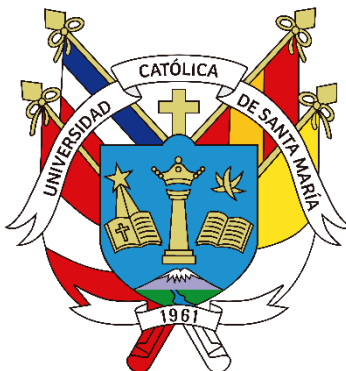


Universidad Católica de Santa María

Facultad de Odontología

Escuela Profesional de Odontología



Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024

Tesis presentada por la Bachiller:

Villalta Herrera, Paola Roxana

ORCID: 0009-0008-1168-9583

para optar el Título Profesional de Cirujano Dentista

Asesor (a):

Dra. Alvarez Mongue, Ruth

ORCID: 0000-0002-7726-9257

Arequipa – Perú

2024

UCSM-ERP

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTA MARÍA

ODONTOLOGIA

TITULACIÓN CON TESIS

DICTAMEN APROBACIÓN DE BORRADOR

Arequipa, 28 de Octubre del 2024

Dictamen: 011402-C-EPO-2024

Visto el borrador del expediente 011402, presentado por:

2019802432 - VILLALTA HERRERA PAOLA ROXANA

Titulado:

**AISLAMIENTO Y PERSISTENCIA DE MICROORGANISMOS PATÓGENOS DE LA CAVIDAD BUCAL
DURANTE LA ATENCIÓN A PACIENTES Y POST DESINFECCIÓN DE LA UNIDAD DENTAL DEL
CENTRO ODONTOLÓGICO UCSM, AREQUIPA 2024**

Nuestro dictamen es:

APROBADO

Título Profesional/Título de Segunda Especialidad/Grado Académico a optar:

CIRUJANO DENTISTA

**29286016 - ALVARADO ACO ALBERTO ARMANDO
DICTAMINADOR**



**29221048 - MOYA BEJAR DE CALDERON ZAIDA ARILMY
DICTAMINADOR**



**29714243 - GAMA CONTRERAS MARIA EUGENIA
DICTAMINADOR**



Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024

INFORME DE ORIGINALIDAD

20%

INDICE DE SIMILITUD

20%

FUENTES DE INTERNET

2%

PUBLICACIONES

10%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	Submitted to Universidad Católica de Santa María Trabajo del estudiante	5%
2	tesis.ucsm.edu.pe Fuente de Internet	1%
3	es.scribd.com Fuente de Internet	1%
4	dokumen.pub Fuente de Internet	1%
5	aprenderly.com Fuente de Internet	1%
6	copcallao.org.pe Fuente de Internet	1%
7	hdl.handle.net Fuente de Internet	1%



DEDICATORIA

A Dios, por ser mi guía y fortaleza en cada paso de este camino, dándome fortaleza en cada momento.

A mis padres Luz y Hernán, por su apoyo y sacrificio. Por confiar en mí, y por estar a mi lado en cada momento de este recorrido académico y personal.

AGRADECIMIENTO

A mis padres, Luz y Hernán por enseñarme a luchar. Por su apoyo constante, su ejemplo de perseverancia y dedicación.

A mi hermana, Julissa, por su apoyo incondicional. Gracias por tus palabras de ánimo.

A mis docentes, quienes con su conocimiento, paciencia y compromiso me han guiado a lo largo de esta travesía académica.

A mi asesora y a los miembros del jurado, por sus valiosas exigencias y por dedicar su tiempo en contribuir a este proyecto.

A César, por su apoyo y consejos. Por su tiempo y disposición de este proceso.

RESUMEN

La investigación tuvo como objetivo aislar y determinar la persistencia de los microorganismos patógenos provenientes de la cavidad bucal en jeringa triple, asa de lámpara y mesa de trabajo de la unidad dental, tanto durante la atención de pacientes y post desinfección.

Se llevó a cabo con un diseño cualitativo observacional-comparativo. Se realizó en el Centro Odontológico y Laboratorio de Microbiología de la UCSM. Se trabajó en 15 unidades dentales seleccionadas aleatoriamente. Las muestras se recolectaron de la superficie de la jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara. Fueron procesadas empleando agares selectivos en condiciones de aerobiosis y anaerobiosis tanto durante la atención de pacientes y post desinfección. Con los resultados obtenidos se llevó a cabo el análisis estadístico.

Durante la atención a pacientes se aisló 64% (231) de MOP en condiciones de aerobiosis, 70% de MOP en mesa de trabajo, 62% de MOP en jeringa triple y 61% de MOP en asa de lámpara. Se aisló 65% (175) de MOP en condiciones de anaerobiosis, 66% de MOP en mesa de trabajo, 65% de MOP en jeringa triple y asa de lámpara. Post desinfección de la unidad dental, se aisló 67% (242) de MOP en condiciones de aerobiosis, persistiendo 69% de MOP en jeringa triple, 67% de MOP en mesa de trabajo y 65% de MOP en asa de lámpara. Se aisló 70% (190) de MOP en condiciones de anaerobiosis, persistiendo 71% de MOP en mesa de trabajo y asa de lámpara, 69% de MOP en jeringa triple. Estos resultados evidencian 68% frente a un 66% de persistencia de MOP en condiciones de anaerobiosis con relación a los MOP aerobios. Finalmente, el promedio de la presencia de MOP aislados post desinfección de la unidad dental durante la atención fue del 65% y post desinfección fue del 69%.

En conclusión, se aislaron MOP de la unidad dental durante la atención, siendo 70% en mesa de trabajo con mayor aislamiento de microorganismos en condiciones de aerobiosis. 64% de promedio de crecimiento en condiciones aerobias y 65% % de promedio de crecimiento en condiciones anaerobias. 66% en mesa de trabajo con mayor aislamiento de microorganismos en condiciones de anaerobiosis. 70% de MOP anaerobios persisten en unidades dentales post desinfección dental con relación al 67% de MOP aerobios. Ninguna de las superficies analizadas logró eliminación completa de MOP. Los MOP con mayor frecuencia fue en condiciones de anaerobiosis. De los 15 sillones investigados, 69% (432) de persistencia de MOP aislados post desinfección con relación al 65% (406) aislados durante la atención.

Palabras clave: Microorganismos patógenos, Persistencia microbiana, Unidades dentales

ABSTRACT

The objective of the research was to isolate and determine the persistence of pathogenic microorganisms from the oral cavity in the triple syringe, lamp handle and work table of the dental unit, both during patient care and after disinfection.

It was carried out with a qualitative observational-comparative design. It was held at the Dental Center and Microbiology Laboratory of the UCSM. We worked in 15 randomly selected dental units. Samples were collected from the surface of the triple syringe, worktable, and lamp handle. They were processed using selective agars under aerobic and anaerobic conditions both during patient care and after disinfection. With the results obtained, the statistical analysis was carried out.

During patient care, 64% (231) of MOP was isolated under aerobic conditions, 70% of MOP in the work table, 62% of MOP in triple syringe, and 61% of MOP in lamp handle. 65% (175) of MOP was isolated under anaerobic conditions, 66% of MOP in the work table, 65% of MOP in triple syringe and lamp handle. After disinfection of the dental unit, 67% (242) of MOP was isolated under aerobic conditions, with 69% of MOP persisting in triple syringe, 67% MOP in the work table and 65% MOP in lamp handle. 70% (190) of MOP was isolated under anaerobic conditions, with 71% of MOP persisting in the worktable and lamp handle, 69% of MOP in triple syringe. These results show 68% versus 66% persistence of MOP under anaerobic conditions in relation to aerobic MOPs. Finally, the average presence of isolated MOPs after disinfection of the dental unit during care was 65% and after disinfection was 69%.

In conclusion, MOPs were isolated from the dental unit during care, with 70% of them being isolated from microorganisms in aerobic conditions. 64% average growth in aerobic conditions and 65% average growth in anaerobic conditions. 66% on the bench with greater isolation of microorganisms under anaerobic conditions. 70% of anaerobic MOPs persist in dental units after dental disinfection compared to 67% of aerobic MOPs. None of the surfaces analyzed achieved complete MOP removal. MOPs were most frequently found under anaerobic conditions. Of the 15 chairs investigated, 69% (432) of MOP persistence isolated after disinfection in relation to 65% (406) isolated during care.

Keywords: Pathogenic microorganisms, Microbial persistence, Dental units

ÍNDICE

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

RESUMEN

ABSTRACT

INTRODUCCIÓN..... 1

CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO TEÓRICO 2

1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN 3

1.1. Determinación del problema 3

1.2. Enunciado del problema..... 3

1.3. Descripción del problema..... 3

1.4. Justificación..... 5

2. OBJETIVOS..... 6

2.1. Objetivo principal..... 6

2.2. Objetivos específicos..... 6

3. MARCO TEÓRICO 7

3.1. Marco conceptual 7

3.2. Análisis de antecedentes investigativos 26

4. HIPÓTESIS 32

4.1. Hipótesis nula 32

4.2. Hipótesis alterna 32

CAPÍTULO II: PLANTEAMIENTO OPERACIONAL..... 33

1. TÉCNICAS, INSTRUMENTOS Y MATERIALES DE VERIFICACIÓN..... 34

1.1. Técnicas..... 34

1.2. Instrumentos 35

1.3. Materiales de verificación	35
2. CAMPO DE VERIFICACIÓN	36
2.1. Ubicación espacial.....	36
2.2. Unidades de estudio	36
2.3. Unidades de análisis	36
2.4. Alternativa.....	36
3. ESTRATEGIA DE RECOLECCIÓN DE DATOS	38
3.1. Organización	38
3.2. Recursos	38
4. ESTRATEGIA PARA EL MANEJO DE RESULTADOS	38
4.1. Plan de procesamiento de datos	38
4.2. Plan de Análisis	39
4.3. Cronograma de trabajo	40
CAPÍTULO III: RESULTADOS.....	41
DISCUSIÓN.....	87
CONCLUSIONES.....	90
RECOMENDACIONES.....	91
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	92
ANEXOS	98

INDICE DE TABLAS

TABLA 1 Aislamiento de Microorganismos patógenos (MOP) en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en superficies de la Unidad dental (jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara) durante la atención al paciente.	42
TABLA 2 Aislamiento de MOP en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en superficies de la unidad dental (jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara) durante la atención al paciente	44
TABLA 3 Aislamiento de microorganismos patógenos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple.....	46
TABLA 4 Aislamiento de microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple.....	49
TABLA 5 Aislamiento de microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo.....	52
TABLA 6 Aislamiento de microorganismos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo.....	55
TABLA 7 Aislamiento de Microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara.	58
TABLA 8 Aislamiento de Microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara	61
TABLA 9 Persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental	64
TABLA 10 Persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental	66
TABLA 11 Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias durante la atención	68
TABLA 12 Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias post desinfección de la Unidad dental.....	70

TABLA 13 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple	72
TABLA 14 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple.....	75
TABLA 15 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo	77
TABLA 16 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo	80
TABLA 17 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara	82
TABLA 18 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara	85

ÍNDICE DE GRÁFICOS

GRÁFICO 1 Aislamiento de MOP en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) de las superficies de la Unidad Dental	43
GRÁFICO 2 Aislamiento de MOP en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) de las superficies de la Unidad Dental	45
GRÁFICO 3 Aislamiento de microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple durante y post desinfección de la unidad dental	48
GRÁFICO 4 Aislamiento de microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple durante y post desinfección de la unidad dental	51
GRÁFICO 5 Aislamiento de microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo durante y post desinfección de la unidad dental.....	54
GRÁFICO 6: Aislamiento de microorganismos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo durante y post desinfección de la unidad dental.....	57
GRÁFICO 7 Aislamiento de microorganismos en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara durante y post desinfección de la unidad dental	60
GRÁFICO 8 Aislamiento de microorganismos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara durante y post desinfección de la unidad dental	63
GRÁFICO 9 Persistencia de Microorganismos patógenos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental.....	65
GRÁFICO 10. Persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental.....	67
GRÁFICO 11 Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias durante la atención	69
GRÁFICO 12 Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias post desinfección de la Unidad dental.....	71

GRÁFICO 13 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple..... 74

GRÁFICO 14. Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple 76

GRÁFICO 15 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo 79

GRÁFICO 16 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo 81

GRÁFICO 17 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara 84

GRÁFICO 18 Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara..... 86

INTRODUCCIÓN

La cavidad oral es un entorno que alberga diversos microorganismos patógenos, los cuales pueden ser transmitidos a través de contaminantes y partículas generadas durante los procedimientos dentales. Esta situación representa un riesgo constante de contaminación cruzada, que afecta no solo a los operadores y asistentes, sino también a los pacientes y el personal de limpieza (1).

Debido a su alta susceptibilidad a exposiciones bacterianas, la cavidad oral puede liberar partículas como salpicaduras, gotitas, aerosoles y agentes patógenos durante los procedimientos dentales. Pueden dispersarse y contaminar superficies comunes en los entornos odontológicos, como la jeringa triple, asa de la lámpara y mesa de trabajo. Este riesgo es aún mayor en niños o pacientes inmunocomprometidos, para quienes tales infecciones pueden tener consecuencias graves (2,3).

Dentro de los protocolos para el control de infecciones, la desinfección es fundamental para prevenir la contaminación cruzada y eliminar microorganismos patógenos. Además, el uso correcto del equipo de protección personal (EPP) es crucial. A pesar de la importancia de este tema en la salud pública, a menudo se le da una prioridad insuficiente durante la atención a los pacientes (4). Por ello, esta investigación enfatiza la importancia de aumentar la conciencia y el compromiso en la mitigación de posibles riesgos de infección.

Esta investigación nace de la curiosidad de saber si los microorganismos patógenos durante la atención odontológica persisten en las superficies clave de la unidad dental, una vez finalizado el procedimiento clínico. A pesar de la implementación de protocolos de limpieza y desinfección, persisten dudas sobre la efectividad de estos en la eliminación total de patógenos, lo que genera preocupación por la posibilidad de contaminación cruzada y la propagación de infecciones dentro de la clínica.

En tal sentido, el objetivo de la investigación fue aislar y determinar la persistencia de microorganismos patógenos en superficies de la unidad dental.

Se espera que los resultados de la presente investigación constituyan un aporte importante para consolidar las líneas de investigación de la Odontología Microbiológica y ofrezca una base sólida para futuras investigaciones.



**CAPÍTULO I:
PLANTEAMIENTO TEÓRICO**

I. PLANTEAMIENTO TEÓRICO

1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN

1.1. Determinación del problema

Los Centros Odontológicos son entornos donde la atención de la salud bucal se entrelaza con la constante preocupación por la prevención de infecciones para reducir el riesgo de contaminación cruzada, según la evidencia disponible se sugiere que esta es una de las áreas con alto nivel de contagio (5).

Diversos autores han señalado los constantes peligros de la contaminación cruzada en la práctica odontológica entre pacientes, dentista y personal auxiliar (6). Esta investigación analizó la detección de microorganismos en la jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara del Centro Odontológico de la UCSM mediante la técnica del hisopado para la recolección de muestras, tanto durante el tratamiento de un paciente como post desinfección.

Específicamente, se enfocó en los momentos críticos de transición de pacientes, donde la interacción entre el microbiota del paciente anterior y la limpieza posterior se vuelve esencial para preservar la seguridad y la salud tanto del personal de salud como de los pacientes.

A través, de esta investigación se buscó profundizar en la comprensión de los riesgos de contaminación microbiana en este contexto particular y desarrollar estrategias efectivas de mitigación, garantizando un entorno clínico más seguro y saludable para todos los implicados.

1.2. Enunciado del problema

“Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024”

1.3. Descripción del problema

1.3.1. Área del conocimiento

a.1. Área general: Ciencias de la Salud

a.2. Área específica: Odontología

a.3. Especialidad: Atención Integral del Adulto

a.4.Línea o tópico: Microbiología

1.3.2. Operacionalización de variables

VARIABLE	INDICADOR	SUBINDICADOR	ESCALA DE MEDICIÓN
Aislamiento de microorganismos patógenos durante la atención al paciente	Jeringa triple, asa de lámpara y mesa de trabajo.	<ul style="list-style-type: none"> • Agar sangre • Agar Mitis salivarius • Agar manitol salado • Agar KF • Agar Rogosa • Agar Macconkey • Agar. SS • A. Sabouraud 	Porcentaje de crecimiento de microorganismos (%)
Persistencia de microorganismos patógenos post desinfección	Jeringa triple, asa de lámpara y mesa de trabajo.	<ul style="list-style-type: none"> • Agar sangre • Agar Mitis salivarius • Agar manitol salado • Agar KF • Agar Rogosa • Agar Macconkey • Agar. SS • A. Sabouraud 	Porcentaje de crecimiento de microorganismos (%)

Fuente. Elaboración propia

1.3.3. Interrogantes básicas

- ¿Qué microorganismos patógenos se aíslan de la jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara de la unidad dental durante la atención a pacientes?
- ¿Persisten los microorganismos patógenos de la jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental?
- ¿Cuál es el porcentaje de crecimiento de microorganismos patógenos aerobios y anaerobios en las superficies de la unidad dental durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental?

- ¿Cuál es la persistencia de los microorganismos patógenos en las superficies de la unidad dental post desinfección, en comparación con su aislamiento inicial durante la atención a pacientes?

1.3.4. Taxonomía de la investigación

ABORDAJE	TIPO DE ESTUDIO				DISEÑO	NIVEL
Cualitativo	Por la técnica de recolección	Por el número de mediciones variables	Por el número de muestras o mediciones	Por el ámbito de recolección de datos	Descriptivo-comparativo	Comparativo
	Observacional	Transversal	Descriptivo	De laboratorio		

Fuente. Elaboración propia

1.4. Justificación

El tema justifica por las siguientes razones:

1.4.1. Novedad

Esta investigación aporta una perspectiva novedosa al abordar la evaluación de microorganismos patógenos en superficies de la Unidad dental. Aunque existen investigaciones relacionadas con la higiene y esterilización en clínicas odontológicas, este enfoque es innovador para contribuir al conocimiento científico en el campo de la microbiología dental.

1.4.2. Relevancia

Es relevante científica y académicamente, ya que aborda un aspecto fundamental en el ámbito de la odontología: la evaluación de microorganismos patógenos en la unidad dental. Los resultados pueden mejorar las prácticas de higiene y ser útiles para otros profesionales de la salud, además de contribuir al campo de la prevención de infecciones asociadas a la atención odontológica.

1.4.3. Actualidad

Es actual debido a que se centra en la evaluación de la presencia microbiana en un entorno clínico odontológico. La bioseguridad en entornos odontológicos es crucial para prevenir

la transmisión de enfermedades infecciosas entre pacientes y personal clínico. Esta investigación contribuirá a mejorar buenas prácticas de higiene, así como a la implementación de personal técnico para la limpieza de las áreas clínicas para garantizar la seguridad de los pacientes y todo el personal.

1.4.4. Viabilidad

Se basa en una metodología viable para aislar microorganismos patógenos en la unidad dental durante y post desinfección. Además, al realizarse en la Universidad Católica de Santa María, se cuenta con recursos y personal especializado que facilitan la realización del estudio.

1.4.5. Interés Personal

Durante el tiempo de aprendizaje clínico transcurrido en el Centro Odontológico, la limpieza que hacemos los usuarios de estas superficies inanimadas se realiza muy rápidamente y de ahí la inquietud por conocer. ¿Están bien limpios? Por ello mi inclinación hacia el tema. Además de la motivación individual para la obtención del Título Profesional de Cirujano Dentista, se considera la concordancia del tema con las líneas de investigación de la Facultad de Odontología.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo principal

Aislar y determinar la persistencia de microorganismos patógenos en superficies de la unidad dental.

2.2. Objetivos específicos

- Aislar microorganismos patógenos de la jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara de la unidad dental durante la atención a pacientes.
- Determinar la persistencia de los microorganismos patógenos en la jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental.
- Determinar el porcentaje de crecimiento de microorganismos patógenos aerobios y anaerobios durante la atención a pacientes y post desinfección de las superficies de la unidad dental.

- Precisar la persistencia de microorganismos patógenos post desinfección de las superficies de la unidad dental con relación al aislamiento inicial durante la atención a pacientes.

3. MARCO TEÓRICO

3.1. Marco conceptual

3.1.1. Microorganismos

3.1.1.1. Concepto

Los microorganismos son entidades biológicas diminutas que requieren un microscopio para su observación. Aunque el término es amplio y no implica una categorización específica, engloba una amplia gama de organismos, que van desde virus hasta bacterias, con distintos modos de vida.

Entre los microorganismos, algunos son patógenos y tienen la capacidad de causar enfermedades, mientras que otros son inofensivos e incluso beneficiosos, como aquellos que residen en el cuerpo humano. La disciplina encargada de investigar estos microorganismos es la microbiología (7).

3.1.1.2. Morfología

3.1.1.2.1. Formas y agrupaciones bacterianas

3.1.1.2.1.1. Cocos

Con una morfología esférica u ovalada. Al tener esta capacidad permite que, al dividirse la célula bacteriana, pueda permanecer conectada a otra célula después de la división. Esto les facilita formar diversas agrupaciones, ya sea en un solo plano o en varios, sin perder su individualidad celular.

- División en un solo plano: resulta en diplococos o cocos en cadena (como el género *Streptococcus*).
- División en múltiples planos: produce agrupaciones de cocos en tétradas o racimos (como el género *Staphylococcus*) (8).

3.1.1.2.1.2. Bacilos

Formas cilíndricas o de bastón, tanto recto como curvos. Se pueden según la longitud y la estructura de sus células:

- Bacilos cortos e irregulares se llaman Cocobacilos.
- Bacilos largos con extremos ondulados son del género Bacilos.
- Bacilos curvos con forma de coma son del género *Vibrio*.
- Bacilos agrupados en pertenecen al género *Corynebacterium* (8).

3.1.1.3. Estructura

3.1.1.3.1. Estructuras habituales

3.1.1.3.1.1. Pared celular

En la mayoría de las bacterias, la pared celular constituye la estructura externa principal y es bastante rígida. En las bacterias gram positivas, esta capa es bastante gruesa y está compuesta por ácidos teicoicos. Las bacterias gram negativas, en cambio, tienen menos peptidoglicano y no contienen ácidos teicoicos.

La pared celular es responsable de mantener la forma bacteriana y ofrecer protección frente al entorno (9).

3.1.1.3.1.2. Membrana citoplasmática o celular

Localizada internamente respecto a la pared celular y en contacto o no con el espacio periplásmico, contiene el citoplasma y sus componentes estructurales. Principalmente compuesta por fosfolípidos y algunas proteínas, es más flexible que las membranas de las células eucariotas. Presenta invaginaciones denominadas mesosomas y funciona como una barrera semipermeable, permitiendo el paso selectivo de moléculas. Esta membrana posee una notable actividad enzimática, participando en la degradación de nutrientes, la generación de energía y el transporte de productos de excreción (9).

3.1.1.3.1.3. Citoplasma

Actuando como un coloide en el que se dispersan proteínas, azúcares, lípidos, iones inorgánicos y compuestos de bajo peso molecular. Dentro del citoplasma se localizan

los ribosomas y el nucleoide. La zona que contiene los ribosomas, conocida como citosol, tiene una apariencia granular (9).

3.1.1.3.1.4. Ribosomas

Son estructuras esféricas o ligeramente aplanadas, presentes en el citoplasma en cantidades superiores a 10,000, lo que le otorga su aspecto granuloso característico. Se ha comprobado que los ribosomas están compuestos principalmente por proteínas y ARN ribosómico. En ellos se lleva a cabo la síntesis de proteínas y son el blanco de acción de ciertos antibacterianos, como las tetraciclinas (9).

3.1.1.3.2. Estructuras no habituales

3.1.1.3.2.1. Cápsula

Es la capa más externa en las células que contiene la información genética necesaria para su existencia. Se encuentra ubicada externamente a la pared celular.

Esta estructura proporciona protección a la bacteria frente a la fagocitosis realizada por las células defensivas del organismo, permitiéndole también resistir la acción de los antibióticos (9).

3.1.1.3.2.2. Flagelos

Son apéndices filamentosos externos, largos, flexibles, ondulados y delgados que proporcionan movilidad a las bacterias que los poseen. La función principal de los flagelos es permitir el movimiento de las células, facilitando su acercamiento o alejamiento del entorno según las condiciones. Esta capacidad de movimiento les ayuda a expandirse a nuevas áreas dentro de un organismo, aumentando así su patogenicidad (9).

3.1.1.3.2.3. Glicocálix, o sustancia laxa, o capa de limo

Es una capa externa de apariencia gelatinoso y pegajosa, que está compuesta por polisacáridos, polipéptidos, o ambos. A diferencia de la cápsula, esta capa no es uniforme y está menos adherida a la pared celular. En cultivos, las colonias de estos microorganismos presentan un aspecto mucoide. Esta capa facilita la adhesión de las bacterias a diferentes superficies, como ocurre con *Streptococcus mutans*, que se adhiere

firmemente a los dientes. Además, previene la deshidratación del microorganismo, impide la pérdida de nutrientes y puede servir como fuente de alimentación (9).

3.1.1.3.2.4. Fimbrias o Pili

Son extensiones finas similares a pelos presentes en diversas bacterias, incluyendo los cocos. Son más comunes en bacterias gram negativas que en gram positivas, siendo cortas, rígidas, numerosas y más delgadas que los flagelos.

Su función principal es la adhesión, permitiendo a las bacterias permanecer unidas a células mucosas y luego invadir tejidos más profundos (9).

3.1.1.3.2.5. Filamento axial

Las bacterias del género *Treponema* poseen movilidad gracias a que poseen filamentos internos o fibrillas, o un filamento axial o endoflagelo, que funcionan como si fueran flagelos internos (9).

3.1.1.4. Clasificación

Las bacterias pueden clasificarse de diversas maneras, como por su morfología, capacidad de tinción, procesos metabólicos y otros aspectos.

3.1.1.4.1. Bacterias Gram positivas

Estas bacterias tienen una capa celular robusta compuesta principalmente de peptidoglicano, que retiene el colorante violeta-cristal durante la tinción de gram (10).

3.1.1.4.2. Bacterias Gram negativas

Estas presentan una estructura de pared celular más delgada y una capa adicional de membrana externa, lo que les permite retener el colorante de contraste y aparecer en tonos rojos o rosados (10).

3.1.1.5. Microorganismos patógenos asociados a enfermedades bucales

3.1.1.5.1. Cocos Gram positivos

3.1.1.5.1.1. Género *Staphylococcus*

- *S. Aureus*

Esta bacteria provoca diversas infecciones y se transmite por contacto humano o con objetos contaminados. Puede provocar diversas enfermedades, como bacteriemia, endocarditis, infecciones cutáneas, osteomielitis, artritis, infecciones pulmonares, gastroenteritis, meningitis e infecciones del tracto urinario. Una de sus características principales es su capacidad para desarrollar resistencia a múltiples antibióticos, incluyendo penicilina y meticilina (11).

- ***S. Epidermis***

Esta bacteria se encuentra naturalmente en la piel y parte del microbiota normal del cuerpo, siendo inofensiva cuando se mantiene bajo control. Sin embargo, puede ser un riesgo en entornos hospitalarios, donde prolifera en dispositivos médicos y prótesis (12).

