE ESTERILIZACION</i>	<i>8</i>
<i>6.1.1</i> <i>Fisicos</i>	<i>8</i>
<i>6.1.1.1</i> <i>Esterilización con calor seco</i>	<i>8</i>
<i>6.1.1.2</i> <i>Esterilización de vapor a presión</i>	<i>10</i>
<i>A. Calor húmedo (Autoclave)</i>	<i>10</i>
<i>6.1.1.3</i> <i>Esterilización con vapor químico</i>	<i>13</i>
<i>6.1.1.4</i> <i>Otros métodos físicos de esterilización</i>	<i>14</i>
<i>6.1.2</i> <i>Químicos</i>	<i>15</i>
<i>6.1.2.1</i> <i>Glutaraldehido</i>	<i>15</i>
<i>6.1.2.2</i> <i>Hipoclorito de Sodio</i>	<i>17</i>
<i>6.2.</i> <i>ESTERILIZADOR DE BOLITA DE VIDRIO LARIOQUARTZ</i>	<i>18</i>
<i>6.3.</i> <i>EFFECTIVIDAD DE LA ESTERILIZACION</i>	<i>22</i>

6.3.1	<i>Indicadores Biológicos</i>	22
6.3.2	<i>Indicadores de proceso</i>	23
6.4.	<i>Microbiología Endodóntica</i>	24
6.4.1	<i>Tipos de microorganismos en</i> <i>Conducto radicular</i>	25
6.4.1.1	<i>Bacteroides</i>	26
	<i>A. Clasificación de bacteroides</i>	26
	<i>B. Clasificación general de anaerobios</i>	27
	<i>C. Características de los anaerobios</i>	30
6.5.	<i>MEDIO DE TRANSPORTE</i>	30
6.5.1	<i>Medio de Tioglicolato</i>	30
6.6.	<i>MEDIO DE CONTEO BACTERIANO</i>	31
6.7.	<i>MEDIO DE CULTIVOS</i>	32
6.7.1.	<i>Agar Base Macconkey</i>	32
6.7.2.	<i>Agar Base Columbia</i>	33
6.7.3.	<i>Agar Base Enterococosei</i>	33
VII.	<i>MATERIALES Y METODOS</i>	35
VIII.	<i>RESULTADOS</i>	39
IX.	<i>DISCUSION</i>	46
X.	<i>CONCLUSIONES</i>	50
XI.	<i>BIBLIOGRAFIA</i>	51
ANEXO:	<i>TABLAS</i>	
ANEXO:	<i>FOTOGRAFIAS</i>	

## INDICE DE FOTOGRAFÍAS

- FOTO No. 1: Esterilizador de bolitas de vidrio "LARIOQUARTZ".
- FOTO No. 2: Cultivos Bacterianos.
- FOTO No. 3: Agar Base Columbia con Streptococcus Aureos.
- FOTO No. 4: Agar Enterococosel con microorganismos Enterococcus Faecalis.
- FOTO No. 5: Agar Macconkey con microorganismos Escherichia Coli.
- FOTO No. 6: Contaminación del microorganismo en el medio de cultivo.
- FOTO No. 7: Microorganismos en el medio enriquecido.
- FOTO No. 8: Contaminación en el medio enriquecido.
- FOTO No. 9: Microorganismos en el medio contaminado.
- FOTO No. 10: Microorganismos en el medio contaminado para llevar a incubar.
- FOTO No. 11: Limas # 25 contaminadas para llevar al esterilizador de bolitas.
- FOTO No. 12: Limas # 27 contaminadas para llevar al esterilizador de bolitas.

- FOTO No. 13: *Limas # 27 dentro del esterilizador de bolitas a 60''.*
- FOTO No. 14: *Lima # 25 después de esterilizada va a ser llevada al medio para ser incubada.*
- FOTO No. 15: *Lima # 25 llevada al medio para ser incubada.*
- FOTO No. 16: *Lima # 25 en el medio para ser incubadas.*
- FOTO No. 17: *Grupo de limas # 25 en el medio para ser llevadas a la incubadora.*
- FOTO No. 18: *Grupo de limas # 25 en la incubadora.*
- FOTO No. 19: *Grupo de limas # 25 después de incubada en La incubadora.*
- FOTO No. 20: *Grupo de limas # 25 después de incubadas.*
- FOTO No. 21: *Lima # 25 incubada en el medio con los microorganismos con asa calibrada para llevar al medio de cultivo.*
- FOTO No. 22: *Siembra de microorganismos en el Agar.*
- FOTO No. 23: *Microorganismos sembrados en el medio de cultivo.*
- FOTO No. 24: *Microorganismos en el medio de cultivo en la incubadora.*

FOTO No. 25: Resultados de microorganismo *Streptococcus Aureus* a los diferentes tiempos.

FOTO No. 26: Resultado del microorganismo *Enterococcus Faecalis* a los diferentes tiempos.

FOTO No. 27: Resultado del microorganismo *Escherichia Coli* en los diferentes tiempos.

FOTO No. 28: Control negativo.

FOTO No. 29: Control positivo.

## INDICE DE TABLAS

TABLA N<sup>o</sup> 1: Crecimiento post-esterilización de *Staphilococcus Aureus*.

TABLA N<sup>o</sup> 2: Crecimiento post - esterilización de *Enterococcus Faecalis*.

TABLA N<sup>o</sup> 3: Crecimiento post - esterilización de *Escherichia Coli*.



## RESUMEN

La esterilización con esterilizadores de bolitas de vidrio son rutinariamente usados como una ayuda para la esterilización rápida para los instrumentos endodónticos.

Este estudio es de tipo experimental In Vitro en el cual se toma en forma aleatoria. Un grupo experimental el cual consta de 80 limas y el grupo control; uno positivo de 15 limas y uno negativo con 19 limas; tres tipos de microorganismos: Streptococcus Aureus, Enterococcus Faecalis, Escherichia Coli, los cuales se van a llevar al esterilizador de bolitas de vidrio "Larioquartz" para probar el tiempo bactericida o bacteriostático de este mismo; por medio de cultivos bacterianos a diferentes tiempos: 5 seg, 10 seg, 30 seg, 60 seg, 120 seg y 180 seg, donde la efectividad de este esterilizador se comprueba a más de 60 segundos, por lo tanto es un medio efectivo para la esterilización en nuestro campo endodóntico.

## I. INTRODUCCION

La terapia endodóntica exitosa depende en parte y de manera importante del manejo del instrumental y materiales, sin olvidar la capacidad y conocimiento del operador, en este caso el endodoncista.

La esterilización del instrumental endodóntico ha sido motivo de investigación a través de la historia de la endodoncia.

Para la esterilización del instrumento, como limas, se han utilizado y estudiado diversos métodos, como la esterilización en frío y calor (1).

El esterilizador de bolitas utiliza el calor seco en particular ha sido estudiado por Hanne 1934 (2), Breenkootte, 293 (3), Steinkamin 1937 (4), Grossman 195 (5), Spring 1959 (6), Ouliet 1956 (7), Windelert y Walter 1975 (8) así como Klein y Mayer 1982 (9); quienes reportaron su uso con diferentes tiempos operativos hasta (60 seg..) con este aparato. Ahmad Fahid y J. Taintor

1984 (10) en un estudio comparativo concluyeron que una limpieza con alcohol fué más efectivo que una limpieza en seco, excepto en la lima No. 60, usando una limpieza con alcohol y 3 segundos en un esterilizador a bolitas de vidrio para las limas No.10 y 5 segundos para las limas No. 30 o No.45 fué equivalente en su habilidad desinfectante a 8 segundos y una limpieza en seco para los mismos tamaños de limas. En Colombia coincidencialmente no se han realizado estudios sobre el aspecto bactericida o bacteriostático del esterilizador de bolitas y la presencia de una flora bacteriana amplia tanto en cavidad oral como en el sistema de conductos, hace necesario un procedimiento estéril para lograr este efecto bactericida o bacteriostático que asegure el éxito del procedimiento endodóntico; es imperativo pensar en un estudio que verifique estos interrogantes.

Watt y Paterson (11) 1982, Sundqvist 1992 (12), Paul Farber y Samuel Seltzer 1988 (13), estudiaron la ecología bacteriana de cavidad oral y conductos radiculares encontrándose que la mayoría eran anaerobios Gram(+) y Gram(-), principalmente los bacteroides Melaninogénicos (*Endodontalis*). En la revisión bibliográfica de Cortés y Caicedo 1993 (14) se reseña que las bacteroides son agentes importantes en la ecología endodóntica.

*En este estudio experimental se busca ver la determinación del tiempo bactericida o bacteriostático del esterilizador de bolitas de vidrio "LARIOQUARTZ".*

## *II. DEFINICION DEL PROBLEMA*

*En este estudio se cuestionó si realmente es efectivo el esterilizador de bolitas "LARIOQUARTZ" para la esterilización de limas y a que tiempo se verifica dicho efecto.*

### III. JUSTIFICACION

*El siguiente estudio se justifica porque:*

- *No se han realizado aún estudios en Endodoncia del tiempo bacteriostático o bactericida con el uso del esterilizador de bolita de vidrio "LARIOQUARTZ" en Colombia.*
- *No se ha determinado el tiempo real en el cual desinfecta y/o esteriliza el esterilizador de bolita de vidrio "LARIOQUARTZ".*
- *No se ha determinado la eficacia del método de esterilización del esterilizador de bolita de vidrio "LARIOQUARTZ".*

#### IV. OBJETIVOS

##### OBJETIVOS GENERALES

El objetivo general de esta investigación es: analizar el tiempo bacteriostático o bactericida del esterilizador de Bolita de Vidrio "LARIQUARTZ".

##### OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Determinar el tiempo bactericida y/o bacteriostático para el *Streptococcus Aureus*.
- Determinar el tiempo bactericida y/o bacteriostático para el *Enterococcus Faecalis*.
- Determinar el tiempo bactericida y/o bacteriostático para lla *Escherichia Coli*.
- 4. Determinar si el esterilizador de bolita marca "Larioquartz" posee una total efectividad.

