



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
NICARAGUA,  
MANAGUA  
UNAN-MANAGUA

**Informe final de tesis para optar al Título de Cirujano Dentista**

**CONTAMINACIÓN MICROBIANA EN LAS SUPERFICIES DE LAS UNIDADES  
DENTALES DE LA CLÍNICA MULTIDISCIPLINARIA DE LA UNIVERSIDAD  
NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA, UNAN-MANAGUA, DICIEMBRE  
2020.**

**Autores:**

Br. Jaime Francisco Marín Morales

Br. Ruth Verónica Acevedo Calvo

Br. Carlos Ivan Aráuz Sándigo

**Tutora:**

Dra. Tomasita Marcela Medina Cajina

MSc. Salud Pública

PhD. Gestión y Calidad de la Educación

Managua, Nicaragua

Abril, 2021

## AGRADECIMIENTO

Son muchas las personas que han contribuido a la realización de esta tesis, detrás de ella, hay un equipo de trabajo que ha estado apoyándonos y orientándonos desde el primer día.

En primer lugar, agradecemos a Dios, por darnos la vida, sabiduría y entendimiento para poder estar hoy culminando nuestra carrera universitaria.

A nuestros padres, quienes con tanto esfuerzo y sacrificios nos apoyaron en la compra de cada instrumento o material que necesitábamos, pero principalmente gracias por sus consejos y apoyo emocional, que nos motivaron a seguir adelante cuando pasamos por momentos de estrés. Este logro es también de ellos.

A la Dra. Tomasita Medina, nuestra tutora metodológica, por su tiempo, dedicación y empeño para guiarnos en cada una de las etapas que conllevó la elaboración de esta monografía.

Agradecemos al Lic. Douglas Espinoza, quien durante la recolección y análisis de las muestras fue un gran pilar, nos instruyó para la realización de las muestras y trabajó arduamente en el análisis de las mismas.

Agradecemos a todos los docentes que nos compartieron con amor el don de la enseñanza, especialmente al Dr. Oscar López que siempre hacía un tiempo para escuchar y atender nuestras inquietudes.

## **DEDICATORIA**

Este presente trabajo está dedicado primeramente a Dios por darnos salud, paciencia, sabiduría y mucha fortaleza para seguir adelante y culminar con éxito nuestra carrera.

A nuestros padres por darnos su apoyo incondicional, sus consejos, sus valores, su motivación en los momentos más difíciles de nuestro proceso como cirujanos dentistas, y por su gran sacrificio para sacarnos adelante todos estos años.

A nuestros compañeros que siempre nos han apoyado y han estado con nosotros en todo momento, nadie más que ellos saben todo lo que nos costó llegar hasta este momento.

A nuestra tutora Dra. Tomasita Medina por brindarnos su valioso tiempo, su asesoría y su conocimiento, que nada de esto fuera posible sin su apoyo incondicional.

## OPINIÓN DEL TUTOR

Los pacientes y el personal odontológico están expuestos a grandes cantidades de microorganismos debido a la transferencia directa o indirecta de éstos a través del instrumental, equipo odontológico y superficies contaminadas con sangre u otros fluidos corporales. Las unidades dentales no escapan al riesgo de contaminación microbiana, siendo consideradas como un medio propicio para la transmisión de enfermedades infecciosas, tanto para el paciente como para el personal de la salud oral. Por tal razón, el trabajo de investigación presentado por los bachilleres Jaime Francisco Marín Morales, Ruth Verónica Acevedo Calvo y Carlos Iván Aráuz Sándigo, cobra importancia al determinar los microorganismos predominantes en las superficies de riesgo (jeringa triple, lámpara y succión de la botella de agua) de las unidades dentales y los presentes en el ambiente de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN Managua, permitiendo de forma indirecta, conocer la efectividad de las técnicas de asepsia aplicadas a estos equipos y en el ambiente mismo.

Los resultados de esta investigación proporciona información que se espera sea de interés para los tomadores de decisión de la Carrera de Odontología de la Facultad de Ciencias Médicas de la UNAN Managua, de tal forma que contribuya a la mejora de la atención y bioseguridad para todos los que asisten a la Clínica Multidisciplinaria.

Doy fe como tutora, que el informe final de tesis cumple con los requisitos científicos y académicos establecidos en la Normativa de Modalidad de Graduación de la Facultad de Ciencias Médicas y que los bachilleres Marín, Acevedo y Aráuz han mostrado gran disciplina y ética profesional en la realización de su trabajo.



Dra. Tomásita Marcela Medina Cajina

Departamento de Microbiología y Parasitología

## RESUMEN

Con el propósito de determinar la contaminación microbiana presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales y en el ambiente de la clínica Odontológica Multidisciplinaria UNAN –Managua, se realizó un estudio descriptivo de corte transversal, exploratorio y de enfoque cuantitativo. La muestra estuvo conformada por 6 unidades dentales, seleccionadas a través de un muestreo no aleatorio. Se tomaron muestras del ambiente de la clínica y de las superficies de las unidades dentales en estudio (pantalla de la lámpara y jeringa triple), antes y después de su desinfección y de la succión de la botella únicamente antes del proceso de desinfección, así como pruebas de sensibilidad de los microorganismos aislados. Los resultados obtenidos indicaron que las superficies de las unidades dentales antes de su desinfección se encontraron contaminadas en un 94.4%. Predominó la microbiota de tipo coco grampositivo en las jeringas triples y en lámparas. En la succión de las botellas de agua, predominó la microbiota de tipo bacilo gramnegativos. Después de su desinfección persistieron contaminadas en un 75%. La contaminación del ambiente fue mínima, con conteos inferiores a 5 UFC/cm<sup>2</sup>. El 90% de las cepas bacterianas de tipo patógenas y oportunistas, resultaron resistente al menos a un betalactámico. El 60% de las cepas mostraron resistencia al menos a una quinolona. Los mecanismos de resistencia encontrados fueron de tipo bombas de Eflujo en las grampositivas y de tipo BLEE en las gramnegativas. Se concluye que debido al tipo de microbiota encontrada, la contaminación de las superficies de las unidades dentales puede provenir de los fluidos de la cavidad oral y de una inadecuada técnica de limpieza y desinfección. A pesar de que existe relación entre la microbiota presente en las superficies de las unidades y el ambiente, este último, no es el principal contaminante de las unidades dentales. Por lo antes expuesto, se recomienda implementar un protocolo de limpieza y desinfección que se ajuste a las necesidades de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN – Managua a partir de estándares internacionales.

**Palabras claves:** Microbiota, Superficies de riesgo, Contaminación, Mecanismos de resistencia.

## INDICE DE CONTENIDOS

CAPITULO I. GENERALIDADES .....	1
1.1.    Introducción .....	1
1.2.    Antecedentes .....	2
1.3.    Justificación.....	6
1.4.    Planteamiento del Problema.....	7
1.5.    Objetivos .....	8
1.6.    Marco Teórico.....	9
1.6.1    Unidad dental .....	9
1.6.2    Microbiota y contaminación.....	12
1.6.3    Contaminación del ambiente.....	20
1.6.4    La infección cruzada .....	23
1.6.5    Medios de control de microorganismos .....	25
CAPITULO II. DISEÑO METODOLÓGICO.....	36
2.1.    Enfoque de la investigación .....	36
2.2.    Tipo de investigación .....	36
2.3.    Área de estudio.....	36
2.4.    Universo .....	37
2.5.    Muestra.....	37
2.6.    Unidades de análisis .....	37
2.7.    Fuentes de información .....	38
2.8.    Técnicas y procedimientos .....	38
2.9.    Plan de tabulación .....	52
2.10.    Enunciado de variables.....	53
2.11    Operacionalización de variables.....	54
2.12    Aspectos éticos.....	58
CAPITULO III. DESARROLLO.....	59
3.1    Resultados .....	59
3.1.1    Resultados del Objetivo 1 .....	59
3.1.2    Resultados del Objetivo 2 .....	68
3.1.3    Resultados del Objetivo 3 .....	70
3.1.4    Resultados del Objetivo 4 .....	72

3.2	Discusión.....	76
3.2.1	Análisis de la microbiota presente en las superficies de las unidades dentales.....	76
3.2.2	Análisis de la microbiota ambiental .....	80
3.2.3	Análisis de la susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de los microorganismos identificados en las superficies de riesgo de las unidades dentales. ....	81
3.3	Conclusiones .....	83
3.4	Recomendaciones.....	86
CAPÍTULO IV. REFERENCIAS .....		88
CAPÍTULO V. ANEXOS .....		95
5.1	Instrumentos de recolección de la Información .....	95
5.2	Fotos de la toma de muestra.....	98
5.3	Fotos de los cultivos Agar Sangre / Agar Mc Conkey .....	100

## INDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1</b> Calor seco: Estufas y horno de Pasteur .....	29
<b>Tabla 2</b> Calor húmedo: autoclave.....	30
<b>Tabla 3</b> Técnicas e instrumentos de recolección de datos .....	38
<b>Tabla 4</b> Operacionalización de variables.....	54
<b>Tabla 5</b> Microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales antes de la desinfección.....	59
<b>Tabla 6</b> Microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales después de la desinfección.....	61
<b>Tabla 7</b> Grado de contaminación bacteriana de las jeringas triples y de las lámparas de las unidades dentales, antes y después de la desinfección. ....	62
<b>Tabla 8</b> Grado de contaminación bacteriana de la succión de las botellas de agua de las unidades dentales.....	64
<b>Tabla 9</b> Microbiota presente en las unidades dentales. ....	66
<b>Tabla 10</b> Microbiota predominante en el ambiente de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN Managua.....	68
<b>Tabla 11</b> Clasificación del grado de contaminación ambiental.....	69
<b>Tabla 12</b> Relación entre microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales y la microbiota del ambiente. ....	71
<b>Tabla 13</b> Susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de las bacterias presentes en las jeringas triples de las unidades dentales en estudio. ....	72
<b>Tabla 14</b> Susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de las bacterias presentes en la succión de las botellas de agua de las unidades dentales en estudio. ....	73

## INDICE DE GRÁFICOS

<b>Gráfico 1</b> Microorganismos presentes antes de la desinfección.....	60
<b>Gráfico 2</b> Microorganismos presentes después de la desinfección .....	62
<b>Gráfico 3</b> Microorganismos aislados de la Jeringa Triple.....	63
<b>Gráfico 4</b> Microorganismos aislados en la pantalla de la lámpara.....	64
<b>Gráfico 5</b> Microorganismos aislados de la succión de las botellas de agua .....	65
<b>Gráfico 6</b> Microbiota ambiental de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN Managua.....	70

## INDICE DE ILUSTRACIONES

<b>Ilustración 1</b> Flujograma: Prueba de sensibilidad antimicrobiana.....	49
<b>Ilustración 2</b> Flujograma: Análisis microbiológico de las superficies de la unidad dental.....	50
<b>Ilustración 3</b> Ubicación de platos Petry en la clínica dental UNAN – Managua.....	51
<b>Ilustración 4</b> Flujograma: Análisis microbiológico del ambiente.....	52

# CAPITULO I. GENERALIDADES

## 1.1. Introducción

La atención odontológica puede constituir una práctica de riesgo si no se realiza en las mejores condiciones. Pacientes que se someten a procedimientos dentales, así como estudiantes y profesionales relacionados con la atención odontológica, constantemente se exponen a diversos microorganismos transmitidos a través de fluidos corporales como la sangre, secreciones orales y respiratorias. La transmisión puede darse de forma directa o indirecta a través de instrumentos y equipos contaminados como la jeringa triple, turbinas, entre otros. Los microorganismos por lo general no se encuentran flotando, necesitando partículas inertes como el polvo, gotas de agua o de saliva que les sirvan de transporte para que puedan depositarse sobre superficies, contaminando las diferentes partes que constituyen las unidades dentales.

Las unidades dentales tienen espacios susceptibles a una contaminación continua. Estos espacios están formados por moléculas orgánicas e inorgánicas que constituyen sistemas que albergan poblaciones heterogéneas de microorganismos patógenos oportunistas. Cuando estos microorganismos permanecen en los equipos dentales, se adaptan al medio, se adhieren y colonizan dicha superficie. Existe evidencia clara que entre los instrumentos que presentan mayor contaminación microbiológica a nivel de las unidades dentales se encuentra la jeringa triple, constituyendo un factor de riesgo para los pacientes sometidos a diversos procedimientos dentales (Sánchez, 2019).

Basado en lo antes expuesto, la presente investigación tiene como interés académico, conocer los diversos microorganismos que se instauran en áreas específicas de las unidades dentales, con el fin de dar una mayor importancia a los procesos de limpieza, desinfección y esterilización de los instrumentos y equipos que son utilizados en la práctica odontológica, incidiendo de esta forma en la disminución de las infecciones cruzadas que ponen en peligro la salud del personal y de los pacientes mismos, dejando sentado de esta forma, la necesidad de cumplir con los protocolos de bioseguridad.

## 1.2. Antecedentes

Los diferentes procedimientos odontológicos utilizados en la práctica clínica tanto a nivel preventivo como restaurador, son considerados de alto riesgo debido a la contaminación ambiental y el uso de instrumental invasivo que entra en contacto con secreciones del paciente, lo que pone en evidencia la necesidad de controlar todas aquellas posibles áreas de contaminación biológica.

Debido a lo antes expuesto, la contaminación ambiental, así como la contaminación de equipos e instrumentos en odontología ha sido objeto de estudio de un sin número de investigaciones tanto a nivel internacional como nacional.

A nivel Latinoamericano se destacan los siguientes estudios:

Zambrano y Luna (2013), realizaron en Colombia un estudio titulado “Diversidad microbiana presente en el ambiente y superficie de la clínica odontológica de la universidad del Magdalena”. Se muestrearon 16 puntos: seis bandejas y siete lámparas, la sala de esterilización, sala de cirugía y la sala de espera. En los resultados obtenidos del estudio, el recuento de bacterias indicó la presencia de: *Staphylococcus*, *Pseudomonas*, *Enterococcus*, *Moraxela* y Coliformes totales. El recuento total de colonias fúngicas más alta se presentó en la sala de espera con 13.152 UFC/m<sup>2</sup>/30 minutos. Los géneros fúngicos identificados del ambiente de las diferentes salas fueron hongos mitospóricos. *Staphylococcus* mostró mayor prevalencia sobre las superficies de las unidades odontológicas, tanto en bandejas como en las lámparas y existe mayor abundancia de colonias de hongos en las bandejas que en las lámparas. Los investigadores concluyeron que la presencia de estos microorganismos podría estar relacionada con diferentes factores como la afluencia de personal y el contacto con aire exterior en la sala de espera, y procedimientos de limpieza y desinfección en las superficies de bandejas y lámparas de las unidades odontológicas.

Díaz y Cutipa (2016), en su estudio titulado: Microorganismos prevalentes en zonas de riesgo de la unidad dental en la clínica odontológica de la Universidad Andina “Néstor Cáceres Velásquez” – Juliaca, Perú, encuentran un predominio de microorganismos cocos Gram positivos, detallados en 6 colonias de *Staphylococcus epidermidis* en las escupideras de 6 unidades dentales. En la jeringa triple se pudo examinar 1 colonia de *Staphylococcus*

*epidermidis*, lo cual ambos representan el 54 % de crecimiento de las muestras examinadas a nivel de toda la clínica odontológica. Esta puede ser relacionada con el crecimiento de microorganismos como el tipo de bacilos Gram negativos, que está representada por *Escherichia coli* siendo encontrada 1 colonia del microorganismo mencionado, lo cual representa el 100% de la muestra, ya que esta fue la única bacteria patógena que fue encontrada en las zonas de riesgo de las unidades dentales.