- ***S. Haemolyticus***

Es un patógeno oportunista relevante, especialmente en el contexto de infecciones dentales y médicas. Su presencia en entornos odontológicos puede favorecer a la aparición de infecciones relacionadas con los procedimientos dentales, en particular con pacientes inmunodeprimidos. Su capacidad para formar biopelículas y desarrollar resistencia a los antibióticos lo convierte en un motivo de preocupación notable en los ámbitos de la salud dental y médica (13).

3.1.1.5.1.2. Género *Streptococcus*

- ***S. Pyogenes***

Es una bacteria patógena gram positiva, generalmente reside en la boca; además, se encuentra en mayor cantidad en la saliva de los niños y se transmite principalmente por contacto directo. Puede causar infecciones invasivas y enfermedades como fiebre puerperal y sepsis, además de faringitis e impétigo (14).

- ***S. Mutans***

Conocido como el agente principal causante de caries dentales, debido a su capacidad para adherirse en las áreas de mayor retención de placa dental, generando una amplia gama de factores que aumentan su virulencia. Además, es responsable de la descomposición de los dientes al producir ácido que corroen el esmalte (15).

- ***S. Mitis***

Considerados como microorganismos que se establecen rápidamente y son responsables de la creación de una capa bacteriana en la superficie dental, conocida como Biofilm. Es un comensal habitual de la cavidad oral, garganta y tracto respiratorio. Se sabe comúnmente que son la causa principal en individuos con sistemas inmunológicos comprometidos (16).

- ***S. Salivarius***

Es un habitante natural del microbiota oral. Su hábitat habitual es el dorso de la lengua. No suele ser cariígeno y rara vez se asocia a endocarditis subaguda u otros procesos infecciosos, pero puede ser oportunista en individuos inmunodeprimidos (17).

- ***S. Sanguinis***

Es una bacteria grampositiva que pertenece al microbiota habitual de la cavidad oral y contribuye a la formación del Biofilm dental. Desempeña un papel clave en el desarrollo de diversas enfermedades dentales comunes, a nivel sistémico, puede comportarse como un patógeno oportunista. Si accede al torrente sanguíneo, tiene el potencial de provocar endocarditis infecciosa, inflamación del revestimiento interno del corazón, especialmente en individuos con válvulas cardíacas dañadas o prótesis (16).

3.1.1.5.1.3. Género *Enterococcus*

- ***E. Faecalis***

Es uno de los principales patógenos causantes de infecciones endodónticas persistentes. Se ha demostrado su capacidad para estar implicado en infecciones locales, así como en enfermedades sistémicas graves, como meningitis y la endocarditis infecciosa, las cuales pueden ser mortales en individuos con compromiso sistémico (18).

3.1.1.5.2. Cocos Gram negativos

3.1.1.5.2.1. Género *Neisseria*

- *N. Gonorrhoeae*

Habita únicamente en el varón. Se manifiesta como úlceras múltiples acompañadas de una mucosa oral de color roja con una pseudomembrana blanca. Las infecciones orales son indicativas de abuso sexual (19).

3.1.1.5.3. Bacilos Gram positivos

3.1.1.5.3.1. Género *Lactobacillus*

Se asocian con el avance de la caries en la parte visible o la raíz del diente. Su elevada presencia de estos bacilos está asociada con una mayor incidencia de caries y un consumo de carbohidratos fermentables. Se ha constatado de manera general que la cantidad de estos microorganismos presentes en la saliva aumenta durante la etapa activa de la caries. Estos hallazgos sugieren la posible influencia de la flora bacteriana en el proceso de desmineralización ocasionado por la caries (15).

3.1.1.5.3.2. Género *Actinomyces*

Entre los factores que predisponen se encuentran la presencia de caries, problemas en la erupción de los molares, implantes dentales, y una disminución de las defensas en pacientes inmunodeprimidos o diabéticos. Además, otras infecciones concurrentes pueden reducir el potencial de oxidación-reducción, lo que favorece el crecimiento de los actinomyces (17).

3.1.1.5.3.3. Género *Bacillus*

Se aíslan esporádicamente en la cavidad oral, probablemente como microbiota transitorio (17).

3.1.1.5.4. Bacilos Gram negativos

- *Porphyromonas gingivalis*

Un microorganismo con la habilidad de establecer y penetrar tejidos, desempeñando un papel crucial en la alteración del microbiota habitual al interferir con la respuesta

inmune. Se le considera un patobionte y representa un elemento central en la patología de la periodontitis crónica (20).

- ***Prevotella***

Las bacterias presentes en el entorno periodontal están mayormente relacionadas con la enfermedad periodontal, especialmente en situaciones de periodontitis crónica y aguda. Estos microorganismos desempeñan una función crucial en la aparición de lesiones inflamatorias de larga duración, aumentando la actividad de enzimas degradantes que contribuyen a la progresión de la periodontitis (21).

- ***Actinobacillus actinomycentemcomitans***

Esta bacteria es una de las más relevantes en la boca. Se presenta como un tipo de bacteria en forma de bacilo o cocobacilo, que no se mueve y se desarrolla mejor en ambientes con oxígeno. Aunque su hábitat principal no está completamente identificado, su presencia en la boca, especialmente en el surco gingival, está relacionada con enfermedades periodontales (17).

- ***Salmonella***

Causa la salmonelosis, una enfermedad diarreica importante a nivel global. Se encuentra en los intestinos de personas y animales sanos y se transmite a través de alimentos contaminados o contacto directo con animales. Además, es muy común en el medio ambiente debido a su capacidad para sobrevivir y adaptarse en diversas condiciones, incluso en condiciones extremas (22).

- ***Fusobacterium nucleatum***

Se encuentran comúnmente en la cavidad oral, el tracto gastrointestinal y el tracto genital humano. Está relacionado con infecciones odontogénicas, como la periodontitis, debido a su habilidad para unirse a la biopelícula dental y promover la inflamación de los tejidos, que pueden dar lugar a complicaciones severas, como abscesos cerebrales, lo que resalta su relevancia clínica en el campo de la odontología (23).

- ***Escherichia Coli***

Es un conjunto de bacterias gramnegativas que habitan normalmente en el intestino de personas sanas. Estas bacterias generalmente contribuyen a la digestión, pero su ingestión puede ocasionar una serie de problemas graves. En el ámbito de la odontología, no se encuentra de manera natural en la cavidad oral, pero puede aparecer en situaciones de contaminación cruzada o infecciones secundarias (24).

- ***Klebsiella pneumoniae***

Es una bacteria que puede causar infecciones oportunistas, como neumonía, meningitis y sepsis. Puede ser resistente a los antimicrobianos y tiene factores de virulencia, particularmente en entornos hospitalarios (25).

- ***Pseudomonas aeruginosa***

La transmisión se produce predominantemente a través del contacto de superficies epiteliales y membranas mucosas lesionadas o delicadas con sustancias o instrumentos acuosos contaminados. En el ámbito sanitario, los aparatos quirúrgicos, los dispositivos de ventilación, los catéteres urinarios y las manos contaminadas de los profesionales de la salud constituyen posibles fuentes de infección para los pacientes, entre otras. Las vías de transmisión alternativas incluyen la inhalación de bioaerosoles o gotitas derivadas de agua o fluidos contaminados, así como el consumo de agua contaminada (26).

- ***Enterobacter***

Se distinguen por su capacidad metabólica anaeróbica facultativa. Las infecciones causadas por estos agentes bacterianos suelen contraerse en entornos hospitalarios e instituciones de cuidados prolongados. Estas infecciones se presentan predominantemente en personas cuyas defensas inmunitarias están comprometidas o que poseen aparatos médicos (incluidos catéteres, sistemas de drenaje y tubos respiratorios) en sus estructuras anatómicas (27).

- ***Shigella***

Representa una bacteria patógena capaz de inducir la enfermedad humana conocida como shigelosis, que se disemina entre los individuos a través de la vía de transmisión fecal-oral mediante interacciones directas e indirectas, principalmente

mediante la ingestión de alimentos o agua contaminados con excrementos humanos (28).

3.1.1.5.5. Hongos

- *Cándida albicans*

Es la especie más prevalente y patógena dentro del género Cándida. Este organismo es capaz de inducir una variedad de afecciones, que van desde infecciones superficiales hasta manifestaciones clínicas más graves, incluida la candidiasis profunda o sistémica (candidemia), que se asocia con tasas elevadas de morbilidad y mortalidad. La candidiasis oral es particularmente prevalente entre las personas infectadas por el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH). Además, representa un peligro para los pacientes que sufren enfermedades inflamatorias intestinales crónicas, ya que puede intensificar la gravedad de sus afecciones (29).

3.1.2. Métodos de evaluación del microbiota oral

3.1.2.1. Técnicas de muestreo y cultivo de microorganismos

3.1.2.2. Cultivo Bacteriológico

Es una técnica esencial en microbiología para aislar e identificar bacterias en diferentes tipos de muestras, ya sean clínicas, alimentos, agua y suelos. La técnica implica en proporcionar un medio de cultivo adecuado que permita a las bacterias presentes en la muestra se multipliquen y formen colonias visibles a simple vista. El objetivo principal del cultivo bacteriológico es obtener una colonia bacteriana pura, es decir, una población de bacterias derivada de una sola célula original. Esto es esencial para poder estudiar las características y propiedades de una especie bacteriana en particular (30).

3.1.2.3. Tipos de Medio de Cultivo

- Agar
- Peptonas
- Fluidos corporales
- Sistemas amortiguadores

- Indicadores de pH
- Agentes reductores
- Agentes selectivos
- Medios de enriquecimiento
- Extractos
- Medios selectivos
- Medios diferenciales

3.1.2.4. Condiciones de cultivo

Para conseguir el cultivo microbiano, se deben respetar las condiciones de incubación adecuadas.

- **Temperatura:** En general, salvo para algunas bacterias especiales, la óptima para el crecimiento bacteriano es de 36 ± 1 °C. Se consigue mediante estufas de cultivo.
- **Atmósfera:** Ésta depende del tipo de respiración que posea el microorganismo. Las bacterias aerobias o anaerobias facultativas se incuban en presencia de O₂.
- **Presión osmótica:** Los medios de cultivo llevan una concentración de NaCl del 1%, suficiente para lograr la osmolaridad requerida para la mayoría de las bacterias.
- **Humedad:** Favorece el crecimiento de todos los microorganismos.
- **pH:** La mayoría de las bacterias crecen muy bien a pH cercanos a la neutralidad.

3.1.2.5. Proceso de cultivo bacteriológico

Sigue los siguientes pasos:

- **Preparación del medio de cultivo:** Seleccionar un medio de cultivo adecuado basado en las características y necesidades de las bacterias.
- **Siembra de la muestra:** Utiliza un hisopo para tomar una muestra y transferirla al medio de cultivo. La siembra puede realizarse mediante la técnica de estría en

placa, usando un asa bacteriológica para extender la muestra sobre la superficie del agar.

- **Incubación:** Después de sembrar la muestra, las placas o tubos se llevan a la incubadora a una temperatura de 37^a de 24 a 72 horas en condiciones óptimas para permitir el crecimiento bacteriano.
- **Observación y aislamiento de colonias:** Tras el período de incubación, se observa el crecimiento bacteriano. Las colonias pueden variar en tamaño, forma y color, indicando la presencia de diferentes tipos de bacterias. Se seleccionan colonias individuales para su observación al microscopio con la coloración de Gram.

El cultivo bacteriológico es una herramienta esencial en la investigación científica, diagnóstico médico y la vigilancia de la calidad microbiológica en diversos sectores. Facilita el estudio de la diversidad bacteriana, la identificación de patógenos y la evaluación de la resistencia a antibióticos, entre otros aspectos. Para obtener resultados precisos y reproducibles, es crucial emplear metodologías de cultivo adecuadas, usar medios de cultivo selectivos y mantener condiciones de incubación controladas (31).

3.1.2.6. Riesgos asociados a la presencia de bacterias

La presencia de bacterias implica una serie de riesgos significativos para la salud humana y el medio ambiente. Estas bacterias, pueden adquirirse en entornos tanto hospitalarios como ambulatorios y representan el evento adverso más común en términos de salud. Además, generan costos elevados para las instituciones de salud y tienen un impacto significativo en las condiciones de vida tanto a nivel individual como familiar (32). A continuación, se describen los riesgos asociados con la presencia de bacterias:

3.1.2.6.1. Enfermedades infecciosas

Causadas por microorganismos como bacterias, virus, hongos o parásitos, los cuales pueden estar tanto en el interior como en el exterior de los cuerpos. En su mayoría, estos microorganismos son inofensivos e incluso beneficiosos; sin embargo, bajo ciertas circunstancias, algunos de ellos pueden desencadenar enfermedades. Existe la posibilidad de transmitir algunas enfermedades infecciosas de persona a persona, mientras que otras pueden ser transmitidas por insectos u otros animales. Asimismo, es posible contagiar a

otros a través del consumo de alimentos o agua contaminados, o por la exposición a microorganismos presentes en el entorno ambiental (33).

3.1.2.6.2. Resistencia a los antibióticos

La resistencia a los antibióticos está en aumento a niveles alarmantes en todo el mundo. Cada día surgen y se difunden nuevos métodos de resistencia, amenazando nuestra capacidad de tratar enfermedades infecciosas comunes (34).

La resistencia se ve impulsada por el uso incorrecto y excesivo de antibióticos y la falta de estrategias efectivas de prevención y manejo de infecciones.

Para abordar este problema, es esencial promover el uso prudente de antibióticos, desarrollar nuevas terapias antimicrobianas y mejorar las prácticas de control de infecciones en ambientes médicos y comunitarios.

3.1.2.6.3. Infecciones nosocomiales

Las enfermedades adquiridas durante la hospitalización, que no estaban presentes en periodo de incubación ni se habían manifestado durante la estancia del paciente en el hospital, pueden afectar tanto a los pacientes como al personal del hospital y a los visitantes (35). En ocasiones, debido a la resistencia bacteriana, estas infecciones pueden resultar en fatalidades o en la aparición de complicaciones severas en los pacientes hospitalizados. La prevención de estas infecciones es crucial y se logra a través de prácticas de control de infecciones, esterilización adecuada de instrumentos, uso de equipo de protección personal y buenas prácticas de higiene y desinfección.

3.1.2.6.4. Contaminación ambiental y alimentaria

La presencia de bacterias en el agua, el suelo y el aire puede tener consecuencias negativas para la salud humana, la vida silvestre y los ecosistemas en general. La contaminación bacteriana ambiental y alimentaria plantea preocupaciones sobre la salud, la seguridad alimentaria y el medio ambiente (36).

Para prevenir la contaminación, es esencial implementar medidas adecuadas de gestión de residuos, tratamiento de aguas residuales, prácticas de higiene personal y saneamiento de alimentos, así como educar al público sobre la manipulación segura de alimentos y el uso adecuado de productos químicos agrícolas.

3.1.3. Métodos para prevención de infección cruzada en odontología

3.1.3.1. Concepto

Es la transmisión de un agente infeccioso de una persona a otra mediante el contacto con un objeto, instrumento o material contaminado. Se puede producirse por 2 tipos de vías:

3.1.3.2. Tipos de vías

- Directa: Ocurre cuando un objeto contaminado entra en contacto inmediato con otro que no está contaminado.
- Indirecta: Se produce mediante la transferencia de contaminantes de un objeto contaminado a otro limpio a través de las manos, utensilios, u otros medios (37).

3.1.3.3. Protocolos de limpieza de la unidad dental

Los procedimientos de higiene de la unidad odontológica son un conjunto de acciones y procesos detallados diseñados para preservar un entorno laboral limpio y seguro dentro del consultorio dental.

Antes de iniciar la atención de pacientes, se debe:

- Enjuagar los instrumentos durante mínimo 2 minutos, con desinfectante de alto nivel.
- Enjuagar las líneas de succión, al menos 2 minutos. Empleando también desinfectante de alto nivel.

Después de atender a cada paciente, es imprescindible:

- Realizar la limpieza y desinfección de las superficies.
- Limpiar, desinfectar y esterilizar los instrumentos utilizados.
- **Al final de la jornada de trabajo:**
 - Limpiar y desinfectar las superficies en todas las áreas de la clínica, asegurando que estén listas para el siguiente día de atención.
 - Proceder con la limpieza, desinfección y esterilización de todos los instrumentos utilizados.
 - Enjuagar las vías de succión utilizando un desinfectante de alto nivel.

- Limpiar y desinfectar el filtro de desagüe de la escupidera.
- Asegurarse de limpiar y desinfectar también el filtro del sistema de aspiración para garantizar la seguridad y la higiene en todo momento.

Estas medidas son fundamentales para mantener un entorno seguro y libre de contaminación para los pacientes y el personal de la clínica (38).

3.1.3.4. Uso adecuado de Equipo de Protección Personal

Según el manejo de la atención estomatológica por el MINSA es necesario que todo el personal de atención sea operador o auxiliar debe seguir un orden de un correcto uso y retiro del EPP.

3.1.3.5. Secuencia de colocación correcta del EPP

3.1.3.5.1. Colocación del mandilón

- Cubrir el torso desde el cuello hasta las rodillas.
- Los brazos hasta las muñecas.
- El mandil atar por atrás a la altura del cuello y la cintura.

3.1.3.5.2. Colocación del gorro

- Sujetar el cabello si fuese necesario.
- Colocarse el gorro cubriendo por completo.

3.1.3.5.3. Colocación del respirador con filtrado de $\geq 95\%$, lentes protectores o protector facial

- Posicionar las tiras o la banda elástica alrededor de la parte central de la cabeza y del cuello.
- Ajustar y situar la banda flexible sobre la nariz y debajo del mentón.
- Comprobar el ajuste al rostro.
- Procurar no tocar la mascarilla mientras se lleva puesta.
- Poner los lentes protectores asegurando de que no queden flojos.

- En caso de no utilizar lentes protectores, colocar el protector facial y ajustarlo en la parte posterior.

3.1.3.5.4. Colocación de los guantes

- Extender para que cubran el puño del mandilón.

3.1.3.5.5. Secuencia para quitarse el equipo de protección personal (EPP)

3.1.3.5.5.1. Retiro de guantes:

- Tener precaución, dado que la parte exterior de los guantes puede estar contaminada.
- Agarrar la parte exterior del guante con la mano que no lleva guante y retirar.
- Sostener el guante retirado con la mano enguantada.
- Deslizar los dedos de la mano que no lleva guante por debajo del otro guante que aún no ha sido retirado, justo a la altura de la muñeca.
- Quitar el guante de manera que cubra el primer guante.
- Deposite los guantes en el contenedor de desechos.

3.1.3.5.5.2. Retiro del protector facial o lentes protectores

- Tener precaución con la parte externa del protector facial o los lentes protectores, ya que pueden estar contaminados.
- Para retirarlos, tomar la parte de la banda de la cabeza o las piezas de las orejas.
- Colocarlos en el recipiente designado para reprocesar materiales o desechos.

3.1.3.5.5.3. Retiro de Mandilón

- Tener precaución, ya que la parte delantera de la bata y las mangas pueden estar contaminadas.
- Desatar los cordones.
- Manipulando únicamente el interior de la bata, pasar sobre el cuello y los hombros.
- Voltar la bata al revés, doblar o enrollar y desechar.

3.1.3.5.5.4. Retiro de la Mascarilla

- La parte frontal de la mascarilla está contaminada. NO TOCAR.
- Comenzar desatando los cordones o la banda elástica desde arriba y, por último, retirar la mascarilla sosteniéndola por las tiras.
- Depositar la mascarilla en el contenedor de desechos.

3.1.3.5.5.5. Retiro del gorro descartable.

- Tener cuidado con la parte externa del gorro, ya que puede estar contaminada.
- Aflojar la parte posterior y desechar.
- Realizar inmediatamente una higiene de manos (39)

3.1.4. Norma Técnica de Bioseguridad en Odontología

Conocer y aplicar las Norma Técnica de Bioseguridad en Odontología según MINSA es de suma importancia para mantener el control de riesgos laborales procedentes de agentes biológicos, físicos o químicos. Nosotros como personal de la salud debemos regirnos a esta norma.

3.1.5. Normas y procedimientos de bioseguridad para desinfección de alto nivel y esterilización

- Todos los instrumentos empleados durante el tratamiento de un paciente deben ser limpiados inmediatamente después de su uso. Esto implica lavar los instrumentos con agua y detergente, utilizando un cepillo de cerdas duras, y quienes realicen esta tarea deben usar guantes resistentes para proteger sus manos.
- Los instrumentos metálicos y los estables al calor deben ser esterilizados mediante la autoclave mientras que los sensibles al calor requieren esterilización por óxido de etileno o desinfección de alto nivel. Si hay suficientes juegos de instrumentos disponibles, se recomienda almacenarlos en un lugar adecuado después de su limpieza para desinfectarlos o esterilizarlos al final del día.
- Para las fresas dentales, se sugiere tener un juego básico para cada paciente; de lo contrario, se pueden mantener sumergidas en alcohol al 70% para evitar la corrosión de la lejía.

- Los juegos de instrumentos esterilizados deben ser preparados y almacenados adecuadamente para mantener su esterilidad hasta su próximo uso.
- Las Jeringas utilizadas para irrigaciones, durante un tratamiento de endodoncia o de cirugía, deben ser nuevas.
- Se debe cambiar constantemente los vasos plásticos utilizados para el enjuague de los pacientes, asignando uno para cada paciente para mantener la higiene adecuada (40).

3.1.6. Nivel de acción de los desinfectantes de acuerdo al tipo de microorganismos

Desinfección de Alto Nivel (DAN): Se lleva a cabo mediante el uso de agentes químicos líquidos capaces de eliminar todos los microorganismos. Ejemplos de estos desinfectantes son el Orthophthaldehído, el glutaraldehído, el ácido peracético, el dióxido de cloro, el peróxido de hidrógeno y el formaldehído, entre otros.

Desinfección de Nivel Intermedio (DNI): Implica el uso de agentes químicos que eliminan bacterias vegetativas y algunas esporas bacterianas. Este grupo incluye fenoles, hipoclorito de sodio, cetrimida y cloruro de benzalconio.

Desinfección de Bajo Nivel (DBN): Se realiza mediante agentes químicos que eliminan bacterias vegetativas, hongos y algunos virus en un corto período de tiempo, generalmente menos de 10 minutos. Ejemplos de estos desinfectantes son los amonios cuaternarios (39).

3.1.7. Normas y procedimientos de bioseguridad para descontaminación de equipos de ultrasonido y piezas de mano

- Es recomendable esterilizar regularmente las piezas de mano de alta o baja velocidad entre pacientes para mantener la higiene, aunque no todas pueden ser esterilizadas y el tiempo requerido para ello puede ser demasiado largo. En su lugar, se debe limpiar cuidadosamente la pieza de mano con un paño humedecido en detergente y agua para eliminar cualquier residuo. Posteriormente, se debe secar y desinfectar con un germicida químico como hipoclorito de sodio o alcohol al 70%.
- Para prevenir la posible dispersión de material infectado en las piezas de mano, es importante dejar correr y descargar agua de las mismas durante 20 segundos antes de comenzar la atención del día y después de atender a cada paciente. Este mismo

procedimiento debe aplicarse a la jeringa triple y a las piezas de ultrasonido para mantener un entorno de trabajo seguro y limpio (40).

3.1.8. Descontaminación de superficies y ambientes

- Las superficies del equipo odontológico deben ser lisas y tener uniones mínimas, facilitando así su limpieza y desinfección eficaz.
- Después de cada tratamiento, es importante limpiar las superficies potencialmente contaminadas con sangre o saliva utilizando agua y detergente, seguido de la aplicación de un desinfectante de bajo nivel. También se deben limpiar y desinfectar las áreas expuestas como mandos, interruptores, asas de bandejas o unidades, etc., que puedan haberse contaminado.
- El suelo y las paredes deben limpiarse y desinfectarse con facilidad a intervalos regulares. Evitar la colocación de alfombras en área de trabajo.
- La sala de trabajo debe contar con una ventilación adecuada para prevenir la acumulación de gases o aerosoles, garantizando así un ambiente seguro para el personal y los pacientes (39).

3.1.9. Recomendaciones para Manejo y seguridad de objetos punzocortantes

- Las heridas causadas por objetos punzocortantes, como agujas y fresas, representan un riesgo significativo de transmisión de patógenos infecciosos a través de la sangre o la saliva del paciente hacia el personal médico. Es crucial tomar precauciones durante la manipulación, limpieza y eliminación de estos instrumentos para prevenir exposiciones de riesgo.
- Es importante evitar doblar o romper las agujas antes de desecharlas, así como colocar el capuchón sobre una superficie al volver a tapar la aguja expuesta. Además, se debe retirar las fresas dentales o quirúrgicas antes de desmontar la pieza de mano de la unidad dental.
- Es necesario emplear una jeringa carpule estéril al administrar anestesia dental local, y se debe evitar el uso de la aguja o el cartucho anestésico restante en más de un paciente.
- Asegurar de que la jeringa carpule dental se limpie y esterilice con calor antes de usarla en otro paciente.

- Antes de perforar con la aguja colocada en la jeringa carpule, se recomienda limpiar el tabique de goma del cartucho de anestesia con alcohol.
- Es necesario depositar todas las jeringas y agujas desechables utilizadas, así como las hojas de bisturí y otros objetos afilados, en contenedores resistentes a los pinchazos ubicados en áreas cercanas a donde se emplean. Estos recipientes deben ser desechados siguiendo las pautas establecidas en el numeral 5.6 de la NTS N° 144-MINSA/2018/DIGESA Norma Técnica de Salud: “Gestión Integral y Manejo de Residuos Sólidos en Establecimientos de Salud, Servicios Médicos de Apoyo y Centros de Investigación” (39).

3.2. Análisis de antecedentes investigativos

3.2.1. Antecedentes internacionales

Título: Isolation of selected possible aerobic bacterial pathogens from dental environmental surfaces after use of disinfectants - A case study at a public dental clinic, in KwaZulu-Natal

Autor: Deulkar S, Singh S, Tiwari D.

Fuente: Deulkar S, Singh S, Tiwari D. Isolation of selected possible aerobic bacterial pathogens from dental environmental surfaces after use of disinfectants - A case study at a public dental clinic, in KwaZulu-Natal. Scielo. 2022; 75(5).

Resumen: Objetivos: Este estudio tuvo como propósito determinar la presencia de patógenos específicos después del uso de desinfectantes en superficies ambientales dentales específicas en un centro público de salud bucal en KwaZulu-Natal. **Métodos:** El entorno clínico dental se dividió en cuatro zonas y se seleccionaron sistemáticamente 9 unidades odontológicas. Se recolectaron hisopos de las 26 áreas identificadas en diferentes momentos del día (7:00, 9:00, 11:00 y 16:00) tras la aplicación de desinfectantes como cloro, etanol (70% en agua) y glutaraldehído (2%). Las muestras se cultivaron en agar nutritivo a 37 °C durante dos días. Las colonias bacterianas se identificaron utilizando un espectrómetro MALDI-TOF. **Resultados:** De las 312 muestras tomadas, 262 (84%) fueron positivas para el crecimiento bacteriano. Las zonas con mayor contaminación fueron alrededor del sillón dental (86,53%) y el área alejada del sillón (92%). El glutaraldehído mostró mayor eficacia en comparación con el cloro y el etanol. **Conclusión** Los resultados sugieren que la frecuencia de limpieza y el tipo de

desinfectante utilizado están relacionados con el recuento bacteriano en las superficies dentales de este centro de salud bucal (4).

Título: Knowledge and awareness assessment of cross-contamination of dental floss containers in King Saud University dental hospital clinics

Autor: Hamad A, Alsenani M, Alshehri M, Alamri H, Alghamdi N, Alawaji R, et al.