### V. PROPOSITO

*Estudiar el tiempo bactericida y/o bacteriostático del esterilizador de bolitas "Larioquartz" en limas No. 25 (Maillefer) contaminadas con cepas de Enterococcus Faecalis, Escherichia Coli y Staphilococcus Aureos.*



## VI. MARCO TEORICO

*Los métodos de esterilización incluyen el uso de vapor bajo presión, autoclave, el calor seco prolongado, el vapor químico, el gas de óxido de etileno, o la inmersión en esterilizantes químicos (16).*

### 6.1 TIPOS DE ESTERILIZACION

#### 6.1.1 Físicos

##### 6.1.1.1 Esterilización con calor seco

*El calor seco, usado apropiadamente, es un medio aceptado y efectivo para la esterilización de instrumentos y es seguro para todos los instrumentos y espejos de metal (15) (16).*

*Los hornos deben ser colocados a 1650 C (330F). Algunas piezas de mano esterilizables al calor pueden ser esterilizadas con calor seco (17) (18).*

*El calor seco es aceptable para los artículos de tela y de papel; sin embargo, una oxidación significativa y de coloración puede ocurrir después de un calor prolongado o excesivo o de ciclos repetidos. El calor seco es preferido para esterilizar aceites que tienen un punto de ebullición y un punto de arranque por arriba de la temperatura usada para la esterilización. Todas las íresas parecen resistir bien la esterilización con calor seco. El calor seco no es apropiado para las soluciones acuosas, los artículos de caucho y para la mayoría de los plásticos (18).*

*Los paquetes ordinarios de no más de 10 instrumentos dentales manuales pueden ser envueltos en dos capas de papel aluminio y colocados separados por lo menos a media pulgada en el horno apropiado (18). Estos usualmente alcanzarán 160°C (320°F) en 45 a 60 minutos. En un horno serán esterilizados en 30 minutos más, haciendo un tiempo total desde 15 hasta 90 minutos. 30 minutos es aproximadamente dos veces el tiempo requerido para destruir 10 esporas bacterianas de pruebas secas y limpias a 160°C (18). Este tiempo suministra un factor de seguridad del 50% el cual se considera muy bajo; el tiempo extra se necesita para calentar la carga de los instrumentos.*

Las esporas encontradas en los residuos orgánicos o en la humedad toman mayor tiempo para ser destruidas por el calor seco, por lo que los instrumentos deben ser limpiados y secados antes (18).

El número de instrumentos, los tamaños del paquete, los tamaños de las cargas y la eficiencia del horno pueden variar en cuanto a la temperatura requerida y el lapso de tiempo necesario para obtener la esterilización (18).

#### 6.1.1.2. Esterilización de vapor a presión

##### A. Calor Húmedo (Autoclave)

El vapor bajo presión puede destruir todos los microorganismos, incluyendo el virus de la hepatitis y las esporas bacterianas. El autoclave es uno de los procesos de esterilización más eficiente.

Muchos de los autoclaves pueden ser operados en dos rangos: 121°C (250°F) a 15 PSI durante 15 minutos y 134°C (270°F) a 30 PSI durante un mínimo de tres minutos. Estas son las condiciones comunes para cargas moderadas de instrumentos envueltos. Para instrumentos 5 minutos deben ser agregados a ambos periodos. Para los instrumentos pesados, paquetes quirúrgicos bien

separados, el autoclave debe ser usado durante 20 minutos a 121°C (250°F) o por siete minutos a 134°C (270°F). A pesar de estos métodos o procedimientos de esterilización aceptados, la esterilización debe ser frecuentemente verificada por los indicadores y pruebas de esporas para asegurar su apropiado funcionamiento (18).

Un número de factores deben ser considerados en la selección de un autoclave que cumpla con las necesidades del consultorio, los cuales incluyen el tamaño de la cámara, la eficiencia, el tiempo, el precio y otros rasgos convenientes (18).

Todos los instrumentos de acero inoxidable de alta calidad, pueden ser esterilizados sin ningún daño. Los instrumentos de acero al carbono y los instrumentos de acero inoxidable de baja calidad pueden enmohecerse y corroerse extensamente a menos que sean protegidos de manera adecuada.

Se recomienda que los instrumentos sean sumergidos en un baño de nitrato de sodio al 1% antes de la esterilización, para eliminar la tensión superficial de manera que el proceso de esterilización sea más efectivo (18).

*El autoclave es un medio rápido y efectivo para la esterilización de instrumentos y accesorios importantes en procedimientos quirúrgicos y operatorios (gazas, batas, campos quirúrgicos, guantes, etc.).*

*Este método de esterilización es indiscutiblemente el más seguro porque mata todo tipo de microorganismos y gérmenes en sus diferentes estados patógenos.*

#### **EFFECTOS DE LA ESTERILIZACION CON AUTOCLAVE EN LAS LIMAS ENDODONTICAS**

*Una disminución significativa en los valores de deflexión angular existe para las limas endodónticas de acero inoxidable que han sufrido 10 ciclos de esterilización en el autoclave Vs las limas que ha sufrido solo de 2 a 5 ciclos similares (20).*

*Todos los tamaños de las limas probadas en la torsión, estuvieron perjudicialmente afectadas por la esterilización en el autoclave. De las limas investigadas los tamaños 35 y 40 fueron las más adversamente afectadas por la esterilización de vapor bajo presión (20).*

*Los valores de deflexión angular no se disminuyeron a las fuerzas de torque por debajo del valor mínimo aceptado*

por La Asociación Dental Americana, para aquellas limas sujetas a ciclos repetidos de Autoclave (20).

### **6.1.1.3 Esterilización con Vapor Químico**

El proceso de vapor químico calentado usando formaldehído, alcoholes y agua, ofrece tres grandes ventajas:

Un ciclo total relativamente corto de 25 minutos en la temperatura de esterilización, no hay enmohecimiento o carbonización de los instrumentos o de los tejidos, y seca los instrumentos al final del ciclo; requiere una ventilación adecuada, lo cual no es un problema con el vapor (19).

Este proceso usa un vapor creado por el calentamiento de una solución de alcohol desodorizado, formaldehído, y agua. Sólo un fabricante hace el equipo para este proceso (19).

Las bolsas para los instrumentos disponibles por el fabricante, tienen un indicador de color que indica la exposición al vapor de esterilización (17).

Se puede decir que este proceso de esterilización nos permite obtener un buen margen de seguridad para el instrumental utilizado, en la mayoría de los

procedimientos odontológicos como son: operatoria, cirugía, rehabilitación, periodoncia, etc. Sin embargo, se puede obtener deterioro del instrumental endodóntico tal como: la resistencia a la fuerza de torque y corrosión de limas y ensanchadores (17).

#### **6.1.1.4 Otros métodos Físicos de Esterilización**

- Rayos Laser
- Rayos Gamma
- Radiación de Microondas
- Radiación de Ultravioletas
- Rayos X
- Bombardeo de Electrones

Estos tipos de esterilización se utilizan muy poco en nuestro medio y no hay reportes serios de investigaciones de éstos.

En investigaciones endodónticas se han realizado algunos estudios de Rayos Laser.

#### **- Rayos laser:**

La absorción selectiva de la luz laser, a diferentes frecuencias en la superficie externa de los instrumentos de manera invasiva, con un mínimo defecto ha empezado a

usarse en odontología como un método de esterilización, además la aplicación clínica para remoción de esterilización y homeostasis de tejido ha mostrado éxito aplicado en cirugía periapical con un beneficio adicional que es la descontaminación de la superficie radicular (21).

Con respecto a este método no son muchos los estudios que se han realizado y específicamente con relación al instrumental, por lo tanto, su real efectividad y los posibles daños no se han reportado.

#### **6.1.2 Químicos:**

Dentro de los químicos los más importantes son:

##### **6.1.2.1 Glutaraldehido**

Se utiliza para instrumentos que son sensibles al calor. El Glutaraldehido mata microorganismos porque altera los componentes proteínicos esenciales; tiene dos moléculas activas del grupo carboxilo, los cuales reaccionan con los grupos proteínicos de las bacterias (22).

Estas soluciones acuosas deben ser medianamente ácidas para que las moléculas sean activas; ello requiere una

*solución Buffer para que sean totalmente antimicrobianas, mientras se mantenga activa (22).*

*El Glutaraldehido se puede usar en pequeños contenedores donde se coloca el instrumental, la efectividad es limitada a un tiempo determinado; para evitar fracasos, se debe cambiar la solución según las especificaciones del fabricante. Una vez retirado el instrumento debe ser lavado con soluciones estériles y secado a continuación. El intervalo de tiempo requerido es de 6 a 10 horas, dependiendo del producto usado (22).*

***Ventajas:***

- *Puede esterilizar equipos sensibles al calor.*
- *Es relativamente no corrosivo, no tóxico.*

***Desventajas:***

- *Requiere una inmersión por largo tiempo.*
- *Tiene algún olor desagradable.*
- *Irrita los tejidos y la mucosa (22).*

*Este método de esterilización tiene una desventaja significativa que es el tiempo (6-10 horas); si se necesita utilizar de urgencia, no se puede confiar en su total efectividad.*

### 6.1.2.2 Hipoclorito de Sodio

El hipoclorito de sodio es considerado una de las soluciones más efectiva para la irrigación de los conductos radiculares, ya que posee un efecto bactericida y es un excelente disolvente del tejido pulpar ya sea vital o necrótica (21) (23) (24).

La acción del hipoclorito de sodio es de disolución tisular y de actividad antibacteriana (25).

También se han comprobado las propiedades bactericidas del  $\text{NaOCl}$  a diferentes concentraciones; al 2.6%, al 22°C y 37°C, sobre cinco especies de microorganismos en el cual en el tiempo inicial no hubo crecimiento bacteriano. El  $\text{NaOCl}$  a 37°C reduce el tiempo en la producción de esterilidad de los cultivos bacterianos (25).

También el hipoclorito de sodio ha sido valorado en diversas diluciones comparado con otras soluciones para irrigación. Se comprobó que la solución de hipoclorito al 5.25% con peróxido de hidrógeno al 3% era mejor para irrigación que la solución salina sola al nivel de 1 a 3 mm del conducto (26).

También se han realizado estudios sobre las propiedades antimicrobianas de diferentes diluciones de  $\text{NaOCl}$ .

Harrison y Hand (23) utilizando puntas absorbentes contaminadas con *Streptococcus faecalis*, este microorganismo lo vamos a utilizar en nuestro estudio, demostraron que al diluir el NaOCl al 5.25% se inhiben sus propiedades antimicrobianas en forma significativa (21).

Por lo tanto el hipoclorito de sodio tiene una efectividad como agente bactericida en los conductos radiculares.

#### **6.2. ESTERILIZADOR DE BOLITA DE VIDRIO LARIOQUARTZ**

Son pequeños aparatos constituidos por una resistencia eléctrica que calienta un cilindro que contiene bolitas de sílice o pyrex, donde se colocan los instrumentos que se van a llevar al conducto radicular (27).

Inicialmente, estos aparatos fueron utilizados con metal de punto de fusión entre 193 y 2049C con gran eficacia de esterilización, 2 segundos para los instrumentos y 5 segundos para los conos absorbentes, aún cuando estuviesen contaminados con esporas. Sin embargo, el metal fusible (28) presenta varios inconvenientes, como adherirse a los instrumentos barbados, a las puntas de papel absorbentes, a la torunda de algodón, pudiendo de esta forma ser llevado al conducto, y creando problemas

de destrucción.