Ore (2017), realizó en Perú un estudio para determinar el grado de contaminación microbiológica en las unidades dentales de la clínica odontológica de la Universidad de Huánuco. Las superficies en estudio fueron: escupidera, agarradero de la succión, jeringa triple y brazo de la unidad. Los microorganismos predominantes fueron: en la escupidera, el *Staphylococcus coagulasa negativa* predominó en el 50%, seguido del *Streptococcus mutans* (33,3%) y en menor porcentaje *Candida albicans* (16,7%). En la jeringa triple, el *Staphylococcus coagulasa negativo* en un 50%, seguido del *Fusarium* (33,3%) y en menor porcentaje *Haemophilus influenzae* (16,7%). En el brazo de las unidades dentales, el *Staphylococcus coagulasa negativo* en un 50%, seguido del *Fusarium* (33,3%) y en menor porcentaje *Haemophilus influenzae* (16,7%). En el agarradero de la succión, el *Streptococcus mutans* en un 50%, seguido del *Haemophilus influenzae* (33,3%) y en menor porcentaje *Bacillus spp.* (16,7%). Una vez culminado el análisis de los resultados se determinó que el grado de contaminación microbiológico en las unidades dentales de la clínica odontológica fue medio en un 54.16%. Las superficies de la unidad dental que presentaron mayor contaminación fueron el brazo de la unidad y la agarradera de la succión.

Chong, D. (2017), realizó un estudio en la Universidad César Vallejo-Piura, Perú acerca de la microbiota presente en las superficies de contacto de las unidades dentales de la clínica estomatológica. Los resultados indican que, en las bandejas, la microbiota que obtuvo la frecuencia más elevada fueron las bacterias aerobias mesófilas con 11830 UFC mientras que los hongos, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus* se encontraron con una frecuencia muy baja. En la escupidera, la microbiota que presentó mayor frecuencia fueron las bacterias aerobias mesófilas con 43150 UFC seguida de la *Escherichia coli* con 15950 UFC y la *Pseudomonas aeruginosa* con 9640 UFC. En el brazo, la microbiota que se encontró con elevada frecuencia fueron las bacterias aerobias mesófilas con 28800

UFC y los hongos con 17030. En la aspiradora, la microbiota que se encontró con elevada frecuencia fueron las bacterias aerobias mesófilas y la *Escherichia coli*. En la lámpara, la microbiota que se encontró con elevada frecuencia fueron las bacterias aerobias mesófilas con 4510 UFC y la *Escherichia coli* con 3000 UFC.

Guerreros (2019), realiza el siguiente estudio: Evaluación de la contaminación cruzada en las unidades dentales de la clínica odontológica de la Facultad de Odontología de la Universidad Daniel Alcides Carrión, Cerro de Pasco, Perú”. En la evaluación microbiológica realizadas antes de iniciar la practica odontológica se identificó en las asas de 126.7% *Streptococcus mutans*; un 13.3% de *Streptococcus salivarius* y un 6.7% de *Streptococcus mitis*. Las jeringas triples presentaron un 66.7% de *Streptococcus mutans*, 53.3% de *Streptococcus salivarius* y un 6.7% de *Streptococcus viridans*. En las escupideras se reporta presencia de 66.7% de *Streptococcus mutans*, e igual para *Streptococcus salivarius* un 53.3% de *Streptococcus mitis*, y un 13.3% de presencia de *Streptococcus viridans*. Al terminar la práctica odontológica en las asas de luz se reportaba un 40% de *Streptococcus mutans*, un 26.7% de *Streptococcus salivarius* 13.3% de *Streptococcus mitis* y un 6.7% para *Streptococcus viridans*. Las jeringas triples hubo 80% de presencia de *Streptococcus mutans*, 66.7% de *Streptococcus salivarius*, 40% de *Streptococcus mitis* y 20% de *Streptococcus viridans*. En las escupideras un 80% de presencia de *Streptococcus mutans*, un 66.7% de *Streptococcus salivarius* y de *Streptococcus mitis*, y un 13.3% de *Streptococcus viridans*.

Sánchez (2019), en su estudio “Contaminación microbiológica de las turbinas y jeringa triple en procedimientos odontológicos en la Universidad Nacional de Chimborazo, Ecuador” reporta la presencia del 62,7% de Cocos Gram (+) de estos el 11,96% pertenecen al género *Staphylococcus aureus* y el 5,4% al género *Streptococcus spp*; el 15,7% y el 2% representaron a los bacilos gram (-) y hongos respectivamente. Refiere que los Cocos gram (+) aparecieron en mayor porcentaje en los dos instrumentos con valores superiores al 23%, los Bacilos gram (-) aparecieron en su mayoría en las turbinas cuando no hay desinfección y luego de un protocolo de desinfección se alojaron en su mayoría en jeringas triples, por lo tanto, se concluye que la cantidad de microorganismos presentes los dos instrumentos en los

procedimientos odontológicos son estadísticamente iguales, evidenciándose un alto nivel de contaminación en estos.

A nivel nacional se mencionan los siguientes estudios relacionados con el presente tema:

En el año 2001, se llevó a cabo el estudio: “Diagnóstico microbiológico en las unidades dentales de la Clínica Odontológica de la Universidad Americana (UAM)”, con el objetivo de identificar la microbiota predominante en las unidades dentales y en el ambiente de las mismas a través de cultivos microbiológicos. Los resultados obtenidos demostraron crecimiento de colonias de *Staphylococcus coagulasa negativa*; *Pseudomonas*, *Phonsecae spp*, *Escherichia coli* y *Bacillus*, *Streptomyces spp*, *Klebsiella*, además de encontrar colonias de hongos ambientales de las especies *Rodotorula*, y *Nigrospora spp*. Mediante el análisis de los resultados se determinó que la superficie de mayor riesgo microbiano de las unidades dentales corresponde a la succión de baja potencia. Los hongos más predominantes aislados del ambiente de las unidades dentales fueron especies de *Aspergillus* y *Phonsecae*. El estudio concluye que existe una relación directa entre la carga microbiana ambiental de las unidades dentales y la microbiota de las superficies de riesgo (Aráuz y Sequeira, 2001).

Otro estudio similar se realizó en la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN – León, en el año 2008, titulado: “Microorganismos presentes en las unidades dentales y el ambiente de las clínicas multidisciplinarias de la Facultad de Odontología. Los resultados demostraron que en las jeringas triple se aisló *Bacilo subtillis* (52.6%) seguido de *Pseudomonas spp* (26.3%), *Enterobacter* (10.5%), y finalmente *Acinetobacter* y *Escherichia coli* (5.2%). Escupideras: *Bacilo Subtillis* (78.9%), *Enterobacter* (31.5%), *Pseudomona* (10.5%), y *Acinetobacter* y *Staphylococcus Epidermidis* (5.2%). Lámpara: Se aisló *Bacilo Subtillis* (85.4%), *Staphylococcus epidermidis* (15.7%) seguido de *Acinetobacter* y *Proteus* (10.5 %) y en menor porcentaje *Streptococos alfa hemolíticos*, *Pseudomona*, y *Enterobacter* en un (5.2%). Pared: Se determinó la presencia del *Bacilo Subtillis* (84.2%) seguido del *Enterobacter* (15.7%) y otros microorganismos como la *Escherichia Coli*, *Klebsiella*, *Aspergillus* y *Proteus* (4.4%). Base: *Bacilo Subtillis* (68.4%), *Enterobacter* (63.1%), *Escherichia. Coli* (10.5%) y *Proteus* y *Acinetobacter* (5.2%).

### 1.3. Justificación

Es importante determinar la contaminación microbiana presente en las superficies más vulnerables de las unidades dentales de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN – Managua (jeringa triple, pantalla de la lámpara, succión de la botella de agua). Estas áreas son superficies de alto riesgo de contaminación y posible colonización si no se realiza una adecuada desinfección de cada parte retentiva de materia orgánica, debido a que, la atención odontológica genera un exponencial contacto con los microorganismos de la cavidad bucal, en dichos procedimientos se producen salpicaduras y aerosoles que “precipitan por la gravedad quedando en las superficies, y las partículas pequeñas o microgotas quedan suspendidas en el aire por varias horas, constituyendo un riesgo, ya que pueden ser inhaladas” (Shpuntoff y Shpuntoff, 1993, como se citó en Bustamante et al, 2014, p.100). Tanto los aerosoles como las salpicaduras pueden interferir en la contaminación del ambiente de la clínica provocando un potencial poder infeccioso, ya que, pueden entrar en contacto con el organismo a través de la zona ocular, mucosa nasal y sinusal, etc. La succión de la botella de agua, si bien no está directamente expuesta a estos agentes extrínsecos, de igual forma constituye un medio idóneo para el crecimiento de microorganismos mesófilos y psicrófilos.

La realización de este estudio beneficia a los estudiantes, pacientes y personal que labora en las clínicas odontológicas de la UNAN – Managua, de igual forma, ayuda a corroborar la técnica de asepsia y antisepsia, reforzar el uso de las barreras de bioseguridad e identificar mecanismos de resistencia bacteriana en las infecciones odontológicas. Los resultados obtenidos aportan una base científica para futuras investigaciones, ya que no hay antecedentes de estudios similares en la Carrera de Odontología de esta Alma Máter.

#### 1.4. Planteamiento del Problema

En las clínicas dentales de la UNAN-Managua se realizan diversos procedimientos, tanto quirúrgicos como restaurativos. La demanda diaria de las unidades dentales limita el tiempo de limpieza a 15 minutos entre cada turno y es realizada por una persona. Por lo tanto, se corre el riesgo de no garantizar un principio primordial como lo es lograr una adecuada desinfección y limpieza de todas las unidades ya que se tienen muchas superficies de difícil acceso.

El diseño y distribución de la clínica favorece una mayor contaminación de las unidades debido a que están ubicadas en un mismo espacio sin divisiones, a 1 metro de distancia entre cada unidad. Según Bustamante, et al (2014) los alcances de los microorganismos provenientes de los aerosoles de una turbina en uso alcanzan hasta 1.8 metros, sumado a esto, el sistema de ventilación del área que facilita una microbiota ambiental heterogénea.

En búsqueda de la proporción de datos que contribuyan a la mejora de la atención y bioseguridad para todos los que asisten a la clínica, nos hemos planteado la siguiente pregunta de investigación:

¿Cuáles son los microorganismos presentes en las superficies de riesgo de las unidades dentales y en el ambiente de la clínica Odontológica Multidisciplinaria UNAN –Managua diciembre 2020?

## 1.5. Objetivos

### **Objetivo general**

Determinar la contaminación microbiana presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales y en el ambiente de la clínica Odontológica Multidisciplinaria UNAN –Managua diciembre 2020

### **Objetivo específico**

1. Identificar la microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales antes y después de ser desinfectadas mediante conteo y diferenciación de los microorganismos presentes.
2. Identificar la microbiota que predomina en el ambiente donde se ubican las unidades dentales en estudio.
3. Comparar la microbiota presente en las zonas de riesgo de las unidades dentales y la microbiota presente en el ambiente.
4. Determinar la susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de los microorganismos identificados en las superficies de riesgo de las unidades dentales.

## 1.6. Marco Teórico

### 1.6.1 Unidad dental

#### - Definición:

Para efecto de éste estudio se entiende por unidad dental al conjunto de elementos odontológicos sobre los que el odontólogo trabaja. Se trata de una pieza fundamental dentro de la clínica dental que tiene el objetivo de facilitar el trabajo al equipo profesional y proporcionar la mayor comodidad al paciente (DVD- Dental, 2019).

#### - Estructura de la unidad dental

La una unidad dental está conformada por un sinnúmero de partes que le permiten diferentes funciones, por lo que se describe los elementos más notables de la misma, se detallan algunos de ellos en la figura 1.

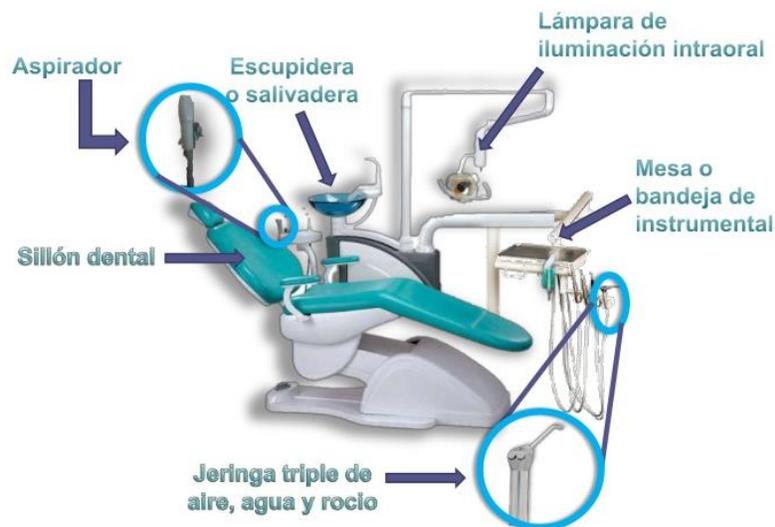


Figura 1. Martínez (2012)

**El sillón dental:** Debe ser ergonómico para facilitar el trabajo entre el equipo de profesionales y permitir varias posiciones para adaptarlo a cada tratamiento, necesidad y

paciente. Compuesto por el cabezal del sillón dental el que debe poder adaptar a la altura de cada paciente y a personas en silla de ruedas. El respaldo del sillón dental debe ser de dorso liso y de mayor a menor anchura hacia el cabezal. El asiento y reposapiés: el asiento debe ser regulable, mullido, firme y antideslizante (DVD dental, 2019).

### **Bandeja:**

Suele estar unida al equipo mediante brazos articulados y sirve para tener todo el instrumental cerca del lugar de trabajo (Martínez, 2012).

### **Escupidera:**

Martínez (2012) la describe como “pequeño recipiente donde el paciente puede enjuagarse con un vaso de agua y salivar durante la intervención” (p.5). Por lo tanto, la escupidera es una superficie de alto contacto directo con los fluidos orales y debe de realizarse una desinfección adecuada de la misma.

DVD dental (2019) cita las funciones de algunos elementos de la unidad dental:

- **Manguera para equipo dental:** Sirve para colocar el instrumental rotatorio liso o enroscado, la cámara intraoral, el ultrasonido y la lámpara de polimerizar.
- **Pedal del sillón dental o reóstato:** Elemento activador de los instrumentos rotatorios
- **Equipo hídrico:** Escupidera dental y grifo.
- **Sistema de aspiración:** El sistema de aspiración está formado por las boquillas, terminales y tubos.
- **Conexiones del sillón dental**

La presente investigación se enfoca en el estudio de tres partes fundamentales de la unidad dental:

### **1. Jeringa Triple**

Campus Superior de formación (s.f), afirma lo siguiente:

La jeringa de triple función presenta dos botones que al presionarlos uno expulsa un chorro de agua y el otro aire a presión. Al presionar ambos se obtiene un spray; de allí su nombre, ya que cumple tres funciones. La punta de la jeringa suele ser removible para que pueda ser esterilizada entre cada paciente. En caso contrario, debe utilizarse alcohol para desinfectarla entre paciente y paciente. (p. 10)

La Jeringa triple está conectada a través de una red de tubos plásticos que distribuyen el agua y aire para activarlos y refrigerarlos, en los que se han encontrado microorganismos como *F. odoratum*, *M. lacunata*, *B. cepacia* (Redondo de Mena, 2013).