Fuente: Hamad A, Alsenani M, Alshehri M, Alamri H, Alghamdi N, Alawaji R, et al.

Knowledge and awareness assessment of cross-contamination of dental floss containers in King Saud University dental hospital clinics Saudi Arabia: Saudi Dental Journal; 2023.

Resumen: Este estudio tuvo como fin evaluar el conocimiento y la conciencia sobre la contaminación cruzada en envases de hilo dental entre asistentes dentales en clínicas de la Universidad King Saud (KSU). **Material y métodos:** Se realizaron cultivos bacterianos a partir de hisopos tomados de 60 contenedores de hilo dental seleccionados aleatoriamente en 60 clínicas dentales de KSU. Se utilizó un hisopo de transporte de carbón para identificar las bacterias presentes en los contenedores. Además, se distribuyó un cuestionario de Google con 20 preguntas de opción múltiple que incluyeron preguntas demográficas y evaluaron conocimientos y prácticas de control de infecciones. **Resultados:** El estudio incluyó a 70 asistentes dentales, de los cuales la mayoría eran mujeres (94,3%). Un porcentaje notable (41,4%) nunca había oído hablar del curso de OSHA, y la mayoría (77,1%) no había tomado dicho curso. Algunos participantes que habían asistido a más de dos cursos de control de infecciones (37,8%) consideraron que el uso de nuevos guantes para cada limpieza en la clínica era un desperdicio. En los resultados de laboratorio, *Staphylococcus hominis* fue el microorganismo más frecuentemente encontrado (27,8%). **Conclusión:** El estudio concluye que es necesario implementar programas de control de infecciones más efectivos y aumentar la conciencia sobre este tema (5).

Título: Assessment of nosocomial bacterial contamination in dental unit waterlines: Impact of flushing

Autor: Alkhulaifi M, Alotaibi D, Alajlan H, Binshoail T

Fuente: Alkhulaifi M, Alotaibi D, Alajlan H, Binshoail T. Assessment of nosocomial

bacterial contamination in dental unit waterlines: Impact of flushing. Pubmed. 2020 February; 32(2) (68-73).

Resumen: Objetivos: Este estudio examinó la magnitud de la contaminación bacteriana en el agua de las líneas de agua de las unidades dentales (DUWL). **Métodos:** Se recolectaron muestras de agua en tres momentos: antes del lavado, 1 minuto después y 3 minutos después del lavado, de 24 clínicas (Grupo A: sin desinfección, Grupo B: desinfectante con ácido cítrico) en una facultad de odontología pública. Se realizaron análisis para contar bacterias, identificar cepas, evaluar la sensibilidad a antibióticos, medir niveles de endotoxinas y realizar microscopía electrónica de barrido para detectar biopelículas. **Resultados:** Las bacterias oportunistas más frecuentes fueron *P. aeruginosa* (95%), *S. aureus* (58%), *S. auricularis* (49%), *P. fluorescens* (44%) y *A. baumannii* (20%). El enjuague durante 3 minutos no redujo la contaminación en las clínicas del Grupo A, cuyas concentraciones superaron el límite recomendado de ≤ 500 UFC/ml. No se detectó crecimiento bacteriano en las muestras del Grupo B. Los niveles de endotoxinas fueron mayores a 5,00 unidades de endotoxina (UE)/ml en las clínicas del Grupo A y variaron entre 1,33 y 5,00 UE/ml en las del Grupo B. **Conclusión:** La contaminación en las DUWL es un problema significativo en odontología, y es crucial realizar un monitoreo regular de la calidad microbiológica del agua. Se requieren más investigaciones sobre la exposición y prevención de endotoxinas (41).

3.2.2. Antecedentes nacionales

Título: Análisis microbiológico de la pieza de mano odontológicos antes y después del uso por los estudiantes de la clínica dental especializada de la UTEA, Apurímac - 2018

Autor: Benites Taipe CJ, Torres Taipe WJ

Fuente: Benites Taipe CJ, Torres Taipe WJ. Análisis microbiológico de la pieza de mano odontológicos antes y después del uso por los estudiantes de la clínica dental especializada de la UTEA, Apurímac - 2018. Tesis. Apurímac: Universidad Tecnológica de los Andes, Abancay; 2019.

Resumen: Objetivos: Evaluar la carga microbiológica de las piezas de mano alta velocidad utilizadas por los estudiantes en la Clínica Dental Especializada de la UTEA, Apurímac, en 2018. **Materiales y Métodos:** El estudio se llevó a cabo en dos fases. En la primera fase, se recolectaron las piezas de mano y se sometieron a diferentes procesos de esterilización por calor húmedo. Se realizaron cultivos iniciales para identificar la cantidad y tipo de bacterias presentes después del uso de las piezas en la clínica. **Resultados:** Se detectaron bacterias con una carga superior a 100 UFC/mm, predominando cocos Gram positivos, en su mayoría *Staphylococcus*

epidermidis. **Conclusión:** La superficie externa de las piezas de mano mostró un alto grado de contaminación, con *Staphylococcus epidermidis* como el microorganismo más prevalente (42).

Título: Contaminación Microbiológica en Consultorios de Odontología al interior de un Centro de Salud, el Tambo – 2017

Autor: García Arancibia WM, Sajahuamán PM

Fuente: García Arancibia WM, Sajahuamán PM. Contaminación Microbiológica en Consultorios de Odontología al interior de un Centro de Salud, el Tambo – 2017. Tesis. Huancayo: Universidad Peruana Los Andes, Junín; 2017.

Resumen: La contaminación microbiológica en instituciones sanitarias, incluyendo consultorios odontológicos dentro de hospitales y clínicas, es una preocupación importante debido a su relación con infecciones intrahospitalarias. Esta investigación tuvo como objetivo evaluar la contaminación microbiológica en los consultorios de odontología de un Centro de Salud en El Tambo. Se analizaron 12 muestras de ambientes y 36 de superficies, seleccionadas mediante muestreo no probabilístico intencionado. Se utilizaron métodos para aislamiento, identificación y recuento de indicadores de calidad higiénica (aerobios mesófilos, mohos y levaduras) e higiénico-sanitaria (*Staphylococcus aureus* y *Escherichia Coli*). El recuento se realizó mediante técnicas de exposición e hisopado. Los resultados mostraron una mayor contaminación en superficies, con altos recuentos de aerobios mesófilos (130 UFC/placa) y mohos y levaduras en el escupidor (28 UFC/placa). También se detectaron *Staphylococcus aureus* en el escupidor (16 UFC/placa) y *Escherichia Coli* (6 UFC/placa) (43).

Título: Contaminación Microbiológica de la Jeringa Triple de Unidades Dentales en comparación a teléfonos celulares de estudiantes de la Clínica Odontológica de la Universidad Nacional del Altiplano Puno 2018

Autor: Quispe Pacori J

Fuente: Quispe Pacori J. Contaminación Microbiológica de la jeringa triple de Unidades Dentales en comparación a teléfonos celulares de estudiantes de la Clínica Odontológica de la Universidad Nacional del Altiplano Puno 2018. Tesis. Puno: 2018.

Resumen: El estudio tuvo como objetivo determinar la contaminación microbiológica de bacterias y hongos en jeringas triples de unidades dentales y teléfonos celulares de estudiantes

de la Clínica Odontológica de la Escuela Profesional de Odontología de la UNA - Puno. Este estudio descriptivo, comparativo y de corte transversal evaluó 13 Jeringas triples y 13 teléfonos celulares utilizando muestreo no probabilístico por conveniencia. La recolección de muestras microbiológicas se realizó mediante hisopado tras la atención odontológica. Los datos se analizaron descriptivamente y las comparaciones se llevaron a cabo con la prueba T de Student con un nivel de confianza del 95%. Los resultados mostraron que la contaminación por mesófilos viables fue mayor en las jeringas triples (84.54 UFC), mientras que la contaminación por coliformes totales también fue superior en las jeringas triples (40.69 UFC). La contaminación por *Escherichia Coli* fue de 14.15 UFC en jeringas triples y 11.85 UFC en teléfonos celulares, sin diferencia significativa entre ambos. La contaminación por hongos viables fue de 5.54 UFC en jeringas triples y 5.85 UFC en teléfonos celulares, sin diferencias significativas (44).

3.2.3. Antecedentes locales:

Título: Contaminación bacteriológica en las superficies internas de las escupideras antes, durante y después de la atención en la clínica odontológica de la UCSM. Arequipa 2017.

Autor: Mamani Mamani DM

Fuente: Mamani Mamani DM. Contaminación Bacteriológica en las superficies internas de las escupideras antes, durante y después de la atención en la clínica odontológica de la UCSM. Tesis. Arequipa: Universidad Católica de Santa María, Arequipa; 2017.

Resumen: Objetivos: El objetivo de esta investigación fue evaluar la presencia de contaminación bacteriológica en las escupideras dentales en diferentes momentos del procedimiento clínico: antes, durante y después de la actividad odontológica. Tuvo una muestra de 10 unidades de estudio en la Clínica Odontológica de la UCSM. Los resultados mostraron la presencia de bacterias Gram positivas y Gram negativas. Entre las bacterias Gram positivas, se aislaron cocos, predominando *Staphylococcus* y *Streptococcus*, y bacilos, con predominancia de *Lactobacillus* y *Actinomyces*. Entre las bacterias Gram negativas, se encontraron cocos, destacando *Veillonella* y *Neisseria*, y bacilos como *Escherichia Coli*, *Enterobacter*, *Salmonella*, *Prevotella spp.*, *Fusobacterium* y *Porphyromonas spp.* La contaminación bacteriológica en las superficies internas de las escupideras dentales fue notablemente mayor al finalizar el procedimiento clínico, destacando un predominio de bacterias Gram positivas como

Staphylococcus, Streptococcus, Lactobacillus y Actinomyces, además de Veillonella, Neisseria, E. Coli, Enterobacter, Prevotella y Porphyromonas (45).

Título: Aislamiento de microorganismos que se adhieren al rostro de los estudiantes durante la atención a pacientes en la clínica odontológica de la UCSM, Arequipa 2018

Autor: Rodríguez Butron CF

Fuente: Rodríguez Butron CF. Aislamiento de microorganismos que se adhieren al rostro de los estudiantes durante la atención a pacientes en la clínica odontológica de la UCSM, Arequipa 2018. Tesis. Arequipa: Universidad Católica de Santa María, Arequipa; 2018.

Resumen Este estudio investigó la presencia de microorganismos en el rostro de estudiantes de odontología durante la atención a pacientes en la Clínica Odontológica de la UCSM. El objetivo era evaluar la relación entre el uso inadecuado de barreras de bioseguridad por parte de los estudiantes de noveno semestre y la contaminación microbiológica. Se recolectaron 72 muestras, divididas en 36 antes y 36 después de la atención al paciente. Se emplearon cinco medios de cultivo, dos de crecimiento general (caldo Tioglicolato y Agar sangre) y tres selectivos (agar KF, agar Sabouraud y agar Rogosa). Se utilizaron placas Petri y tinción Gram para la identificación microbiológica. Los resultados mostraron la presencia de *Enterococcus Faecalis*, *Lactobacillus spp.*, hongos y levaduras durante la atención. La contaminación bacteriana reveló un 95% de bacterias Gram positivas y un 5% de Gram negativas (46).

Título: Calidad microbiológica en el circuito de mangueras de agua de las unidades odontológicas de clínicas y consultorios del distrito de Cayma Arequipa – 2021

Autor: Patina Mamani BM

Fuente: Patina Mamani BM. Calidad microbiológica en el circuito de mangueras de agua de las unidades odontológicas de clínicas y consultorios del distrito de Cayma Arequipa – 2021. Tesis. Arequipa: Universidad Alas Peruanas, Arequipa-Perú; 2021.

Resumen: El objetivo de esta investigación fue determinar la cantidad de bacterias coliformes en las muestras de agua provenientes de botellas y jeringas triples en unidades dentales. Se analizaron 15 muestras de agua de botellas (Grupo “A”) y 15 de jeringas triples (Grupo “B”) de unidades odontológicas en el distrito de Cayma. La técnica utilizada para el análisis microbiológico fue la siembra en agar Macconkey por extensión de superficie. Los resultados

mostraron una presencia de coliformes totales en el 20% de las muestras de ambas botellas y jeringas triples. Además, se encontraron coliformes fecales o *Escherichia Coli* en el 13.3% de las muestras de botellas y en el 20% de las muestras de jeringas triples. En conclusión, se identificó la presencia de coliformes totales y fecales en algunas botellas y salidas de agua de jeringas triples (47).

4. HIPÓTESIS

Dado que la cavidad bucal es una fuente potencial de una amplia variedad de microorganismos patógenos, es probable que también se encuentren en las superficies de las unidades dentales tanto durante la atención al paciente como post desinfección de la unidad dental.

4.1. Hipótesis nula

No se encuentran microorganismos patógenos en las superficies de las unidades dentales durante la atención al paciente y post desinfección de la unidad dental.

4.2. Hipótesis alterna

Se encuentran microorganismos patógenos en las superficies de las unidades dentales durante la atención al paciente y post desinfección de la unidad dental.



**CAPÍTULO II:
PLANTEAMIENTO OPERACIONAL**

II. PLANTEAMIENTO OPERACIONAL

1. TÉCNICAS, INSTRUMENTOS Y MATERIALES DE VERIFICACIÓN

1.1. Técnicas

1.1.1. Especificación de la técnica

Se utilizará la técnica de la observación laboratorial

1.1.2. Esquematización

Variables	Técnica	Instrumento
Aislamiento de Microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes	Observación laboratorial	Fichas de registro laboratorial
Persistencia de Microorganismos patógenos de la cavidad bucal post desinfección de la unidad dental		

Fuente. Elaboración propia

1.1.3. Descripción de la técnica

- Se trabajó en el Centro Odontológico de la UCSM, se pidió el permiso respectivo a la directora encargada, antes de iniciar el proyecto.
- Para la presente técnica se utilizó la observación laboratorial por medio de una ficha de observación de laboratorio.

1.1.3.1. Recolección de ambos grupos A y B:

- Se inició con la toma de muestra con el grupo A y B que siguieron con los criterios de inclusión.
- Se utilizó hisopos estériles, tubos de caldo Tioglicolato, caldo nutritivo, caldo BHI; los cuales fueron rotulados y fechados respectivamente.
- Se procedió a realizar el muestreo en la jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara mediante la técnica del hisopado, que posteriormente se colocó el hisopo con muestra al tubo con caldo tioglicolato, caldo nutritivo, caldo BHI; luego se tapó inmediatamente.

1.1.3.2. Transporte de las muestras

- Para el traslado de muestras, se utilizó una gradilla en el que se colocó los tubos con las muestras y con ayuda de un cooler de transporte que sirvió para asegurar su adecuado transporte al laboratorio.

1.1.3.3. Procesamiento de las muestras

- Llegada las muestras al laboratorio, se tomó las medidas de bioseguridad, se procedió a incubar los tubos con su respectivo caldo. Posteriormente, se realizó la siembra en los siguientes medios selectivos: Agar Sangre, Agar Mitis Salivarius, Agar KF, Agar Macconkey, Agar Manitol Salado, Agar Rogosa, Agar Sabouraud, Agar SS.

1.1.3.4. Registro de resultados

- Se registró los resultados encontrados durante la investigación, incluyendo cualquier observación relevante en la ficha de registro laboratorial.

1.2. Instrumentos

1.2.1. Instrumento documental

1.2.1.1. Especificación del instrumento

Las pruebas y muestras realizadas en el sillón dental se llevaron en el laboratorio de la Universidad, los resultados obtenidos fueron registrados en el modelo ficha de registro laboratorial del **Anexo 3**.

1.2.1.2. Modelo del instrumento

El modelo del instrumento se exhibe en la descripción de la técnica y en los anexos.

1.2.2. Instrumentos Mecánicos

- Hisopos estériles, asa bacteriológica, placas de agar, incubadora, autoclave, mechero de bunsen, campana de flujo laminar, tubos, gradillas, bagueeta, matraz, tubo de ensayo.

1.3. Materiales de verificación

- Formularios de registro, cuaderno de laboratorio, fotografías de muestras, permiso para utilizar los laboratorios de la universidad.

2. CAMPO DE VERIFICACIÓN

2.1. Ubicación espacial

2.1.1. Ámbito general

Distrito Cercado

2.1.2. Ámbito específico

Centro Odontológico de la Universidad Católica de Santa María.

2.1.3. Ubicación temporal

La investigación se ejecutó en el semestre impar 2024.

2.2. Unidades de estudio

El universo para el presente trabajo de investigación está conformado por 15 unidades dentales de los alumnos del 9no semestre del turno 1 del Centro Odontológico de la Universidad Católica de Santa María.

2.3. Unidades de análisis

Jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara de la unidad dental.

2.4. Alternativa

Grupos

2.4.1. Identificación de grupos

- Grupo A: Muestras microbiológicas obtenidas durante la atención a pacientes

Este grupo se compone de las muestras microbiológicas recolectadas de las superficies de la unidad dental (jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara) durante la atención a pacientes.

- Grupo B: Muestras microbiológicas obtenidas post desinfección de la unidad dental

Este grupo incluye las muestras microbiológicas obtenidas de las mismas superficies de la unidad dental después de haber sido sometidas a un proceso de desinfección.

2.4.2. Control de los grupos

2.4.2.1. Criterios de Inclusión

- Solo se tomaron en cuenta a los alumnos del 9no semestre.
- Se tomó en cuenta las unidades dentales que fueron elegidas en la sala A y B de la clínica odontológica.
- Las unidades dentales que estén en funcionamiento
- Alumnos que realizaron procedimientos operatorios, endodoncia o cariólogía en el turno: 1 de 8:30am-2:30pm

2.4.2.2. Criterios de Exclusión

- No se tomaron en cuenta las unidades dentales que no hayan salido elegidas.
- No fueron consideradas las unidades dentales en desuso.
- Unidades dentales que hayan tenido uso por los tratantes en áreas de cirugía.
- No se tomaron en cuenta alumnos que realizaron procedimientos en el turno 2 y 3.

2.4.3. Tamaño de los grupos

Tamaño de los grupos para comparar dos proporciones

Datos:

- **P2** (Proporción esperada para el grupo B) = **0.50**
- **P1-P2** (diferencia esperada) =0.45
- **α** (bilateral): 0.01+0.10=0.05
- **β** : 0.20
- **Nivel de confianza: 95%.**

2.4.4. Formalización de los grupos

Grupos	N.º
A	15

B

15

Fuente. Elaboración propia

3. ESTRATEGIA DE RECOLECCIÓN DE DATOS

3.1. Organización

Para la ejecución de la investigación se realizarán los siguientes trámites:

- Autorización de la directora de Clínica.
- Autorización del director encargado de laboratorio de microbiología

3.2. Recursos

3.2.1. Recursos Humanos

- **Investigador:** Villalta Herrera, Paola Roxana
- **Asesor:** Álvarez Monge, Ruth

3.2.2. Recursos Físicos

Se realizó en los laboratorios clínicos de la Universidad.

3.2.3. Recursos Económicos

El presupuesto para la recolección y otras tareas investigativas fueron ofertados por la investigadora.

3.2.4. Recursos Institucionales

Los docentes de la Universidad Católica de Santa María proporcionaron los recursos institucionales a través de su asesoría y evaluación en este trabajo.

4. ESTRATEGIA PARA EL MANEJO DE RESULTADOS

4.1. Plan de procesamiento de datos

4.1.1. Tipo de Procesamiento

El proceso se realizó de manera computarizada y con cuadros estadísticos.

4.1.2. Operaciones de procesamiento

4.1.2.1. Clasificación

La información obtenida, así como la ficha de registro laboratorial

4.1.2.2. Codificación

Se podría asignar un código o identificador único a cada muestra para facilitar su seguimiento y registro.

4.1.2.3. Tabulación

Se empleará tablas de doble entrada

4.1.2.4. Graficación

Se emplearán gráficos de barras comparativas

4.2. Plan de Análisis

4.2.1. Tipo de análisis

Se realizará un análisis cualitativo.

4.2.2. Tratamiento estadístico

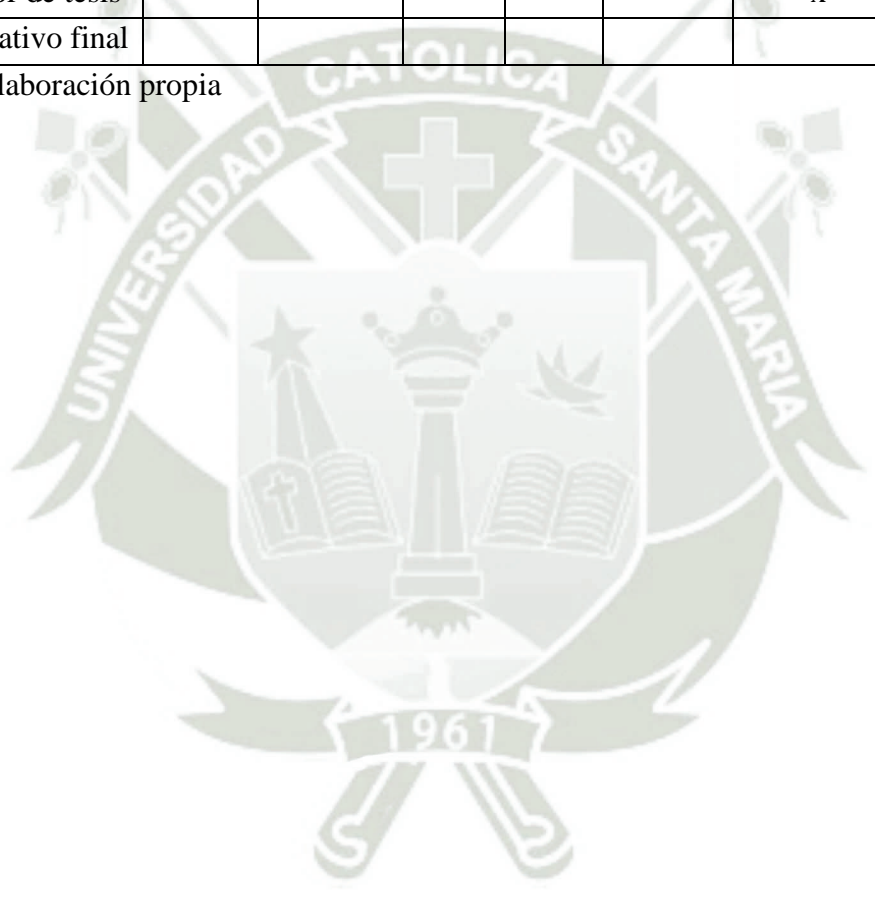
Se utilizará el análisis estadístico descriptivo como enfoque principal a nivel estadístico, también se usará el análisis comparativo. Como prueba estadística se usó Prueba T para diferencia de proporciones en el programa SPSS; Microsoft Excel.

VARIABLES	TIPO	ESCALA DE MEDICIÓN	ESTADÍSTICAS DESCRIPTIVAS	PRUEBA ESTADÍSTICA
Aislamiento de Microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes	Cualitativa	Nominal	Frecuencias absolutas	Prueba t de Student
Persistencia de Microorganismos patógenos de la cavidad bucal post desinfección de la unidad dental			Frecuencias porcentuales	

4.3. Cronograma de trabajo

ACTIVIDAD	2024						
	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre
Aprobación del proyecto	x						
Recolección de datos		x	x				
Procesamiento y análisis				x	x		
Borrador de tesis						x	x
Investigativo final							x

Fuente. Elaboración propia





III. PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS

Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024

TABLA 1

Aislamiento de Microorganismos patógenos (MOP) en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en superficies de la Unidad dental (jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara) durante la atención al paciente.

Aislamiento de MOP en condiciones de aerobiosis- durante										
Medios	jeringa triple	Promedio de crecimiento /sin crecimiento		mesa de trabajo	Promedio de crecimiento /sin crecimiento		asa de lámpara	Promedio de crecimiento /sin crecimiento		Promedio de crecimiento general en porcentaje /sin crecimiento
A. Sangre	93%			80%			80%			64 36%
A. Mitis	80%			93%			73%			
A. Kf	67%			80%			67%			
A. Manitol	80%			93%			80%			
A. Rogosa	80%			80%			87%			
A. Sabouraud	53%			60%			40%			
A. SS	20%			47%			33%			
A. Mk	20%			27%			27%			
		62 %	38 %		70 %	30 %		61 %	39 %	

Fuente. Elaboración propia

El promedio de crecimiento un 64% y 36% de evidencia sin crecimiento. 360 muestras aisladas en condiciones aerobias 231 presentaron crecimiento, y 129 muestras no presentaron crecimiento. 70% de crecimiento de MOP en mesa de trabajo, 80% en A. Sangre en géneros *Streptococcus* y 93% en A. Mitis en géneros *Streptococcus*. 62% de crecimiento de MOP en jeringa triple, 93% A. Sangre en géneros *Streptococcus*, (80%) en A. Mitis, A. Manitol y A. Rogosa en géneros *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Lactobacillus* respectivamente. 61% de crecimiento de MOP en asa de lámpara, en medios A. Rogosa 87% en géneros *Lactobacillus* y A. Sangre 80% en géneros *Streptococcus*.