"En la época actual, las bolitas de vidrio y de sílice sustituyen con ventaja al metal fusible" (28).

Sin embargo, es necesario que tengan un diámetro menor de 1 mm, pues, en caso contrario, el gran espacio de aire existente entre ellas, reduce la eficacia, del esterilizador. La sal pura también puede ser empleada como reemplazo de las bolillas de vidrio (29) (30).

Hindlay en 1955 hizo estudios sobre el tiempo y la temperatura necesarias para la esterilización del instrumental, las torundas de algodón y los conos de papel por medio de estos aparatos; concluyó que existe una diferencia de temperatura de aproximadamente 170°C entre las bolitas que están en la superficie y las que se encuentran en el fondo del recipiente.

Basándose en estas diferencias de temperatura entre la superficie y el fondo, recomienda el autor que se coloquen los conos de papel horizontalmente en la superficie y no en sentido vertical (31).

La temperatura recomendada por la mayoría de los autores (22)(27)(28)(29)(30)(31)(32) está alrededor de los 225°C y el tiempo de esterilización es de 5 segundos para los instrumentos y 10 para las motas de algodón y los conos

de papel (32).

Los esterilizadores de bolita de vidrio son excelentes para reesterilizar el instrumental durante la preparación biomecánica de los conductos radiculares. Los instrumentos nuevos en el momento de su uso también pueden ser esterilizados de este modo, los conos de papel, las torundas de algodón, también pueden ser esterilizados en el momento de su uso (31).

Limpia instrumentos pequeños manuales que pueden ser colocados en el medio durante un intervalo de tiempo específico; durante este tiempo el calor transmitido a los instrumentos endodónticos reduce y mata algunos microorganismos adheridos a éstos. La temperatura alcanzada es 220°C (428°F) requiriéndose 15 a 20 segundos Casa Buffalo Dental para la esterilización, lo cual no se ha comprobado de manera amplia (1) (20).

La esterilización endodóntica se puede realizar cuando se da la lectura de operación. Estos esterilizadores necesitan un ajuste de calibración para la lectura de la temperatura específica (20).

**Ventajas:**

- Es más pequeño y conveniente para su uso.
- Sirve en una emergencia (20).

**Desventajas:**

- Unicamente se pueden esterilizar instrumentos pequeños.
- Unicamente se pueden esterilizar pocos instrumentos en un mismo tiempo.
- No es verificable su esterilización (20).
- Altera las propiedades físicas del instrumento en la esterilización (34).

Este aparato ofrece un rango de esterilización aceptable más no definitivamente confiable, además tiene el inconveniente de su tamaño. Sin embargo, con respecto a las propiedades físicas de los instrumentos, son menos afectadas que la esterilización con calor.

Un estudio controlado para determinar la influencia de la desinfección de las limas endodónticas limpias con una

gaza seca o una gaza saturada en alcohol antes de la colocación de las limas dentro de un esterilizador a bolitas de vidrio calientes. Los resultados indicaron que una limpieza con alcohol fué más efectiva que la limpieza en seco (10).

El esterilizador de bolitas de vidrio a utilizar en este estudio tiene las siguientes indicaciones:

Volumen: mm 128 x 157 x 119

Consumo: 150 w

Alimentación: 220v

Peso: 2.2 Kg (22)

De acuerdo a esto se decidió hacer un estudio experimental *in vitro* para determinar el tiempo bactericida o bacteriostático del esterilizador de bolitas de vidrio "Larioquartz".

### **6.3. EFECTIVIDAD DE LA ESTERILIZACION**

#### **6.3.1. Indicadores Biológicos:**

Una vez se ha realizado un proceso de esterilización es necesario saber si se ha concluido de manera efectiva este proceso. Es necesario contar con un indicador que

*demuestre o verifique la esterilización.*

*Se han utilizado indicadores biológicos que son preparaciones de microorganismos, usualmente esporas bacterianas que permiten evaluar la eficacia de un proceso o ciclo de esterilización determinada.*

*El crecimiento bacteriano negativo a partir del indicador biológico permite verificar la esterilización.*

*Los indicadores biológicos prueban la muerte real de las esporas bacterianas, las cuales son las formas microbianas más resistentes (20).*

#### **6.3.2. Indicadores de Procesos:**

*Pueden ser: tiras de papel, cintas o etiquetas aplicadas o embebidas en una carga esterilizante.*

*Tintas o sustancias químicas especiales del indicador cambian de color cuando son tratadas con calor o vapor e indican que la carga ha sido ciclada a través del esterilizador. Los indicadores de proceso no verifican la esterilización (20).*

*El Indicador Biológico es un método efectivo para verificar la esterilización y comprueba la muerte de los microorganismos, mientras el Indicador de Proceso solamente indica que la carga ha sido ciclada.*

#### **6.4. MICROBIOLOGIA ENDODONTICA**

*Dentro de la cavidad bucal los tejidos están en contacto con innumerables y diversos microorganismos, que en definitiva son los que debe combatir el endodoncista (21). Tenemos que tener en cuenta las bacterias, porque son consideradas como el principal factor etiológico de muchas enfermedades orales como son la caries dental, la enfermedad periodontal, pulpar y periapical; así mismo la causa de fracasos de muchos tratamientos, incluidos periodontales, endodónticos, restaurativos o quirúrgicos (14).*

*La microbiología es la ciencia que estudia los microorganismos en su naturaleza, vida y acción (37).*

*En el sistema de conducto radicular existe un mecanismo selectivo y ciertas bacterias son más capaces de sobrevivir y multiplicarse que otras; pues allí existen comensales y antagonistas formando un sorprendente ecosistema del sistema de conducto radicular.*

*Más del 90% de las bacterias son anaerobios (38).*

*Los microorganismos anaerobios son ampliamente distribuidos en la naturaleza: agua, tierra, humanos, animales.*

Una infección por anaerobios puede comprender cualquier zona del cuerpo humano. También existen condiciones y facilitan el desarrollo de infecciones anaerobias: cirugías, traumas, desarrollo de necrosis de los tejidos con pobre irrigación tisular, crecimiento de microorganismos aerobios y/o microaerofilicos en abscesos de tejidos, conductos radiculares con necrosis pulpar. Todos estos factores tienden a disminuir el potencial de óxido-reducción y tensión de oxígeno, lo que provee un medio ambiente favorable para el crecimiento anaerobio (14).

Es importante conocer la microbiología endodóntica porque por medio de ésta, sabemos como interactúan todas las bacterias, característica de cada una de ellas, y patologías que estas producen.

#### **6.4.1. TIPOS DE MICROORGANISMOS EN CONDUCTO RADICULAR**

En la ecología del sistema de conducto radicular el género predominante son los bacteroides y bacilos anaeróbicos Gram positivos y con un bajo porcentaje de facultativos. Cuando las muestras de bacteroides son inoculados puros en los conductos no sobreviven (14).

#### 6.4.1.1 BACTEROIDES:

##### **Definición:**

*Bacilos anaerobios estrictos, no esporulados Gram negativos, pleomórficos inmóviles (14).*

##### **Habitat Natural:**

*Tubo digestivo, cavidad oral, nasofaringe, orofaringe, vagina, uretra, genitales externos (14).*

#### **A. CLASIFICACION DE BACTEROIDES:**

- *Bacteroides pigmentados de negro:*

##### \* *Asocarolítico:*

- . *Porphyromona Asacarolítica*
- . *Porphyromona Gingivalis*
- . *Porphyromona Endodontalis*

##### \* *Sacarolítico:*

- . *Prevotella Melaninogénica*
- . *Prevotella Intermedia*
- . *Prevotella Denticola*
- . *Prevotella Loeschei*

- *Bacteroides no pigmentados de negro:*

\* *Sacaroliticos:*

- . *Prevotella Uralis*
- . *Prevotella veroralis*
- . *Prevotella Buccalis*
- . *Prevotella Uulorum*
- . *Prevotella Heparinolyticos*
- . *Prevotella Forsythus (14).*

**B. CLASIFICACION GENERAL DE ANAERUBIOS:**

*Se clasifican en Gram positivos y Gram Negativos (14).*

- *Gram positivos:*

\* *Bacilos no esporulados:*

- . *Actynomices*
- . *Propionibacterium*
- . *Eubacterium*
- . *Arachnia Propiónica*
- . *Bifidobacterium*
- . *Lachnospira*
- . *Lactobacillos*

\* *Bacilos no esporulados*

. *Clostridium*

\* *A. C. Cocos:*

. *Peptococos*

. *Ruminococcus*

. *Peptoestreptococos*

. *Streptococos*

. *Stafilococos*

- *GRAM NEGATIVOS:*

\* *Bacilos no esporulados*

. *Anaerobios:*

*No móvil:* - *Bacteroides*

- *Mitsoukella*

- *Fusobacterium*

- *Leptotrichio*

*Móvil:* - *Selenomona*

- *Centipedo (14)*

. *Facultativos: -Sacarolíticos: Hemophilos*  
*Acrinophilos*  
*Cardiobacterium*  
*Capnocytofaga (14)*

*-Asacarolíticos: Eikenella*  
*Corrodens (14)*

. *Metabolismo (Formato y Fumarato) (14)*

*No móvil: B. Gracilis*  
*B. Ureolyticus*

*Móvil: Wolinella*  
*Campylobacter*

\* *Espirales (Espiroquetas Urales)*

. *Treponena: Macrodentium*  
*Denticola*  
*Vicentii*  
*S. Colidontium*  
*Urale*  
*Peptidovorum*  
*Socranskii (14)*

- \* Cocos: Veillonella: V. Parvula
- V. Atypica
- V. Dispar (14)

### **C. CARACTERISTICAS DE LA INFECCION POR ANAERUBIOS**

- Necrosis de tejidos
- Formación y abscesos
- Hinchazón - Edema
- Dolor
- Fiebre
- Exudado
- Presencia de gases en los tejidos (14)

### **6.5. MEDIOS DE TRANSPORTE**

El medio de transporte utilizado en esta investigación es un caldo enriquecido de Tioglicolato.

#### **6.5.1. Medio de Tioglicolato**

El medio de Tioglicolato utilizado es el medio de Tioglicolato Brewer modificado que consiste en:

Es usado para el cultivo de anaerobios obligados, microaerofilicos y organismos facultativos.