## **2. Lámpara del sillón dental**

La lámpara dental es el componente que nos permite una mejor visión del campo operatorio por medio de su luz artificial y es de suma importancia que sea articulada para que el operador pueda adaptarla en la posición que quiera. Esta dispone de algunos componentes que son de mucha importancia para el funcionamiento adecuado como lo son la fuente energética, la bombilla, el transformador, el reflector o el condensador (DVD Dental, 2019).

## **3. Succión de la botella de agua**

La succión de la botella de agua que casi siempre se encuentra húmedo, se vuelve un medio para la colonización de ciertas bacterias, por eso Ávila de Navia et al, (2012) afirman:

Una de las características de los conductos de agua de las unidades odontológicas es su propensión a crear rápidamente biopelículas en las paredes de los conductos plásticos que llevan el agua hacia las piezas de mano, a los raspadores sónicos, a los ultrasónicos y a las jeringas de aire-agua usadas en el tratamiento de los pacientes.

Un “biofilm” o biopelícula es una agrupación de bacterias y otros microorganismos que segregan matrices poliméricas que les protegen del exterior, formando una capa muy fina que les ayuda a superar condiciones adversas. Estructuralmente tienen poros

que permiten el paso de nutrientes a los microorganismos en dicha colonia, con lo cual se facilita la producción de polisacáridos que protegen a las células de cualquier agresión. Los microorganismos localizados en la parte más externa de la película, así como fragmentos de ésta, pueden ser arrastrados por el flujo de agua, contaminando los sistemas de irrigación en las unidades dentales. (p. 103)

Con respecto a los microorganismos que frecuentemente se encuentran en el agua de las unidades odontológicas se mencionan a *Enterococcus spp.*, *Achromobacter xyloxi-dan.*, *Acinetobacter spp.*, *Alcaligenes denitrificans*, *Bacillus spp.*, *Bacillus subtilis.*, *Enterobacterias*, *Flavobacterium spp.*, *Klebsiella pneumoniae*, *Legionella pneumophila*, *Legionella spp.*, *Methylobacterium mesophilica*, *Lactobacillus spp.*, *Micrococcus luteus*, *Moraxella spp.*, *Pasteurella spp.*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Burkholderia cepacia*, *Staphylococcus spp.*, *Serratia marcescens*, *Streptococcus spp.*, *Xanthomonas spp.*, *Mycobacterium gordonae*, *Ochromobacterium anthropi*, *Veillonella alcalescens*, entre otras (Castellano, 2019).

Por lo tanto, las guías de calidad de la Asociación Dental Americana (ADA), en lo que se refiere a los conductos de agua en las unidades de odontología, proponen una meta de 200 UFC/mL de bacterias aerobias mesofílicas heterotróficas.

### 1.6.2 Microbiota y contaminación

La contaminación en los ambientes clínicos ha sido objeto de estudio para muchas investigaciones en la búsqueda de mejorar la calidad de la atención en el sector salud. En odontología, la implementación de barreras y estrategias de bioseguridad y vacunación para el personal dental ha dejado en manifiesto el riesgo laboral al que se ven expuestos. Cabe destacar, que lograr la asepsia total de la clínica dental es una labor casi imposible, sin embargo, el control de microorganismos con potencial infeccioso debe ser el objetivo de todo

dentista. Pasquarella et al (2010, como se citó en Zambrano y Luna, 2013) plantea lo siguiente:

La práctica dental está asociada con un alto riesgo de infecciones, tanto para el personal encargado, como para los pacientes, los cuales están expuestos a una amplia variedad de microorganismos patógenos que colonizan o infectan la cavidad oral y/o el tracto respiratorio. Aunque se reconoce que los factores ambientales como el aire, el agua y las superficies clínicas de contacto pueden actuar como reservorios de microorganismos y juegan un rol muy importante como vehículos de infección, los datos de contaminación microbiológica en ambientes clínicos dentales son todavía escasos. (p. 62)

Ahora bien, se debe de tener en cuenta que la cavidad oral humana esta fuertemente colonizada por microorganismos, incluyendo virus, protozoos, hongos, bacterias y arqueas.

Los microorganismos más abundantes en la boca son Gram positivos del género *Streptococcus* y *Staphylococcus* que constituyen el 42% del total de bacterias. Dentro de éste género, las especies más abundantes pertenecen a la de *Streptococcus mutans*, *Streptococcus mitis*, *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus epidermidis*. Así mismo, existen otros microorganismos menos abundantes en la boca que provienen de la orofaringe, el surco gingival y la placa bacteriana, entre éstas se encuentra las bacterias Gram negativas *Moraxella* (9.2%), *Prevotella* (8.26%), *Rothia dentocariosa* (7.2%) y *Veillonella*. (2.6%)". (Rojas, 2017, p. 5)

Estos microorganismos presentan capacidad suficiente para causar una serie de enfermedades infecciosas orales, como caries dental, enfermedad periodontal, infecciones endodónticas, amigdalitis, etc.

## Bacterias frecuentes en áreas clínicas Odontológicas

Lee (2011) en su investigación describe las bacterias más frecuentes que se encuentran en las clínicas dentales:

- ***Streptococcus sp:*** Los estreptococos son bacterias esféricas u ovaladas que se desarrollan en pares o cadenas de longitud variable. La mayoría de estos microorganismos son anaerobios facultativos, aunque algunos son anaerobios obligados. Los *Streptococos sp.* son grampositivos, no formadores de esporas, catalasanegativos, por lo general no móviles y con requerimientos nutricionales complejos y variables.
- ***Staphylococcus sp:*** Los estafilococos son células esféricas grampositivas, generalmente dispuestas en racimos irregulares parecidos a racimos de uvas; crecen con rapidez sobre muchos tipos de medios y son metabólicamente activos, fermentan carbohidratos y producen pigmentos que varían desde el color blanco hasta el amarillo intenso. Algunos son miembros de la flora normal de la piel y mucosas de los humanos; otros causan supuración, formación de abscesos, varias infecciones piógenas e incluso septicemia mortal. Éstos desarrollan con rapidez resistencia a muchos antimicrobianos y presentan problemas terapéuticos difíciles.
- ***Pseudomonas sp:*** El género *Pseudomonas* es un grupo de bacilos gramnegativos aerobios estrictos, que crecen bien en los medios habituales en 24 horas y que se encuentran en abundancia en las plantas y en el ambiente, denominados colectivamente bacilos gramnegativos no fermentadores. Producen infecciones oportunistas, tales como neumonía, infección urinaria, infecciones quirúrgicas y septicemia, entre otros. Presentan gran resistencia a los antimicrobianos. Muchos

ambientes de cirugía de uso dental, presentan un alto nivel de biocontaminación, debido a un inadecuado mantenimiento y desinfección, lo cual causa la colonización de diversas bacterias, siendo la *P. aeruginosa* una de las más frecuentemente encontradas tanto en la taza de la unidad dental, como en la jeringa triple, demostrado por el porcentaje positivo de las muestras de agua (13.8%). Además, *Pseudomonas aeruginosa* puede elevar la presencia de *Legionella spp.* Así pues, incluso si el recuento total de bacterias, no siempre representa un riesgo para el paciente y la salud de los trabajadores, la presencia de un patógeno oportunista como *Pseudomona aeruginosa*, podría ser peligrosa, especialmente cuando está asociada a otros microorganismos con predilección por habitantes en agua (*Leggionella* y *aeromonas spp.*). Las infecciones son frecuentemente severas, y dos recientes estudios indican que la tasa de mortalidad atribuida a bacteremia por *Pseudomonas aeruginosa* es aproximadamente del 34%.

- ***Cándida albicans***: Las candidas son levaduras, vale decir hongos que existen predominantemente en forma unicelular. Se trata de células ovoides pequeñas (4-6 µm) y de pared delgada. Crecen bien en frascos aireados para hemocultivos de rutina y sobre placa de agar y no requieren medios especiales para hongos para su cultivo. Sin embargo, los hemocultivos bifásicos y la centrifugación - lisis facilitan su aislamiento. En las muestras clínicas pueden encontrarse formas levaduriformes, hifas y pseudohifas. Las candidas forman colonias lisas de color blanco, aspecto cremoso y brillante que puede parecerse a las colonias de estafilococos. Existen más de 150 especies de *Candida* pero sólo 10 de ellas se consideran patógenos importantes para el ser humano. (pp. 8-12)

La mayoría de estos microorganismos son considerados saprófitos en diferentes áreas del organismo humano, sin embargo, pueden ser patógenos oportunistas en personas que se encuentran inmunocomprometidas o por la inoculación iatrogénica cuando no se toman las medidas de asepsia y antisepsia en procedimientos quirúrgicos invasivos que irrumpen la continuidad de tejidos, donde no son parte de la flora normal.

#### - Susceptibilidad antimicrobiana

Las pruebas de susceptibilidad bacteriana a los antibióticos se han convertido en uno de los procedimientos de rutina en la práctica clínica y la información generada a partir de estos es primordial para la vigilancia de los diferentes perfiles de susceptibilidad y la detección de nuevos mecanismos de resistencia. Por tanto, “el antibiograma define la actividad in vitro de un antibiótico frente a un microorganismo determinado y refleja su capacidad para inhibir el crecimiento de una bacteria o población bacteriana (Picazo, 2000, p, 49).

Para cada antimicrobiano y microorganismo se han establecido las categorías de susceptible, intermedio o resistente según halos de inhibición, de acuerdo a criterios internacionales (Weinstein, 2019, p.19).

Según Camponovo (2007):

Se considera susceptible (S) a una cepa si puede ser tratada exitosamente con las dosis recomendadas del antimicrobiano para la especie bacteriana y sitio de infección (p. 18).

La categoría intermedia (I) incluye cepas cuyas CIM (concentración mínima inhibitoria) pueden ser alcanzadas en sangre o tejidos con porcentajes de respuesta menor que las cepas susceptibles. El antimicrobiano se podrá usar en sitios donde alcance alta concentración o se pueda utilizar a mayor dosis (p. 18).

Una cepa es resistente (R) si las concentraciones séricas del antimicrobiano con dosis indicadas para esa patología no inhiben su multiplicación (p. 18).

#### - Resistencia bacteriana

Si bien, como se mencionó anteriormente, la resistencia bacteriana “es la capacidad de un microorganismo para sobrevivir en presencia de un compuesto toxico como los antibióticos,

permitiendo que las bacterias se multipliquen en presencia del fármaco” (Morocho, 2018, p.15). Esta resistencia bacteriana cobra importancia por su efecto en el control de enfermedades y su impacto en las limitaciones terapéuticas, restringiendo la capacidad de fármacos disponibles, prolongando estadías de hospitalización, aumentando costos médicos e incluso generando mortalidad.

- Tipos de resistencia

En el presente estudio se han presentado tres tipos de resistencia, en los cuales nos enfocaremos.

1. Resistencia natural: Es el resultado del estado normal, genético, estructural o fisiológico de un microorganismo que se desarrolla en forma natural en ausencia de mecanismos de presión de selección antimicrobiana, es decir no hay exposición previa a los antibióticos, Forbes et al (2009, como se citó en Morocho, 2018, p. 16).
2.  $\beta$ -lactamasas de espectro extendido (BLEE). Son proteínas capaces de hidrolizar el anillo  $\beta$ -lactámico, como resultado la célula es resistente a la acción de los medicamentos  $\beta$ -lactámicos. Estos antibióticos entran a la célula a través de las porinas y encuentran a las  $\beta$ -lactamasas en el espacio periplásmico. Las  $\beta$ -lactamasas destruyen las moléculas betalactámicas, esto evita que dichos antibióticos puedan unirse a las proteínas transportadoras (PBP) y de esta forma impedir la formación de la pared bacteriana, por lo que no se logra la lisis bacteriana. Estas enzimas confieren resistencia a las cefalosporinas de tercera generación, el aztreonam, las penicilinas y las cefalosporinas de espectro reducido. Una característica importante es que son mediadas por plásmidos, lo cual les confiere una increíble capacidad de diseminación entre diferentes especies. Además, en el mismo plásmido que porta los genes de BLEE, pueden encontrarse genes que codifican resistencia para aminoglucósidos y trimetoprim/sulfametoxazol, lo cual puede contribuir a la resistencia de múltiples antibióticos (Pérez y Robles, 2013, p.189).

3. Bombas de expulsión. En la membrana celular se encuentran las llamadas bombas de eflujo que llevan a cabo la internalización y expulsión de los antimicrobianos. Una amplia variedad de bombas de eflujo proveen resistencia antimicrobiana tanto en bacterias gram positivas como en gram negativas. El eflujo activo de antibióticos es mediado por proteínas transmembranales. Estas proteínas forman canales que exportan activamente a un agente antimicrobiano fuera de la célula tan rápido como entra. Este mecanismo confiere resistencia a tetraciclinas, quinolonas, cloranfenicol, betalactámicos (Pérez y Robles, 2013, p.190).

- **Aerosoles como principal vehículo contaminante**

Cascone et al (2002) afirma que “el odontólogo como profesional de la salud, está expuesto a una gran cantidad de microorganismos, provenientes de la sangre, secreciones orales y respiratorias del paciente” (p. 13-18), por lo tanto, se debe de seguir un estricto protocolo de desinfección y esterilización del ambiente y equipo, así también, el uso de barreras de bioseguridad para prevenir enfermedades infecciosas. Rojas (2017) afirma lo siguiente:

Todos los procedimientos realizados en una unidad dental incluyen un suministro de agua, un instrumento rotatorio y una jeringa triple, los cuales al ser activados forman por la combinación de agua y aire, un Spray visible al ojo humano denominado aerosol. Este aerosol, generalmente contiene bacterias, virus, hongos y fluidos biológicos como sangre y saliva. (p. 8)

En este contexto, es necesario mencionar que el aire no es un medio en el que vivan los microorganismos; no existen bacterias ni ningún tipo de microorganismos que sean autóctono del aire, sino que simplemente lo usan como un medio para poderse dispersar.

En cuanto a las condiciones de infraestructura, los centros de atención dental por lo general son cerrados y sin ventilación, permitiendo la acumulación de contaminantes del aire. Rojas (2017) plantea lo siguiente:

El rango de propagación de los aerosoles es de 15 a 120 cm a la redonda desde la cavidad oral del paciente, por esto los aerosoles pueden llegar fácilmente hacia el odontólogo, el asistente dental, las superficies cercanas a escupideras e instrumental cercano a la mesa de trabajo. La propagación de microorganismos por aerosoles puede enfermar a una persona dependiendo del potencial de virulencia del patógeno y de la susceptibilidad del huésped; esto dependerá de la edad, estado de salud, enfermedades subyacentes y el estado inmunológico de cada persona. (p. 9)

Resumiendo lo planteado, a través de los aerosoles producidos durante los tratamientos odontológicos se pueden producir infecciones cruzadas. El agente infeccioso puede ser transmitido a través de la sangre, la saliva e instrumentos contaminados por medio de contacto directo, inhalación o inoculación.