GRÁFICO 1

Aislamiento de MOP en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) de las superficies de la Unidad Dental

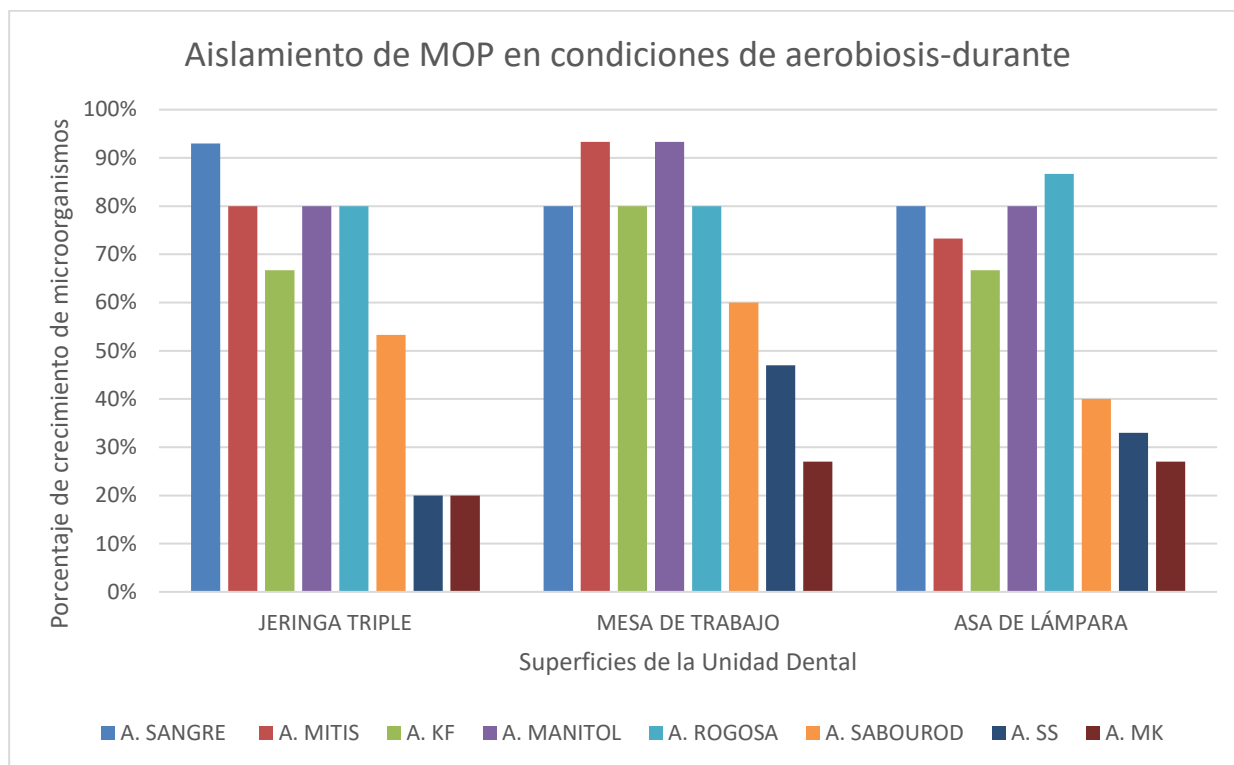


TABLA 2

Aislamiento de MOP en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en superficies de la unidad dental (jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara) durante la atención al paciente

Medios	Aislamiento de MOP en condiciones de anaerobiosis- durante						Promedio de crecimiento general en porcentaje/ sin crecimiento
	jeringa triple	Promedio de crecimiento o/sin crecimiento	mesa de trabajo	Promedio de crecimiento o/sin crecimiento	asa de lámpara	Promedio de crecimiento o/sin crecimiento	
A. Sangre	67%		73%		53%		
A. Mitis	87%		87%		80%		
A. Kf	60%		67%		67%		
A. Mk	7%		7%		27%		
A. Manitol	87%		93%		87%		
A. Rogosa	80%		67%		73%		
		65 %	35 %		66 %	34 %	
							65 % 35 %

Fuente. Elaboración propia

El promedio de crecimiento un 65% y 35% de evidencia sin crecimiento. 270 muestras aisladas en condiciones anaerobias 175 presentaron crecimiento, y 95 muestras no presentaron crecimiento. 66% de crecimiento de MOP en mesa de trabajo, 87% en A. Mitis en géneros *Streptococcus*, 93% en A. Manitol en géneros *Staphylococcus*, 73% en A. Sangre en géneros *Porphyromonas*, *Streptococcus*. 65% de crecimiento de MOP en jeringa triple, 87% en A. Mitis y A. Manitol, en géneros *Streptococcus* y *Staphylococcus* respectivamente, 80% en A. Rogosa en géneros *Lactobacillus*. 65% de crecimiento de MOP en asa de lámpara, 97% en A. Manitol en géneros *Staphylococcus* y 80% en A. Mitis 80% en géneros *Streptococcus*.

GRÁFICO 2

Aislamiento de MOP en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) de las superficies de la Unidad Dental

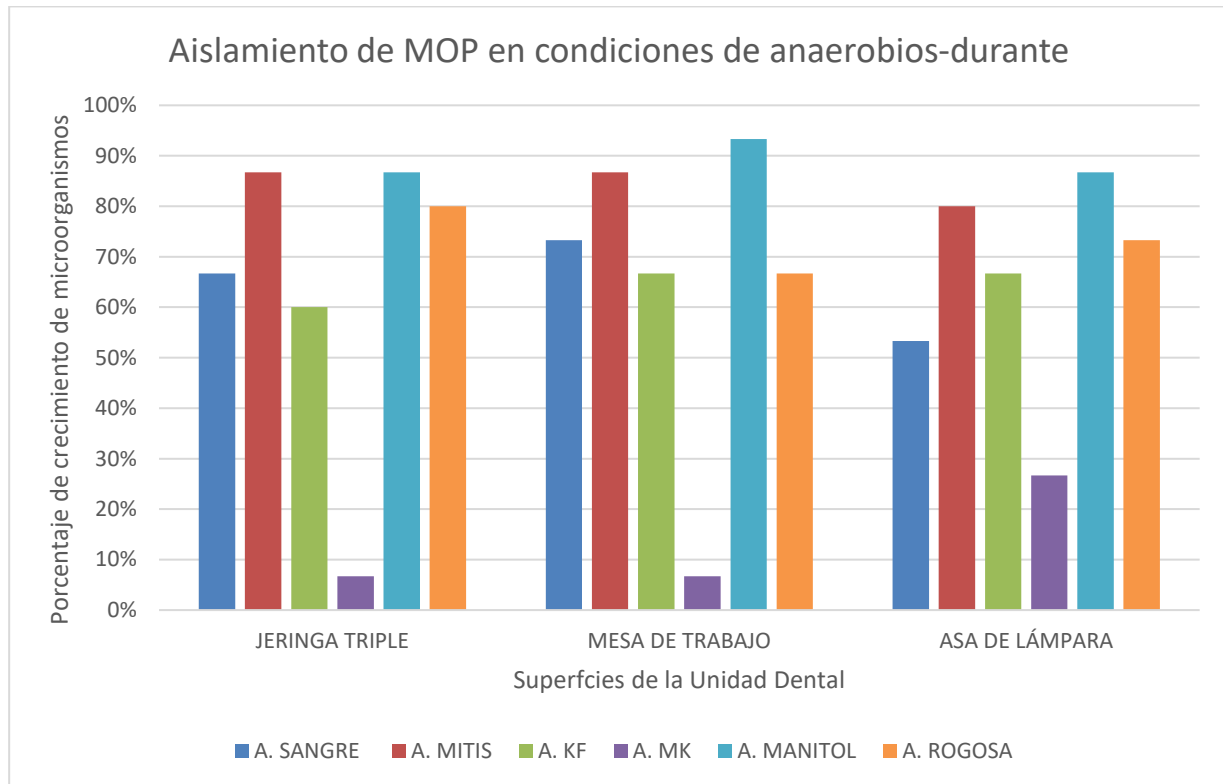


TABLA 3

Aislamiento de microorganismos patógenos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple

Superficie- jeringa triple	Microorganismos Patógenos								Total	
	(-)		(+)		(++)		(+++)			
Aerobios	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%
A. Sangre										
durante	1	6,7	6	40,0	8	53,3	0	0,0	15	100,0
después	1	6,7	2	13,3	9	60,0	3	20,0	15	100,0
P	P = 0,182 (P > 0.05) N. S									
A. Mitis Salivarius										
durante	3	20,0	6	40,0	6	40,0	0	0,0	15	100,0
después	3	20,0	9	60,0	3	20,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,512 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. KF										
durante	5	33,3	6	40,0	4	26,7	0	0,0	15	100,0
después	8	53,3	6	40,0	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,319 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Manitol										
durante	3	20,0	8	53,3	4	26,7	0	0,0	15	100,0
después	0	0,0	6	40,0	9	60,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,101 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Rogosa										
durante	3	20,0	8	53,3	2	13,3	2	13,3	15	100,0
después	3	20,0	7	46,7	4	26,7	1	6,7	15	100,0
P	P = 0,900 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Sabouraud										
durante	7	46,7	6	40,0	1	6,7	1	6,7	15	100,0
después	3	20,0	5	33,3	4	26,7	3	20,0	15	100,0
P	P = 0,248 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Macconkey										
durante	12	80,0	0	0,0	2	13,3	1	6,7	15	100,0
después	11	73,3	4	26,7	0	0,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,049 (P < 0.05) S.S.									
A. SS										
durante	12	80,0	1	6,7	1	6,7	1	6,7	15	100,0
después	8	53,3	7	46,7	0	0,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,035 (P < 0.05) S.S.									

Fuente. Matriz de datos

Según se expresa en la tabla de la superficie de jeringa triple para Microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-), se observó lo siguiente:

- Agar Sangre: El 93% de las muestras presentaron microorganismos tanto durante como después de la atención, lo que indica un alto nivel de presencia de microorganismos.
- Agar Mitis: El 80% de las muestras presentaron microorganismos tanto durante como después de la atención, lo que indica un alto nivel de presencia de microorganismos.
- Agar KF: Se observó una disminución de la presencia de microorganismos del 67% durante la atención al 47% después, lo que indica una disminución tras el procedimiento.
- Agar Manitol: La presencia de microorganismos aumentó del 80% durante la atención al 100% después, sugiriendo una mayor proliferación tras el procedimiento.
- Agar Rogosa: El 80% de las muestras mostraron microorganismos tanto durante como después de la atención, lo que indica una persistencia sin cambios.
- Agar Sabouraud: La presencia de microorganismos aumentó del 53% durante la atención al 80% después, lo que evidencia una proliferación significativa.
- Agar Macconkey: Aunque el 80% de las muestras no mostraron presencia de microorganismos patógenos durante la atención, este porcentaje se redujo al 73% después del procedimiento, lo que refleja un leve aumento en la presencia de patógenos.
- Agar SS: La presencia de microorganismos aumentó del 20% durante la atención al 47% después, lo que sugiere un aumento de la presencia de microorganismos tras la atención.
- Los únicos medios de cultivo que presentaron una relación significativa entre el momento de la toma de muestra (durante o post desinfección) y el nivel de presencia fueron A. Macconkey y A. SS, lo que sugiere que la desinfección post atención condiciona a la presencia de estos microorganismos.

GRÁFICO 3

Aislamiento de microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple durante y post desinfección de la unidad dental

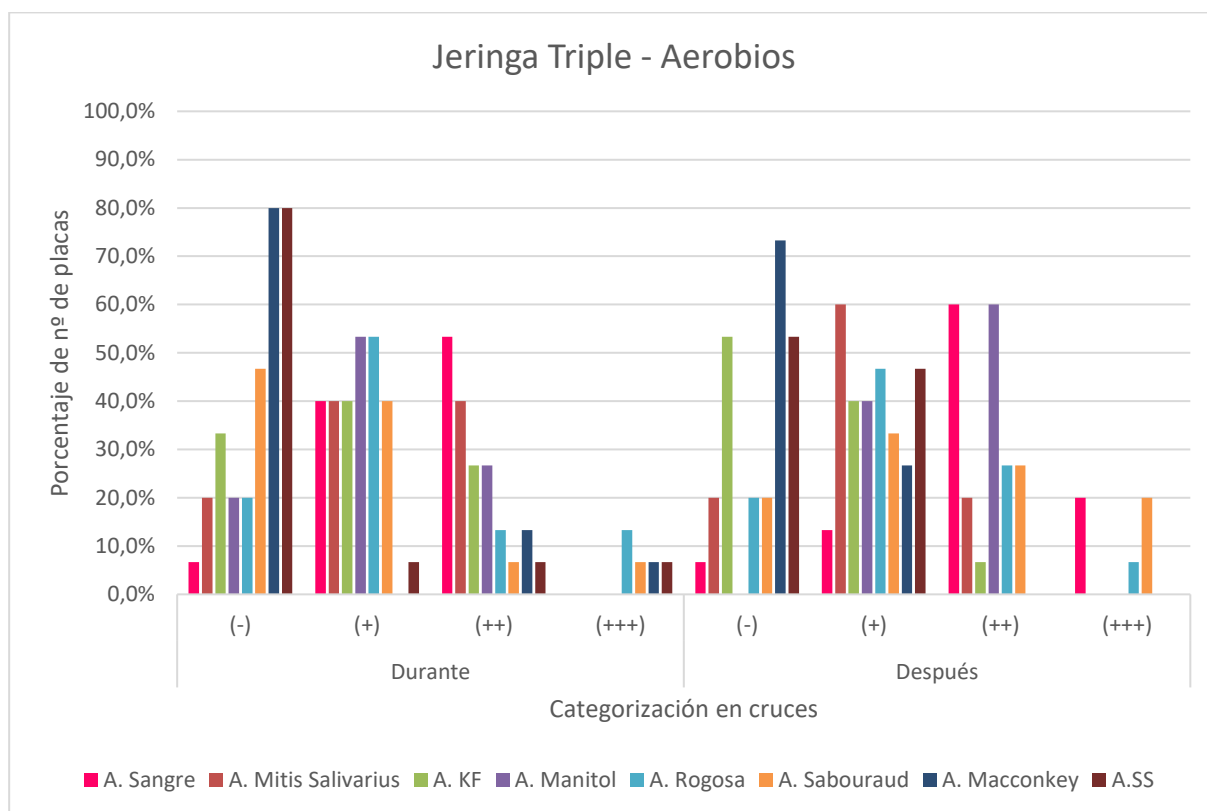


TABLA 4

Aislamiento de microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple

Superficie- jeringa triple Anaerobios	Microorganismos Patógenos								Total	
	(-)		(+)		(++)		(+++)			
	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%
A. Sangre										
durante	5	33,3	5	33,3	5	33,3	0	0,0	15	100,0
después	2	13,3	10	66,7	3	20,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,203 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Mitis Salivarius										
durante	2	13,3	12	80,0	1	6,7	0	0,0	15	100,0
después	2	13,3	10	66,7	3	20,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,836 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. KF										
durante	6	40,0	7	46,7	1	6,7	1	6,7	15	100,0
después	7	46,7	7	46,7	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,999 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Macconkey										
durante	14	93,3	1	6,7	0	0,0	0	0,0	15	100,0
después	11	73,3	3	20,0	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,330 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Manitol										
durante	2	13,3	7	46,7	6	40,0	0	0,0	15	100,0
después	3	20,0	7	46,7	5	33,3	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,999 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Rogosa										
durante	3	20,0	6	40,0	6	40,0	0	0,0	15	100,0
después	3	20,0	6	40,0	4	26,7	2	13,3	15	100,0
P	P = 0,650 (P ≥ 0.05) N.S.									

Fuente. Matriz de datos.

Según se expresa en la tabla de la superficie jeringa triple para microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-), se observó lo siguiente:

- Agar Sangre: El 67% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando al 87% después. Esto indica una proliferación significativa después de la atención.

- Agar Mitis Salivarius: El 87% de las muestras mostraron microorganismos tanto durante como después de la atención, lo que sugiere una persistencia sin cambios significativos.
- Agar KF: Se observó una ligera disminución en la presencia de microorganismos, del 60% durante la atención al 53% después, aunque la presencia sigue siendo considerable.
- Agar Macconkey: El 7% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando al 27% después, lo que evidencia una proliferación notable.
- Agar Manitol: El 87% de las muestras mostraron microorganismos durante la atención, disminuyendo ligeramente al 80% después, lo que indica una alta persistencia.
- Agar Rogosa: El 80% de las muestras presentaron microorganismos en ambos momentos.
- Ninguno de los medios de cultivo presentó una relación significativa entre el momento de la toma de muestra (durante o post desinfección) y el nivel de presencia.

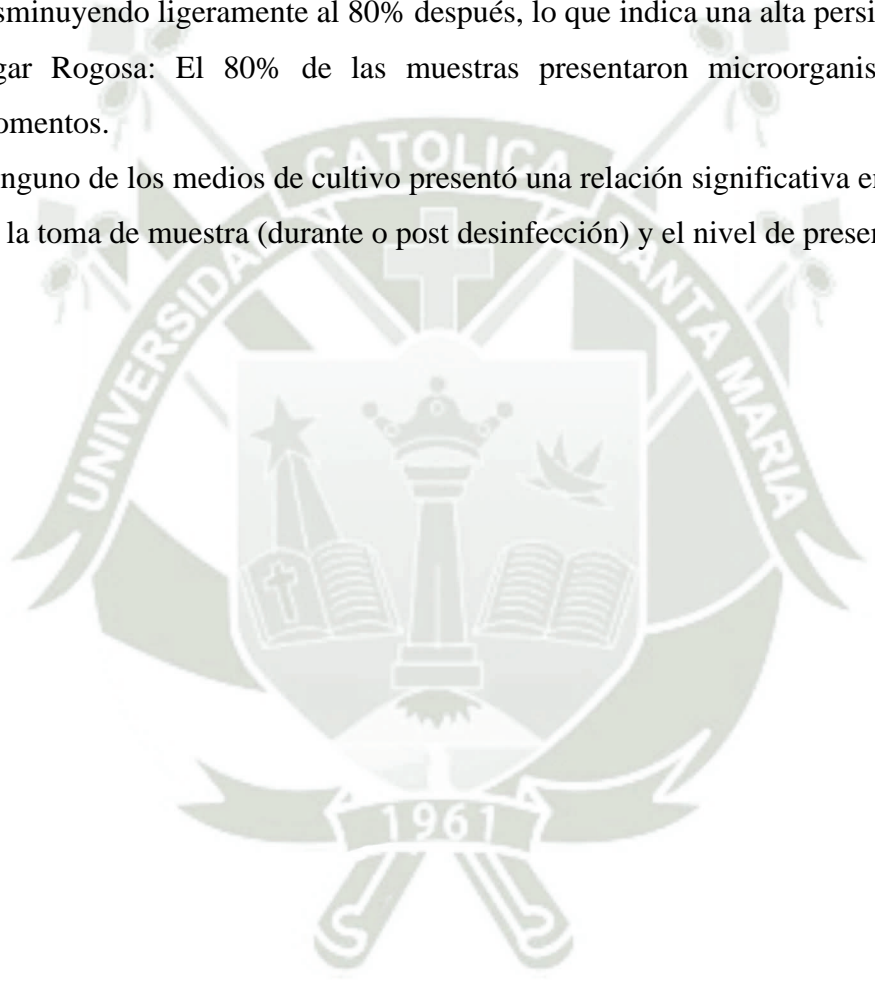


GRÁFICO 4

Aislamiento de microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple durante y post desinfección de la unidad dental

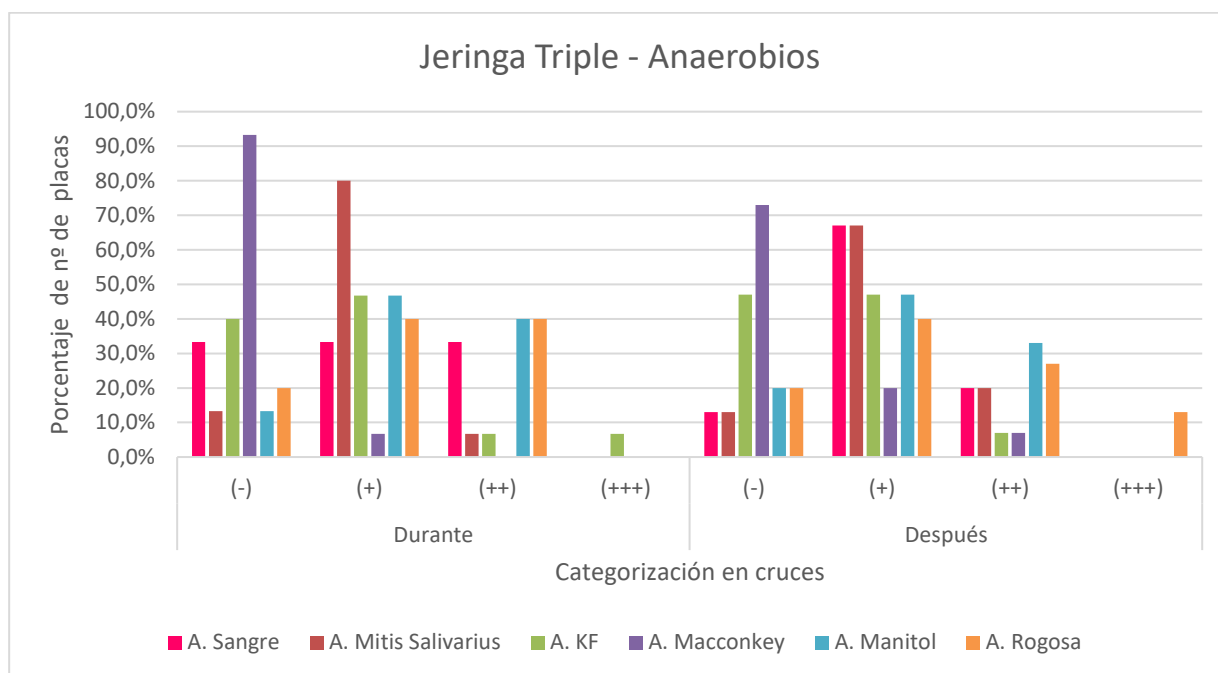


TABLA 5

Aislamiento de microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo

Superficie-mesa de trabajo	Microorganismos Patógenos								Total	
	(-)		(+)		(++)		(+++)			
Aerobios	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%
A. Sangre										
durante	3	20,0	5	33,3	7	46,7	0	0,0	15	100,0
después	0	0,0	6	40,0	5	33,3	4	26,7	15	100,0
P	P = 0,056 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Mitis Salivarius										
durante	1	6,7	13	86,7	1	6,7	0	0,0	15	100,0
después	0	0,0	12	80,0	3	20,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,598 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. KF										
durante	3	20,0	11	73,3	1	6,7	0	0,0	15	100,0
después	6	40,0	7	46,7	2	13,3	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,408 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Manitol										
durante	1	6,7	8	53,3	5	33,3	1	6,7	15	100,0
después	4	26,7	4	26,7	7	46,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,181 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Rogosa										
durante	3	20,0	6	40,0	6	40,0	0	0,0	15	100,0
después	4	26,7	7	46,7	4	26,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,805 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Sabouraud										
durante	6	40,0	5	33,3	3	20,0	1	6,7	15	100,0
después	5	33,3	6	40,0	4	26,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,999 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Macconkey										
durante	11	73,3	3	20,0	1	6,7	0	0,0	15	100,0
después	13	86,7	1	6,7	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,791 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. SS										
durante	8	53,3	3	20,0	2	13,3	2	13,3	15	100,0
después	7	46,7	7	46,7	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,318 (P ≥ 0.05) N.S.									

Fuente. Matriz de datos

En Mesa de trabajo para Microorganismos en condiciones de Aerobiosis (+) y (-), se observó lo siguiente:

- Agar Sangre: El 80% de muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando al 100% después, lo que indica una presencia total de microorganismos al finalizar el procedimiento.
- Agar Mitis: El 93% de las muestras mostraron microorganismos durante la atención, manteniéndose en el 100% después, lo que refleja una alta persistencia de microorganismos.
- Agar KF: Durante la atención, el 80% de las muestras presentaron microorganismos, disminuyendo al 60% después.
- Agar Manitol: El 93% de las muestras mostraron microorganismos durante la atención y disminuyendo después de la atención a 73%.
- Agar Rogosa: Durante la atención, el 80% de las muestras presentaron microorganismos, disminuyendo al 73% después, lo que sugiere una ligera disminución de microorganismos.
- Agar Sabouraud: El 60% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando ligeramente al 67% después, lo que indica un leve incremento en la presencia microbiana.
- Agar MK: El 27% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, disminuyendo al 13% post desinfección de la unidad dental.
- Agar SS: El 47% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando al 53% después, reflejando un leve incremento en la presencia de microorganismos tras el procedimiento.
- Ninguno de los medios de cultivo presentó una relación significativa entre el momento de la toma de muestra (durante o después de la atención) y el nivel de presencia.

GRÁFICO 5

Aislamiento de microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo durante y post desinfección de la unidad dental

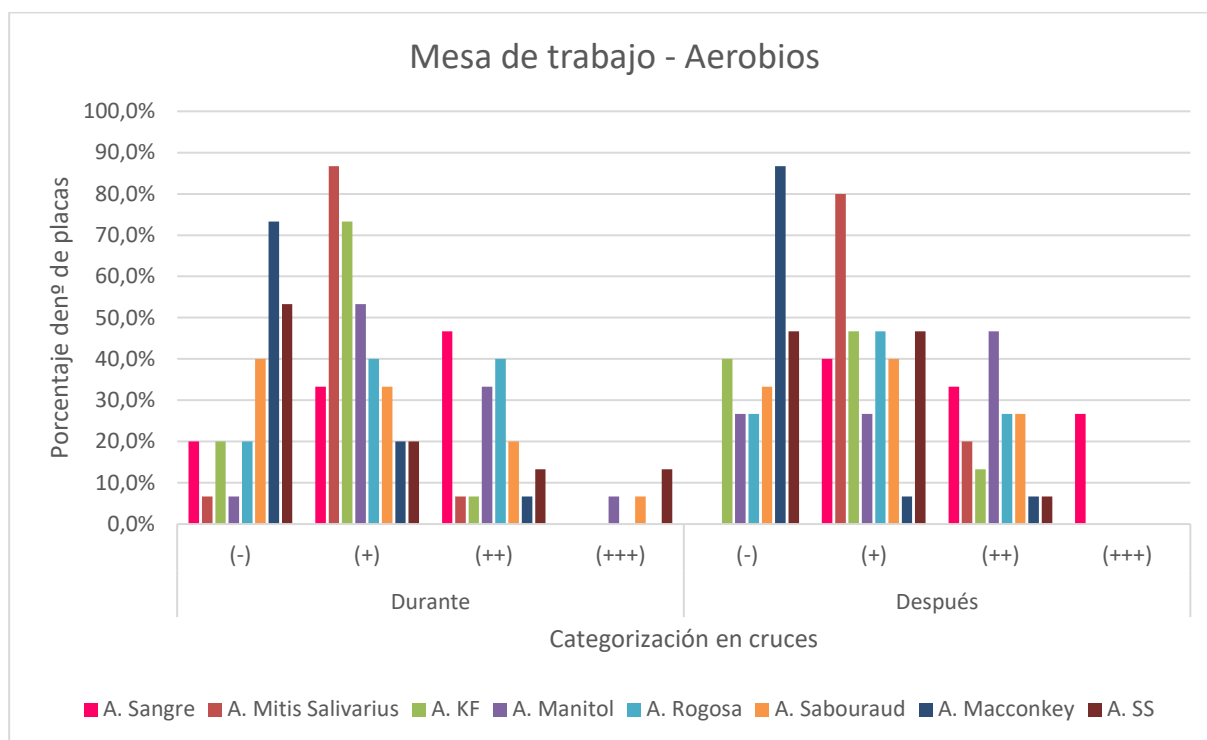


TABLA 6

Aislamiento de microorganismos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo

Superficie-mesa de trabajo	Microorganismos Patógenos								Total	
	(-)		(+)		(++)		(+++)			
Anaerobios	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%
A. Sangre										
durante	4	26,7	6	40,0	5	33,3	0	0,0	15	100,0
después	0	0,0	8	53,3	7	46,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,175 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Mitis Salivarius										
durante	2	13,3	11	73,3	2	13,3	0	0,0	15	100,0
después	4	26,7	6	40,0	4	26,7	1	6,7	15	100,0
P	P = 0,339 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. KF										
durante	5	33,3	5	33,3	4	26,7	1	6,7	15	100,0
después	7	46,7	8	53,3	0	0,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,109 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Macconkey										
durante	14	93,3	1	6,7	0	0,0	0	0,0	15	100,0
después	9	60,0	3	20,0	2	13,3	1	6,7	15	100,0
P	P = 0,142 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Manitol										
durante	1	6,7	10	66,7	4	26,7	0	0,0	15	100,0
después	4	26,7	8	53,3	3	20,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,465 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Rogosa										
durante	5	33,3	6	40,0	4	26,7	0	0,0	15	100,0
después	2	13,3	7	46,7	6	40,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,520 (P ≥ 0.05) N.S.									

Fuente. Matriz de datos

En mesa de trabajo para microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-), se observó lo siguiente:

- Agar Sangre: El 73% de las muestras mostraron presencia de microorganismos durante la atención, aumentando al 100% después.
- Agar Mitis: El 87% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, disminuyendo al 73% después. La reducción sugiere una posible eliminación parcial o menor proliferación.
- Agar KF: La presencia de microorganismos disminuyó del 67% durante la atención al 53% después, con un aumento de evidencia sin crecimiento, lo que sugiere una reducción general.
- Agar Macconkey: El 93% de las muestras no presentaron microorganismos durante la atención, disminuyendo al 60% después, mientras que el porcentaje con microorganismos aumentó del 7% al 40%.
- Agar Manitol: Durante la atención, el 93% de las muestras mostraron microorganismos, disminuyendo al 73% después. Aunque hubo una disminución, la presencia de microorganismos sigue siendo alta.
- Agar Rogosa: La presencia de microorganismos aumentó del 67% durante la atención al 87% después, indicando una proliferación tras el procedimiento.
- Ninguno de los medios de cultivo presentó una relación significativa entre el momento de la toma de muestra (durante o post desinfección) y el nivel de presencia.