### **EXPLICACION DE LA PRUEBA:**

*El medio de Tioglicolato Brewer fué ideado originalmente para el cultivo de anaerobios estrictos, particularmente, pero también para microaerofílicos y aerobios. Su fórmula contenía infusión de carne como el nutriente básico y fué posteriormente modificado al reemplazar la infusión con Caseín y harina de semilla de soya, peptonas para mejor desarrollo del crecimiento.*

*El crecimiento en los tubos con el caldo está indicado por la presencia de turbidez comparado con el control no inoculado. Los cultivos del caldo positivos deben ser cultivados en un medio apropiado, el cual debe ser incubado tanto anaeróbicamente como aeróbicamente. La identificación debe ser proseguida sólo después de que los organismos son obtenidos en un cultivo puro (39).*

### **6.6. MEDIO DE CONTEO BACTERIANO**

*El medio de conteo bacteriano utilizado fué el Standard Plate Count que consiste en: un conteo bacteriano total que refleja el grado de polución del agua. Es usado como medio de monitoreo de los sistemas de suministro de agua en particular con referencia a la infestación repentina con microorganismos.*

La cifra real obtenida para el conteo bacteriano debe ser calculada junto con el medio de cultivo usado, el tiempo de incubación y la temperatura de incubación.

#### **6.7. MEDIOS DE CULTIVO**

Los medios de cultivo utilizados en esta investigación fueron:

##### **6.7.1. Agar Macconkey**

El Agar Macconkey es un medio selectivo y diferencial para la detección de organismos coliformes y patógenos entéricos. Se usa en la ejecución en las pruebas de límite microbiano.

Los platos incubados son protegidos de la luz, y se incuban a 35 más o menos 20C u otra temperatura apropiada durante 18 a 24 horas. Después de la incubación, se examinan las colonias aisladas para la morfología típica de las varias especies entéricas (40).

Este Agar lo utilizamos para el microorganismo *Escherichia Coli* en nuestro estudio.

### **6.7.2. Agar Base Columbia**

El Agar Base Columbia, con la adición de 5 a 10% de sangre de oveja, es un medio altamente nutritivo, de propósito general para aislamiento y cultivo de los organismos no fastidiosos de una variedad de materiales clínicos y no clínicos. Esta base logra el crecimiento más rápido y abundante obtenido del medio de caseína hidrolizada con las reacciones más definidas, la morfología más típica de la colonia y una producción pigmentada mejorada.

Después de la incubación, existe un área de crecimiento. El crecimiento de cada microorganismo puede ser semicuantitativamente calificado sobre la base del crecimiento en cada una de las áreas precipitadas (40).

Este tipo de Agar lo utilizamos para el microorganismo *Staphylococcus Aureus* en nuestra investigación.

### **6.7.3. Agar Enterococcosel**

El Agar Enterococcosel es un agar biliar modificado, es usado para la detección rápida y selectiva.

Precipitar el microorganismo tan pronto como sea posible a fin de aislar cultivos puros de los especímenes conteniendo una flora mixta. Se incuba en los platos

entre 24 a 48 horas a 35 más o menos 2°C en una atmósfera aeróbica. Después de la incubación se observa el crecimiento típico y la reacción (40).

El tipo de microorganismo utilizado en este Agar fué el *Enterococcus Faecalis*.

## VII. MATERIALES Y METODOS

Es un estudio experimental *In Vitro*, en el que se tuvieron en cuenta las siguientes variables:

Seis tiempos de esterilización: 5'', 10'', 15'', 60'', 120'' y 180'', en esterilizador de bolita marca "Larioquartz" de la Casa Lario Medical Italiana.

Tres cepas de microorganismos:

- *Escherichia Coli*
- *Enterococcus Fecalis*
- *Staphilococo Aureus*

Se utilizaron 115 limas nuevas, tipo K N<sup>o</sup> 25 de la casa Maillefer, de 25 mm de longitud; se esterilizaron en autoclave marca Sakura TCS-1820 con un voltaje de 1000V Amp con una presión de 1,05 Kg/cm<sup>2</sup> por 20 minutos. Y dos grupos controles uno positivo y uno negativo, y un grupo experimental.

Cada grupo se contaminó con un microorganismo:

**Grupo 1:** *Staphilococcus Aureus*.

**Grupo 2:** *Enterococcus Faecalis*.

**Grupo 3:** *Escherichia Coli*.

Por 60'' en una suspensión bacteriana de solución salina 0.85% que contenía  $1 \times 10^8$  bacterias por ml (standard 0.5 Nefelometro Mc Farland).

**Grupo Experimental:**

**Grupo 1:** Con 30 limas las cuales se esterilizaron en autoclave por 20' y luego se contaminaron con *Streptococcus Aureus* y fueron llevadas al esterilizador de bolitas de vidrio en los diferentes tiempos experimentales así:

5 limas a 5'', 5 limas a 10'', 5 limas a 30'', 5 limas a 60'', 5 limas a 120'' y 5 limas a 180''.

**Grupo 2:**

Con 30 limas las cuales se esterilizaron en autoclave por 20 minutos se contaminaron con *Enterococcus Faecalis* y luego se esterilizaron en esterilizador de bolitas de vidrio en los diferentes tiempos experimentales así:

5 limas a 5'', 5 limas a 10'', 5 limas a 30'', 5 limas a 60'', 5 limas a 120'', 5 limas a 180''.

**Grupo 3:** 30 limas, las cuales se esterilizaron en autoclave por 20' luego se contaminaron con *Escherichia Coli* y luego fueron llevados al esterilizador de bolitas de vidrio en los diferentes tiempos experimentales.

5 limas a 5'', 5 limas a 10'', 5 limas a 30'', 5 limas a 60'', 5 limas a 120'' y 5 limas a 180''.

**Grupo 4:** Control positivo con 15 limas estériles las cuales se contaminaron con los diferentes microorganismos y se esterilizaron en esterilizador de bolitas de vidrio. Se contaminaron así:

5 limas para *Streptococcus Aureus*, 5 limas para *Enterococcus faecalis*, 5 limas para *Escherichia Coli*.

**Grupo 5:** Control Negativo: con 10 limas estériles no contaminadas y si esterilizadas con esterilizador de bolitas de vidrio así: 5 limas y 5 limas.

Después de este proceso para cada grupo se hicieron las siembras con asa calibrada 0.001 ml. Después de las 72 horas de incubación se les realizó un recuento bacteriano

en placa teniendo la UFC/ml (unidad formadora de colonia) para así obtener después de la incubación por 72 horas el recuento de colonias en el medio de conteo y se multiplica por el factor de corrección (1.000).

Después se obtuvo el promedio de los cinco ensayos de acuerdo a cada tiempo estudiado para cada microorganismo (5, 10, 30, 60, 120 y 180'').

### VIII. RESULTADOS

Con el fin de comprobar la eficacia del estudio se realizaron en forma ciega 90 limas en donde se esterilizaron en el esterilizador de bolita "Larioquartz" y en donde se obtuvo cultivos bacterianos, para las tres bacterias: *Staphylococcus Aureus*, *Enterococcus Faecalis*, *Escherichia Coli*. En el número que se observan en la tabla Nº 1, tabla Nº 2, tabla Nº 3, para el *Staphylococcus Aureus* 3.100.000 recuentos de UFC/ml en los diferentes tiempos: 5'', 10'', 30'', 60'', 120'', 180''. Para el *Enterococcus Faecalis* 2.941.600 recuentos UFC/ml en los diferentes tiempos: 5'', 10'', 30'', 60'', 120', 180''. Para la *Escherichia Coli* 3.176.000 recuentos de UFC/ml a diferentes tiempos 5'', 10'', 30'', 60'', 120'', 180''.

También se analizaron 10 limas estériles las cuales no contaminadas y se esterilizaron en esterilizador de bolita de vidrio, y se obtuvieron los siguientes resultados: hubo un recuento negativo total y otro grupo un control positivo en el cual las limas fueron contaminadas no esterilizadas en esterilizador de bolita

de vidrio y se obtuvieron los siguientes resultados: para *Staphilococcus Aureus*: 1.500.000 UFC/ml, para el *Enterococcus Faecalis*: 1.500.000 UFC/ml y para *Escherichia Coli*: 1.500.000 UFC/ml.

También se analizaron los controles positivo en la cual constaba de 15 limas.

5 limas contaminadas con *Staphilococcus Aureus* no esterilizadas en esterilizador de bolitas de vidrio en la cual se obtuvo los siguientes resultados: 22.000.000 UFC/ml.

5 limas contaminadas con *Enterococcus Faecalis* no esterilizadas en bolita de vidrio en la cual se obtuvo los siguientes resultados 18.000.000 UFC/ml y 5 limas contaminadas con *Escherichia Coli* no esterilizadas en esterilizador de bolitas LAR10QUARTZ en la cual se obtuvo los siguientes resultados: 21.000.000 UFC/ml.

En donde se deduce la validez de nuestro experimento.

La medición del crecimiento bacteriano medido mediante el recuento de UFC/ml demuestra una tendencia a la disminución, cuando el tiempo de exposición al esterilizador de bolitas de vidrio LAR10QUARTZ medido en segundos aumenta como muestra la Tabla Nº 1 para *Staphilococcus Aureus*.

Esta disminución llega a un crecimiento nulo a partir de los 120 segundos de exposición al calor en el

esterilizador de bolitas LARIDQUARTZ, lo que nos indica una esterilización completa del instrumento no.25 utilizado en esta investigación.

Es evidente un comportamiento similar en cuanto al crecimiento post-esterilización de los microorganismos *Enterococcus Faecalis* y *Escherichia Coli* donde también hubo un crecimiento nulo a partir de los 120''. Tabla Nº 2 y Tabla Nº 3. Teniendo en cuenta la desviación estándar, la dispersión de la serie medida a través de la desviación estándar se presenta en una forma irregular de los 5 a 60'' tiempo en el cual hubo un crecimiento de colonia para *Staphilococcus Aureus*.

Para el microorganismo *Enterococcus Faecalis* la dispersión aumenta a medida que aumenta el tiempo de esterilización.

Para el microorganismo *Escherichia Coli*, la dispersión se hace en forma regular para los diferentes tiempos.

La correlación entre el tiempo y el crecimiento para el *Staphilococcus Aureus* existe una correlación negativa a mayor tiempo menos crecimiento de bacterias por lo tanto existe una regresión directa mayor de - 0.0% la cual es significativa.

La correlación entre el tiempo y el crecimiento para *Enterococcus Faecalis* es una correlación directa negativa mayor de  $-0.07$  la cual es significativa. Finalmente la correlación entre el tiempo y el crecimiento de *Escherichia Coli* existe una correlación negativa mayor de  $-0.07$  lo cual es una correlación altamente significativa.