En un análisis clínico, Shpuntoff y Shpuntoff (1993) concluyeron que “los microorganismos más comúnmente encontrados en el spray de aerosol fueron *Streptococcus*, *Diphtheroides*, *Neisseria* y *Staphylococcus*. La *Neisseria* comensal es el más encontrado en los fluidos orales contaminados con saliva o mucosas, ellas son usualmente no patogénica”. En este sentido, Prieto y Maestre (2003, como se citó en Bustamante, et al, 2014) mencionan que estos fluidos del paciente retenidos en las superficies internas de los componentes de las piezas de mano de alta y baja velocidad, puede ser expelido intraoralmente durante usos subsecuentes, lo que demuestra, una forma por la cual las bacterias pudieran ser incorporadas en la nube de aerosol que se forma cuando se usa la turbina. A pesar de que los microorganismos son descritos como no patogénicos, pueden causar graves enfermedades en personas con sistema inmunológico debilitado.

Por lo antes mencionado, es importante conocer el proceso de desinfección y esterilización de instrumentos rotatorios y otros instrumentales que provoquen expansión de fluidos en el entorno, de este modo, es importante mencionar que:

Cualquier dispositivo dental conectado al sistema aire/agua que entra a la boca del paciente, incluyendo las piezas de mano de alta velocidad, debe ser accionados para descargar agua, aire o una combinación de ambos, por un mínimo de 2030 segundos después del uso con cada paciente, con el agua se favorece la eliminación mecánica de residuos del paciente que pudieran entrar a la turbina y líneas de agua y aire. Grenier (1995, como se citó en Bustamante, et al, 2014, p. 100)

Así mismo, Santiago et al (2005, como se citó en Bustamante et al, 2014) agrega “Evidencia científica indica que los microorganismos están aún presentes en las superficies internas después de descargar agua en las piezas de mano por un período de cinco minutos” (p. 100).

### 1.6.3 Contaminación del ambiente

En odontología se está expuesto a muchos microorganismos por la producción de aerosoles, por ello, es esencial conocer la naturaleza de estos y su potencial patógeno. Romero et al (2018) consideran que “la contaminación microbiana en ambientes de atención en salud publica constituye una problemática que requiere un monitoreo permanente” (p. 172).

Es por ello, mientras más limpia esté un área menor será el número de microorganismos presentes en la misma. El Instituto nacional de seguridad e higiene en el trabajo (1989) señala que:

Estos contaminantes ambientales de procedencia biológica (bioaerosoles) están constituidos por partículas o moléculas que generalmente proceden de organismos vivos. Su supervivencia, reproducción y dispersión en el ambiente dependen, en gran

medida, de las condiciones del entorno en que se encuentran, tales como: temperatura, humedad relativa, movimiento de aire, luz, disponibilidad nutricional. (párr. 7)

En relación con el ambiente, “el aire ha sido considerado como el vehículo más importante en la transmisión de determinadas enfermedades como gripe, tuberculosis, difteria, sarampión, entre otras” (Izzeddin et al 2011, p.60). El manejo de la clínica odontológica no solo debe estar enfocado en la desinfección de unidades dentales, sino también a la desinfección del ambiente, para evitar la inhalación de patógenos o su asentamiento a áreas de la unidad dental que ya fueron desinfectadas y luego entran en contacto con boca, todo esto con el objetivo de ofrecer al paciente una atención segura.

Los microorganismos generalmente no están flotando en el aire, sino que se encuentran sobre partículas inertes. De la Rosa et al (2002) mencionan que “El transporte se realiza sobre partículas de polvo, fragmentos de hoja secas, piel, fibras de ropa, o gotas de agua o en gotas de saliva eliminadas al toser, estornudar o hablar” (p. 376), pudiéndose depositarse sobre las superficies y consecuentemente contaminarlas. En un estudio realizado por De Carvalho et al (2005) sobre la prevalencia de bacterias en ambientes clínicos mencionan con frecuencia a *Staphylococcus aureus* en ambientes clínicos y hospitalarios siendo responsable de la transmisión de enfermedades.

#### - Permanencia de los microorganismos

La permanencia de los microorganismos se refiere al tiempo en el que los microorganismos (bacterias, hongos, virus, etc.) permanecen suspendidos en el aire. García (1986 como se citó en Navas y Morales, 2016) hace mención a:

La microflora del aire no es permanente, los microbios existen en él únicamente como contaminantes accidentales. El aire no posee una microflora propia ya que no constituye un hábitat microbiano; es un medio desfavorable para los microorganismos. La falta de sustancias nutritivas, humedad, temperatura óptima y la acción de los

rayos solares, unidos a la desecación y otros factores no son apropiados para la conservación de los microbios, debido a lo cual la mayor parte de estos mueren. (p. 46)

Lo antes citado hace referencia a que los microorganismos sobreviven en el ambiente únicamente si encuentran condiciones favorables para su supervivencia, por lo tanto, en la clínica dental se puede lograr una desinfección eficaz del mismo al controlar los factores que permiten el crecimiento microbiano.

Dentro de este marco, Zambrano (2012) afirma:

El tiempo que permanecen los microorganismos en el aire depende de la forma, tamaño y peso del microorganismo y de la existencia y potencia de las corrientes aéreas que los sostengan y los eleven. La mayoría sobreviven en ella durante un breve periodo de tiempo. Las bacterias Gram positivas, al tener una pared celular más gruesa, son más resistentes que las Gram negativas. Las esporas son las que más resisten; la supervivencia depende de: la humedad relativa, temperatura, oxígeno, materia orgánica y radiaciones del ambiente. (p.23)

#### - [Parámetros ambientales que afectan la presencia de microorganismos](#)

Las condiciones ambientales que suscitan el desarrollo abundante de bacterias son la disponibilidad de oxígeno y dióxido de carbono, la temperatura y el contenido de humedad del medio y de la atmósfera.

De la Rosa et al (2002) hacen mención a los tres puntos antes mencionados.

Oxígeno CO<sub>2</sub>: Aunque la mayoría de las bacterias son anaerobios facultativos, es decir, capaces de crecer en presencia o ausencia de oxígeno, algunas como por ejemplo, las Pseudomonas no pueden crecer en ausencia de oxígeno. Además del

oxígeno, la disponibilidad de CO<sub>2</sub> es importante para el desarrollo de ciertas bacterias; para algunas es esencial una concentración de 5 - 10 % de CO<sub>2</sub>.

Temperatura: Está muy relacionada con la humedad relativa, por lo que es difícil separar los efectos que producen ambas. La temperatura ambiental varía de 40°C a temperaturas inferiores a los 0°C. Las temperaturas de congelación no destruyen los microorganismos, pero inhiben su crecimiento. Los patógenos bacterianos por lo general se multiplican fácilmente a temperaturas similares a las de los tejidos y órganos internos del huésped humano. Algunos patógenos gastrointestinales como *Campylobacter jejuni* crece a 42°C y otros como *Listeria monocitogenes* y *Yersinia enterocolitica* pueden crecer a 0°C.

Humedad: en condiciones de escasa proporción de humedad, el ambiente se hace perjudicial para el crecimiento bacteriano por dos razones: 1) hay una menor cantidad de agua disponible para las reacciones metabólicas bacterianas esenciales y 2) hay un aumento relativo en la concentración de solutos. Este aumento puede producir un choque osmótico de la célula bacteriana y causar su lisis. Además, el aumento de la humedad atmosférica incrementa el crecimiento de ciertas especies bacterianas. (p. 388)

#### 1.6.4 La infección cruzada

##### - Definición

Se define como “la transmisión de agentes infecciosos entre pacientes y personal sanitario, por contacto directo o mediante fómites” (Vázquez et al, 2018, p.76). En el consultorio dental,

estas infecciones son de alto riesgo de contagio si no se utilizan las barreras de bioseguridad adecuadamente, así como la implementación de un protocolo de limpieza y esterilización eficaz.

- **Modos de transmisión en la contaminación cruzada**

1. Transmisión de la enfermedad de los miembros del equipo dental al paciente: la infección procede desde, las zonas anatómicas de la nariz, de la boca o manos de los miembros del equipo dental durante el tratamiento dental.
2. Transmisión de la enfermedad del paciente a los miembros del equipo dental: los microorganismos infecciosos se propagan desde la boca del paciente durante los procedimientos odontológicos contaminando a los miembros del equipo a través de la nariz, boca o heridas en la piel
3. Transmisión de la enfermedad de un paciente a otro paciente. Esto puede pasar cuando los instrumentos y materiales contaminados durante el tratamiento de un paciente no son esterilizados o desinfectados apropiadamente antes de usar en el tratamiento de otro paciente. (Avilés y Avilés, s.f)

- **Descripción de transmisiones**

En la literatura revisada se citan 5 formas diferentes de transmisiones, de las cuales, las más renombradas son las transmisiones de contacto directo e indirecto.

**Transmisión de contacto directo:** Lizzi (s.f) menciona que “la transmisión de contacto directo involucra el contacto de una superficie corporal con otra superficie corporal permitiendo la transferencia física de microorganismos entre un huésped susceptible y una persona colonizada o infectada (párr. 2). En la atención odontológica un ejemplo de transmisión de contacto directo es cuando el paciente transmite una enfermedad infecciosa al operador mediante contacto físico con los fluidos o piel contaminada del paciente. Otra forma sería en la sala de espera, entre un paciente portador de enfermedad infecciosa y otro paciente sano, al saludarse, platicar y tener contacto físico.

## **Transmisión de contacto indirecto**

Involucra el contacto de un huésped susceptible con un objeto intermediario contaminado, habitualmente inanimado, tales como instrumental contaminado, agujas, gasas y otros elementos de tela, o las manos contaminadas que no se han lavado, así como los guantes que no se han cambiado entre los pacientes. Inclusive si se respeta el uso de barreras como guantes, pero no de protección de la unidad dental, en el momento en el que el clínico realiza la manipulación de la lámpara de luz, estas barreras nuevamente se contaminan, pudiendo darse una nueva infección, si el huésped es susceptible. (Del Valle, 2000, como se citó en Roblez Ramírez, 2018, p.17)

Es aconsejable que todas las superficies de alto contacto con los fluidos corporales y que no puedan ser esterilizadas sean siempre cubiertas con envolturas desechables, y de esta forma, reducir el riesgo de transmisión indirecta de enfermedades infecciosas.

**Salpicaduras:** sobre las excoriaciones, o cualquier herida de la piel, o mucosa intacta de salpicadura de sangre, saliva u otro fluido corporal.

**Aéreo:** ingestión o inhalación de aire contaminado que se produce en el ambiente (spray).

**Vehículo:** ingestión o inhalación de agua contaminada por organismos patógenos. (Avilés y Avilés, s.f, p.29). Por ejemplo, al consumir agua contaminada proveniente del suministro de agua de la unidad dental.

### 1.6.5 Medios de control de microorganismos

- Limpieza

Es considerada como el primer paso para el control de microorganismos, Diomedi et al (2017) la define como “la eliminación por acción mecánica, con o sin uso de detergentes, de la materia orgánica y suciedad de superficies, objetos o ambiente. El agente básico para este proceso es el detergente” (p.156).

#### - Desinfección

Mateos (2020) la define como el proceso de destrucción de los agentes infecciosos. Una solución desinfectante es una sustancia química que mata las formas vegetativas y no necesariamente las formas de resistencia de los microorganismos patógenos. (Sección definiciones y conceptos, párrafo 2).

#### Niveles de desinfección

La clasificación de niveles de desinfección permite categorizar los desinfectantes existentes en el mercado según su eficacia de acción, así mismo, determinar cuál es el indicado para cada superficie, en dependencia del riesgo de contaminación.

-DVD dental (2018) define los niveles de desinfección como:

Desinfección de nivel bajo: Elimina algunos tipos de bacterias y hongos en sus formas vegetativas. Sin embargo, es ineficiente para el exterminio de virus, esporas resistentes y otros tipos de bacterias. Suele aplicarse al material no crítico. Puede realizarse mediante la aplicación de alcohol 70°, compuestos fenólicos o soluciones de hipoclorito sódico al 10%. Puede usarse para la desinfección de superficies que no estén en contacto directo con los fluidos orales como mesas o sillas de espera.

Desinfección de nivel intermedio: Es aquella que elimina virus, bacterias y hongos, pero no esporas resistentes. Se realiza mediante algunos tipos de alcoholes, como el etílico o isopropílico.

Desinfección de alto nivel: “Se trata del proceso más completo mediante el que se eliminan bacterias, virus, hongos y algunas esporas resistentes. Para ello puede emplearse Glutaraldehído 2%. (párr. 9-11)

### Desinfectantes inorgánicos

- **Metales:** “Los más efectivos son el mercurio, plata, cobre y zinc. Actúan inactivando las proteínas celulares al combinarse con ellas” (Mateos, 2020, Sección desinfectantes y antisépticos párrafo 1).
- **Ácidos y álcalis:** Alteran la permeabilidad y coagulan las proteínas. En general los ácidos son más eficaces que los álcalis. Ejemplo de ellos son el sulfúrico, nítrico, hidróxido sódico e hidróxido potásico. Tienen aplicación limitada debido a su naturaleza cáustica y corrosiva. Por lo tanto, no son comúnmente utilizados para la desinfección en odontología (Mateos, 2020).
- **Compuestos inorgánicos oxidantes:** Actúan oxidando los componentes de la membrana y enzimas. Ejemplo: agua oxigenada (Diomedi et al, 2017).
- **Halógenos:**

**Cloro:** Desinfectante de amplio espectro bacteriano, de uso común en la clínica dental, su eficacia disminuye con el aumento del pH, por lo que se debe de usar con precaución y preferiblemente en superficies no críticas. Se debe tener cuidado en la clínica dental con las soluciones de hipoclorito cuando entran en contacto con el formaldehído, ya que son considerados un peligro potencial en la producción del carcinógeno bis (clorometil) éter (Selva, 2012). Es comúnmente usado para la desinfección de mesas, piso y áreas no críticas a contaminación de fluidos orales.

**Iodo:** Mateos (2020) describe el mecanismo de acción del iodo y sus principales usos:

El mecanismo mediante el cual el iodo ejerce su acción antimicrobiana es debido a su acción oxidante. Además, la habilidad que tiene el iodo para combinarse con el aminoácido tirosina resulta en la inactivación de enzimas y otras proteínas. Las preparaciones de iodo se utilizan principalmente para desinfectar la piel así como en la desinfección de pequeñas cantidades de agua. Los vapores de iodo se utilizan a veces para desinfectar el aire. (Sección Desinfectantes y antisépticos, párrafo 10).

Como se citó anteriormente, el iodo no está indicado para la desinfección de instrumentos ni equipos, su aplicación está orientada a la prevención de infecciones en la piel y mucosas, por ejemplo, la herida provocada por una cirugía oral.

#### Desinfectantes orgánicos

- **Alcoholes:** Los alcoholes poseen una acción rápida y de amplio espectro, actuando sobre bacterias gramnegativas y grampositivas, incluyendo micobacterias, hongos y virus (virus de hepatitis B y VIH), pero no son esporicidas. Este efecto es reversible. Dado su nulo efecto esporicida, los alcoholes no se recomiendan para esterilización, pero sí son habitualmente usados para desinfección de superficies o antisepsia de la piel. En general, el alcohol isopropílico es considerado más efectivo como bactericida, y el etílico más potente como virucida (Diomedi et al, 2017).
- **Derivados fenólicos:** Son agentes de uso tópico, a los cual se les han atribuido una amplia gama de aplicaciones odontológicas. El nivel de desinfección de estos agentes es intermedio. Los fenoles poseen actividad bacteriostática o bactericida, fungicida y virucida. Son más efectivos sobre las bacterias grampositivas que sobre las gramnegativas y no son esporicidas (Abud et al, 2015).