GRÁFICO 6:

Aislamiento de microorganismos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo durante y post desinfección de la unidad dental

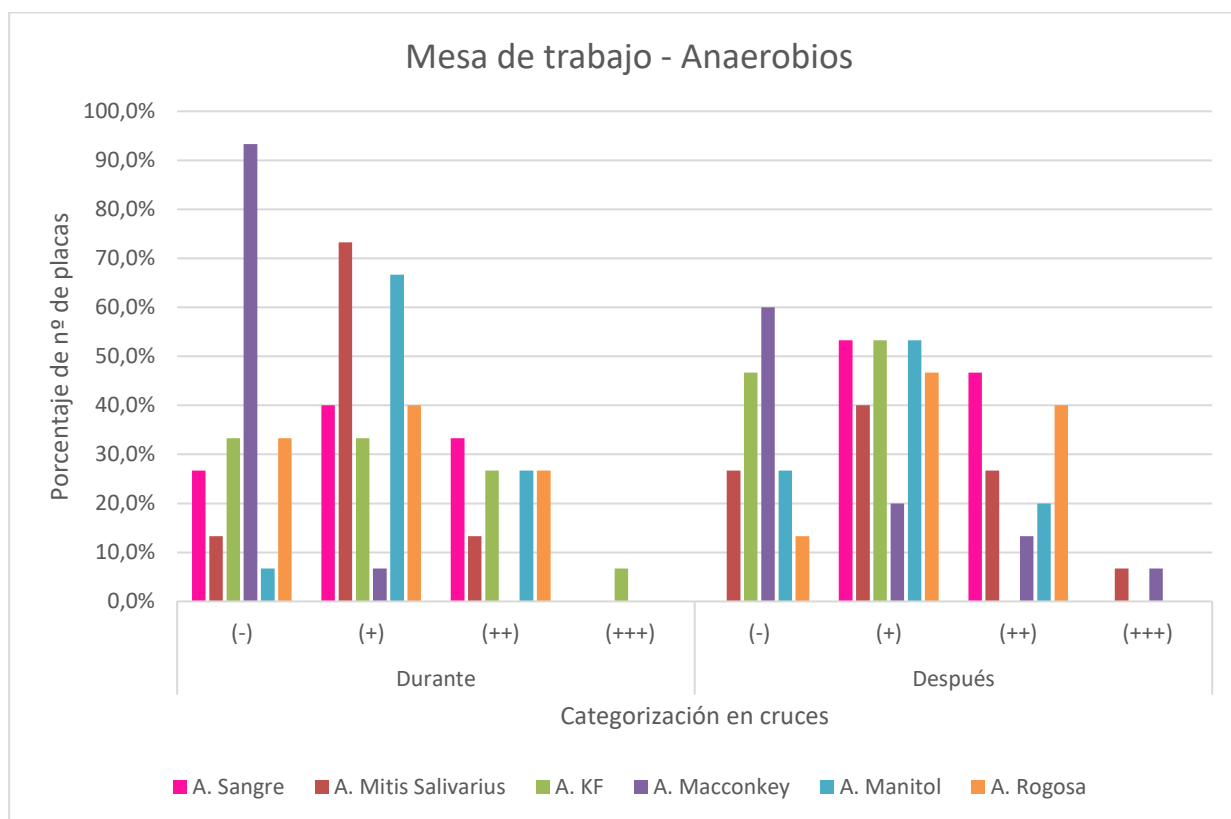


TABLA 7

Aislamiento de Microorganismos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara.

Superficie-asa de lámpara	Microorganismos Patógenos								Total	
	(-)		(+)		(++)		(+++)			
	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%
A. Sangre										
durante	3	20,0	6	40,0	3	20,0	3	20,0	15	100,0
después	3	20,0	6	40,0	6	40,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,350 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Mitis Salivarius										
durante	4	26,7	9	60,0	2	13,3	0	0,0	15	100,0
después	3	20,0	8	53,3	4	26,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,781 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. KF										
durante	5	33,3	10	66,7	0	0,0	0	0,0	15	100,0
después	6	40,0	8	53,3	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,710 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Manitol										
durante	3	20,0	8	53,3	4	26,7	0	0,0	15	100,0
después	3	20,0	6	40,0	6	40,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,888 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Rogosa										
durante	2	13,3	8	53,3	5	33,3	0	0,0	15	100,0
después	1	6,7	9	60,0	4	26,7	1	6,7	15	100,0
P	P = 0,999 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Sabouraud										
durante	9	60,0	4	26,7	0	0,0	2	13,3	15	100,0
después	8	53,3	4	26,7	3	20,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,143 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Macconkey										
durante	11	73,3	1	6,7	3	20,0	0	0,0	15	100,0
después	10	66,7	4	26,7	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,280 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. SS										
durante	10	66,7	5	33,3	0	0,0	0	0,0	15	100,0
después	8	53,3	6	40,0	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,710 (P ≥ 0.05) N.S.									

Fuente. Matriz de datos

En asa de lámpara para microorganismos en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-), se observó lo siguiente:

- Agar Sangre: Tanto durante como después de la atención, el 80% de las muestras presentaron microorganismos, y el 20% restante no mostró presencia de estos.
- Agar Mitis: Durante la atención, el 73% de las muestras presentaron microorganismos, aumentando al 80% después. La disminución en la proporción de muestras ausentes de microorganismos (del 27% al 20%) indica una ligera proliferación tras la atención.
- Agar KF: La presencia de microorganismos disminuyó del 67% durante la atención al 60% después. Las muestras sin microorganismos aumentaron del 33% al 40%, lo que sugiere una reducción leve en la presencia microbiana.
- Agar Manitol: El 80% de las muestras presentaron microorganismos tanto durante como después de la atención.
- Agar Rogosa: Durante la atención, el 67% de las muestras presentaron microorganismos, aumentando al 93% post desinfección.
- Agar Sabouraud: El 40% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando al 47% después. La disminución en las muestras sin microorganismos (del 60% al 53%) sugiere una ligera proliferación.
- Agar MK: El 27% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando al 33% después. Aunque hubo un ligero incremento, la mayoría de las muestras (67%) no presentaron microorganismos tras la atención.
- Agar SS: El 33% de las muestras mostraron microorganismos durante la atención, aumentando al 47% después. La disminución en las muestras sin microorganismos (del 67% al 53%) indica una ligera proliferación microbiana.
- Ninguno de los medios de cultivo presentó una relación significativa entre el momento de la toma de muestra (durante o post desinfección) y el nivel de presencia.

GRÁFICO 7

Aislamiento de microorganismos en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara durante y post desinfección de la unidad dental

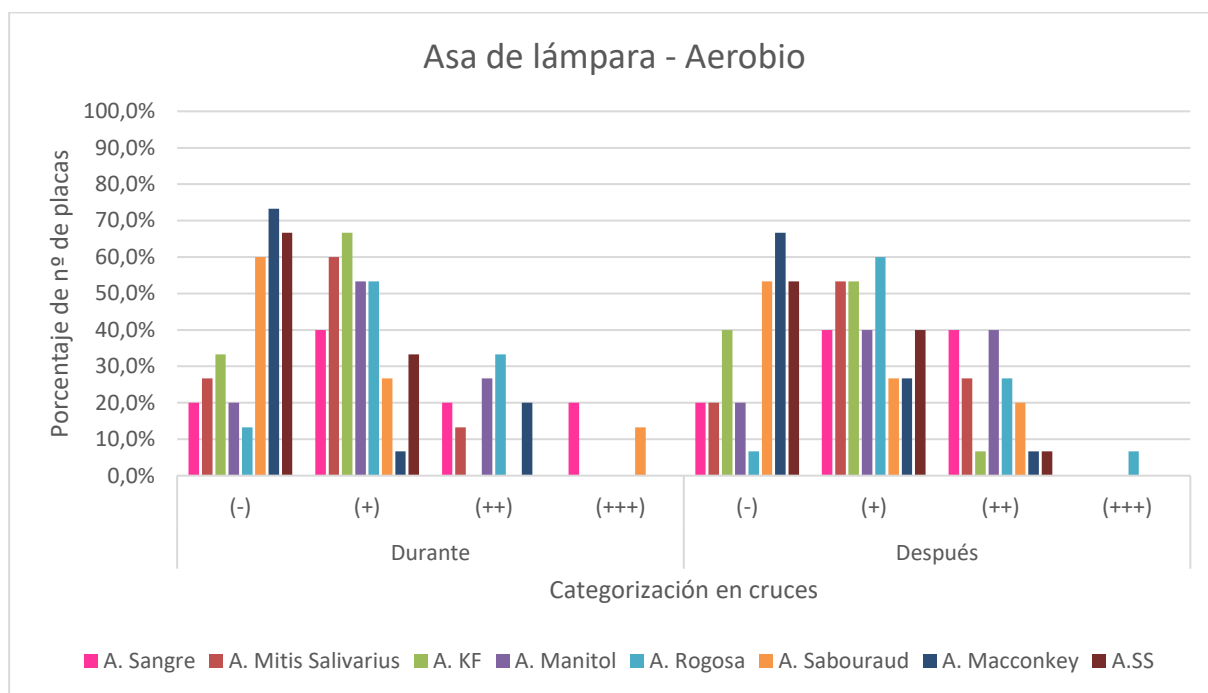


TABLA 8

Aislamiento de Microorganismos en condiciones de Anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara

Superficie-asa de lámpara anaerobios	Microorganismos Patógenos								Total	
	(-)		(+))		(++)		(+++)			
	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%
A. Sangre										
durante	7	46,7	1	6,7	7	46,7	0	0,0	15	100,0
después	2	13,3	6	40,0	7	46,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,038 (P < 0.05) S.S.									
A. Mitis Salivarius										
durante	3	20,0	7	46,7	5	33,3	0	0,0	15	100,0
después	3	20,0	5	33,3	7	46,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,890 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. KF										
durante	5	33,3	9	60,0	1	6,7	0	0,0	15	100,0
después	7	46,7	7	46,7	1	6,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,847 P ≥ 0.05) N.S.									
A. Macconkey										
durante	11	73,3	4	26,7	0	0,0	0	0,0	15	100,0
después	9	60,0	6	40,0	0	0,0	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,700 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Manitol										
durante	2	13,3	8	53,3	4	26,7	1	6,7	15	100,0
después	3	20,0	8	53,3	4	26,7	0	0,0	15	100,0
P	P = 0,999 (P ≥ 0.05) N.S.									
A. Rogosa										
durante	4	26,7	6	40,0	3	20,0	2	13,3	15	100,0
después	2	13,3	4	26,7	6	40,0	3	20,0	15	100,0
P	P = 0,600 (P ≥ 0.05) N.S.									

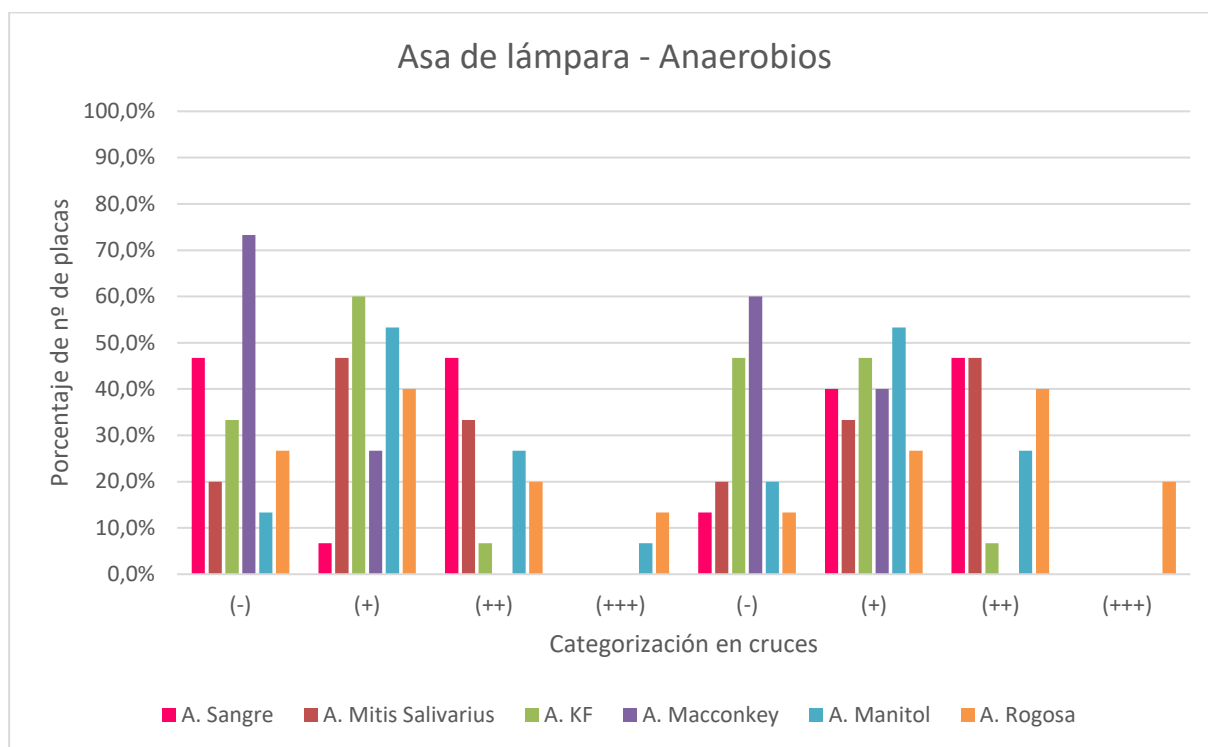
Fuente. Matriz de datos

Se observó en asa de lámpara para microorganismos en condiciones de anaerobiosis en Gram (+) y (-):

- Agar Sangre: Durante la atención, el 53% de las muestras presentaron microorganismos, aumentando al 87% después. La proporción de muestras ausentes disminuyó del 47% al 13%, lo que refleja un aumento en la presencia de microorganismos después del procedimiento.
- Agar Mitis: Tanto durante como después de la atención, el 80% de las muestras presentaron microorganismos, lo que sugiere una persistencia constante.
- Agar KF: El 67% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, disminuyendo al 53% después. La proporción de muestras ausentes aumentó del 33% al 47%, lo que sugiere una reducción en la presencia microbiana.
- Agar MK: El 27% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, aumentando al 40% después. La proporción de muestras ausentes disminuyó del 73% al 60%, lo que indica un incremento en la presencia microbiana.
- Agar Manitol: El 87% de las muestras presentaron microorganismos durante la atención, disminuyendo al 80% después. Aunque hay una ligera reducción, la presencia de microorganismos sigue siendo elevada.
- Agar Rogosa: El 73% de las muestras mostraron microorganismos durante la atención, aumentando al 87% después. La proporción de muestras sin microorganismos ausentes del 27% al 13%, lo que indica un aumento notable de la presencia de microorganismos tras el procedimiento.
- El único medio de cultivo que muestra una relación significativa entre el momento de la toma de muestra (durante o post desinfección) y el nivel de presencia es el A. Sangre, lo que sugiere que la desinfección post atención condiciona a la presencia de estos microorganismos.

GRÁFICO 8

Aislamiento de microorganismos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara durante y post desinfección de la unidad dental



Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024

TABLA 9

Persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental

Persistencia de microorganismos en condiciones de aerobiosis-después									
Medios	jeringa triple	Promedio de crecimiento o /sin crecimiento		Promedio de crecimiento /sin crecimiento		Promedio de crecimiento		Promedio de crecimiento general en porcentaje /sin crecimiento	
		o	mesa de trabajo	nto	asa de lámpara	nto	nto	nto	nto
A. Sangre	93%		100%		80%				
A. Mitis	80%		100%		80%				
A. Kf	47%		60%		60%				
A. Mk	100%		73%		80%				
A. Rogosa	80%		73%		93%				
A. Sabouraud	80%		67%		47%				
A. SS	47%		53%		47%				
A. Mk	27%		13%		33%				
		69%	31%	67%	33%	65%	35%	67%	33%

Fuente. Elaboración propia

El promedio de persistencia un 67% post desinfección de la unidad dental. De 360 muestras aisladas post desinfección en condiciones aerobias 242 presentaron crecimiento, y 118 muestras no presentaron crecimiento. 69% de persistencia de MOP en jeringa triple, 93% en A. Sangre en géneros *Pyogenes*, *Streptococcus*, *Actinomyces* y 100% en A. Mk en géneros *Escherichia*, *Pseudomona aeruginosa*. 67% de persistencia de MOP en mesa de trabajo, (100%) en A. Sangre, A. Mitis en géneros *Pyogenes*, *Actinomyces*, *Streptococcus* respectivamente. 65% de persistencia de MOP en asa de lámpara, 93% en A. Rogosa en géneros *Lactobacillus*, (80%) en A. Manitol, A. Sangre, en géneros *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Pyogenes*, *Actinomyces* respectivamente.

GRÁFICO 9

Persistencia de Microorganismos patógenos en condiciones de Aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental

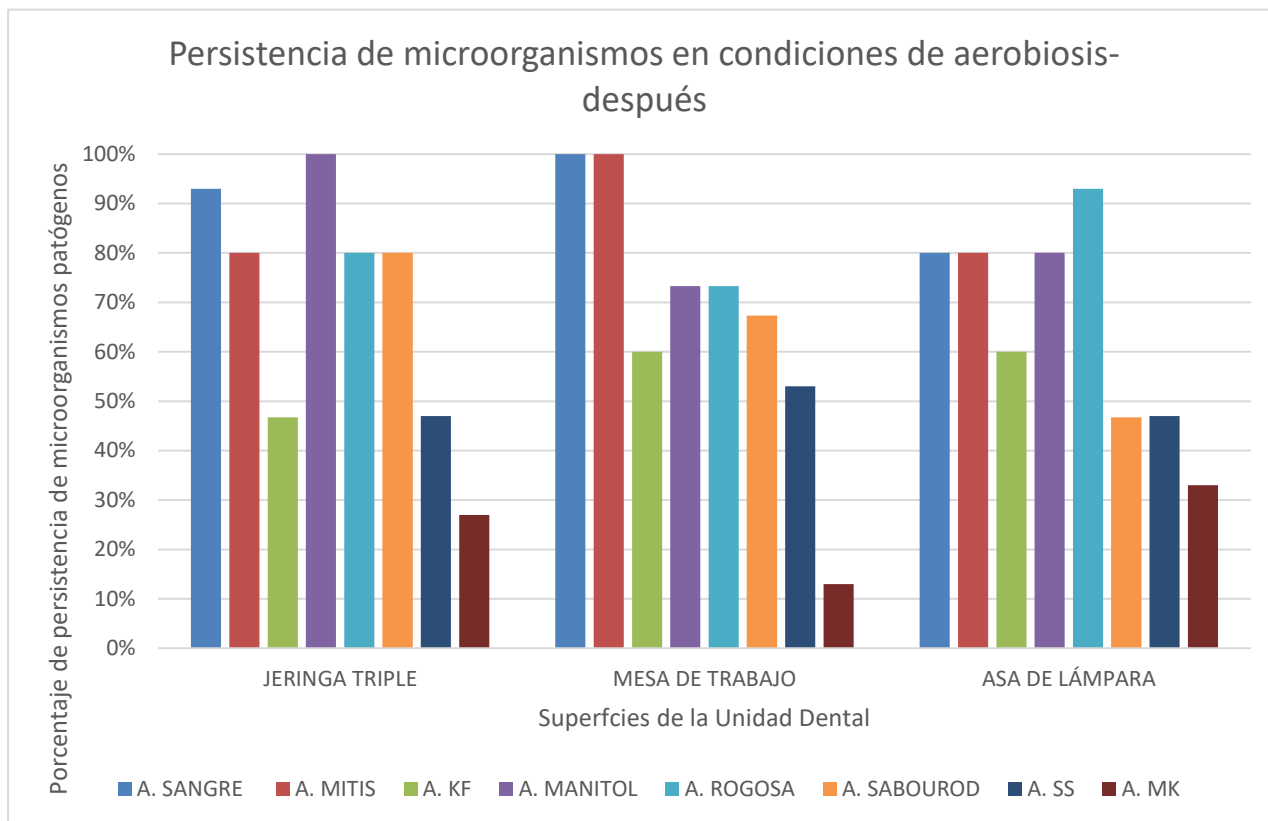


TABLA 10

Persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental

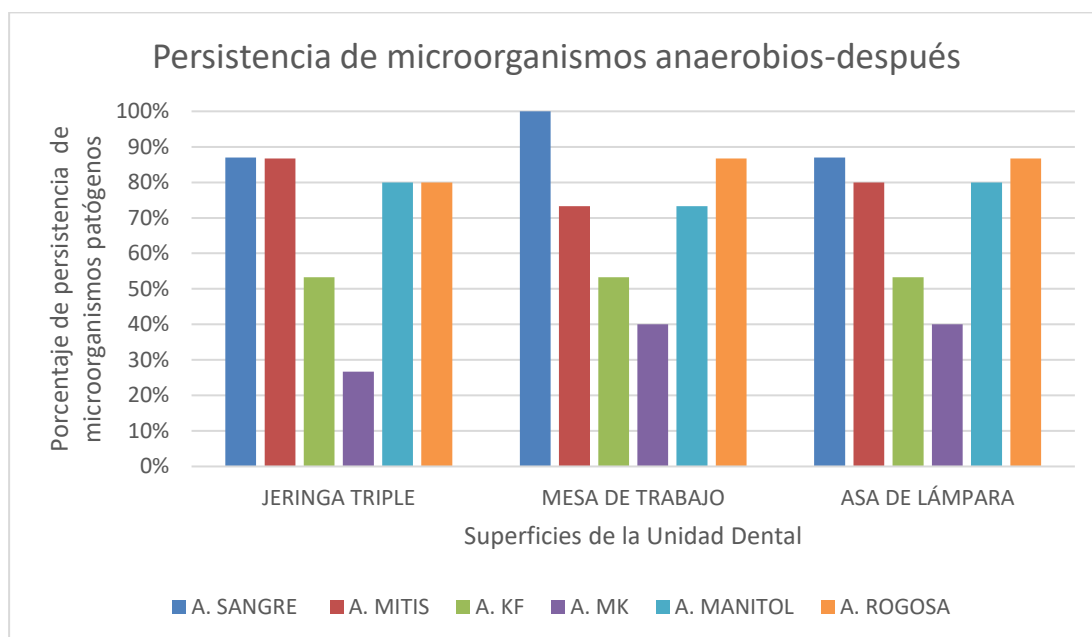
Medios	Persistencia de microorganismos en condiciones de anaerobiosis-después									
	jeringa triple	Promedio de crecimiento /sin crecimiento		mesa de trabajo	Promedio de crecimiento /sin crecimiento		asa de lámpara	Promedio de crecimiento /sin crecimiento		Promedio de crecimiento general en porcentaje /sin crecimiento
A. Sangre	87%			100%			87%			
A. Mitis	87%			73%			80%			
A. Kf	53%			53%			53%			
A. Mk	27%			40%			40%			
A. Manitol	80%			73%			80%			
A. Rogosa	80%			87%			87%			
		69%	31%		71%	29%		71%	29%	70% 30%

Fuente. Elaboración propia

El promedio de persistencia un 70% de promedio de persistencia post desinfección de la unidad dental. De 270 muestras aisladas post desinfección en condiciones anaerobias 190 presentaron crecimiento, y 80 muestras no presentaron crecimiento. 71% de persistencia de MOP en mesa de trabajo, 100% en A. Sangre en géneros *Streptococcus*, *Porphyromonas*, *Fusobacterium*, 87% en A. Rogosa en géneros *Lactobacillus*. 71% de persistencia de MOP en asa de lámpara, (87%) en A. Sangre y A. Rogosa, en géneros *Streptococcus*, *Porphyromonas*, *Fusobacterium*, *Lactobacilos* respectivamente. 69% de persistencia de MOP en jeringa triple, (87%) A. Sangre y A. Mitis en géneros *Porphyromonas*, *Fusobacterium*, *Streptococcus* respectivamente.

GRÁFICO 10.

Persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple, mesa de trabajo y asa de lámpara post desinfección de la unidad dental



Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024

TABLA 11

Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias durante la atención

	Durante		
	Aerobios	Anaerobios	
jeringa Triple	62%	65%	
mesa De Trabajo	70%	66%	
asa de lámpara	61%	65%	
Promedio de crecimiento	64%	65%	P=0956

Fuente. Elaboración propia

De 15 sillones muestreados, en mesa de trabajo se muestra una leve predominancia de microorganismos aerobios 70% en comparación con los anaerobios 66%. En jeringa triple, con un 62% para los aerobios y un 65% para los anaerobios. En asa de lámpara, con un 61% de aerobios y un 65% de anaerobios. Según la prueba T, estos resultados indican que ambas categorías de microorganismos están presentes en proporciones similares en las tres superficies analizadas, no existe diferencias significativas entre el porcentaje de crecimiento aerobio y anaerobio durante la atención, pues todos los valores p son superiores al 5% ($p > 0.05$), aunque los anaerobios tienden a predominar ligeramente en la mayoría de los casos.