**TABLA # 1**

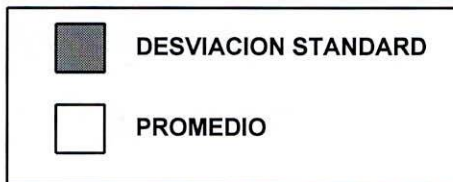
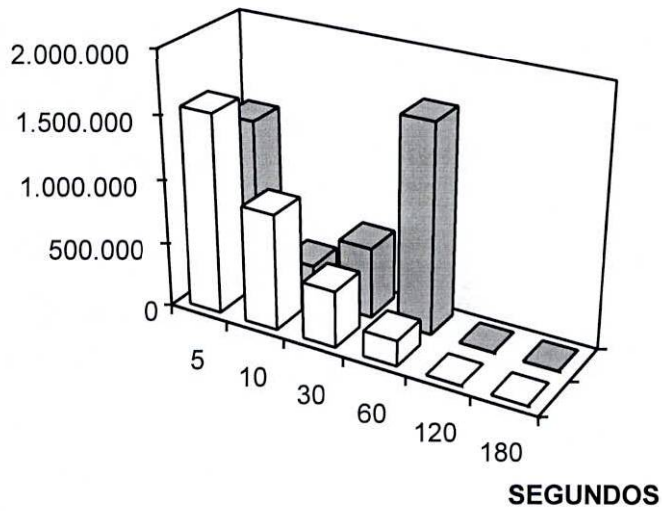
**CRECIMIENTO DE STAPHILOCOCCOS AUREUS  
POST ESTERILIZACION**

<b>TIEMPO</b>	<b>RECUENTO PROMEDIO</b>	<b>UFC x ml DESVIACION STANDARD</b>
5 Segundos	1.560.000	1.322.875
10 Segundos	900.000	282.842
30 Segundos	440.000	547.722
60 Segundos	200.000	1.627.882
120 Segundos	0	0
180 Segundos	0	0



## GRAFICO DE CRECIMIENTO DE STAPHILOCOCCOS AUREUS POST ESTERILIZACION

CRECIMIENTO UFC / ML



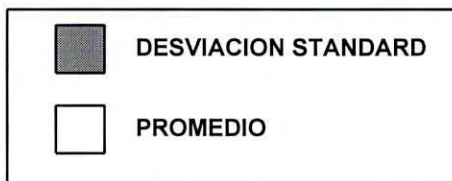
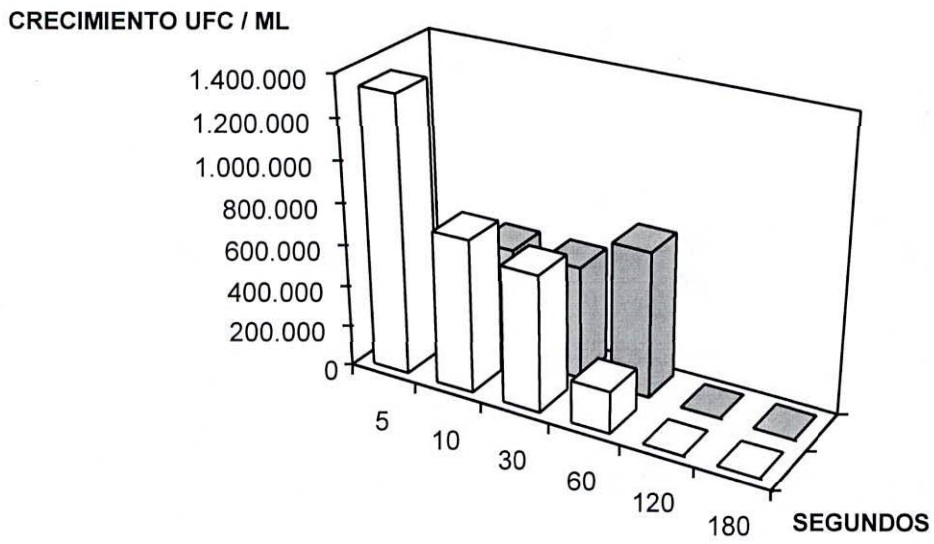
VALORES PROMEDIOS Y DESVIACION STANDARD

**TABLA # 2**

**CRECIMIENTO DE ENTEROCOCCOS FAECALIS  
POST ESTERILIZACION**

<b>TIEMPO</b>	<b>RECUENTO PROMEDIO</b>	<b>UFC x ml DESVIACION STANDARD</b>
5 Segundos	1.340.000	343.511
10 Segundos	740.000	547.722
30 Segundos	660.000	547.722
60 Segundos	201.600	704.901
120 Segundos	0	0
180 Segundos	0	0

## GRAFICO DE CRECIMIENTO DE ENTEROCOCCUS FAECALIS POST ESTERILIZACION



VALORES PROMEDIOS Y DESVIACION STANDARD

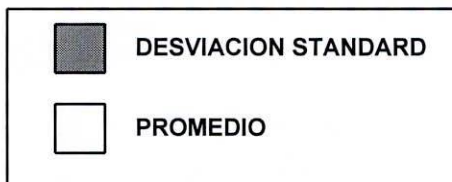
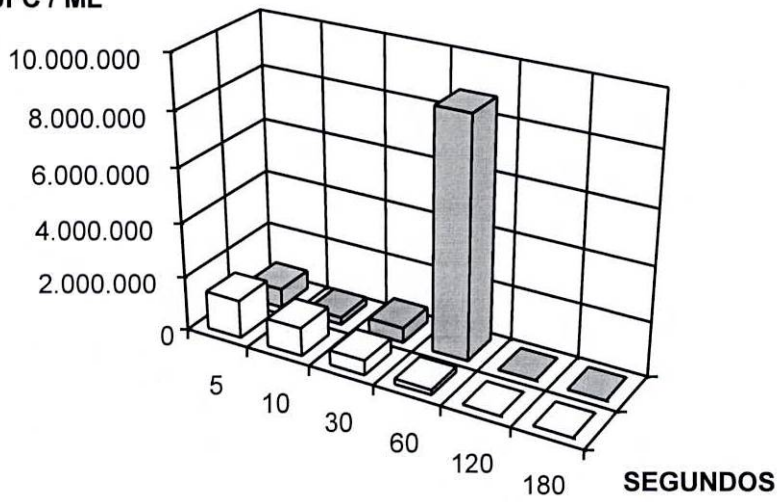
**TABLA # 3**

**CRECIMIENTO DE ESCHERICHIA COLI  
POST ESTERILIZACION**

<b>TIEMPO</b>	<b>RECUENTO PROMEDIO</b>	<b>UFC x ml DESVIACION STANDARD</b>
5 Segundos	1.400.000	707.160
10 Segundos	1.040.000	272.743
30 Segundos	540.000	547.722
60 Segundos	196.000	8.769.326
120 Segundos	0	0
180 Segundos	0	0

## GRAFICO DE CRECIMIENTO DE ESCHERICHIA COLI POST ESTERILIZACION

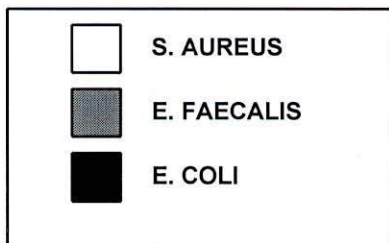
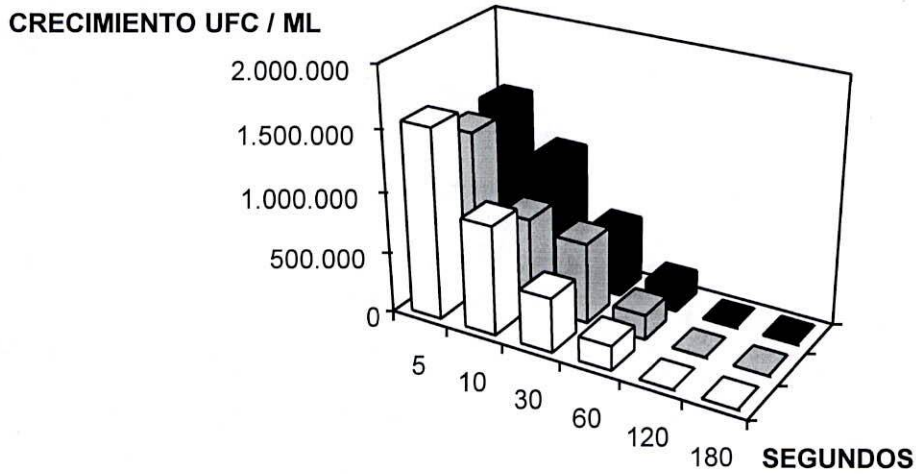
CRECIMIENTO UFC / ML



VALORES PROMEDIOS Y DESVIACION STANDARD

## GRAFICO DE CRECIMIENTO PROMEDIO A LOS 5, 10, 30, 60, 120, 180 SEGUNDOS

De: S. Aureus, E. Faecalis, E. Coli



## IX. DISCUSION

*Durante la terapia endodóntica es indispensable la utilización de instrumental estéril tanto para la fase de acceso, como de preparación y obturación. La prevención de la contaminación cruzada que se logra evitando la ruptura de la cadena aséptica, que es una regla médica; cuando en un procedimiento se dá una pérdida de la integridad de los tejidos, como ocurre en esta terapia odontológica.*

*Existe mucha información concerniente a la eficacia de diferentes métodos de esterilización como el autoclave, sustancias químicas como gases y soluciones, calor seco y algunos tipos de radiaciones.*

*Los métodos como el calor seco y el autoclave han generado los instrumentos endodónticos especialmente pérdida en algunas de sus propiedades tales como disminución en el corte, resistencia a la torsión, deflexión angular (41) (42) (43). Con respecto a la esterilización química se pueden mencionar algunos*

inconvenientes tales como la corrosión, la disminución del corte y el tiempo prolongado que se requiere para la esterilización completa (20) (21) (22) (34) (42) (43).

Es importante mencionar que en la especialidad endodóntica un medio complementario de esterilización es el esterilizador de bolitas el cual es de diferentes tipos; ya que posee diferentes medios de transmisión del calor: sal, sílice, cuarzo. Siendo la sal el medio más eficaz pues, mantiene una temperatura más constante y más efectiva que el medio de bolitas de vidrio (43). Las temperaturas alcanzadas van de acuerdo a la casa fabricante no siendo menor de los 180°C (43). Las diferentes marcas muestran diferencias en las temperaturas operativas por ejemplo el modelo 62 de la Casa Buffalo Dental tiene una temperatura 243-249°C, el modelo 22-61 PulpDent Cap, Sunap GmbH Alemán de 230°C, el Weil Model 2000 L de la Weil Dental Canadiense 230°C (47). Y la Larioquartz Medical 228°C (36).