Pueden ser utilizados en prelavado o descontaminación de los dispositivos críticos y semicríticos antes de la esterilización o de la desinfección de alto nivel, sin embargo, su uso no está aprobado por la FDA como desinfectantes de alto nivel (Silva, 2012).

#### - Esterilización

Definimos la esterilización como “el proceso capaz de destruir todas las formas de vida microbiana, [...] es el único medio que garantiza la reutilización del instrumental. Es el único proceso que destruye o elimina todo tipo de microorganismos, incluyendo las esporas bacterianas” (Avilés y Avilés, s.f, pp.78).

#### Procedimientos Físicos de Esterilización

Los procedimientos físicos de esterilización se obtienen por medio de temperaturas altas.

**Tabla 1** Calor seco: Estufas y horno de Pasteur

Material a esterilizar	Instrumental metálico, material de vidrio, aceites, vaselinas, polvos pesados
Condiciones de uso	180C por 30 min 170C por 1h 160C por 2h
Precauciones	Largo tiempo de esterilización daña plásticos y gomas
Test de esporas	Bacillus subtilis varniger
Ejemplo	Set de periodoncia

Tomado de Manual de normas de Bioseguridad en odontología (p.79), por Avilés y Avilés. S.f. Organización Panamericana de la Salud.

**Tabla 2** Calor húmedo: autoclave

Material a esterilizar	Instrumental metálico sin filos, material textil, material de goma (goma de aspiración), líquidos.
Condiciones de uso	121C – 20min – 1.5 atm 126C – 10min – 2.0 atm 134 C – 3min – 2.9 atm
Precauciones	No usar contenedores cerrados, puede dañar plásticos y gomas. Corroe acero inoxidable.
Test de esporas	Bacillus stearotherophilus
Ejemplo	Gasa, Fórceps

Tomado de Manual de normas de Bioseguridad en odontología (p.80), por Avilés y Avilés. S.f. Organización Panamericana de la Salud.

Principales causas de fracaso en la esterilización con estufa (Calor seco)

- a) Manejo incorrecto del aparato
- b) Tiempo insuficiente de exposición al agente esterilizante
- c) Falta de limpieza diaria del equipamiento
- d) Confección de embalajes densos y grandes
- e) Uso de cargas mayores que el 80% de la capacidad del autoclave
- f) Instrumental inadecuadamente limpio y seco. (Avilés y Avilés, s.f, p.79)

### Procedimientos Químicos de Esterilización

#### - Gas óxido de etileno.

Posee propiedad bactericida, fungicida, esporocida y virucida, es decir su poder esterilizante sobre microorganismos. Por esta razón es utilizado con alta frecuencia en centros hospitalarios para diversos procesos de desinfección, sin embargo, posee un alto riesgo de toxicidad en exposición prolongada o el uso de Itas concentraciones (López, 2014).

- **Solución de Glutaraldehído 2%**

Es un Desinfectante (20 minutos, de alto nivel 45 minutos) y Esterilizante (10 horas), con propiedad bactericida, fungicida, micobactericida, y esporicida. Actúa aun en presencia de materia orgánica, no es corrosivo. Está indicado para la desinfección y esterilización de instrumental que no puede exponerse a altas temperaturas, no obstante, se debe evitar su uso para limpiar superficies no críticas por su coste y toxicidad. (COEMA, 2018, p.5)

- **Ozono**

El ozono es un método excelente para la desinfección hasta los 25 minutos y a partir de los 30 minutos es esterilizante.

Ventajas: El ozono, como método de esterilización, ofrece rapidez, fácil aplicación y menor costo para uso odontológico (Orellana et al, 2010).

- **Ácido paracético**

Tiene propiedad bactericida, fungicida, virucida y esporicida, posee rápida acción contra microorganismos, incluyendo esporas en concentraciones bajas de 0.1% a 0.2% en un tiempo (entre 10 a 15 minutos). No produce residuos tóxicos, ni necesita activación; es corrosivo en cobre, bronce y hierro galvanizado, causa toxicidad ocular y en mucosas. Indicado en material sumergible, sensible al calor a temperaturas entre 50 y 56C a un pH neutro de 6.4 y una concentración final de 0.22%.

### - Barreras de Bioseguridad del operador para la realización de tratamientos clínicos

Las barreras de bioseguridad son necesarias tanto para el operador como para el asistente y personal de limpieza, con el objetivo de minimizar el contacto directo con contaminantes.

Según González, H (2020) el equipo de protección para el operador odontológico debe ser el siguiente:

- ✓ Guantes desechables de un solo uso
- ✓ Mascarilla quirúrgica: para proteger la vía respiratoria y oral, al mismo tiempo prevenir contaminación de la saliva del operador hacia los pacientes o instrumental estéril
- ✓ Gorro desechable: que cubra cabello y si es posible que el gorro cubra las orejas.
- ✓ Coverall: para evitar llevar la ropa contaminada fuera del consultorio.
- ✓ Guantes: previenen contaminación de manos, colocar 2 pares de guantes.
- ✓ Botas desechables - Coloque la bota desechable derecha y luego la izquierda. Observe que la bota llegue hasta la rodilla del coverall.
- ✓ Zapatos desechables: Coloque los zapatos desechables de la misma manera que las botas desechables. - Si se cuenta con un dispensador de zapatos desechables solo introduzca con firmeza el pie y luego retírelo.
- ✓ Gafas protectoras: para protección de ojos de posibles salpicaduras o birutas.
- ✓ Máscara/ pantalla facial protectora.

### - Limpieza y desinfección de unidades dentales

DVD dental (2019) recomienda que deben desinfectarse los sistemas de aspiración y el desagüe de la escupidera con una solución desinfectante y, posteriormente, sean enjuagados con agua dos veces al día, coincidiendo con el cambio de turno.

Al final de cada jornada, en toda la clínica dental debe realizarse una limpieza general de suelos y superficies con solución de hipoclorito de sodio diluido (lejía diluida). Así mismo, enjuague de los conductos de aspiración con desinfectante de alto nivel durante dos minutos

Jeringa triple: Debe tener puntas intercambiables para poder esterilizarlas tras atender a cada paciente.

Los terminales de aspiración de alta velocidad deben ser reemplazados tras la realización del tratamiento.

Los taburetes, lámpara y botones eléctricos del sillón, deben ser desinfectados con una solución de nivel intermedio (Gutiérrez y Ballester, 2016).

Sistema de agua: Accionar la turbina en vacío durante al menos 20 segundos «entre un paciente y otro» para descargar el agua potencialmente contaminada. Al comienzo de la jornada laboral realizar la descarga completa de agua del interior, puesto que durante pausas prolongadas las conducciones de agua interiores pueden permitir la proliferación de flora microbiana indeseada (Euronda, 2017).

Por otra parte, Chang y otros (2018) recomiendan llenar la botella alimentadora con una solución desinfectante, de manera que al accionar la turbina se desinfecte toda la vía de irrigación. Mediante este procedimiento se estarán eliminando microorganismos indeseados en el sistema de agua.

Botella de agua: Se retira la botella alimentadora de la unidad dental y se descarta el agua sobrante, para una correcta desinfección, debe realizarse un previo lavado de la botella con un detergente suave y un cepillo para botella según sea necesario, luego se enjuaga de manera que no queden residuos de jabón. La desinfección se realiza con hipoclorito de sodio al 5%, o digluconato de clorhexidina al 2% (Chang et al, 2018).

#### - Desinfección del equipamiento:

Proceso realizado después de cada paciente, debe ser realizado usando barreras de protección con una gasa embebida en solución desinfectante de nivel intermedio o bajo. Las partes del equipamiento a desinfectar son todas aquellas que durante un procedimiento pueden ser tomadas por el equipo, como el interruptor del reflector, asa del reflector, comando del sillón, mangueras del succionador, mocho, palanca del

mocho, y todas las partes del consultorio que estén al alcance del personal. (Avilés y Avilés, s.f, pp.78)

#### - Limpieza del ambiente clínica dental:

El medio ambiental en las clínicas odontológicas es de mucha importancia porque por medio del aire podemos inhalar microorganismos que pueden afectar nuestra salud.

La mayoría de los protocolos emanados de instituciones públicas sanitarias y de organizaciones dentales internacionales recomiendan una serie de medidas genéricas para el control de la generación de aerosoles. Estas medidas pueden esquematizarse en 3 grupos:

#### Medidas para reducir la carga viral:

- ✓ Uso de un colutorio antiséptico previo a cualquier manipulación intrabucal.
- ✓ Uso de aislamiento absoluto.

**Medidas para minimizar la generación de aerosoles:** mediante el uso de instrumentos y técnicas alternativas (cuando sean viables) cuyo efecto sobre la generación de aerosoles sea menor que las técnicas y/o instrumentos convencionales.

#### Medidas para dispersar/eliminar los aerosoles:

Se debe realizar aspiración de alta potencia y ventilación adecuada del área clínica una vez por semana, mediante la utilización de químicos de nivel intermedio o bajo, como fenol sintético o amonio cuaternario. El uso de hipoclorito de sodio debe ser evitado, su acción corrosiva puede afectar las superficies (Avilés y Avilés, s.f).

#### Consideraciones para la desinfección de ambientes:

- ✓ Establecer horarios que se cumplan estrictamente.
- ✓ Usar barreras de protección para labores de limpieza
- ✓ Para limpiar la dispersión de polvo y microorganismos se debe usar un trapo húmedo o mojado

- ✓ El fregado es la forma más efectiva de limpieza, debe ser parte del procedimiento de limpieza.
- ✓ Lavar la superficie de arriba hasta abajo – por ejemplo, paredes, lámparas, estantes, sillón odontológico y por último el piso.
- ✓ Cambiar las soluciones limpiadoras cuando se vean sucias, tiene menos probabilidad de destruir los microorganismos potencialmente infecciosos. (Avilés y Avilés, s.f, pp.77).

## CAPITULO II. DISEÑO METODOLÓGICO

### 2.1. Enfoque de la investigación

Hernández, Fernández y Baptista (2014), sostienen que todo trabajo de investigación se sustenta en dos enfoques principales: el enfoque cuantitativo y el enfoque cualitativo, los cuales de manera conjunta forman un tercer enfoque denominado, enfoque mixto. Al hablar de enfoque se hace alusión a la metodología y en este caso debe entenderse como el conjunto de métodos que se siguen en una investigación científica. El presente estudio se fundamenta en el enfoque cuantitativo al centrarse en los aspectos observables y susceptibles de cuantificación, sirviéndose de pruebas estadísticas para el análisis de datos.

### 2.2. Tipo de investigación

La presente investigación es de tipo no experimental dado que no hay manipulación de variables. Este diseño cuenta con varias tipologías siendo las aplicadas al presente estudio, las siguientes (Albert, 2007; Hernández, Fernández y Baptista, 2014):

- Según su alcance temporal, cuenta con un diseño transversal dado que se recolectan los datos en un solo momento, teniendo como propósito, describir las variables y analizar su incidencia e interrelación en un momento dado.
- Según la profundidad y finalidad, es de tipo exploratoria (tiene como objetivo conocer una determinada situación u objeto, por lo que se aplica a problemas de investigación nuevos o poco conocidos, sirviendo de preámbulo para otros diseños) y descriptiva (su propósito es indagar la incidencia y los valores en que se manifiesta una variable, ubica, categoriza o describe).

### 2.3. Área de estudio

El estudio se realizó en la Clínica Odontológica Multidisciplinaria de la UNAN-Managua, ubicada en el pabellón 64, segunda planta. La clínica consta de un único espacio de 20.8x7 m, ocupado por 20 unidades dentales, las cuales están ordenadas en 2 columnas con 1 metro

de distancia, 9 unidades se encuentran al sur y 11 unidades al norte. La ventilación de la clínica está dada por 4 aires acondicionados, 24 ventanas situadas en la parte superior de la pared sur, con una medida de 42x26 cm, al costado norte se encuentran 6 ventanas de 3.22x1.55m.

## 2.4. Universo

Hernández, Fernández y Baptista (2014), definen universo o población como: “el conjunto de todos los casos que concuerdan con determinadas especificaciones” (p.174). Basado en lo anterior, el universo de la presente investigación lo constituyeron 20 unidades dentales pertenecientes a la clínica odontológica de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua (UNAN – Managua).

## 2.5. Muestra

Hernández, Fernández y Baptista (2014), definen la muestra como el “subgrupo del universo o población del cual se recolectan los datos y que debe ser representativo de ésta” (p.173). A través de un muestreo no aleatorio, se seleccionaron 6 unidades dentales en base a las siguientes características:

- Unidades dentales que estuvieran en buen estado
- Unidades dentales más demandadas por los estudiantes

## 2.6. Unidades de análisis

Las unidades de análisis del presente estudio son las siguientes:

1. Superficies de riesgo:
  - a. Jeringa Triple
  - b. Pantalla de la lámpara
  - c. Succión de la botella de agua
2. Ambiente de la clínica

## 2.7. Fuentes de información

Dependiendo del tipo y enfoque que se haya tomado para realizar la investigación, se requirió el uso de fuentes de información. Las fuentes de información fueron de tipo primario y secundario. En este caso se utilizan ambas fuentes de información por las siguientes razones:

- Fuentes primarias: en donde la información o los datos se obtuvieron directamente por el investigador que está llevando a cabo el estudio, y pudieron ser conseguidas utilizando diferentes técnicas tales como la encuesta, la entrevista o la observación, entre otras. En este caso se realizó a través de la observación.
- Fuentes secundarias: corresponde a la información que ya se encuentran elaboradas por diferentes investigadores, de las cuales se toman datos útiles para la investigación que se está llevando a cabo. Dicha información puede encontrarse en libros, documentos o páginas web, entre otros.

## 2.8. Técnicas y procedimientos

El presente estudio se basa en un método cuantitativo lo cual indica el camino a seguir. Las técnicas de recolección de datos comprenden el uso de la observación, procedimientos y actividades que le permiten al investigador obtener la información necesaria para dar respuesta a su pregunta de investigación y el instrumento constituye la vía mediante la cual es posible aplicar una determinada técnica de recolección de información. En este caso se aplica lo siguiente:

**Tabla 3** Técnicas e instrumentos de recolección de datos

<b>Técnica</b>	<b>Instrumento</b>
Observación: es el registro visual de lo que ocurre en una situación real en este caso en un procedimiento de laboratorio.	Ficha de recolección de datos (ficha de resultados): en él se clasifica y consignan los datos de acuerdo al problema que se estudia. En este instrumento se registran los resultados proporcionados por el laboratorio derivado del procesamiento de las muestras.

Fuente: Elaboración propia

## 2.8.1 Identificación de la microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales

### 2.8.1.1. Toma de muestra:

La toma de muestras se realizó mediante el método del hisopado para lo cual primero se humedeció el hisopo estéril en el medio de transporte, posteriormente se tomó la muestra de las superficies en este caso de la pantalla de la lámpara, la jeringa triple y de la succión de la botella, realizando movimientos circulares. Una vez obtenida la muestra se colocó el hisopo dentro del tubo que contiene el medio de transporte. Las muestras fueron trasladadas en una nevera portátil al laboratorio de Microbiología.

Para cada superficie se realizaron 5 frotis, 3 antes de la limpieza (pantalla de lámpara, punta de jeringa triple y succión de la botella) y 2 al finalizar la limpieza de las unidades (pantalla de lámpara y jeringa triple), para un total de 30 muestras.