GRÁFICO 11

Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias durante la atención

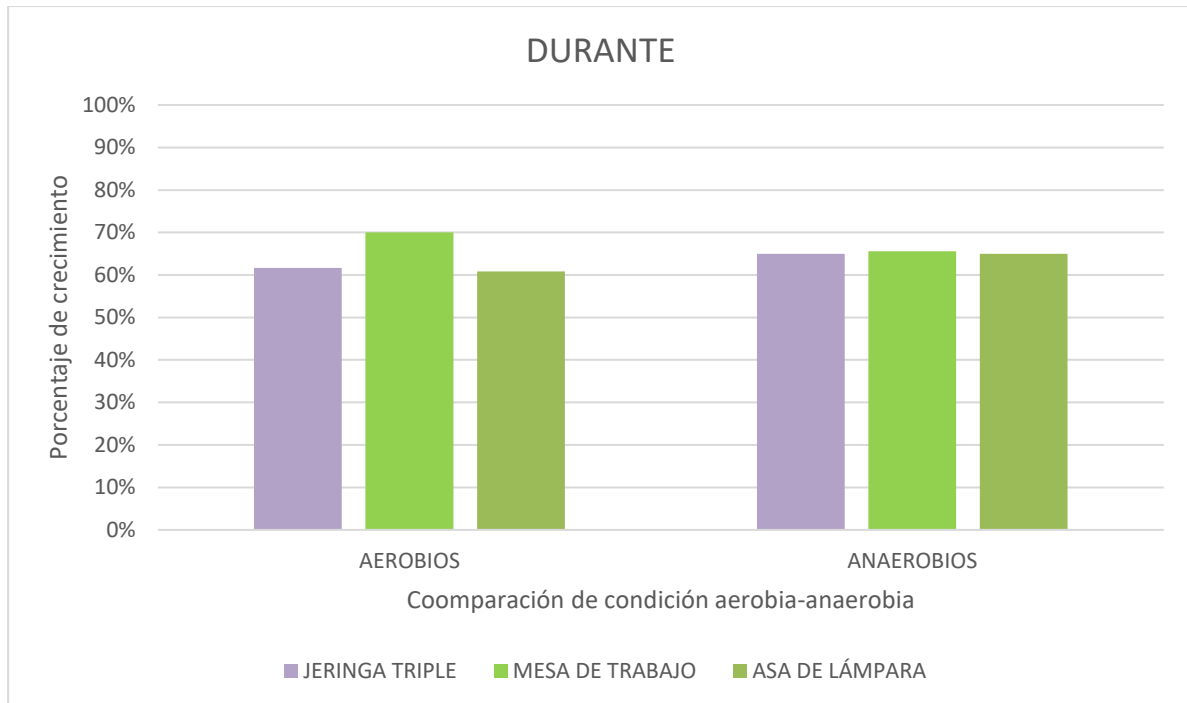


TABLA 12

Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias post desinfección de la Unidad dental

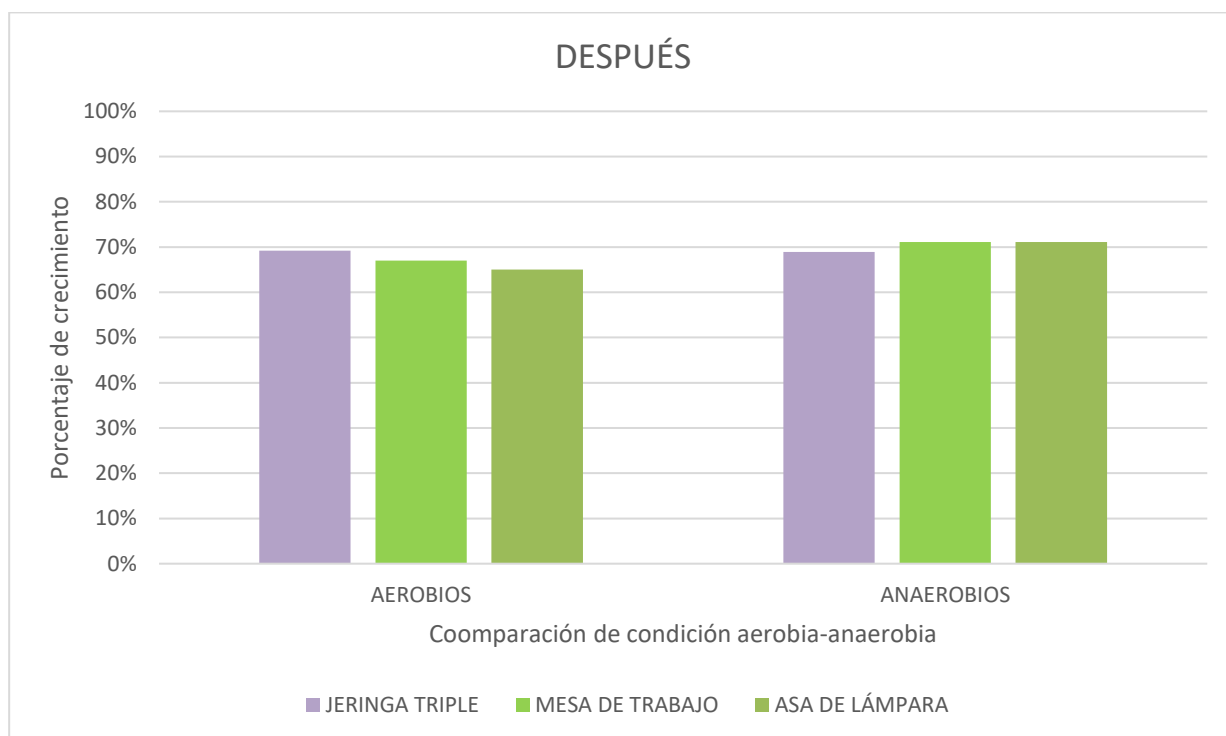
	Después		
	Aerobios	Anaerobios	
jeringa triple	69%	69%	
mesa de trabajo	67%	71%	
asa de lámpara	65%	71%	
Promedio de crecimiento	67%	70%	P=0.798

Fuente. Elaboración propia

De 15 sillones, en jeringa triple, la proporción de aerobios 69% y anaerobios 69% indicando un porcentaje de crecimiento igual. En mesa de trabajo y asa de lámpara, se observa una ligera predominancia de anaerobios 71% frente a aerobios, que presentan un 67% y un 65%, respectivamente. Al realizar la prueba T para la comparación del porcentaje de crecimiento de patógenos según medio, se determinó que no existe diferencias significativas entre el porcentaje de crecimiento aerobio y anaerobio durante la atención, pues todos los valores p son superiores al 5% ($p > 0.05$), los microorganismos anaerobios tienden a prevalecer ligeramente sobre los aerobios en estas superficies.

GRÁFICO 12

Crecimiento de microorganismos patógenos bajo condiciones aerobias y anaerobias post desinfección de la Unidad dental



Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024

TABLA 13

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple

Superficie	Medio de Cultivo	Aislamiento inicial de MOP y post desinfección	Cambio Observado	Persistencia	Interpretación
Jeringa triple aerobios	Agar Sangre	93,3%	Se mantiene la presencia (0%)	Sí	No hay cambios significativos en el porcentaje de presencia. P = 0,500 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Mitis Salivarius	80,0%	Se mantiene la presencia (0%)	Sí	No hay cambios significativos en el porcentaje de presencia. P = 0,500 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar KF	66,7% 46,7%	Disminuye la presencia (20%)	No	Disminución aparente, pero no significativa. P = 0,143 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Manitol	80,0% 100,0%	Aumenta la presencia (20%)	Sí	Incremento significativo. P = 0,041 (P < 0.05) S.S.
	Agar Rogosa	80,0%	Se mantiene la presencia (0%)	Si	No hay cambios significativos en el porcentaje de presencia. P = 0,500 (P ≥ 0.05) N.S.

Agar Sabouraud	53,3%	Aumenta la presencia (20%)	Si	Incremento aparente, pero no significativo. $P = 0,065$ ($P \geq 0.05$) N.S.
Agar Macconkey	20%	Aumenta la presencia (6.7%)	Sí	Incremento aparente, pero no significativo. $P = 0,340$ ($P \geq 0.05$) N.S.
Agar SS	20%	Aumenta la presencia (20%)	Si	Incremento aparente, pero no significativo. $P = 0,065$ ($P \geq 0.05$) N.S.

Fuente. Elaboración propia

Se observó persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de aerobiosis en la jeringa triple en todos los medios, con aparentes variaciones porcentuales en la presencia para algunos medios, pero que según la prueba T para la diferencia de proporciones, no resultan significativas a un nivel de confianza del 95%, con excepción en Agar Manitol, el cual presenta un aumento significativo.

GRÁFICO 13

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple

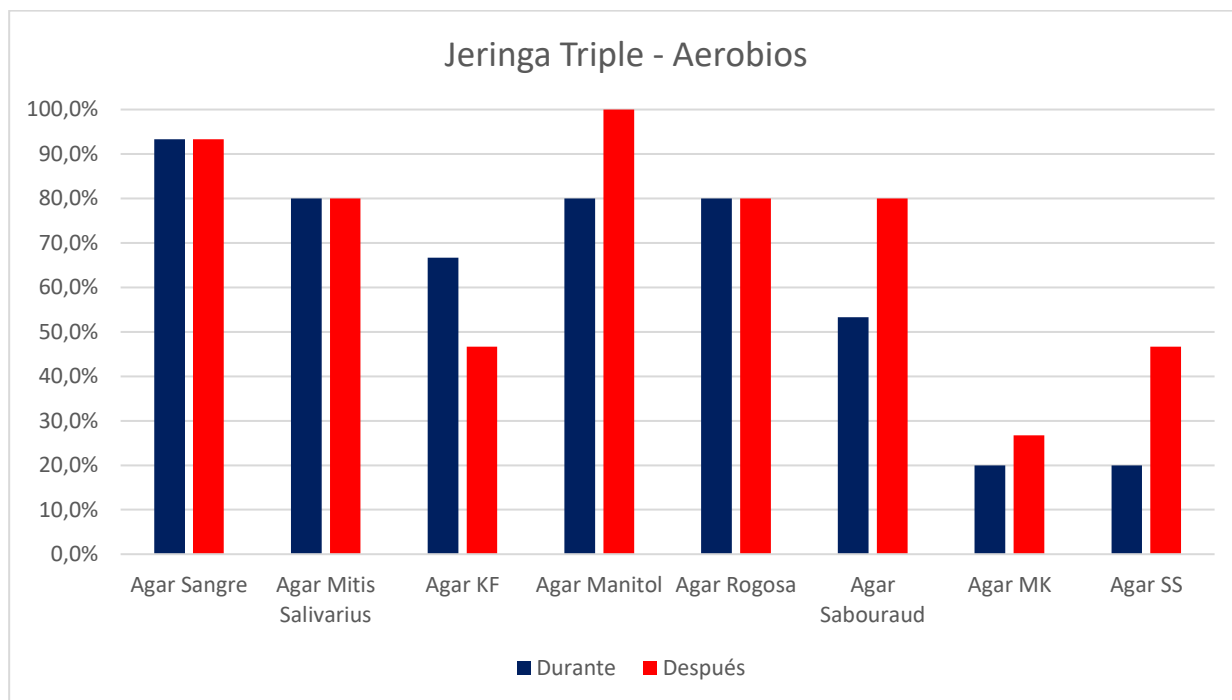


TABLA 14

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple

Superficie	Medio de Cultivo	Aislamiento inicial de MOP y post desinfección	Cambio Observado	Persistencia	Interpretación
Jeringa triple anaerobios		66,7%			
	Agar Sangre	86,7%	Aumentó la presencia (20%)	Sí	No hay cambios significativos en el porcentaje de presencia. P = 0,104 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Mitis Salivarius	86,7%	Se mantiene la presencia (0%)	Sí	No hay cambios significativos en el porcentaje de presencia. P=0,500 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar KF	60,0% 53,3%	Disminuye la presencia (6,7%)	No	Disminución aparente, pero no significativa. P=0,362 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Macconkey	6,7% 26,7%	Aumenta la presencia (20%)	Sí	Aumento aparente, pero no significativo. P=0,076 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Manitol	86,7% 80,0%	Disminuye la presencia (6,7%)	No	Disminución aparente, pero no significativa. P=0,319 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Rogosa	80,0% 80,0%	Se mantiene la presencia (0%)	Si	No hay cambios significativos en el porcentaje de presencia P=0,500 (P ≥ 0.05) N.S.

Fuente. Elaboración propia

Se observó persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de anaerobiosis en la jeringa triple en los medios como Agar Sangre, Mitis, KF, Manitol y Rogosa.

GRÁFICO 14.

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en jeringa triple

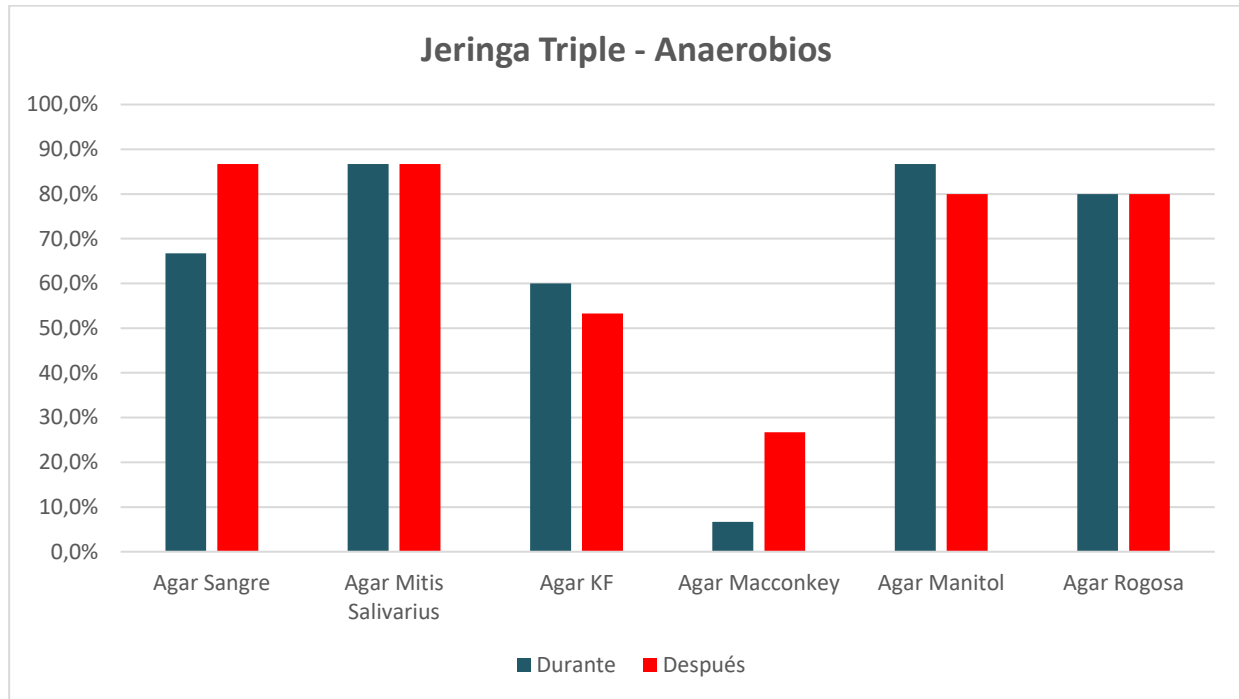


TABLA 15

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo

Superficie	Medio de Cultivo	Aislamiento inicial de MOP y post desinfección	Cambio Observado	Persistencia	Interpretación
Mesa de trabajo - aerobios	Agar Sangre	80,0% 100,0%	Aumentó la presencia (20%)	Sí	Aumento significativo P = 0,036 (P < 0.05) S.S.
	Agar Mitis Salivarius	93,3% 100,0%	Aumentó la presencia (6.7%)	Sí	Aumento aparente, pero no significativo. P = 0,163 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar KF	80,0% 60,0%	Disminuye la presencia (20%)	No	Disminución significativa P = 0,036 (P < 0.05) S.S.
	Agar Manitol	93,3% 73,3%	Disminuye la presencia (20%)	No	Disminución aparente, pero no significativa. P = 0,163 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Rogosa	80,0% 73,3%	Disminuye la presencia (6.7%)	No	Disminución aparente, pero no significativa. P = 0,340 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Sabouraud	60,0% 66,7%	Aumenta la presencia (6.7%)	Si	Aumento aparente, pero no significativo. P = 0,358 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Macconkey	26,7% 13,3%	Disminuye la presencia (13.4%)	No	Disminución aparente, pero no significativa.

				P = 0,199 (P ≥ 0.05) N.S.
	46,7%			Aumento
Agar SS	53,3%	Aumenta la presencia (6.7%)	Sí	aparente, pero no significativo. P = 0,363 (P ≥ 0.05) N.S.

Fuente. Elaboración propia

Se observó persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de aerobiosis en mesa de trabajo en medios en todos los medios, con excepción del Agar KF, Manitol, Rogosa, Macconkey, además de aparentes variaciones porcentuales en la presencia durante y post desinfección, según la prueba T para la diferencia de proporciones, no resultan significativas a un nivel de confianza del 95%, con excepción en Agar KF (Disminuyó) y el Agar Sangre (Aumentó).

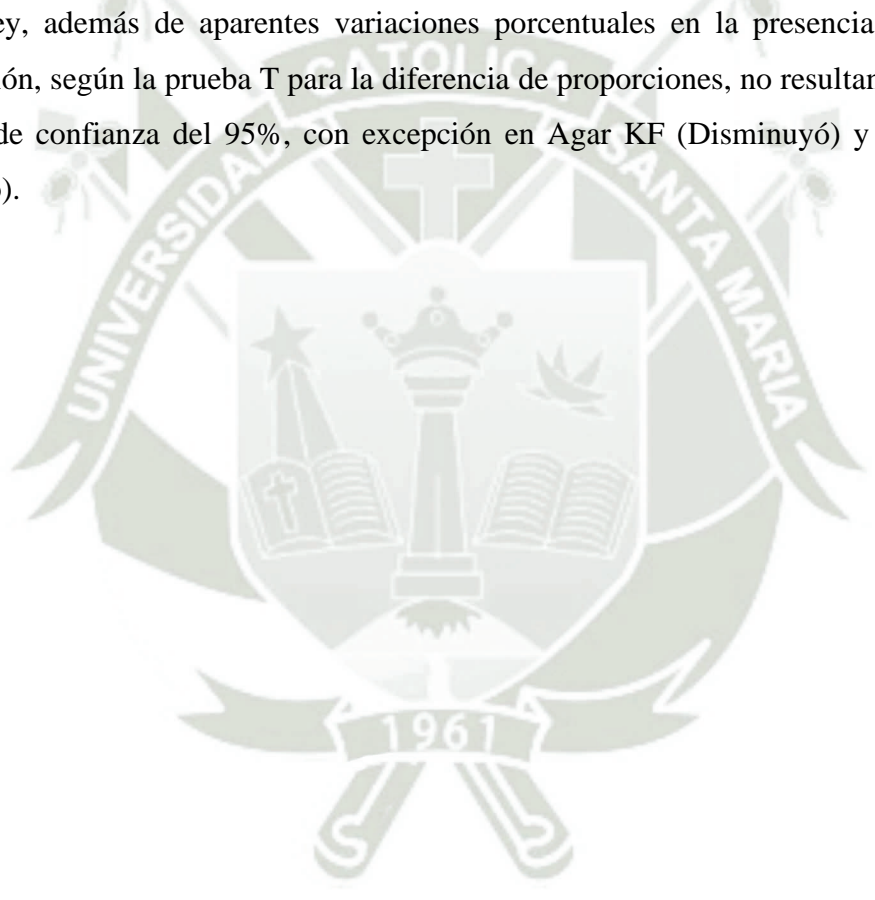


GRÁFICO 15

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo

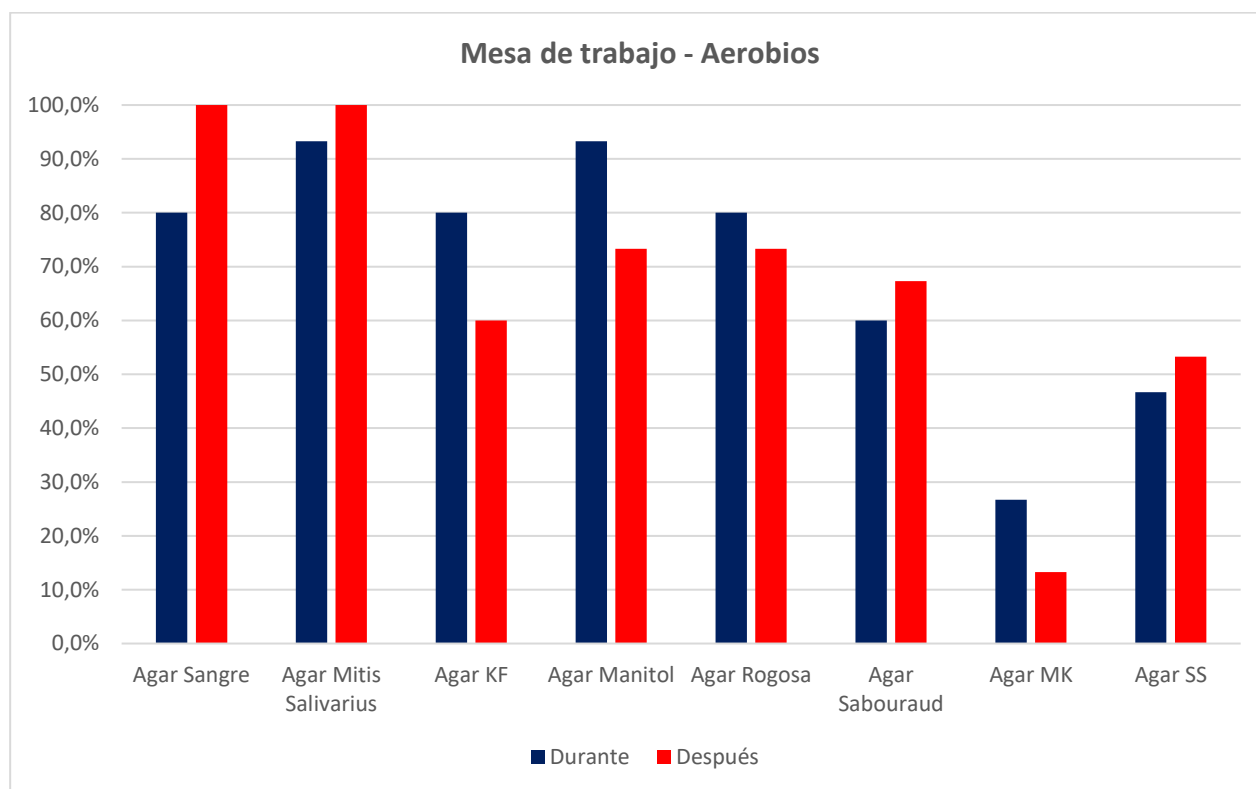


TABLA 16

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo

Superficie	Medio de Cultivo	Aislamiento inicial de MOP y post desinfección	Cambio Observado	Persistencia	Interpretación
Mesa de trabajo - anaerobiosis	Agar Sangre	73,3% 100,0%	Aumentó la presencia (26,7%)	Sí	Aumento significativo. P=0,016 (P < 0.05) S.S.
	Agar Mitis Salivarius	86,7% 73,3%	Disminuye la presencia (-13,4%)	No	Disminución aparente, pero no significativa P=0,190 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar KF	66,7% 53,3%	Disminuye la presencia (-13,4%)	No	Disminución aparente, pero no significativa P=0,237 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Macconkey	6,7% 40,0%	Aumenta la presencia (33,3%)	Sí	Aumento significativo. P=0,016 (P < 0.05) S.S.
	Agar Manitol	93,3% 73,3%	Disminuye la presencia (20%)	No	Disminución aparente, pero no significativa P=0,076 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Rogosa	66,7% 86,7%	Aumenta la presencia (20%)	Si	Aumento aparente, pero no significativo. P=0,104 (P ≥ 0.05) N.S.

Fuente. Elaboración propia

Se observó persistencia de microorganismos anaerobios en mesa de trabajo en medios como Agar Sangre, Macconkey y Rogosa donde la presencia bacteriana aumentó post desinfección.

GRÁFICO 16

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en mesa de trabajo

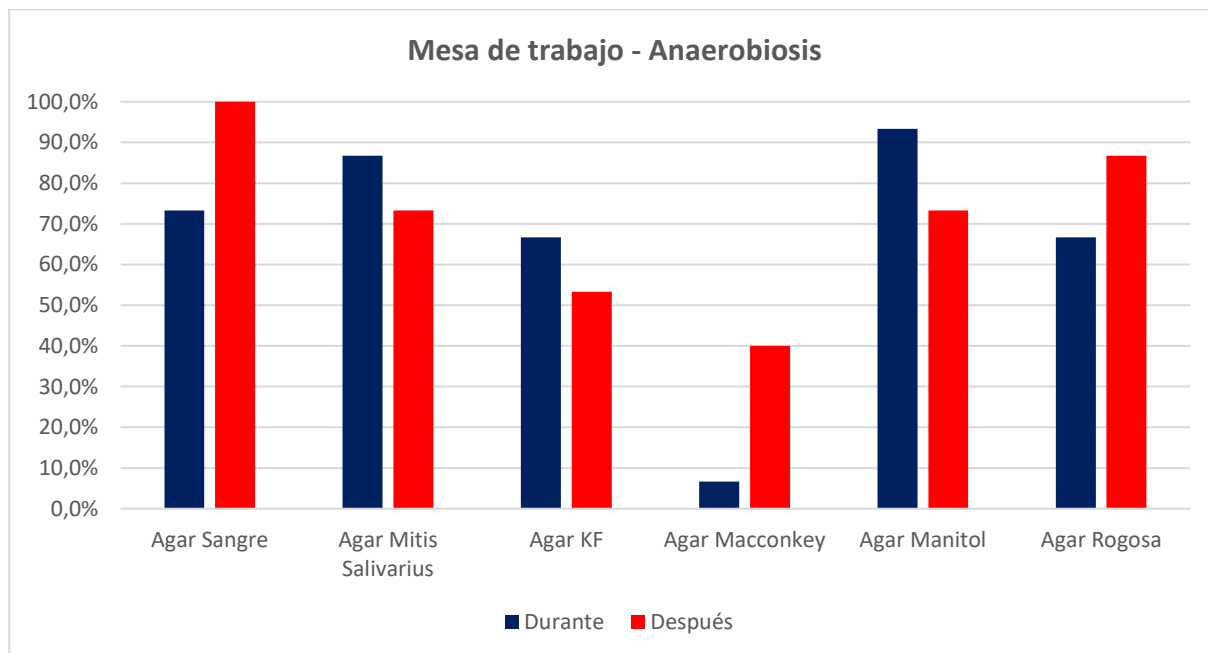


TABLA 17

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara

Superficie	Medio de Cultivo	Aislamiento inicial de MOP y post desinfección	Cambio Observado	Persistencia	Interpretación
Asa de lámpara - aerobiosis	Agar Sangre	80,0%	Se mantiene la presencia (0%)	Sí	No hay cambios significativos P = 0,500 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Mitis Salivarius	73,3% 80,0%	Aumenta la presencia (6.7%)	Sí	Aumento aparente, pero no significativo. P=0.340 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar KF	66,7% 60,0%	Disminuye la presencia (6.7%)	No	Disminución aparente, pero no significativa P=0.358 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Manitol	80,0% 80,0%	Se mantiene la presencia (0%)	Sí	No hay cambios significativos P = 0,500 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Rogosa	86,7% 93,3%	Aumenta la presencia (6.7%)	Sí	Aumento aparente, pero no significativo. P=0,280 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Sabouraud	40,0% 46,7%	Aumenta la presencia (6.7%)	Si	Aumento aparente, pero no significativo. P=0,362 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Macconkey	26,7% 33,3%	Aumenta la presencia (6.6%)	Sí	Aumento aparente, pero no significativo.

				P=0,351 (P ≥ 0.05) N.S.
	33,3%			Aumento
Agar SS	46,7%	Aumenta la presencia (13.4%)	Sí	aparente, pero no significativo P=0,237 (P ≥ 0.05) N.S.

Fuente. Elaboración propia

Se observó persistencia de microorganismos patógenos en condiciones de aerobiosis en asa de lámpara en todos los medios, con excepción del Agar KF, además de aparentes variaciones porcentuales en la presencia durante y post desinfección, que en todos los casos no resultan significativas a un nivel de confianza del 95% según la prueba T para la diferencia de proporciones, por lo que se determina que no hay diferencia entre el porcentaje de presencia durante la atención y post desinfección para estos microorganismos.