Dichas casas fabricantes sugieren tiempos operativos de 5 a 15 segundos sin embargo, nuestro estudio sugiere de manera evidente que el tiempo operativo debe ser de más de 60 segundos logrando una esterilización completa, mientras que otros autores (2) (3) (4) (5) (6) (7) (8) (9) (10) mencionan tiempos operativos hasta de 60

*segundos.*

*Es importante mencionar que en todo procedimiento de esterilización se pueden presentar errores humanos que afectan los resultados del procedimiento sin que en ello se dé un mal funcionamiento mecánico (44).*

*Aunque las propiedades mecánicas del instrumento son afectadas por el calor (35) (41) (42) (43) (45) en la práctica real de la endodoncia actual este inconveniente se limita de manera importante ya que los ciclos de esterilización en el esterilizador de bolita de vidrio son muy pocos, pues los instrumentos de preparación biomecánica (limas y ensanchadores) son de uso limitado.*

*En el estudio se usaron algunas cepas microbianas que generalmente no pertenecen a la ecología normal del conducto como son la Escherichia Coli y el Enterococcus Faecalis pero debido a sus propiedades de termoresistencia, contaminación y patogenicidad alta no servían como referencia significativa de esterilización (15) (35) (37).*

*El esterilizador de bolita es definitivamente un medio complementario eficaz para la mayoría de los instrumentos endodónticos tales como limas, ensanchadores, sondas*

barbadas, condensadores digitales, grapas, fresas e instrumental rotatorio, ya que por su tamaño son fácilmente introducidos en este tipo de esterilizador. Sin embargo es decisivo el tiempo de esterilización ya que debe ser mayor de 60 segundos para que el margen de seguridad de la esterilización sea amplio y seguro.

La prueba desarrollada nos sugiere que el tiempo de esterilización debe ser aumentado a más de 60 segundos contario, a lo que muchos autores (2) (3) (4) (5) (6) (7) (8) (9) (10) (20) (27) (30) (31) (32) (35) recomiendan tiempos operativos de 15 a 60 segundos. Se considera como suficiente más de 60 segundos.



## X. CONCLUSIONES

- El esterilizador de bolitas de vidrio "Larioquartz" posee una esterilización efectiva para las limas Nº 25 Maillefer.
- El tiempo bactericida y/o bacteriostático del esterilizador de bolitas de vidrio para los microorganismos *Staphilococcus Aureus*, *Enterococcus Faecalis*, *Escherichia Coli* fué de más de 60 segundos.
- La correlación entre el tiempo y el crecimiento fué altamente significativa.

## XI. BIBLIOGRAFIA

1. IVERSON, Van Fraunhofer y Hernan. The Effects of Various Sterilization. Methods on the Torsional Strength of Endodontics Files. Vol. 11: 266-268/85.
2. HANNE, R. Prüfung Eines Kugelsterilisator Für Zahridrzte Zahnaerztl. Rdsch 19345; 43-1159.
3. BREENKÖTTER W. Dürfen wir Bohrer and Nedeln he is Sterilisieren? Dtsch Zahnerztl. Wochenschr 1939; 42-822.
4. STEINKAMIN, J. Grenzen der Leistungsfähigkeit des Dr. Dessartschen Kugets Terilisator. Dtsch Zahnaerztl. Sochenschr 1937; 40-543.
5. GROSSMAN, L. A Hot Salt Sterilizer; Br. Dent 1956; 100-283.
6. SPRING, PN. Bacteriologic Evaluation of the Glass Head Sterilizer for Endodontics. Oral Surg 1959; 12:353.
7. ULLET, S. Evaluation of Methods for Sterlizing Root Canal Instrument. Oral Sur 1956; 9:666.
8. WINDELERT, AS.; Walter, KG. The Sporicidal activity of Glass Head Sterilizers. J. Endodon 1975; 1: 237.
9. KLEIN, W.; MAYER, R. Sind Kugelsterilisatoren inder Zahnärztlichen Praxis Noch Zeitgemäss und Vertrebar? Atseh Zahnaerztl. 2 1982; 32:407.

10. FAHID Ahmad, and TAINTUR Jerry: *The influence of file Size, Cleaning, and time on Effectiveness of Bead Sterilizers Oral Surg* 1984; 443-445.

11. WATTS A.; and PATERSON R.C. *Migración de materiales y Microorganismos en la Pulpa Dental de Perros y Ratas* 1982.

12. SUNDQVIST, G. *Root Canal Bacterial Ecology. J. Endodon* 1992.

13. FARBER Paul, and SELTZER Samuel: *Endodontic Microbiology t ETIOLOGY 1. Journal of Endodontics* 1988; 363-369.

14. CURTES Jorge Orlando y CALCEDO REINA Ricardo: *Microbiología Endodóntica Contemporánea* 1983; Vol 14 No6.

15. COHEN And BURSH *Patways of the Pulp* 1992 Quinta Edición.

16. *Esterilización por Desinfección Council on Dental Materials, Instrument and Equipament, Concil on Dental Practice, Council on Dental Therapeutics JADA* 1988: 241-248.

17. *Council on Dental Materials, Instruments, and Equipament: Biological Indicators for verifying Esterilization. JADA* 1988: 653-654.

18. *Council on Dental Materials, Instruments, and Equipament: Current Status of Sterilization Instruments, Devices and Methods for Dental Office. JADA* 1981; 683-689.

19. MITCHELL Bruce F.; JAMES Garth A.; RUSSELL Nelson Lincoln. *The Effect of Autoclave Sterilization on Endodontic Files. Oral Surg* 1983. 204-207.

20. COHEN and BURSH. *Patways of The Pulp. 1992; Quinta Edición.*

21. INGLE J.E., TAINTUR. *Tercera Edición. 574-583.*
22. COHEN and BURSH. *Pathways of the Pulp. 1992; Five Edition.*
23. HARRINSON J., J. SVEC, Baumgartner: *Analysis of Clinical Toxicity of Endodontic Irrigants. JOE: 4:6, January 1978.*
24. GROSSMAN L., NEIMAN B: *Solution of Pulp Tissue by Chemical Agent. JADA 38:223, 1941.*
25. CUNNINGHAM, SAMY JOSEPH: *Effect of Temperature on The Bactericidal Action of Sodium Hypochlorite Endodontic Irrigant. Ural Surgery vol 50 Number 6, 1980.*
26. DONALD RAPHAEL, THIMOTY, WONG, RICARD MODNICK, BERNARD G. BURDEN: *The Effect of Temperature on The Bactericidal Efficiency of Sodium Hypochlorite: Journal of Endodontic vol 7, No 7, July 1981.*
27. LOUIS I. GROSSMAN: *Principios del Tratamiento Endodóntico, 1981.*
28. MAISTU O: *Endodoncia. Buenos Aires. Mundi, 1967. 88.*
29. IDEN, IBIDEN. 187.
30. ULLET, SORIN, Sr BROWN: *"A Temperature Analysis of Thermostatically Controlled Root Canal Sterilizer using Molten Metal Glass Bead, or Salt". Ural Surg. 11(1): 37-42. January 1958.*
31. FINDLAY J: *"A report on the efficacy of molten metal and Ball Bearings as Media for Sterilization". Brit Dent J. 98(6): 318-322, Sept 1955.*
32. GROSSMAN: *"Curso de Endodontia in: "Congreso International of Odontologia e Congreso Brasileiro de Odontologia. Guanabara, Julio 1965.*

33. KUTTLER Y: *Endodoncia Práctica. México, Alpha 1961.*  
15.
34. STEWART, GG y WILLIAMS: *A Preliminary report on The Efficacy of Molten Metal for Sterilization of Root Canal Instruments and Materials": Oral Surg 3(2): 256-261, Febrero 1956.*
35. RUEGGEBERG FREDERICK, and JOHN M: POWERS. *Mechanical Propertiers of Endodontic Broaches and Effects of Bead Sterilization. J. Endodontic vol. 14 N° 3, March 1988, 133-137.*
36. *Manual (B 19) Larioquartz Electronics de Lariol Medical. Italia.*
37. DIVO A. *Microbiologia Médica. Cuarta Edición. Interamericana. MAC GRAW Hill 1990.*
38. SUNDQVIST G., JOHANSSON E., and SIÖGREN U: *Prevalence of Black-pigmented Bacteroides Species in Root Canal Infections. J. Endodontic, vol 15, N° 1, 1989.*
39. SPECK. *Compendium of methods for the Microbiological Examination of Foods. 2nd ed. Apha. Washington D.C.*
40. MACFADDIN. *Media for the Isolation, Cultivation - Identification maintenance of Medical Bacteria. Vol.1, 1985.*
41. USAMA YOUNIS: *The Effects of Sterilization Techniques on The Properties of Intracanal Instruments. Oral Surg. Vol. 43, N° 1, 1977.*
42. RICHARD NEAL, ROBERT CRAIG, JOHN POWERS: *Effect of Sterilization and Irrigants on The Cutting Ability of Stainless Steel Files. J. of Endodontic. Vol. 9, N° 3, 1983, 93-96.*
43. PETERS ENGELHARDT, HANS-JURGEN DAH: *Factors Affecting Sterilization in Glass Bead Sterilizer. J. Of Endodontic. Vol. 10, N° 10, October 1984.*

44. CHARLES J: PALENIK, THOMAS KING, CARL W. NEWTON, CHIST MILLER and LEONARD G: KOERBER: A Survey of Sterilization Practices in Select Endodontic Offices. *J. of Endodontic*. Vol. 12. No. 5, Mayo de 1986.

45. WILLIAM D. LUPE, FREDERICK C. EICHMILLER, WALTER DOBLECKI, DEAN CAMPBELL AND SHOW HUA-LI- PHD: Effect of Three Sterilization. Technique of Finger Plugger: *Journal of Endodontic*. Vol. 17, No 8, August 1991.

FOTO No. 1: Esterilizador de bolitas de vidrio  
"LARIUQUARTZ".

FOTO No. 2: Cultivos Bacterianos.