Para tomar la muestra de la lámpara, se realizó un frotis rotatorio con hisopo embebido en agua peptonada únicamente en el borde, ya que es una zona con menos exposición al calor de la luz, lo que proporciona un mejor ambiente para los microorganismos; posteriormente se llevó el hisopo al agua peptonada contenida en un tubo de ensayo.

En el caso de la jeringa triple, se realizó un frotis rotatorio con hisopo embebido en agua peptonada únicamente en el tercio superior de la punta de la jeringa, ya que es una de las zonas con más exposición a los fluidos orales, posteriormente se llevó el hisopo al agua peptonada contenida en un tubo de ensayo.

Para la succión de la botella, se realizó un frotis rotatorio con hisopo seco en los primeros 3 centímetros de la punta de la succión mediante movimientos rotatorios y se llevó el hisopo al agua peptonada contenida en un tubo de ensayo. Cada tubo de ensayo se rotuló en relación a cada muestra.

#### 2.8.1.2 Traslado en cadena frío:

Posterior a la toma de muestra se ordenaron los tubos de ensayo en una gradilla e inmediatamente se trasladaron al Laboratorio de Microbiología y Parasitología de la Facultad de Ciencias Médicas de la UNAN - Managua. Las muestras fueron trasladadas en un termo con refrigerantes el cual contenía un termómetro para regular la temperatura del mismo. Este proceso se realizó en un período no mayor a 15 minutos, siendo la temperatura de 4<sup>0</sup>C.

#### 2.8.1.3 Incubación por 24 horas:

Para obtener un crecimiento apropiado de los microorganismos que pudieron tener su nicho ecológico en las superficies de estudio, se incubaron todas las muestras a 37<sup>0</sup>C en presencia de oxígeno y otras en bajas concentraciones, pero con mayor concentración de dióxido de carbono, el cual se obtiene a través de unas jarras de CO<sub>2</sub> cuyo método de obtención es por agotamiento, durante 24 horas para permitir el crecimiento de los microorganismos.

#### 2.8.1.4 Lectura por densidad óptica:

Después del período de incubación, se procedió a medir la absorbancia de todos los tubos incluyendo la muestra Patrón, el cual únicamente contenía APA sin muestra y se incubó igual que los que estaban inoculados, con el fin de medir el nivel de esterilidad e inocuidad. La lectura por densidad óptica se realizó con un Espectrofotómetro Diagnóstico 550, a una densidad óptica de 405nm. Para su lectura se tomó de referencia un blanco muestra, siendo la absorbancia de 0.015. Las lecturas que más se alejaron a la absorbancia de la muestra patrón fueron consideradas como las de mayor contaminación y viceversa.

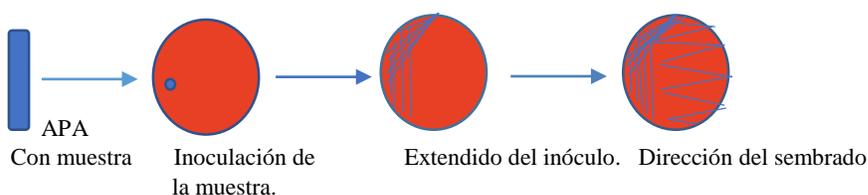
### 2.8.1.5 Siembra de las muestras:

Para la siembra se inocularon todas las muestras contenidas en los medios APA en agares que permitieron encontrar microorganismos sin exigencias nutricionales, así como aquellos que si lo necesitan. Siguiendo esta premisa metabólica de las bacterias, se inocularon en medios de Agar sangre de carnero por sus características de no ofrecer ningún tipo de hemolisinas que interfirieran con el crecimiento de grampositivos susceptibles. Para aquellas bacterias gramnegativas y que sintetizan el azúcar como fuente inmediata de energía se utilizó Agar MacConkey.

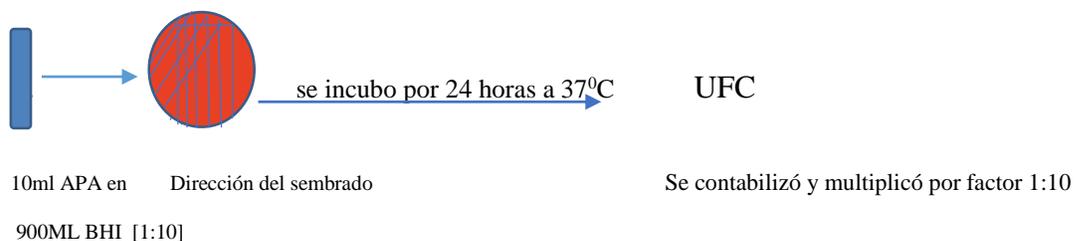
El procedimiento de siembra se efectuó introduciendo en el tubo que contiene las muestras un asa redonda calibrada (0.001) la que frecuentemente era flameada en el mechero, realizando el estriado en el medio de cultivo.

En el siguiente esquema se grafica la técnica empleada para cada cultivo:

Para Agar sangre de carnero: Se realizó un método estriado por agotamiento



Para Mc Conkey: se realizó un método estriado por expansión



Fuente: Elaboración propia

Posteriormente, se incubaron los cultivos por 24 horas a una temperatura de 37°C.

#### 2.8.1.6 Conteo de Unidades Formadoras de Colonias (UFC)

Para el conteo de las unidades formadoras de colonias, se realizó la lectura de los cultivos contando el total de UFCs, estas se multiplicaron por el factor de dilución correspondiente con el asa utilizada. Las colonias que se observaron contaminadas o en un estado de tensión se reislaron para obtener un crecimiento puro de las mismas.

#### 2.8.1.7 Identificación de Microorganismos

1. El primer paso en la identificación consistió en la observación de las características macroscópicas de las colonias en los medios de cultivo Agar sangre de carnero y MacConkey.
2. Una vez identificadas las colonias, con el asa se tomó una pequeña cantidad de cada una de estas, se realizó un frotis sobre la placa portaobjetos, y se dejó secar cada una de las muestras. Posteriormente se procedió a realizar la Tinción Gram para la identificación microscópica. Pasos a realizar para la Tinción de Gram:
  - a. Agregar cristal violeta al portaobjetos, dejándolo actuar por 60 segundos cubriendo el extendido fijado y luego se lava con abundante agua del grifo.
  - b. Agregar lugol al portaobjetos, dejándolo actuar por 60 segundos cubriendo el extendido fijado y se lava con abundante agua del grifo.
  - c. Agregar alcohol acetona al portaobjetos por 30 segundos cubriendo el extendido fijado y se lava con agua del grifo.
  - d. Agregar zafranina por 60 segundos cubriendo el extendido fijado y se lava con agua del grifo.
  - e. Se deja los portaobjetos en una gradilla para su secado a temperatura ambiente

Observación al microscopio: Se colocó una gota de aceite de inmersión sobre la placa portaobjetos que contenía la muestra y se observó con el lente 100x.

- En la observación microscópica primeramente se clasificaron a las bacterias en grampositivas (color violeta) y gramnegativas (color rosa).
  - Se observó la forma bacteriana para identificar a cocos (esféricos), bacilos (forma de bastón) espirilos y espiroquetas (forma espiral), vibriones (forma de coma)
  - Se identificó el tipo de agrupación bacteriana ya sea en racimos, cadenas, parejas, tetracocos y pentacocos.
3. Para la identificación del género y especie de los grupos de microorganismos caracterizados en la lectura microscópica se realizaron las pruebas bioquímicas pertinentes.

Las pruebas a realizadas para bacterias grampositivas fueron las siguientes:

- Prueba de catalasa: utilizada para diferenciar especies de *Streptococcus* y *Staphylococcus*. Sobre un portaobjetos se colocó una muestra de bacterias cocos grampositivos y se les agregó 50ul de peróxido de hidrógeno. Se consideró positivo a la formación de burbujas, evidenciándose la presencia de la enzima catalasa para el género de *Staphylococcus*. En caso contrario, era *Streptococcus*.
- Prueba de coagulasa: En un tubo de 10 x 75 se agregó 0.5 – 1 ml de plasma citratado diluido 1:5 con solución salina. Se inoculó de 1 a 2 UFC sospechosas de *Staphylococcus aureus*. Se incubó a una temperatura de 35 – 37<sup>0</sup>C por un tiempo de 1 a 4 horas. Culminadas las 4 horas se observó la formación de un coágulo orientando *Staphylococcus aureus*, mientras que los *Streptococcus spp* no originaron formación de coágulo.
- Prueba de optoquina (0.5mg): Para realizar esta prueba se estriaron en 3 direcciones el inóculo de UFCs sospechosas, luego se colocó en el centro el disco de optoquina. El resultado era positivo si en las muestras se observó un halo de inhibición alrededor de los discos mayor de 14 mm, orientando de esta forma a *Streptococcus pneumoniae*. Se considerará negativo, si el halo de inhibición alrededor del disco era menor a 14 mm, orientando a *Streptococcus viridans*.

- Prueba de bacitracina: Para realizar esta prueba se realizaron estrías en 3 direcciones del inóculo de UFCs sospechosas. Con una pinza previamente flameada se colocó un disco de bacitracina de 0,04 unidades y se incubó de 35-37°C durante 18-24 horas. En los que se observó un halo de inhibición correspondían a *Streptococcus pyogenes*.
- DNAsa: Se inoculó el microorganismo en manchas densas sobre agar DNA, después de 18 a 24 horas de incubación, se reveló con HCl al 1%. Las colonias rodeadas por una zona clara fueron consideradas como DNasa positivo (*S. aureus*).
- Camp-test: Con una cepa fresca de *Staphylococcus aureus* se realizó una estría recta en un plato de Agar sangre de carnero de manera que abarcara de un lado al opuesto, pasando por el centro. Con la cepa sospechosa de ser *Streptococcus grupo B* se realizó una estría en línea recta de tal manera que formara un ángulo recto con respecto a la estría del *Staphylococcus aureus*. Se repitió el mismo procedimiento del lado opuesto, utilizando 2 cepas. Una cepa era el control positivo con un *Streptococcus β-hemolítico del grupo B (Streptococcus agalactiae)* previamente identificado y que fue mantenido como la cepa control. La otra cepa era un control negativo, realizado con un *Streptococcus β-hemolítico del grupo A*. Se incubó a 37°C durante 18-24 horas. Interpretación: el control con *Streptococcus agalactiae* da una imagen similar a una flecha. El control negativo no da la imagen de flecha, solamente se observa hemólisis alrededor de la estría del inóculo realizado.

En el caso de sospecha de una bacteria gramnegativa, las pruebas bioquímicas realizadas fueron las siguientes:

- TSI: En los resultados de esta prueba se observaron los siguientes patrones:
  - Fermentan la lactosa y la glucosa, con producción de abundante gas: A/A G (ácido /ácido gas abundante = amarillo / amarillo, gas), compatible con *Escherichia coli*.
  - No fermentan la lactosa ni la glucosa. No hay producción de gas: K/K (alcalino /alcalino = rojo / rojo), compatible con *Pseudomonas aeruginosa*.
- LIA: esta prueba permitió identificar lo siguiente:

- Colonias que no desaminan la lisina y tampoco descarboxilan la lisina ni fermentan la glucosa: K/K (alcalino/ alcalino = violeta / violeta), compatible con *Pseudomonas aeruginosa*.
  - Colonias que no desaminan la lisina, pero si descarboxilan la lisina: K/K (alcalino alcalino = violeta / violeta), presuntiva de *Escherichia Coli*.
- Malonato: fue positivo al observar un viraje de color al azul, orientando la presencia de *Klebsiella pneumoniae*. Fue negativo si no hubo viraje de color. La muestra se observó de color verde. Compatible con *Escherichia coli*.
  - MIO: Esta prueba se realizó para determinar la movilidad bacteriana, producción de Indol y descarboxilación de la ornitina. Con un asa recta, se tomó un inóculo del agar nutritivo. Se introdujo el inóculo en forma vertical, en un trayecto de 0.5cm en el tubo de ensayo que contenía 2ml de MIO. Se retiró el asa a lo largo de la misma línea de punción del agar y se procedió a su incubación. Se procedió a leer la reacción bioquímica del medio. Para ver si había producción de indol se agregaron 2 gotas del reactivo de Kovac, detectándose por un rápido apareamiento de un color rosado intenso en la parte superior del medio. Las cepas sospechosas de *Escherichia coli* tuvieron una movilidad positiva si se observaba una turbidez difusa en el medio con producción de indol y descarboxilación de ornitina. Las cepas que no presentan movilidad, se evidencian por la falta de crecimiento hacia el fondo del tubo, no produciendo indol ni descarboxilación de ornitina a falta de viraje de su pH. Es compatible con *Klebsiella pneumoniae*.
  - Citrato: la prueba fue positiva si se observaba un viraje de color a azul y crecimiento en la superficie del medio. Compatible con *Pseudomonas aeruginosa*. Fue negativa si no hubo viraje de color ni crecimiento en la superficie del medio. El medio se observa de color verde. Característica de *Escherichia coli*.
  - Urea: Las especies urea positivo, al término de 24 horas de incubación se tornaron de color fucsia, compatible con *Klebsiella pneumoniae*. Las especies urea negativo, conservaron el color amarillo, compatible con *Escherichia coli*.

- Lactosa: Para la realización de esta prueba no fue necesario agregar ningún sustrato extra al cultivo de MacConkey, ya que este posee lactosa en su composición y un indicador de pH. Las colonias lactosa positiva se apreciaron de color rojo.
- VP: Se sembraron en un tubo de caldo MR/VP, las colonias de microorganismos sospechosas de *Klebsiella*. Se incubaron por 24 horas a 35°C. Posteriormente se transfirieron 1ml de caldo a un tubo de ensayo limpio y se agregó 6ml de  $\alpha$ -naftol seguidos de 0.2ml de KOH al 40%. Se agitó suavemente el tubo y se dejó reposar por 15 minutos. A los 15 minutos, el tubo que se tornó a color rojo (positivo) siendo sospechosos de *Klebsiella pneumoniae* y *Yersinia enterocolitica*. Los que no tuvieron viraje de color fueron considerados negativos, sospechosos de *Escherichia coli*.

Las pruebas bioquímicas para bacterias no fermentadoras fueron las siguientes:

- Agar P: Con un asa recta, se tomó un inóculo y se estrió en forma de serpentina. Se dejó el tapón semiabierto para favorecer un ambiente aerobio y se incubó el tubo a 36°C durante 18 horas. Finalizada la incubación, si se observaba la presencia de un pigmento de color azul en toda la zona de crecimiento, correspondía a *Pseudomonas aeruginosa*. Al realizarle la prueba a las colonias sospechosas de *Escherichia coli*, no se observaban colonias con pigmentos.
- Agar F: Con un asa recta, se tomó un inóculo y se estrió en forma serpentina. Se dejó el tapón semiabierto para favorecer un ambiente aerobio y se incubó el tubo a 36°C durante 18 horas. Finalizada la incubación, se observaba con una lámpara de luz ultravioleta (luz de Wood), la presencia de fluorescencia. Si se observaban colonias con una fluorescencia verde amarillenta en toda la zona de crecimiento bacteriano, era *Pseudomonas aeruginosa*. Si había crecimiento sin fluorescencia (negativas) era compatible con *Escherichia coli*.
- Crecimiento a 42°C: Se realizó como prueba confirmativa para *Pseudomonas aeruginosa*, ya que es tolerante a la temperatura de 42°C en agar MacConkey, lo que

la distingue de otras especies. Crecimiento a 42°C positivo: hay crecimiento de UFCs características. Crecimiento a 42°C negativo: no hay crecimiento bacteriano.