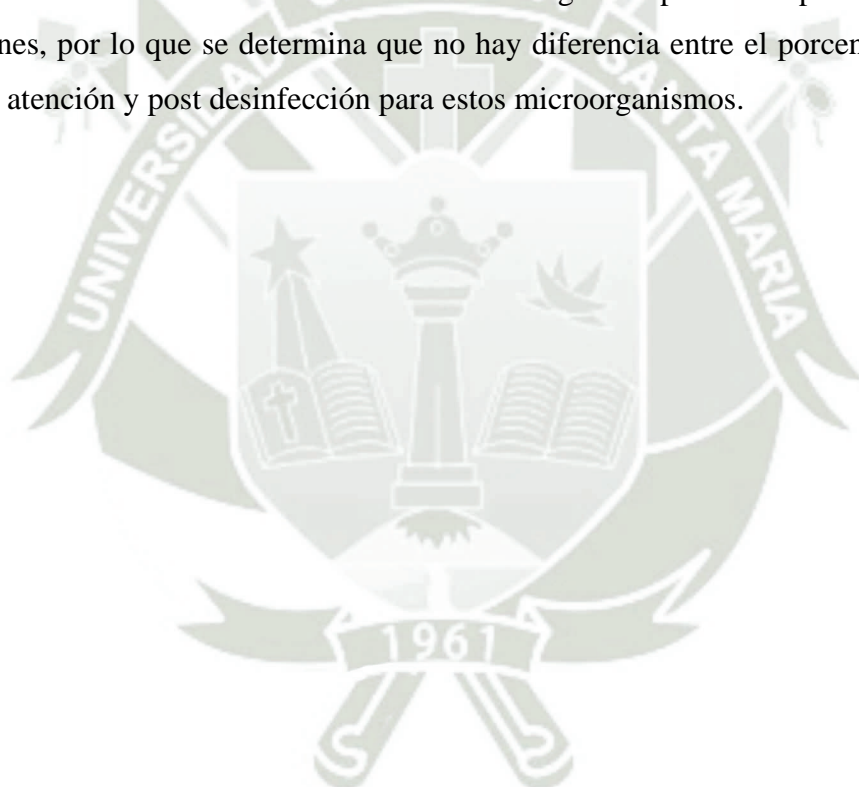


GRÁFICO 17

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de aerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara

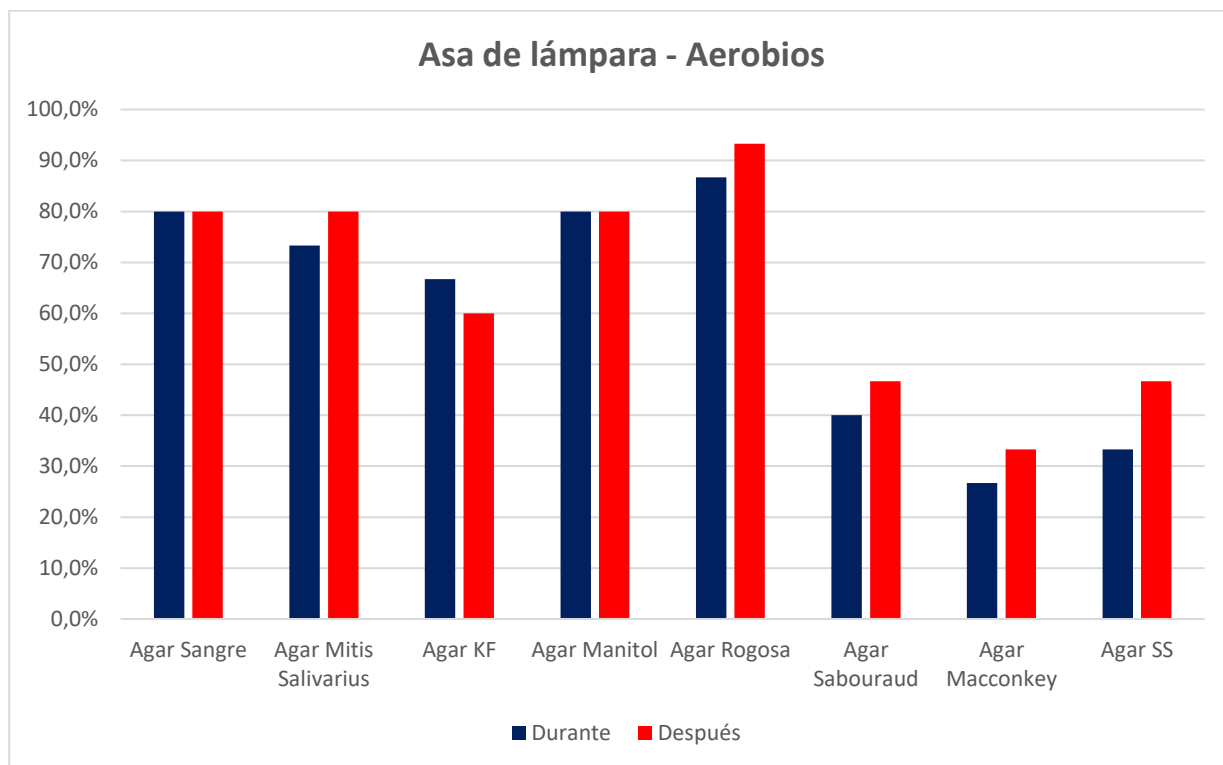


TABLA 18

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara

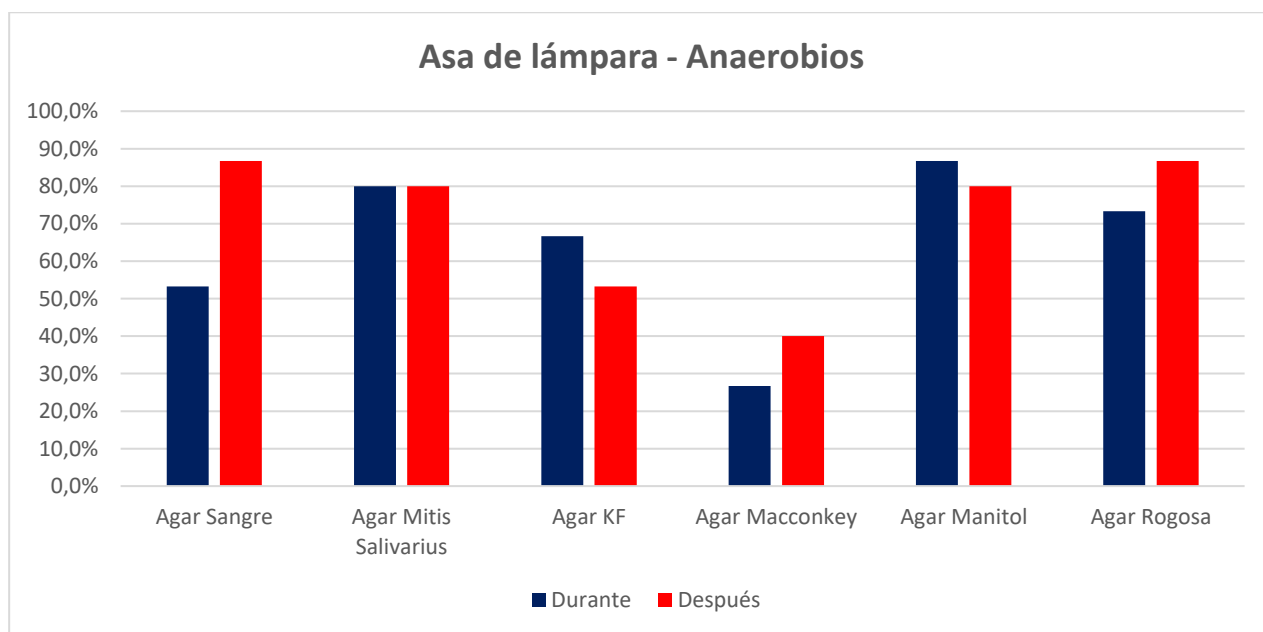
Superficie	Medio de Cultivo	Aislamiento inicial de MOP y post desinfección	Cambio Observado	Persistencia	Interpretación
Asa de lámpara – anaerobios	Agar Sangre	53,3% 86,7%	Aumentó la presencia (33.4%)	Sí	No hay cambios significativos. P=0,500 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Mitis Salivarius	80,0% 80,0%	Se mantiene la presencia (0%)	Sí	No hay cambios significativos. P=0,067 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar KF	66,7% 53,3%	Disminuye la presencia (13,4%)	No	Disminución aparente, pero no significativo. P=0,228 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Macconkey	26,7% 40,0%	Aumenta la presencia (13.3%)	Sí	Aumento aparente, pero no significativa. P=0,317 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Manitol	86,7% 80,0%	Disminuye la presencia (6.7%)	No	Disminución aparente, pero no significativo. P=0,190 (P ≥ 0.05) N.S.
	Agar Rogosa	73,3% 86,7%	Aumenta la presencia (13.4%)	Si	Aumento aparente, pero no significativa. P=0,500 (P ≥ 0.05) N.S.

Fuente. Elaboración propia

Se observó persistencia de microorganismos en anaerobiosis del asa de lámpara a excepción de Agar Manitol, aparentes variaciones porcentuales en la presencia durante y post desinfección.

GRÁFICO 18

Persistencia de microorganismos patógenos durante la atención y post desinfección de las superficies de la unidad dental, con relación al aislamiento inicial en condiciones de anaerobiosis Gram (+) y (-) en asa de lámpara



DISCUSIÓN

Los hallazgos de la presente investigación demostraron una relación entre la persistencia de microorganismos patógenos y las superficies de la unidad dental, lo cual permite rechazar la hipótesis nula y aceptar la hipótesis investigativa. Es decir, que, a pesar del proceso de desinfección, se mantiene o aumenta la presencia de microorganismos patógenos post desinfección en jeringa triple, asa de la lámpara y mesa de trabajo del Centro Odontológico de la Universidad.

Asimismo, Deulkar S, et al (4) investigaron la presencia de patógenos bacterianos aeróbicos en superficies dentales tras el proceso de desinfección. Se dividió el entorno clínico en cuatro zonas y seleccionaron 9 unidades dentales, recolectando muestras en momentos específicos después de emplear cloro, etanol y glutaraldehído. Encontraron que el 84% de las 312 muestras resultaron positivas a bacterias, con el glutaraldehído siendo el desinfectante más efectivo. En nuestra investigación de 720 muestras recolectadas en condiciones aerobias el 66% (473) resultaron positivas, y de 540 muestras recolectadas en condiciones de anaerobiosis el 68% (365) resultaron positivas a pesar de los protocolos de desinfección. Estos resultados sugieren que los métodos de limpieza actuales no son completamente eficaces para eliminar todos los microorganismos.

Hamad Albagieh, et al (5) evaluaron sobre el conocimiento acerca de la contaminación cruzada en envases de hilo dental en clínicas de la Universidad Rey Saud, encontrando presencia significativa de *Staphylococcus hominis* (27,8%) en las muestras. Además, el estudio mostró que los participantes no comprendían cómo una manipulación incorrecta podía generar contaminación, lo que plantea preocupaciones sobre las prácticas de control de infecciones en las clínicas dentales. La falta de conocimiento contribuye a la persistencia de microorganismos en las superficies clínicas, lo que resalta la importancia de desarrollar programas educativos más eficaces y aplicar medidas de limpieza más rigurosas. Ambos estudios refuerzan la importancia de garantizar que tanto las superficies clínicas como los materiales de uso diario, como el hilo dental, sean manejados de manera adecuada para evitar la contaminación cruzada.

Manal M Alkhulaifi, et al (41) analizaron la persistente contaminación en las líneas de agua de las unidades dentales, incluso después de aplicar procedimientos de enjuague. El estudio identificó varias especies bacterianas, entre ellas *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia Coli*, *Staphylococcus aureus* y *Enterococcus*, siendo las más frecuentemente detectadas en las líneas

de flotación mediante pruebas bioquímicas. En su investigación identificó especies, mientras que en nuestra investigación géneros por los agares selectivos usados. Coincidiendo en los géneros *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Enterococcus*, *Escherichia*, *Pseudomonas*, cuyo incremento fue significativo según la prueba T para la diferencia de proporciones, con un nivel de confianza del 95%. A pesar de los esfuerzos de desinfección, ambos estudios refuerzan la necesidad de mejorar los protocolos de control de infecciones en las clínicas odontológicas.

García Arancibia, et al (43) analizaron 12 muestras de ambientes y 36 de superficies, de las cuales se halló que el coche de curación y el escupidor como las superficies con mayor contaminación microbiológica, mientras que, en nuestra investigación, mesa de trabajo fue la superficie que mostró la mayor presencia de microorganismos, tanto en condiciones aerobias como anaerobias. Esto resalta una diferencia en las áreas críticas de contaminación entre ambas investigaciones, lo que puede deberse a las diferencias en los protocolos de limpieza o el tipo de superficie muestreada. En ambas investigaciones se evidencia que las prácticas actuales de limpieza no son completamente efectivas para erradicar los microorganismos patógenos.

Quispe Pacori (44), comparó la contaminación microbiológica entre jeringas triples y teléfonos celulares. Encontrando mayor contaminación en jeringas triples, utilizando medios como Agar Macconkey para aislar *Escherichia Coli*, Agar Sabouraud para *Hongos*, y Agar Müeller Hinton deshidratado para *Mesófilos*. Nuestra investigación se enfocó exclusivamente en las superficies clínicas dentro de las unidades dentales, en dos momentos; durante y post desinfección. A diferencia de la investigación de Quispe Pacori, no incluyó repeticiones para garantizar la precisión de los resultados, nuestra investigación realizó réplicas, lo que permitió obtener resultados más fiables. Asimismo, se utilizó una mayor variedad de medios selectivos para el aislamiento de microorganismos patógenos. A pesar de las diferencias metodológicas, los hallazgos de Quispe complementan nuestros resultados al resaltar la contaminación microbiana en entornos clínicos.

Mamani Mamani (45), determinó que, después del procedimiento dental el 73.72% de las bacterias eran Gram positivas y el 26.27% Gram negativas, observando un incremento significativo con respecto a los valores iniciales de 25.05% y 10%, respectivamente, observando géneros similares a los encontrados en nuestra investigación, como *Streptococcus*, *Staphylococcus* y *Escherichia*. Ambas investigaciones confirman la persistencia de presencia de microorganismos en superficies clínicas tras los procedimientos odontológicos.

Es importante señalar que nuestra investigación presenta algunas limitaciones como la falta de cuantificación de microorganismos mediante unidades formadoras de colonias (UFC). Sin embargo, la fortaleza principal de nuestra investigación radica en su enfoque novedoso y detallado en el aislamiento y persistencia de patógenos en superficies dentales, utilizando ocho medios de cultivo y tres medios de transporte el cual hubo 3 réplicas respectivamente. Sería beneficioso que investigaciones futuras incluyan aplicación de técnicas moleculares o bioquímicas para identificar una gama más amplia de microorganismos. La investigación pone de manifiesto la necesidad de mejorar las prácticas de desinfección en unidades dentales y continuar investigando métodos más efectivos para prevenir la contaminación cruzada, con el objetivo de garantizar un entorno más seguro tanto para los pacientes como para el personal clínico.



CONCLUSIONES

PRIMERA: Durante la atención a pacientes se aisló 64% (231) de MOP en condiciones de aerobiosis, 70% de MOP en mesa de trabajo, 62% de MOP en jeringa triple y 61% de MOP en asa de lámpara. Se aisló 65% (175) de MOP en condiciones de anaerobiosis, 66% de MOP en mesa de trabajo, 65% de MOP en jeringa triple y asa de lámpara. Los géneros más frecuentes fueron *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Enterococcus*, *Lactobacillus*, *Actinomyces*, *Porphyromonas*, *Fusobacterium Bacillus*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Shigella*, *Salmonella* y *Cándida*.

SEGUNDA: Post desinfección de la unidad dental, se aisló 67% (242) de MOP en condiciones de aerobiosis, persistiendo 69% de MOP en jeringa triple, 67% de MOP en mesa de trabajo y 65% de MOP en asa de lámpara. Se aisló 70% (190) de MOP en condiciones de anaerobiosis, persistiendo 71% de MOP en mesa de trabajo y asa de lámpara, 69% de MOP en jeringa triple. Los géneros más frecuentes fueron *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Enterococcus*, *Lactobacillus*, *Actinomyces*, *Porphyromonas*, *Fusobacterium Bacillus*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Shigella*, *Salmonella* y *Cándida*.

TERCERA: El porcentaje de crecimiento de microorganismos patógenos fue mayor en condiciones anaerobias (68%) comparado con las aerobias (66%) en ambos momentos.

CUARTA: 69% (432) de persistencia de MOP aislados post desinfección de la unidad dental con relación al 65% (406) aislados inicialmente de la superficie de la unidad dental durante la atención al paciente, permaneciendo los géneros *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Enterococcus*, *Fusobacterium*, *Actinomyces*, *Porphyromonas*, *Lactobacillus*, *Escherichia*, *Klebsiella* y *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Shigella*, *Salmonella* y *Cándida*.

RECOMENDACIONES

- PRIMERA:** Se recomienda que el Centro Odontológico de la Universidad mejore la ventilación en las áreas de atención clínica, para evitar que el ambiente sea completamente cerrado. Esto puede lograrse mediante la instalación de ventiladores de extracción o filtros de aire acondicionado, reduciendo el riesgo de acumulación de aerosoles y partículas en el ambiente.
- SEGUNDA:** Se sugiere que los estudiantes de odontología participen en programas de formación anual o semestral. Estos programas deberán incluir módulos específicos sobre el uso correcto del equipo de protección personal (guantes, mascarillas, gafas) y la correcta desinfección de superficies de la unidad dental.
- TERCERA:** Se recomienda establecer horarios definidos entre turno y turno (5 a 10 minutos) para la limpieza y desinfección de todas las superficies de la unidad dental y recojo del instrumental usado.
- CUARTA:** Es recomendable que en cada sala de atención se disponga de productos de limpieza y desinfección (sprays, papel toalla, alcohol, soluciones desinfectantes), ubicadas en puntos estratégicos dentro de la unidad dental para uso de los estudiantes, de manera que puedan utilizarlos después de cada procedimiento. Asimismo, el personal de limpieza deberá asegurarse de que los productos se encuentren siempre disponibles y en las cantidades adecuadas, verificando y rellenando las estaciones al inicio de cada turno.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Abusalim GS. Prevalence and investigations of bacterial contamination in dental healthcare associated environment. *J King Saud Univ - Sci.* agosto de 2022;34(6):102153.
2. Franz J, Scheier TC, Aerni M, Gubler A, Schreiber PW, Brugger SD, et al. Bacterial contamination of air and surfaces during dental procedures—An experimental pilot study using *Staphylococcus aureus*. *Infect Control Hosp Epidemiol.* mayo de 2024;45(5):658-63.
3. Amancio ADM, Silva BCDD, Viana JCM, Avelino LDB, Sousa LCD, Lima KC, et al. Análise microbiológica da água de equipamentos odontológicos. *Res Soc Dev.* 9 de agosto de 2020;9(9):e23996818.
4. Deulkar S, Singh S, Tiwari D. Isolation of selected possible aerobic bacterial pathogens from dental environmental surfaces after use of disinfectants - A case study at a public dental clinic, in KwaZulu-Natal. *South Afr Dent J.* 30 de junio de 2020;75(5):241-6.
5. Albagieh H, Alsenani M, Alshehri M, Alamri H, Alghamdi N, Alawaji R, et al. Knowledge and awareness assessment of cross-contamination of dental floss containers in King Saud University dental hospital clinics. *Saudi Dent J.* enero de 2023;35(1):90-4.
6. Pandey N, Koju S, Khapung A, Gupta S, Aryal D, Dhami B. Dental Floss Prescription Pattern among the Dental Interns of Nepal. *J Nepal Med Assoc [Internet].* 31 de agosto de 2020 [citado 15 de octubre de 2024];58(228). Disponible en: <https://www.jnma.com.np/jnma/index.php/jnma/article/view/5133>
7. Etecé E. Microorganismos. En: *Enciclopedia Humanidades [Internet].* Disponible en: <https://humanidades.com/microorganismos/>
8. Fernández Roldán L. Ecología verde. 2022. Tipos de bacterias. Disponible en: <https://www.ecologiaverde.com/tipos-de-bacterias-2633.html>
9. Negroni M. Microbiología Estomatológica. En: *Microbiología Estomatológica [Internet].* Disponible en: https://www.odontoinfo.com/wp-content/uploads/2022/01/Microbiologia-Estomatologica-75-_.pdf

10. Belleza estética [Internet]. Clasificación de las bacterias. Disponible en: <https://belleza-estetica.com.ar/clasificacion-de-las-bacterias/>
11. Medina MS, Andrade C, Orellana P, Sarmiento P. Detección de *Staphylococcus aureus* en pantallas de celulares de estudiantes de Odontología mediante PCR. 11 de octubre de 2021 [citado 15 de octubre de 2024]; Disponible en: <https://zenodo.org/record/5549583>
12. Lemos M. Tua Saúde. *Staphylococcus epidermidis*: qué es, síntomas y tratamiento. Disponible en: <https://www.tuasaude.com/es/staphylococcus-epidermidis/>
13. Pereira-Ribeiro PMA, Cabral-Oliveira GG, Olivella JGB, Motta ICDM, Ribeiro FC, Nogueira BA, et al. Biofilm formation, multidrug-resistance and clinical infections of *Staphylococcus haemolyticus*: A brief review. *Res Soc Dev*. 21 de agosto de 2022;11(11):e228111133605.
14. Spada V, Urquet A. *Streptococcus pyogenes*, un enemigo habitual [Internet]. Disponible en: <https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/128699/P%3%B3ster.pdf-PDFA.pdf?sequence=2&isAllowed=y>
15. Machado-Tan T, Reyes-Labarcena B. *Streptococcus mutans*, principal cariogénico de la cavidad bucal. 2021;4(3):13.
16. Apaza-Apaza RA, Asillo-Choquehuanca S, Padilla-Cáceres TC, Mamani-Cori V, Catacora-Padilla PO, Apaza-Apaza F de B. Efectos del xilitol en el crecimiento bacteriano frente a *Streptococcus sanguinis*: Estudio in vitro. *Odontoestomatología* [Internet]. 15 de marzo de 2023 [citado 15 de octubre de 2024];24(40). Disponible en: <https://odon.edu.uy/ojs/index.php/ode/article/view/479>
17. Liébana Ureña J. Microbiología oral. En: *Microbiología oral* [Internet]. Disponible en: https://www.academia.edu/40281608/MICROBIOLOG%3%8DA_ORAL
18. Carranco Esparza VI. Resistencia bacteriana de *enterococcus faecalis* contra amoxicilina y clindamicina [Internet]. [Mexico]: Universidad Autónoma de San Luis Potosí; 2021. Disponible en: <https://repositorioinstitucional.uaslp.mx/xmlui/bitstream/handle/i/7864/TesisM.FE.2021.Resistencia.Carranco.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

19. Olivan Gonzalvo G, Parte Serna AC de la. Manifestaciones orales y dentales del maltrato infantil. 2021;23(89):15-23.
20. Britos MR, Sin CS, Ortega SM. Porphyromonas gingivalis en fluido crevicular de pacientes diabéticos tipo 2. Rev Estomatológica Hered. 22 de abril de 2022;32(1):36-41.
21. Falcón-Pasapera GS, Falcón-Guerrero BE. Prevotella intermedia y enfermedad periodontal en embarazadas. Rev Odontológica Basadrina. 26 de junio de 2020;4(1):54-8.
22. Elika [Internet]. Salmonella. Disponible en: <https://seguridadalimentaria.elika.eus/fichas-de-peligros/salmonella/>
23. Krieger M, AbdelRahman YM, Choi D, Palmer EA, Yoo A, McGuire S, et al. Stratification of Fusobacterium nucleatum by local health status in the oral cavity defines its subspecies disease association. Cell Host Microbe. abril de 2024;32(4):479-488.e4.
24. Bush L. Manual MSD. 2024. Infecciones por Escherichia coli. Disponible en: <https://www.msmanuals.com/es/hogar/infecciones/infecciones-bacterianas-bacterias-gramnegativas/infecciones-por-escherichia-coli>
25. Shamina OV, Samoylova EA, Novikova IE, Lazareva AV. Klebsiella pneumoniae: microbiological characterization, antimicrobial resistance, and virulence. Russ Pediatr J. 3 de julio de 2020;23(3):191-7.
26. Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo [Internet]. Pseudomonas aeruginosa. Disponible en: <https://www.insst.es/agentes-biologicos-basebio/bacterias/pseudomonas-aeruginosa>
27. Bush L. Manual MSD. Infecciones por Klebsiella, Enterobacter y Serratia. Disponible en: <https://www.msmanuals.com/es/hogar/infecciones/infecciones-bacterianas-bacterias-gramnegativas/infecciones-por-klebsiella-enterobacter-y-serratia>
28. Elika [Internet]. Shigella. Disponible en: <https://seguridadalimentaria.elika.eus/fichas-de-peligros/shigella/>
29. Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo [Internet]. Candida albicans. Disponible en: <https://www.insst.es/agentes-biologicos-basebio/hongos/candida-albicans>

30. Instituto Superior de Química, Física y Biología [Internet]. ¿Qué es un cultivo bacteriano y para qué se utiliza? Disponible en: <https://ieqfb.com/cultivo-bacteriano-tipos-usos/>
31. Medline Plus [Internet]. Prueba de cultivo de bacterias. Disponible en: <https://medlineplus.gov/spanish/pruebas-de-laboratorio/prueba-de-cultivo-de-bacterias/>
32. Jiménez Rojas A, Valderrama Beltrán SL, Montañez Puentes ZM, Ortiz Aroca JA, Ordóñez T, Correa V, et al. Limpieza y desinfección de equipos y superficies ambientales en Instituciones Prestadoras de Servicios de Salud [Internet]. Disponible en: https://acin.org/images/guias/LIMPIEZA_Y_DESIN_2022_2_ACINcap_central_SDS.pdf
33. Mayo Clinic [Internet]. Enfermedades infecciosas. Disponible en: <https://www.mayoclinic.org/es/diseases-conditions/infectious-diseases/symptoms-causes/syc-20351173>
34. Organización Mundial de la Salud [Internet]. 2020. Resistencia a los antibióticos. Disponible en: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/antibiotic-resistance>
35. Uniteco [Internet]. 2022. ¿Qué son las infecciones nosocomiales? Disponible en: <https://www.unitecoprofesional.es/blog/infecciones-nosocomiales-que-son/>
36. Rentokil [Internet]. 2021. Los peligros de la contaminación de alimentos por Bacterias. Disponible en: <https://www.rentokil.com/cr/blog/control-de-plagas/los-peligros-de-la-contaminacion-de-alimentos-por-bacterias>
37. Contaminación en la Clínica Dental [Internet]. Good Mouth. 2021. Disponible en: https://www.goodmouthcr.com/blog/desinfeccion_y_esterilizacion-contaminacion_en_la_clinica_dental/
38. Limpiezas virosa [Internet]. 2022. ¿Cómo se pueden transmitir las infecciones en una clínica dental? Disponible en: <https://www.limpiezasvirosa.com/protocolo-limpieza-clinica-dental/>
39. MINSA. Manejo de la Atención Estomatológica en el contexto de la pandemia por COVID-19 [Internet]. Imprenta S.R.L; Disponible en: <https://cdn.www.gob.pe/uploads/document/file/2136047/Manejo%20de%20la%20atenci>

%C3%B3n%20estomatol%C3%B3gica%20en%20el%20contexto%20de%20la%20pandemia%20por%20COVID-19.pdf.pdf