*FOTO No. 3: Agar Base Columbia con Staphylococcus  
Aureus.*

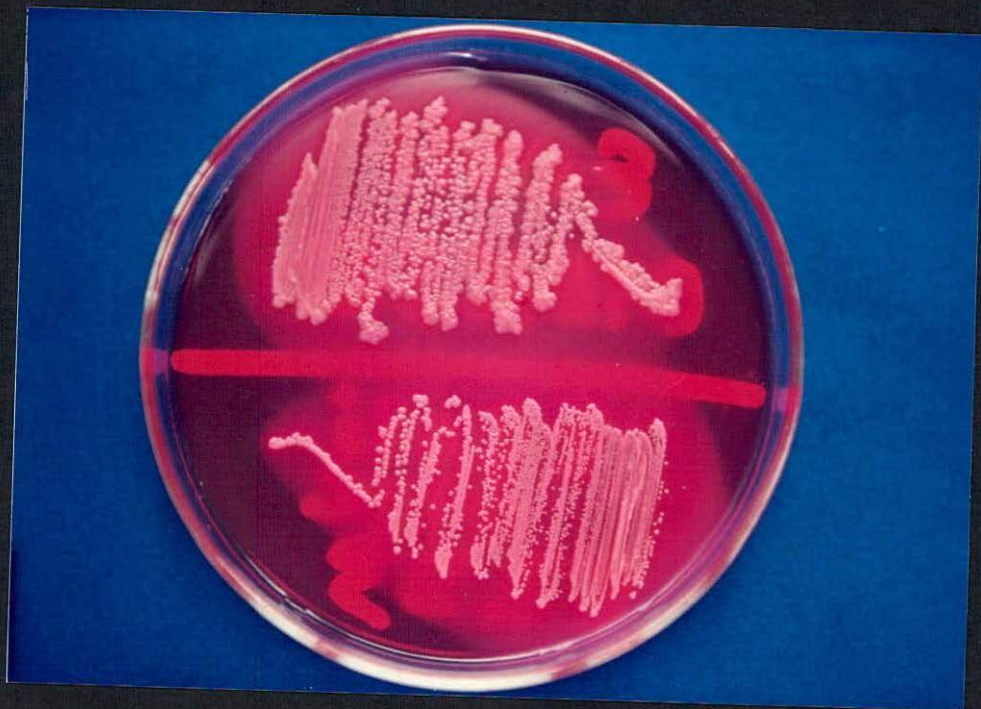
*FOTO No. 4: Agar Enterococosei con microorganismos  
Enterococcus Faecalis.*



FOTO No. 5: Agar Macconkey con microorganismos  
*Escherichia coli.*

FOTO No. 6: Secuencia de preparación de la suspensión  
bacteriana.

6a: Tomar 3 - 4 colonias de un cultivo puro.



*FOTO 6b: Dilución de la colonia en solución salina.*

*FOTO 6C: Microorganismos en suspensión.*



FOTO No. 7: Estandar 0.5 del Nefelómetro de Mc Farland =  
1 x 10<sup>8</sup> bacterias/ml.

FOTO No. 8: Comparación de la suspensión bacteriana con  
el Estandar de Mc Farland.



FOTO No. 9: Contaminación de las limas No. 25 en la  
suspensión bacteriana. Tiempo de  
contaminación 60 segundos.

FOTO No. 10: Lima # 25 contaminada y llevada al  
esterilizador de bolitas de vidrio.  
para llevar a incubar.

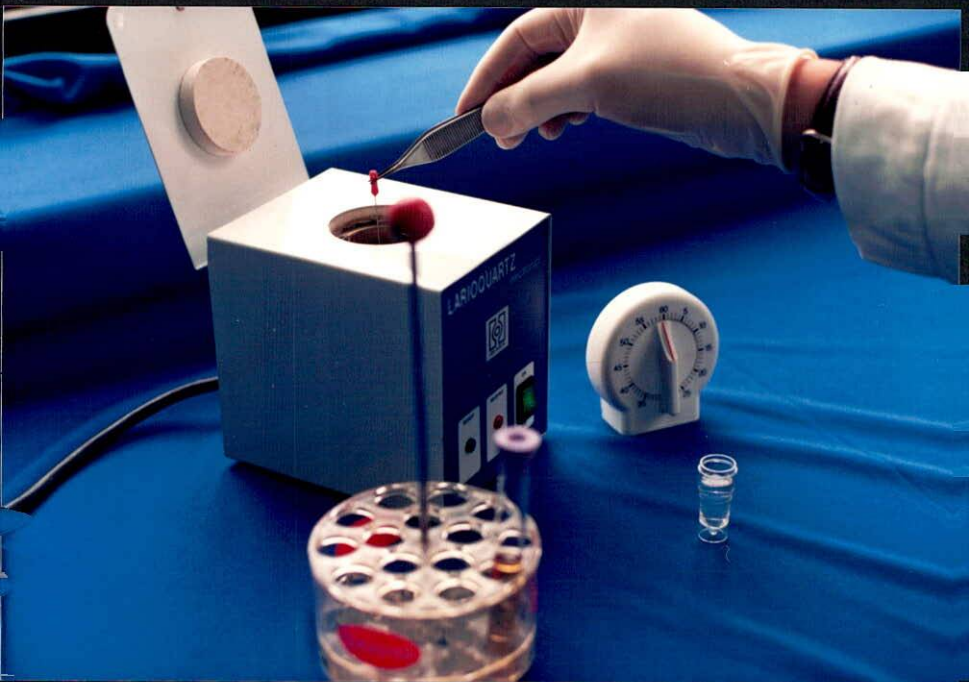
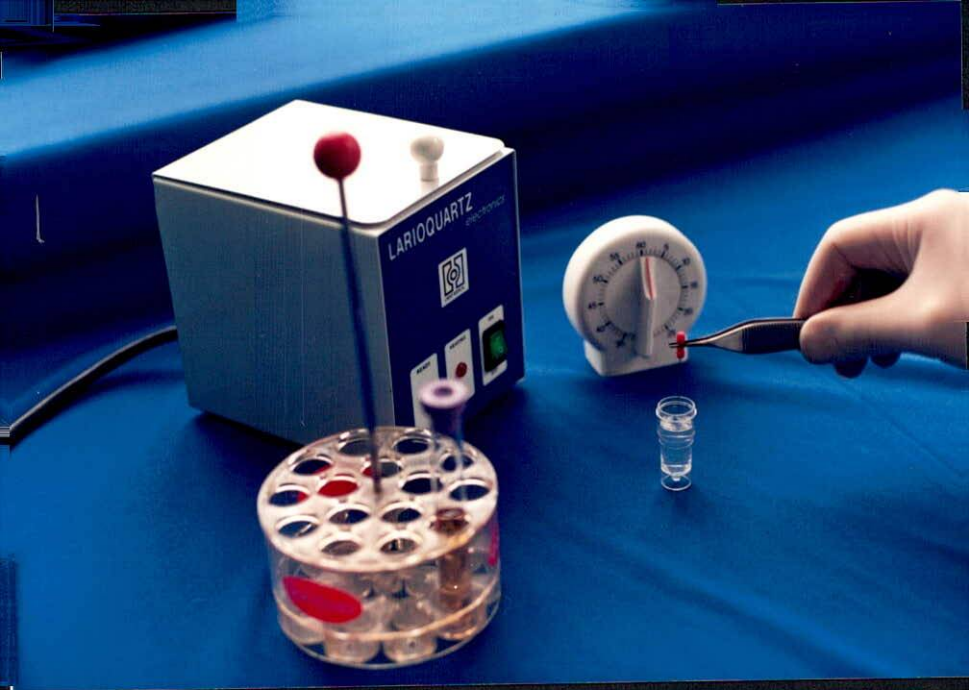


FOTO No. 11: Esterilización de las limas a diferentes  
tiempos de estudio.

FOTO No. 12: Lima esterilizada para ser cultivada en  
caldo de Tioglicolato.

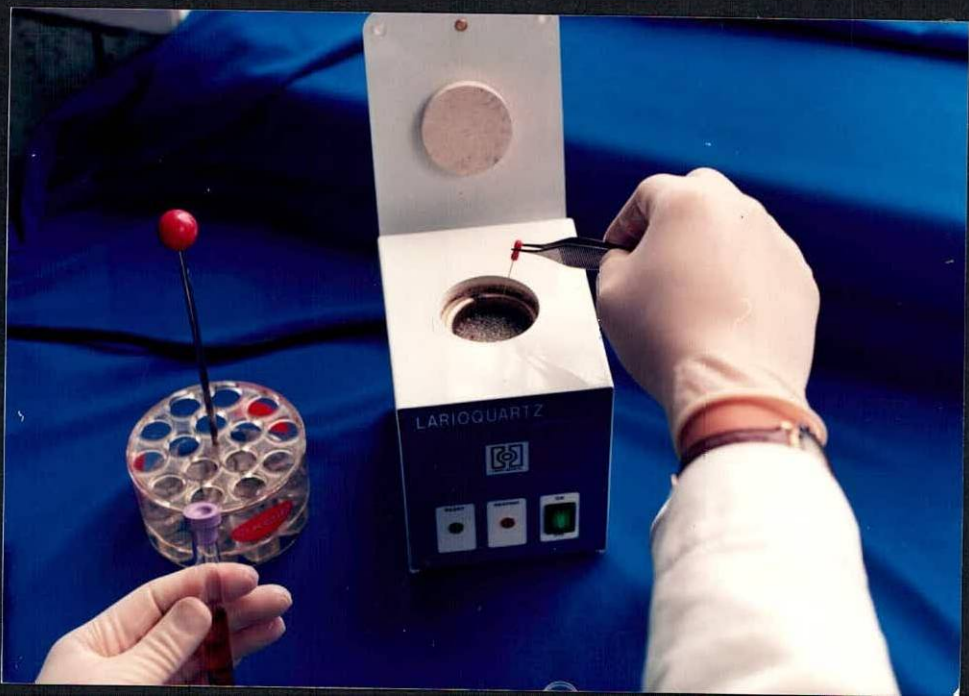


FOTO No. 13: Lima # 25 esterilizada en el caldo de  
Tioglicolato.

FOTO No. 14: Lima # 25 en el medio para ser incubadas.