- Cetrimida: El crecimiento en cetrimida era positivo cuando había crecimiento de colonias en las que se observaba un color azul turquesa y verde amarillo fluorescente, detectado bajo luz ultravioleta. Positivo para *Pseudomona aeruginosa*. Crecimiento en cetrimida negativo: no hubo crecimiento ni pigmentos.
- Prueba de oxidasa: Se consideraba oxidasa positiva cuando en las muestras había un viraje de color a púrpura intenso en los primeros 10 segundos (*Pseudomona aeruginosa*). Era oxidasa negativa cuando en las muestras no había viraje de color en los primeros 10 segundos, observándose amarillo (*Escherichia coli*).
- Movilidad al fresco: La movilidad es positiva al observar bacilos con movimientos en diferentes direcciones y desplazamientos repentinos a larga distancia, lo cual es característica de una *Pseudomona aeruginosa*. Otras cepas tienen movilidad, pero presentan una turbidez difusa en el medio, lo que confirma la presencia de *Escherichia coli*. La movilidad era negativa al observar bacilos sin movimiento bacteriano, únicamente con movimiento Browniano (movimiento giratorio), lo cual confirmaba la presencia de *Klebsiella pneumoniae*.

## **Identificación de levaduras**

### **- Características macroscópicas**

El crecimiento de las levaduras es posible después de la incubación por 24 horas de las muestras sembradas en el medio agar sangre. Para su identificación se debió tener en cuenta el aspecto de las levaduras al crecer en el agar; la forma de la colonia (p. ej. rugosa o lisa), el color de la superficie, la textura (p.ej. algodonosa, aterciopelada, glabra, cremosa, viscosa o pastosa) y la producción de pigmentos.

- **Características microscópicas:**

En la Tinción de Gram, realizada para la identificación de bacterias grampositivas y negativas se logró identificar también estructuras fúngicas.

- En la observación microscópica primeramente se identificó la forma de las estructuras fúngicas redondas, ovaladas o alargadas.
- Se identificaron el tipo de agrupación, ya sea en hifas o pseudohifas.
- La observación de reproducción por gemación es una característica común a levaduras.

- **Test de filamentación en suero**

Esta es una prueba corta que orienta principalmente hacia la identificación de *Candida albicans* en donde se observa un tubo germinal que es una extensión filamentososa de la levadura, sin estrechamiento en su origen, cuyo ancho suele ser la mitad de la célula progenitora y su longitud tres o cuatro veces mayor que la célula madre (Linares y Solís, 2015).

Se realiza de la siguiente manera:

- Suspender un inóculo de la cepa pura de *Candida* con 24 horas de desarrollo en 0,5 ml de suero.
- Incubar a 35–37°C por 2h y 30 min.
- Colocar 2 ó 3 gotas de la suspensión en una lámina portaobjeto y cubrir con lámina cubreobjeto y observar al microscopio con objetivo de 40X.

Interpretación: La prueba era positiva al visualizar una estructura elongada que se originaba a partir de la levadura:

Positivo: *Candida albicans*

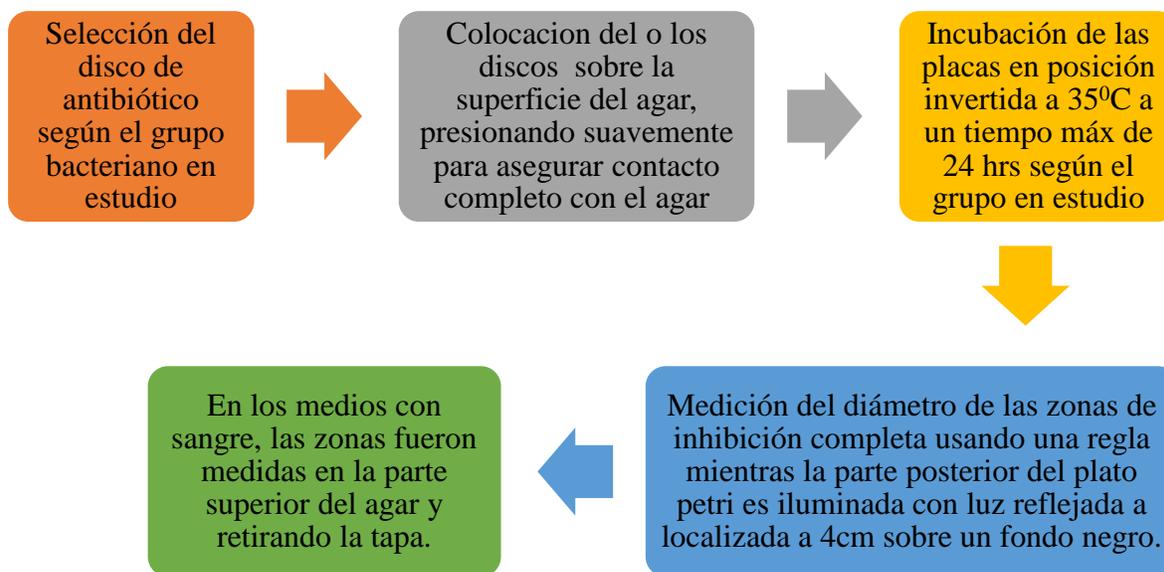
Negativo: *Candida glabrata*

## Sensibilidad antimicrobiana

Las pruebas de sensibilidad o antibiogramas determinan la susceptibilidad de un microorganismo frente a los medicamentos antimicrobianos, a partir de la exposición de una concentración estandarizada del germen a estos fármacos, puede realizarse para bacterias, hongos o virus (Vazquez, 2020). Para fines de estudio, se realizaron las pruebas de sensibilidad mediante el método de Kirby Bauer únicamente a las bacterias aisladas.

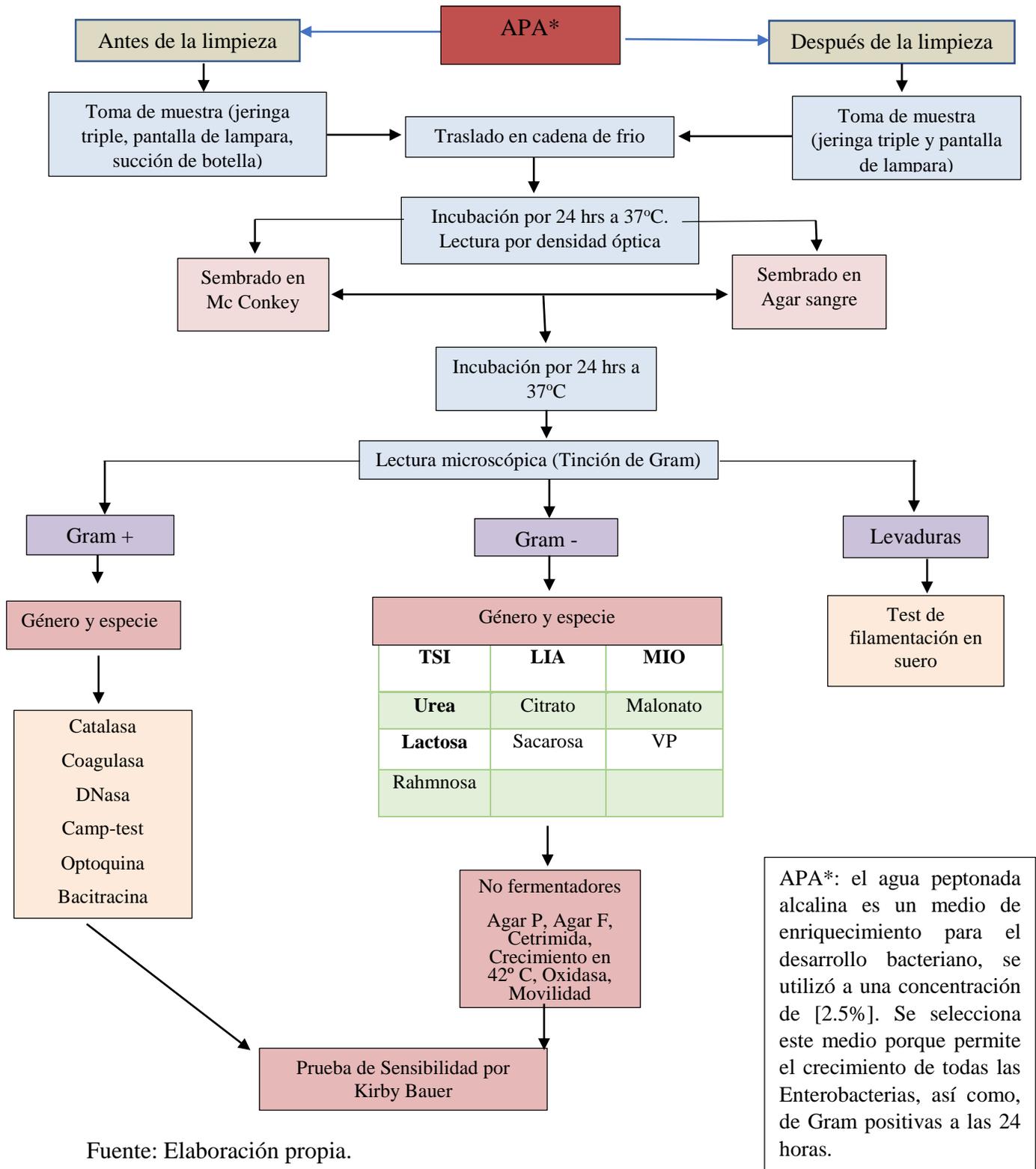
El método de Kirby Bauer “consiste en depositar, en la superficie de agar de una placa de petri previamente inoculada con el microorganismo, discos de papel secante impregnados con los diferentes antibióticos” (Picazo, s.f, p.4).

### Ilustración 1 Flujograma: Prueba de sensibilidad antimicrobiana



Fuente: Elaboración propia

**Ilustración 2** Flujograma: Análisis microbiológico de las superficies de la unidad dental



Fuente: Elaboración propia.

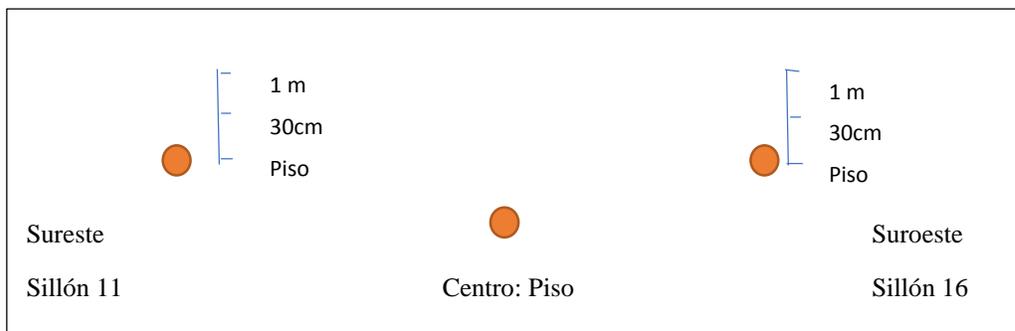
### 2.8.2 Identificación de la microbiota ambiental

El procedimiento para el análisis del ambiente se realizó en una sola ocasión dado que éste no iba a cambiar si no se realizaba una desinfección del mismo. Se llevó a cabo, ya que estos datos permiten conocer la relación que existe entre los microorganismos del ambiente y los de las superficies de las unidades dentales.

Para identificar la microbiota ambiental se seleccionaron 3 zonas utilizando platos Petry con dos tipos de agar (Agar sangre y MacConkey), de las cuales, en una zona de la clínica (ubicada en el centro de la clínica) solo se colocó un plato Petry a nivel del piso, y en las dos zonas restantes (extremo Sureste y Suroeste de la clínica) se colocaron tres platos Petry en diferentes niveles:

- Nivel bajo: a nivel del piso
- Nivel medio: a 30 cm del piso
- Nivel alto: a 1 metro del piso

#### **Ilustración 3** Ubicación de platos Petry en la clínica dental UNAN – Managua

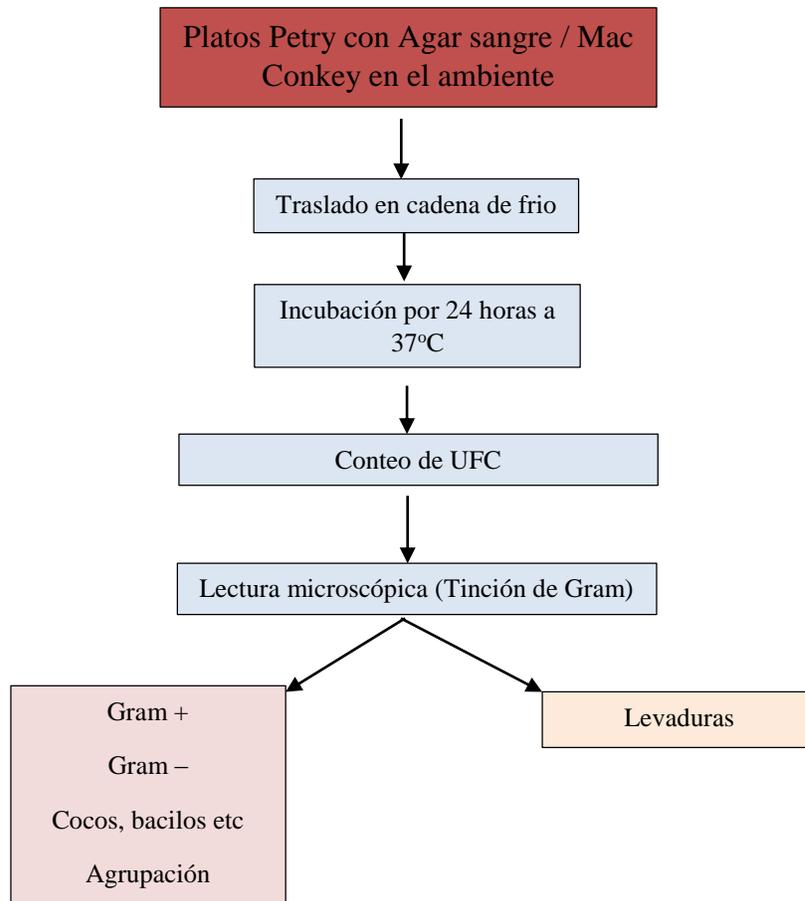


Fuente: Elaboración propia

La identificación del microorganismo se realizó de la siguiente manera:

1. Incubación por 24 horas a 37C.
2. Conteo de Unidades Formadoras de Colonias
3. Lectura microscópica (Tinción de Gram)
4. Identificación de Levaduras

**Ilustración 4** Flujograma: Análisis microbiológico del ambiente



Fuente: Elaboración propia

## 2.9. Plan de tabulación

**Plan de tabulación y análisis:** A partir de los datos recolectados, se diseñó la base de datos correspondiente, utilizando el software Microsoft Excel para Windows. Una vez que se realizó el control de calidad de los datos registrados, se realizaron los análisis estadísticos pertinentes.

De acuerdo a la naturaleza de cada una de las variables cuantitativas, y guiados por el compromiso definido en cada uno de los objetivos específicos, se realizaron los análisis descriptivos correspondientes a las variables nominales entre ellos: (a) microbiota presente

en la pantalla de la lámpara, punta de la jeringa triple y succión de la botella de agua en las unidades dentales antes y después de ser desinfectados (b) Microbiota que predomina en el ambiente c) Comparación entre la microbiota presente en el ambiente y las superficies de riesgo de las unidades dentales d) Susceptibilidad antibacteriana de los microorganismos encontrados y sus mecanismos de resistencia.