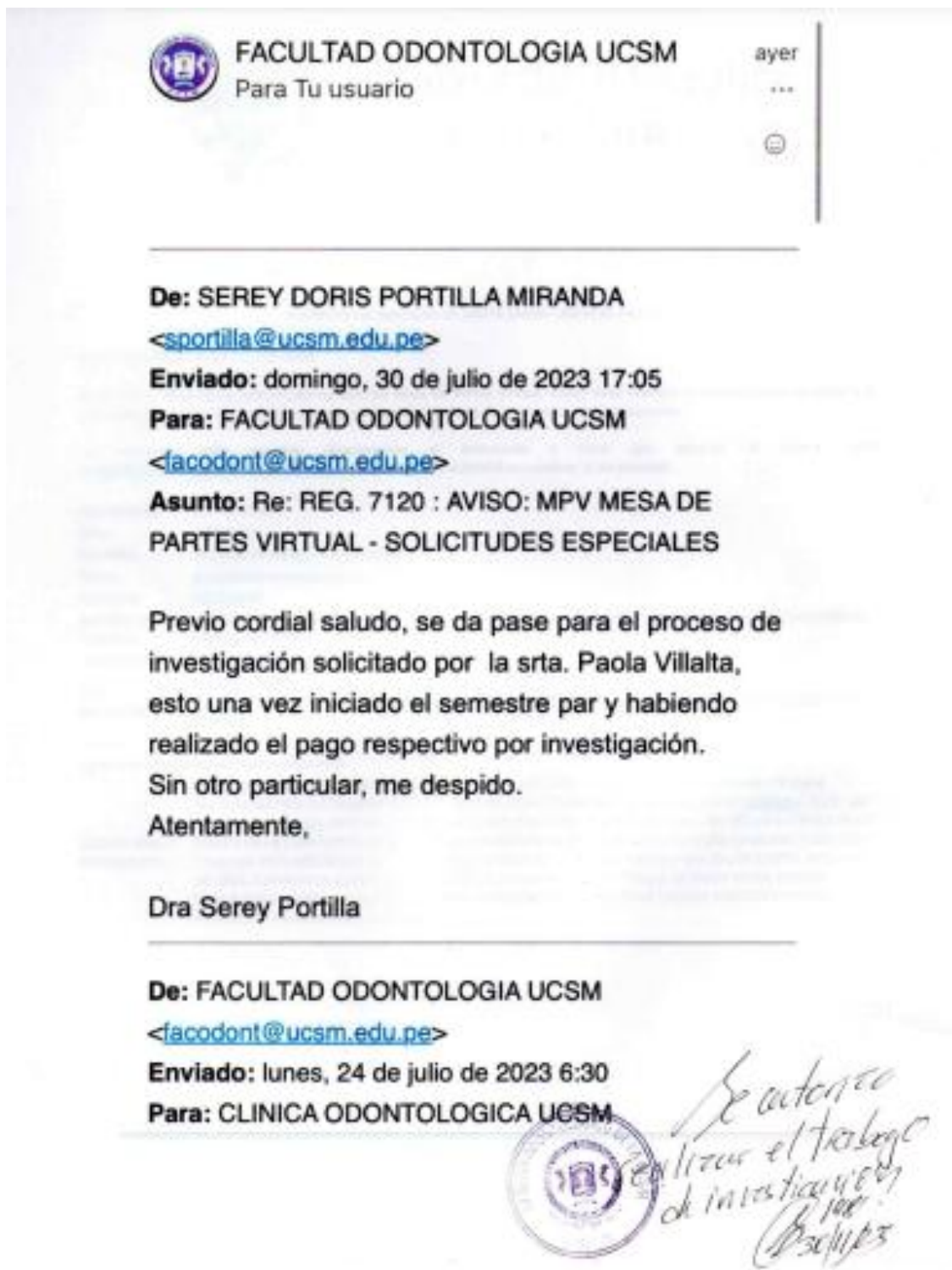
40. Manual de Bioseguridad [Internet]. 2023. Disponible en: <https://www.haya.gob.pe/wp-content/uploads/2023/06/RD-N-081-2023-GOREU-DIRESA-HAYA.pdf>
41. Alkhulaifi MM, Alotaibi DH, Alajlan H, Binshoail T. Assessment of nosocomial bacterial contamination in dental unit waterlines: Impact of flushing. Saudi Dent J. febrero de 2020;32(2):68-73.
42. Benites Taípe CJ, Torres Taípe WJ. Análisis microbiológico de la pieza de mano odontológico antes y después del uso por los estudiantes de la clínica dental especializada de la UTEA, Apurímac - 2018 [Tesis]. [Apurímac]: Universidad Tecnológica de los Andes; 2019.
43. García Arancibia WM, Sajahuamán PM. Contaminación Microbiológica en Consultorios de Odontología al interior de un Centro de Salud, el Tambo – 2017. [Junín]: Universidad Peruana Los Andes; 2017.
44. Quispe Pacori J. Contaminación Microbiológica de la Jeringa Triple de Unidades Dentales en comparación a teléfonos celulares de estudiantes de la Clínica Odontológica de la Universidad Nacional del Altiplano Puno 2018 [Tesis]. [Puno]: Universidad Nacional del Altiplano Puno; 2018.
45. Mamani Mamani DM. Contaminación Bacteriológica en las superficies internas de las escupideras antes, durante y después de la atención en la clínica odontológica de la UCSM. Arequipa 2017 [Internet] [Tesis]. [Arequipa]: Universidad Católica de Santa María; 2018. Disponible en: <https://repositorio.ucsm.edu.pe/server/api/core/bitstreams/7cbf7938-15ae-4296-ba8a-5963bbdbcf21/content>
46. Rodríguez Butrón CF. Aislamiento de microorganismos que se adhieren al rostro de los estudiantes durante la atención a pacientes en la clínica odontológica de la UCSM, Arequipa 2018. [Tesis]. [Arequipa]: Universidad Católica de Santa María; 2018.


47. Patina Mamani BM. Calidad microbiológica en el circuito de mangueras de agua de las unidades odontológicas de clínicas y consultorios del distrito de Cayma Arequipa – 2021 [Internet] [Tesis]. [Arequipa]: Universidad Alas Peruanas; 2021.



ANEXOS

Anexo 1. Autorización para trabajo de investigación en la clínica




 **FACULTAD ODONTOLOGIA UCSM** ayer
Para Tu usuario

De: SEREY DORIS PORTILLA MIRANDA
<sportilla@ucsm.edu.pe>
Enviado: domingo, 30 de julio de 2023 17:05
Para: FACULTAD ODONTOLOGIA UCSM
<facodont@ucsm.edu.pe>
Asunto: Re: REG. 7120 : AVISO: MPV MESA DE PARTES VIRTUAL - SOLICITUDES ESPECIALES

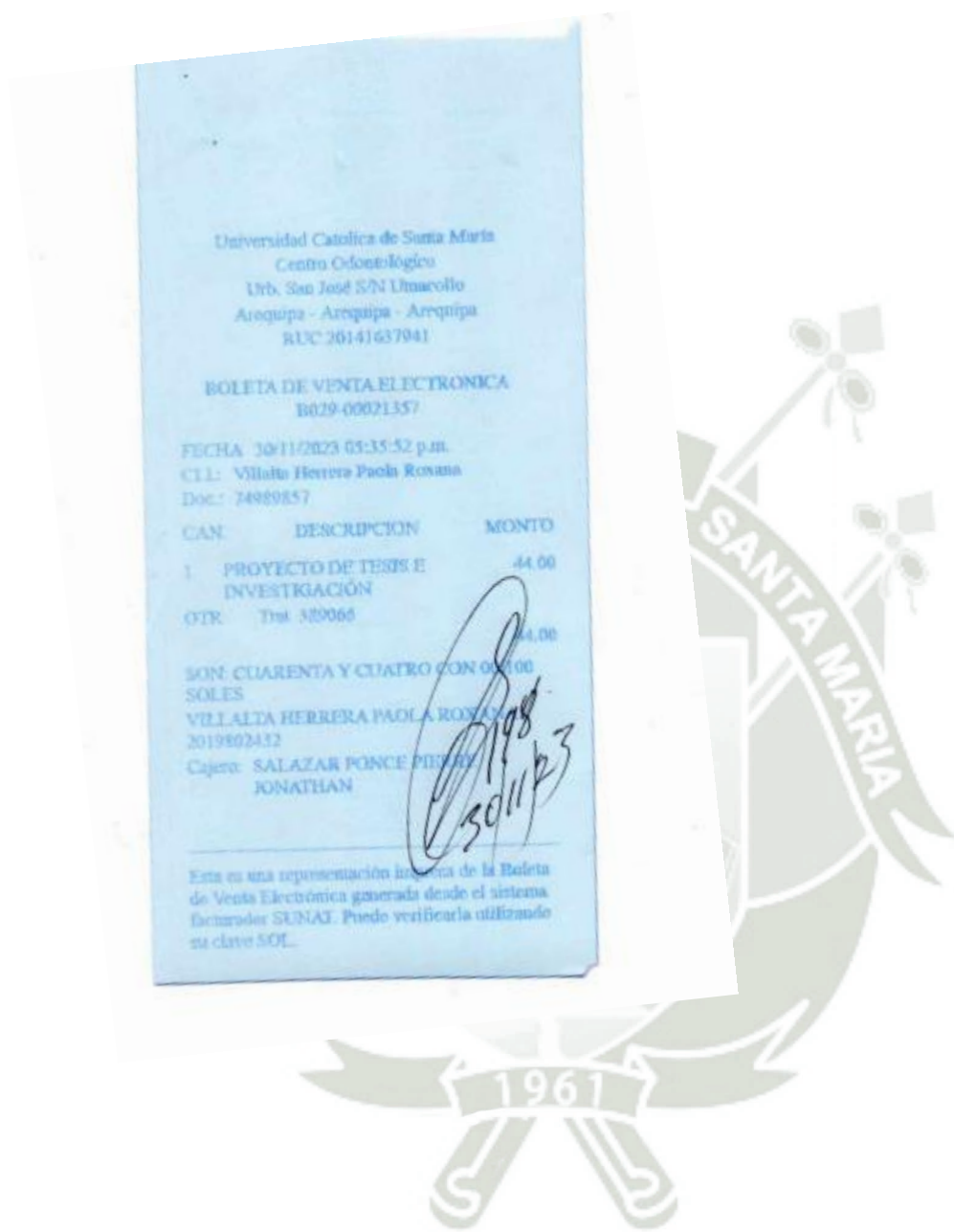
Previo cordial saludo, se da pase para el proceso de investigación solicitado por la srta. Paola Villalta, esto una vez iniciado el semestre par y habiendo realizado el pago respectivo por investigación.
Sin otro particular, me despido.
Atentamente,

Dra Serey Portilla

De: FACULTAD ODONTOLOGIA UCSM
<facodont@ucsm.edu.pe>
Enviado: lunes, 24 de julio de 2023 6:30
Para: CLINICA ODONTOLOGICA UCSM


Se autoriza el trabajo de investigación por [signature]

Anexo 2. Boleta para trabajo de investigación en la clínica



Anexo 3. Modelo de ficha laboratorial para recolección de datos



UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTA MARÍA

FACULTAD DE ODONTOLOGÍA

AREQUIPA-PERÚ

Ficha Laboratorial – “Aislamiento y persistencia de microorganismos patógenos de la cavidad bucal durante la atención a pacientes y post desinfección de la unidad dental del Centro Odontológico UCSM, Arequipa 2024”

FICHA DE RECOLECCIÓN DE DATOS

Fecha: _____

Turno:

- 8:30-2:30 pm (x)

Datos del Sillón dental:

- Sala:
- N.º:

Actividad Clínica

Endodoncia _____ Periodoncia _____ Operatoria _____

Momento (durante o después) _____

Inicio de actividades _____ **Finalización de actividades** _____

Hora de recolección _____

Hora de envió al laboratorio _____

Observaciones.....
.....
.....

Anexo 4. Evidencia fotográfica

Imagen 1. Preparación de medios de cultivo



Imagen 2. Toma de muestra durante la atención



Imagen 3. Toma de muestra post desinfección



Imagen 4: Muestra de Caldos; Tioglicolato, Nutritivo y BHI con muestras



Imagen 5: Procesamiento de muestras

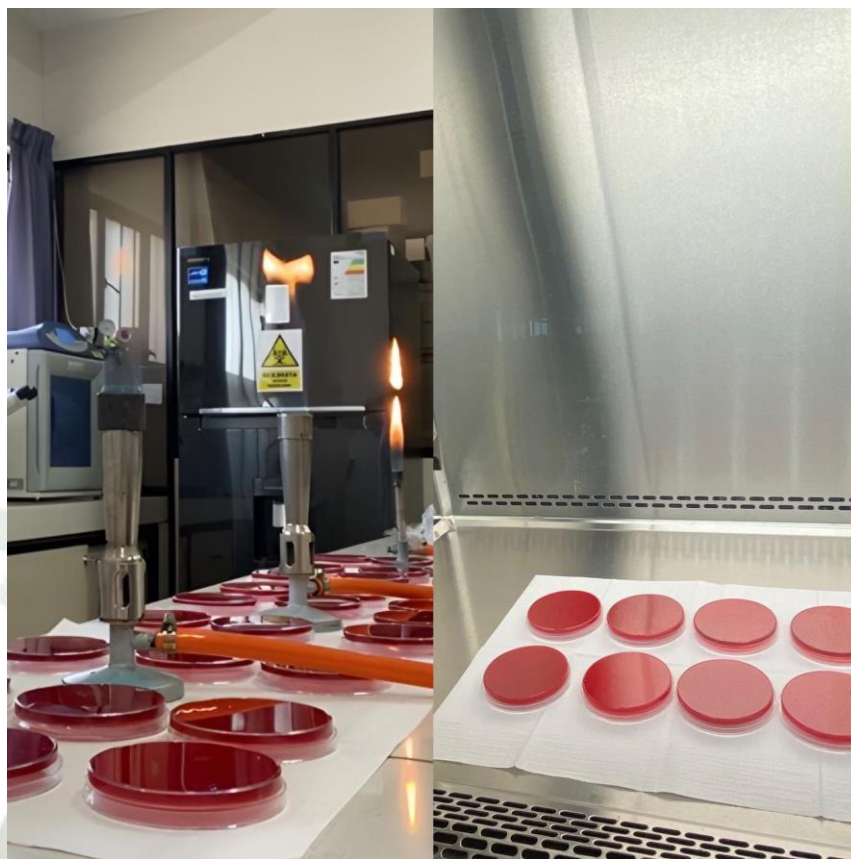


Imagen 6. Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar Manitol

Salado

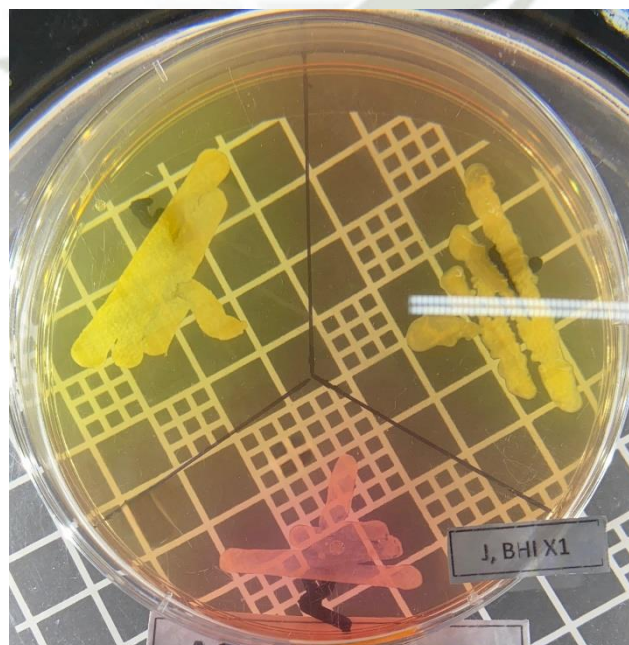


Imagen 7: Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar SS

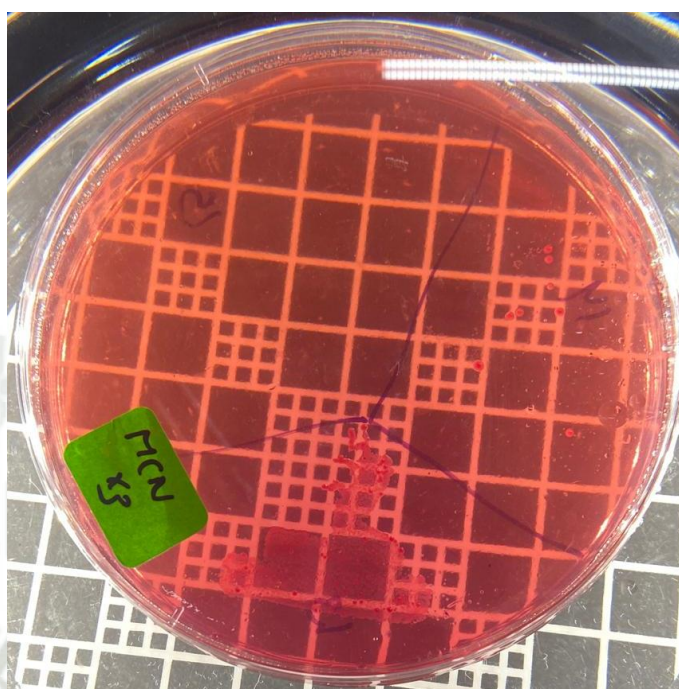


Imagen 8. Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar Sangre



Imagen 9: Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar Rogosa

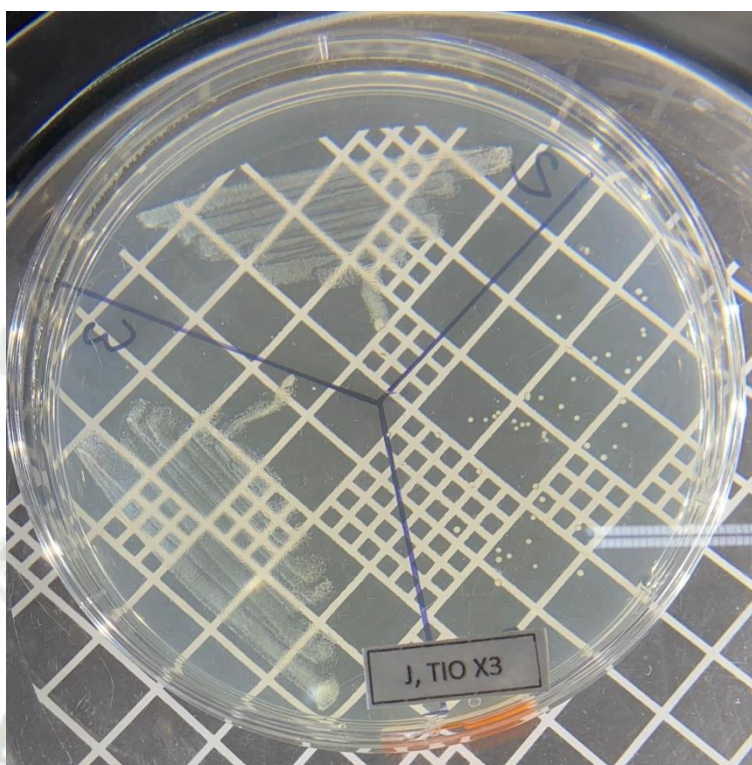


Imagen 10: Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar KF

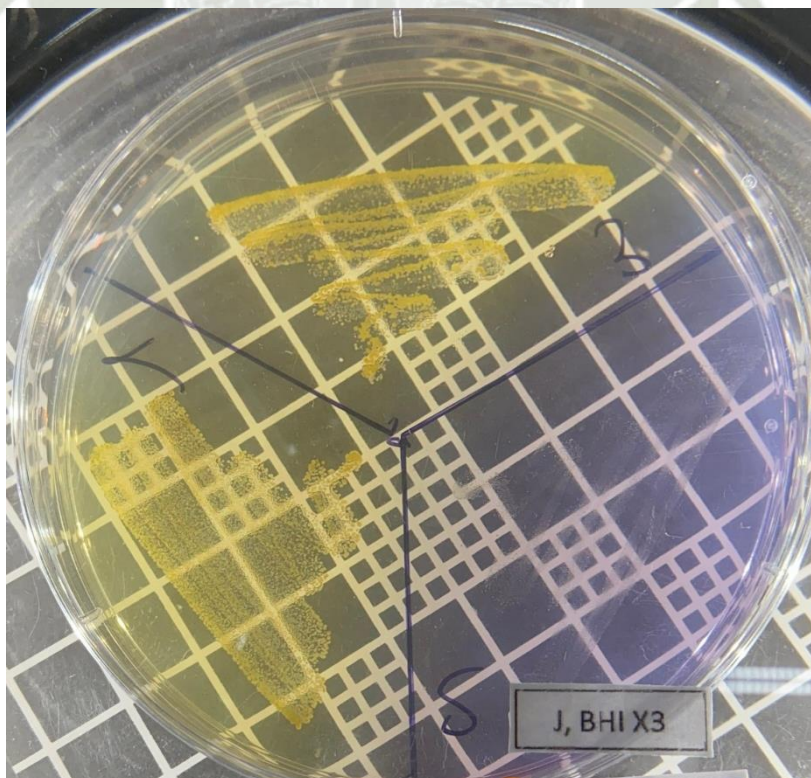


Imagen 11. Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar Macconkey

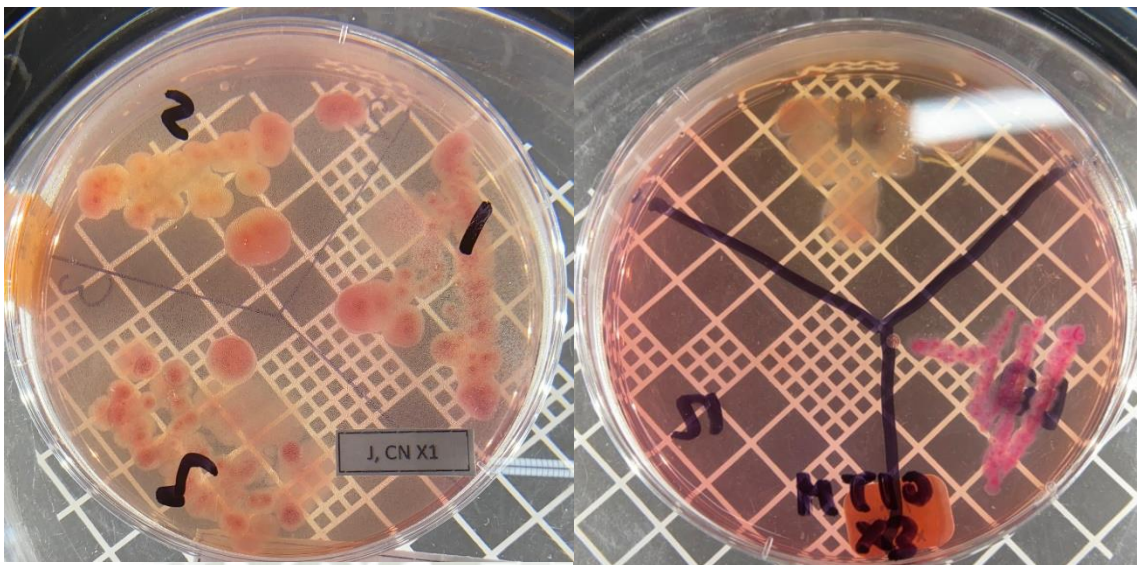


Imagen 12: Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar Mitis Salivarius

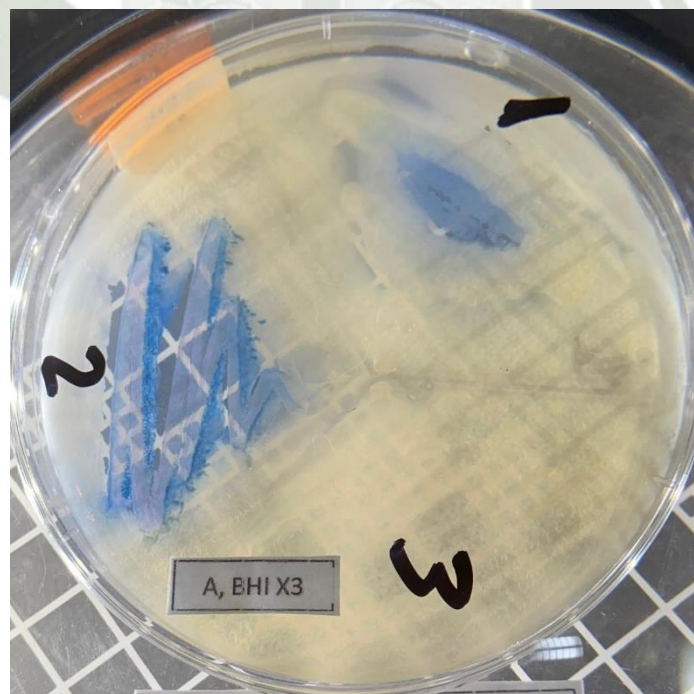
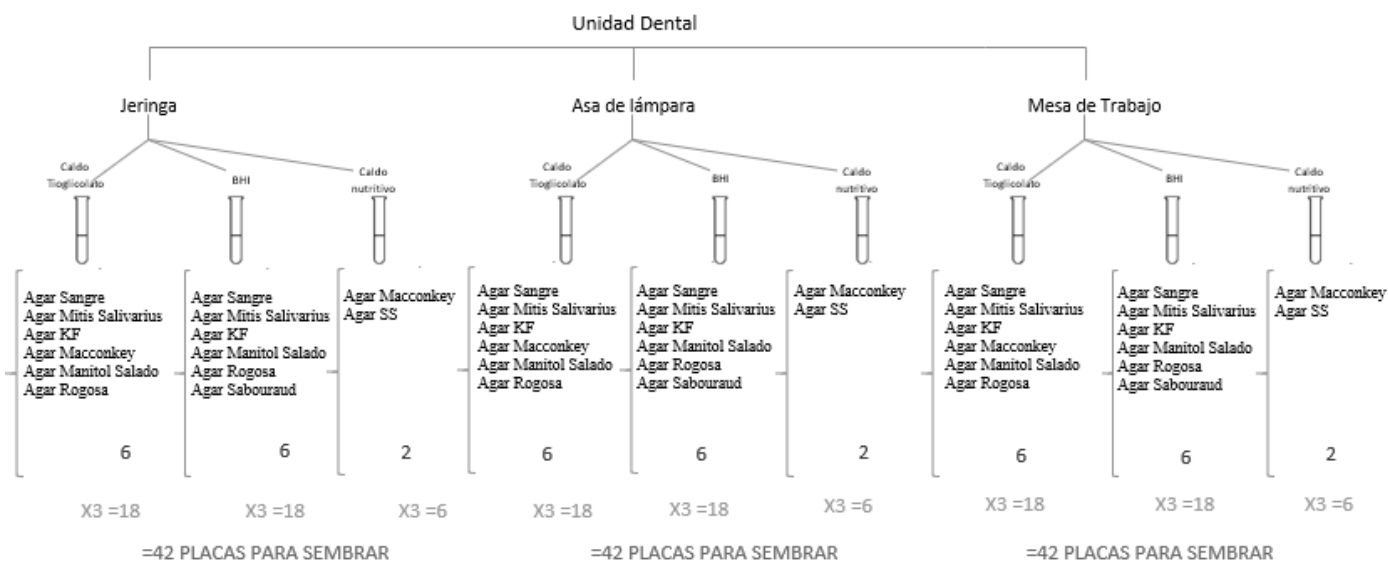


Imagen 13: Resultados del crecimiento de microorganismos patógenos en Agar Sabouraud



Esquema de trabajo



	SESIÓN 1	SESIÓN 2	SESIÓN 3	SESIÓN 4	SESIÓN 5
Sillones	3	3	3	3	3
Placas durante	126	126	126	126	126
Placas después	126	126	126	126	126

TOTAL DE PLACAS	1260
-----------------	------