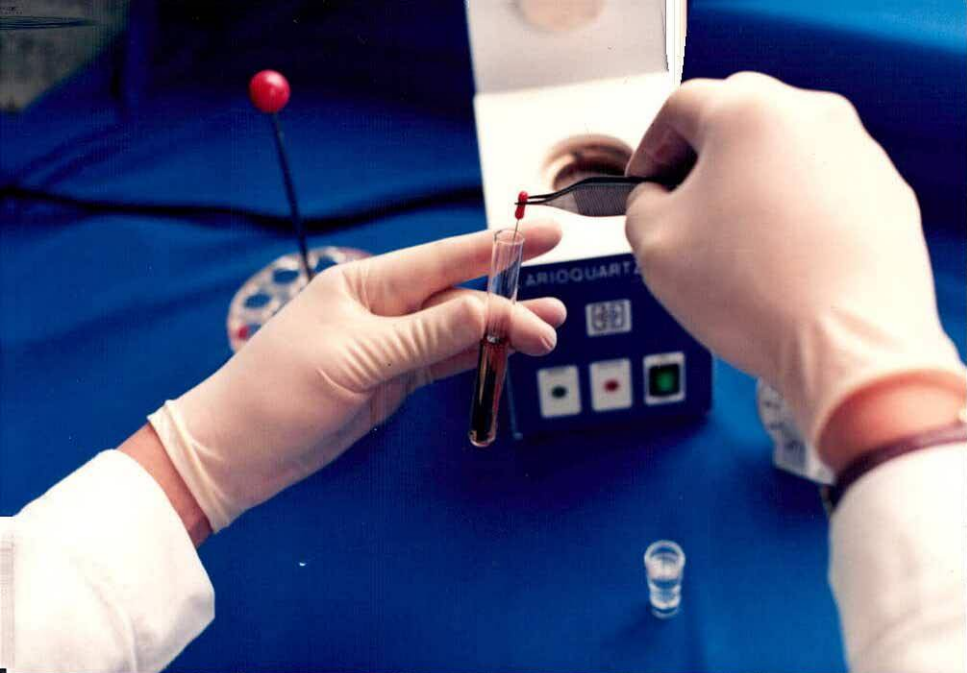
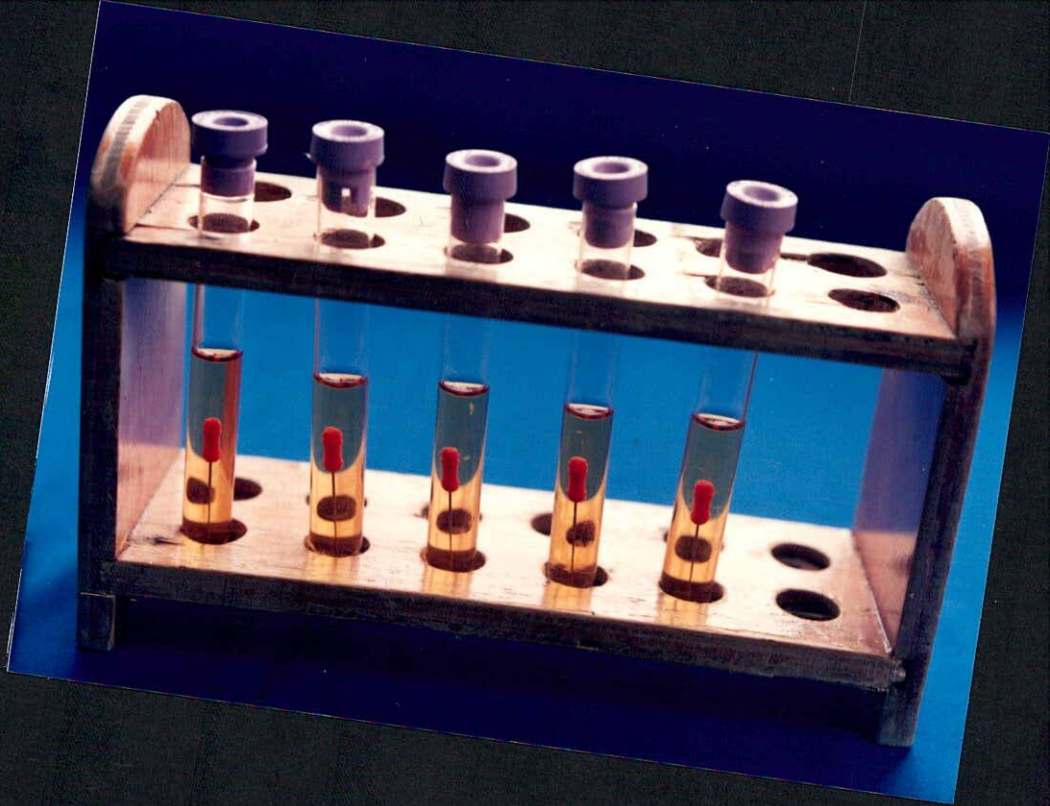


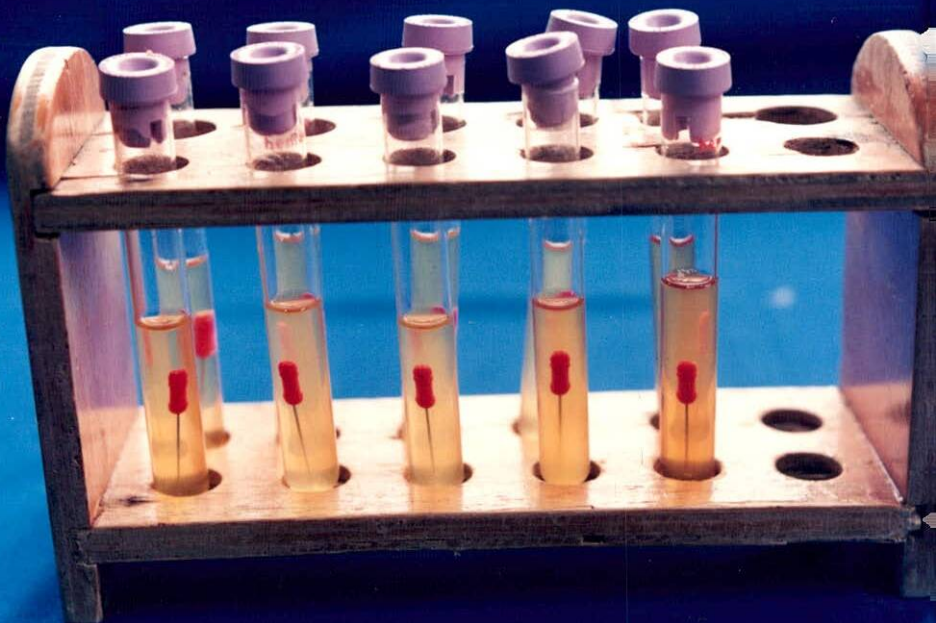
FOTO No. 15: Grupo de limas # 25 en el medio para ser  
llevadas a la incubadora.

FOTO No. 16: Grupo de limas # 25 en la incubadora a  
37 C por 72 horas en aerobiosis.



*FOTO No. 17: Grupo de limas # 25 después de incubadas  
en la incubadora.*

*FOTO No. 18: Grupo de limas # 25 después de incubadas.*



*FOTO No. 19: Limas # 25 después de la incubación, para realizar el recuento bacteriano con asa calibrada 0.001 ml.*

*FOTO No. 20: Siembra del sobrenadante del caldo de cultivo para efectuar el recuento bacteriano.*



FOTO No. 21: Microorganismos sembrados en el medio de cultivo.

FOTO No. 22: Placas de agar sembradas con el sobrenadante incubadas a 37 C<sup>o</sup> por 72 horas en aerobiosis.



FOTO No. 23: Recuentos de UFC/ml de *Enterococcus faecalis* a diferentes tiempos de esterilización: 10, 30, 60 y 120 segundos.

FOTO No. 24: Recuentos de UFC/ml de *Staphylococcus aureus* a diferentes tiempos de esterilización: 10, 30, 60 y 120 segundos.

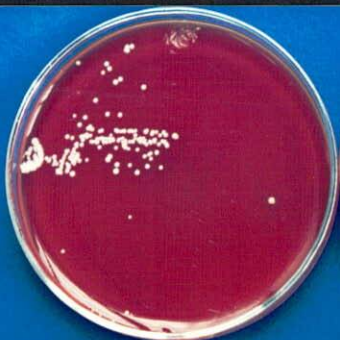
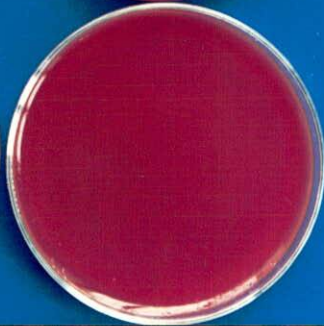


FOTO No. 25: Recuentos de UFC/ml de *Escherichia coli* a diferentes tiempos de esterilización: 10, 30, 60 y 120 segundos.

FOTO No. 26: Recuentos de UFC/ml y cultivos negativos de limas # 25 estériles no contaminadas esterilizadas (izquierda) y no contaminadas no esterilizadas (derecha) en esterilizador de bolita de vidrio (Grupo control negativo).

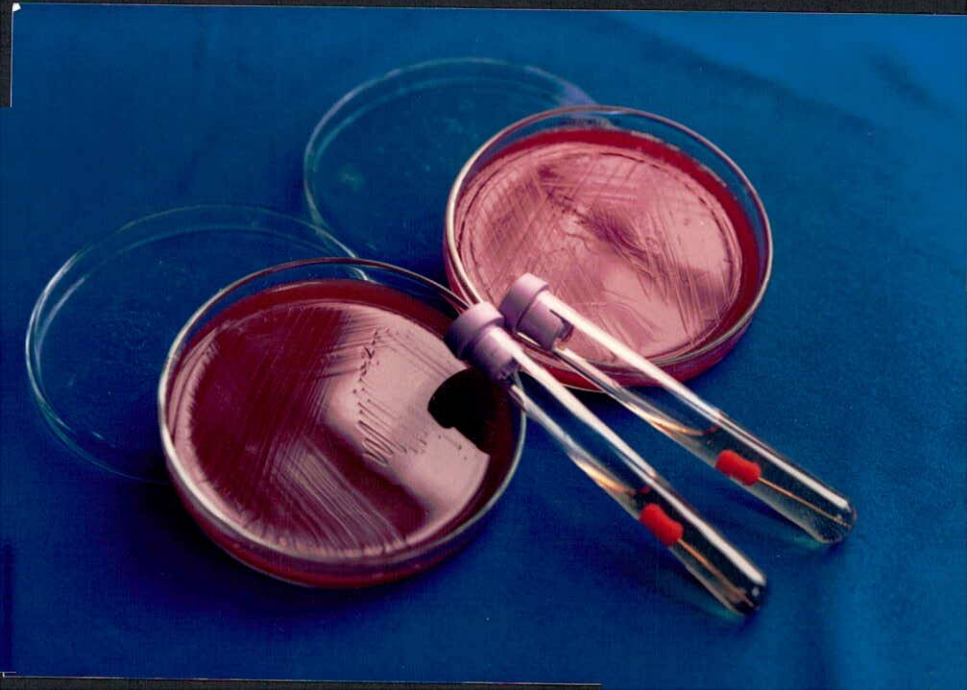


FOTO No. 27: Recuentos en UFC/ml y cultivos positivos de limas # 25 estériles contaminadas con *Staphylococcus aureus* (izquierda), *Enterococcus faecalis* (centro), y *Escherichia coli* (derecha) no esterilizadas en esterilizador de bolitas de vidrio (Grupo control positivo).