## 2.10. Enunciado de variables

**Objetivo 1:** Identificar la microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales antes y después de ser desinfectadas mediante el conteo y diferenciación de microorganismos presentes.

- Microbiota de las superficies de riesgo
- Superficies de riesgo

**Objetivo 2:** Identificar la microbiota que predomina en el ambiente donde se ubican las unidades dentales en estudio.

- Microbiota ambiental

**Objetivo 3:** Comparar la microbiota presente en las zonas de riesgo de las unidades dentales y la microbiota presente en el ambiente.

- Resultado del cultivo ambiental
- Resultado del cultivo de superficies de riesgo de unidades dentales

**Objetivo 4:** Determinar la susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de los microorganismos identificados en las superficies de riesgo de las unidades dentales.

- Resultado del antibiograma
- Mecanismos de resistencia bacteriana a antimicrobianos

## 2.11 Operacionalización de variables

**Tabla 4** Operacionalización de variables

VARIABLE	DEFINICIÓN OPERACIONAL	DIMENSIÓN	INDICADOR	VALORES
Objetivo 1: Identificar la microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales antes y después de ser desinfectadas mediante el conteo y diferenciación de microorganismos presentes.				
Microbiota	Conjunto de microorganismos que se encuentran en las superficies de riesgo de las unidades dentales antes y después de la desinfección.	Cocos Grampositivos  Bacilos Grampositivos  Cocos Gramnegativos  Bacilos Gramnegativos  Otros	Tipos de microorganismos	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprofiticus</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus viridans</i> <i>Enterococcus spp.</i> <i>Sarcinas</i>  <i>Actinomices</i> <i>Lactobacillus</i>  <i>Neisseria</i> <i>Veillonella</i> <i>Moraxella catarralis</i>

				<i>Escherechia coli</i> <i>Pseudomona aeruginosa</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i>  <i>Candida albicans</i>
Superficies de riesgo	Áreas en las que existe mayor probabilidad de contaminación en las unidades dentales.	Pantalla de la lámpara Punta metálica de la jeringa triple Succión de la botella de agua	Unidad dental	No contaminada (no se obtuvo crecimiento bacteriano) Contaminada (se obtuvo crecimiento bacteriano)
		Conteo de colonias (Unidad formadora de colonias - UFC)	Grado de contaminación	Contaminación baja: de 0 a < 30,000 UFC/ml Contaminación media: de 30,000 a 100,000 UFC/ml Contaminación alta: > de 100,000 UFC/ml
Objetivo 2: Identificar la microbiota que predomina en el ambiente donde se ubican las unidades dentales en estudio.				
Microbiota ambiental	Conjunto de microorganismos que habitan en el entorno de las unidades dentales.	Grampositivos  Gramnegativos	Tipo morfológico	Bacilos Cocos Bacilos

		Otros		Cocos
		Conteo de microorganismo (Unidad formadora de colonias - UFC)	Grado de contaminación	Satisfactorio no más de 5UFC/cm2 Regular >5-25UFC/cm2 No satisfactorio >25 UFC/cm2
Objetivo 3: Comparar la microbiota presente en las zonas de riesgo de las unidades dentales y la microbiota presente en el ambiente.				
Resultado del cultivo de superficies de riesgo de unidades dentales	Resultado de un método definitivo de laboratorio que permite identificar el agente contaminante de las superficies de riesgo de las unidades dentales.	Tipo de microorganismo	% por categoría	Aislado No aislado
Resultado del cultivo ambiental	Resultado de un método definitivo de laboratorio que permite identificar el agente ambiental.	Tipo de microorganismo	% por categoría	Aislado No aislado
Objetivo 4: Determinar la susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de los microorganismos identificados en las superficies de riesgo de las unidades dentales.				

Resultados del antibiograma	Resultado de una prueba microbiológica que mide la sensibilidad de una bacteria frente a diferentes antimicrobianos in vitro y a partir de estos resultados predice la eficacia in vivo.	Grado de susceptibilidad a los antibióticos	% de bacterias susceptibles	Sensible Resistente Intermedio
Mecanismos de resistencia bacteriana a antimicrobianos	Consiste en la producción de enzimas bacterianas que inactivan los antibióticos o en la aparición de modificaciones que impiden la llegada del fármaco al punto diana o en la alteración del propio punto diana.	Beta-lactamasas de espectro extendido (BLEE) Bombas de eflujo RFQS Ampc	Tipo de resistencia	Positivo Negativo

## **2.12 Aspectos éticos**

Para la recolección de las muestras se solicitó autorización por escrito al Dr. Oscar López Meneses, coordinador de la Carrera de Odontología de la UNAN-Managua. Así mismo, a cada unidad dental se le asignó un código único, de manera que esta codificación sea identificada exclusivamente por el equipo de trabajo.

## CAPITULO III. DESARROLLO

### 3.1 Resultados

#### 3.1.1 Resultados del Objetivo 1

Identificar la microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales antes y después de ser desinfectadas mediante el conteo y diferenciación de microorganismos presentes.

Para identificar la microbiota, se procedió a tomar muestras de 6 jeringas triples, 6 lámparas y 6 botellas de agua (succión) de las unidades dentales seleccionadas, antes del proceso de desinfección, para un total de 18 superficies muestreadas. Posterior al proceso de desinfección, se procedió a tomar nuevamente muestras de las 6 jeringas triples y de las 6 lámparas previamente muestreadas para un total de 12 muestras. En el caso de la succión de la botella de agua, solo se tomó la muestra antes de la desinfección ya que estas no fueron sometidas al proceso de desinfección. El total de muestras tomadas corresponden a 30 (18 muestras antes de la desinfección y 12 muestras después de la desinfección).

**Tabla 5** Microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales antes de la desinfección.

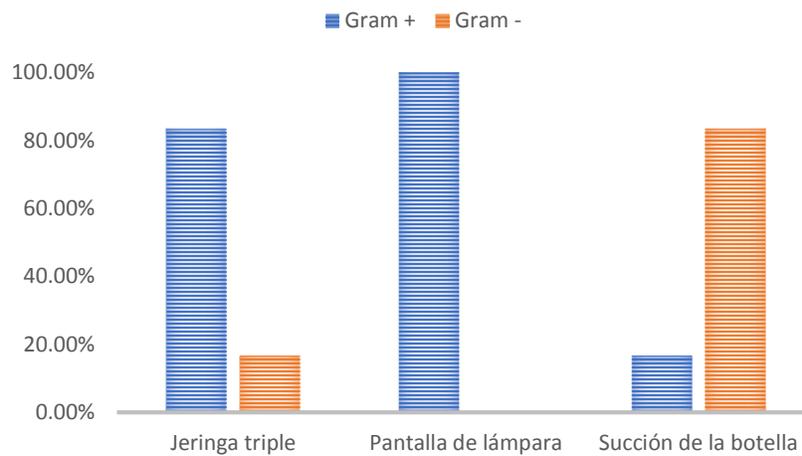
Microorganismo	Género /especie	Jeringa Triple		Lámpara		Succión de la botella		Total	
		Fc	%	Fc	%	Fc	%	Fc	%
Cocos grampositivos	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	2	33.3	-	-	1	16.6	3	16.6
	<i>Staphylococcus aureus</i>	3	50	-	-	-	-	3	16.6
	<i>Sarcinas</i>	-	-	6	100	1	16.6	7	38.8
	<i>Streptococcus agalactiae</i>	-	-	-	-	-	-	-	-
Bacilos gramnegativos	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1	16.6	-	-	1	16.6	2	11.1
	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	-	-	-	-	1	16.6	1	5.5
	<i>Escherichia coli</i>	-	-	-	-	1	16.6	1	5.5
No hubo crecimiento		-	-	-	-	1	16.6	1	5.5
Total		6	100	6	100	6	100	18	100

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio

Los resultados del muestreo realizado antes de la desinfección en las 3 superficies de riesgo seleccionadas, evidencian el tipo de microorganismo aislado. Se observa que, en 13 de las 18 muestras procesadas, crecieron cocos grampositivos entre los que predominan las *Sarcinas*. Solamente en 5 de las 18 muestras se obtuvo el crecimiento de bacilos gramnegativos, predominado en este caso, *Pseudomona aeruginosa*. No se obtuvo crecimiento de hongos.

Los cocos grampositivos predominaron en las jeringas triples y en las lámparas, no así en la succión de la botella de agua, en donde predominaron los bacilos gramnegativos.

**Gráfico 1** Microorganismos presentes antes de la desinfección



Fuente: Tabla 5.

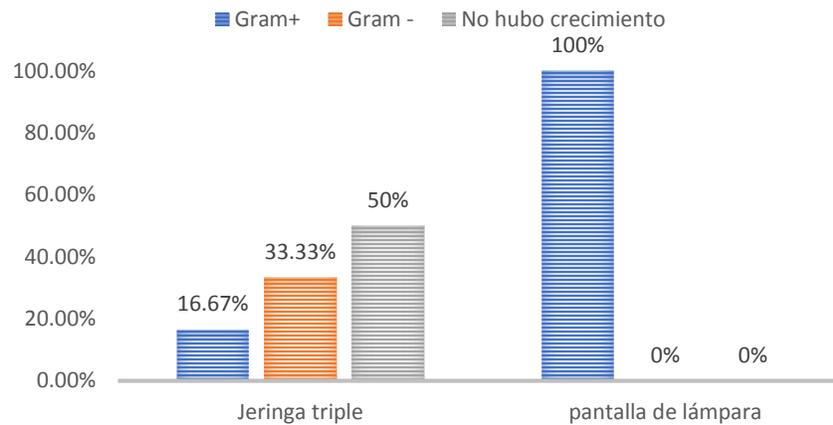
**Tabla 6** Microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales después de la desinfección.

Microorganismo	Género /especie	Jeringa Triple		Lámpara		Total	
		Fc	%	Fc	%	Fc	%
Cocos grampositivos	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	-	-	1	16.6	1	8.3
	<i>Staphylococcus aureus</i>	-	-	-	-	-	-
	<i>Sarcinas</i>	-	-	5	83.3	5	41.6
	<i>Streptococcus agalactiae</i>	1	16.6	-	-	1	8.3
Bacilos gramnegativos	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	-	-	-	-
	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	-	-	-	-	-	-
	<i>Escherichia coli</i>	2	33.3	-	-	2	16.6
No hubo crecimiento		3	50	-	-	3	25
Total		6	100	6	100	12	100

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio

Posterior al proceso de desinfección de las jeringas triples y de las lámparas, los resultados obtenidos del muestreo revelan que siguen predominando los cocos grampositivos en 7 de las 12 muestras tomadas; en 2 muestras se observan bacilos gramnegativos y solo 3 muestras están libres de microorganismos al no obtenerse crecimiento en los medios de cultivo. No se tomaron muestra de la succión de las botellas de agua, dado que estas no sufren un proceso de desinfección periódica y en el momento que se tomaron las muestras, este proceso no se efectuó.

**Gráfico 2** Microorganismos presentes después de la desinfección



Fuente: Tabla 6.

**Tabla 7** Grado de contaminación bacteriana de las jeringas triples y de las lámparas de las unidades dentales, antes y después de la desinfección.

Muestra	Antes de la desinfección		Después de la desinfección	
	MO aislado	Conteo	MO aislado	Conteo
Jeringa Triple 11	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	>100,000 UFC/ml	No hubo crecimiento	-
Jeringa Triple 12	<i>Staphylococcus aureus</i>	>100,000 UFC/ml	No hubo crecimiento	-
Jeringa Triple 15	<i>Staphylococcus aureus</i>	>100,000 UFC/ml	No hubo crecimiento	-
Jeringa Triple 16	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	>100,000 UFC/ml	<i>Escherichia coli</i>	>100,000 UFC/ml
Jeringa Triple 17	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	>100,000 UFC/ml	<i>Escherichia coli</i>	>100,000 UFC/ml
Jeringa Triple 18	<i>Staphylococcus aureus</i>	>30,000 UFC/ml	<i>Streptococcus agalactiae</i>	>100,000 UFC/ml
Lámpara 11	<i>Sarcinas</i>	*	<i>Sarcinas</i>	*
Lámpara 12	<i>Sarcinas</i>	*	<i>Sarcinas</i>	*
Lámpara 15	<i>Sarcinas</i>	*	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	>100,000 UFC/ml
Lámpara 16	<i>Sarcinas</i>	*	<i>Sarcinas</i>	*
Lámpara 17	<i>Sarcinas</i>	*	<i>Sarcinas</i>	*
Lámpara 18	<i>Sarcinas</i>	*	<i>Sarcinas</i>	*

\* No se contabilizan

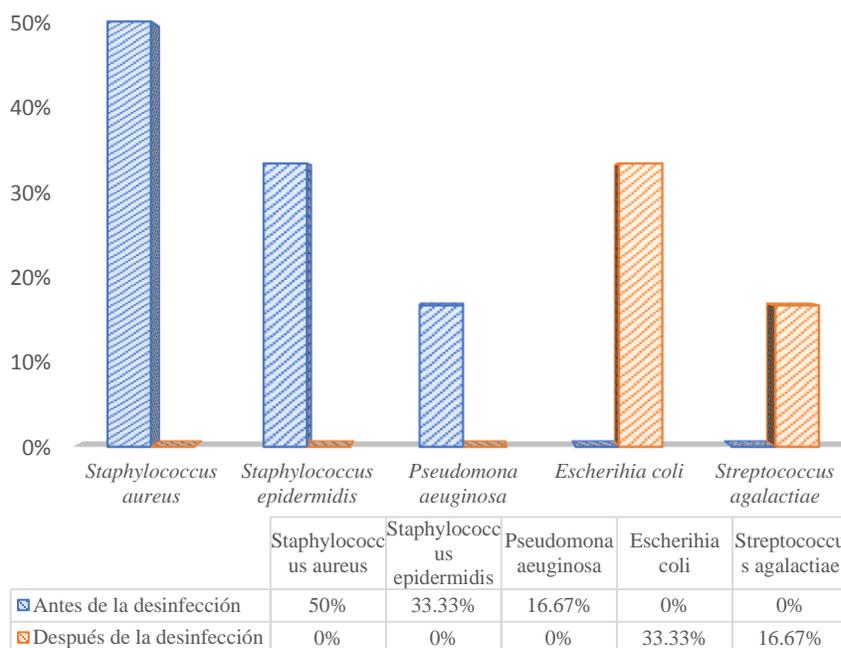
Fuente: Ficha de resultados de laboratorio

Antes de la desinfección, a partir de las muestras recolectadas de las 6 jeringas triples se obtuvo crecimiento bacteriano lo cual indican que el 100% estaban contaminadas, predominado en el 50% de las muestras el *Staphylococcus aureus*, en el 33.3% se obtuvo a *Staphylococcus epidermidis* y en el 16.67% *Pseudomonas aeuginosa*.

En lo que corresponde al conteo de Unidades Formadoras de Colonias (UFC), el 83.3% presentó más de más de 100,000 UFC y el 16.67% más de 30,000 UFC/ml, indicando que 5 de las 6 jeringas triples tenían una contaminación alta (> 100,000 UFC/ml) y 1 de ellas una contaminación media.

Los resultados obtenidos después de la desinfección reflejaron que en el 50% de las superficies no se obtuvo crecimiento bacteriano, indicando una adecuada limpieza y desinfección. Sin embargo, el 50% restante presentó contaminación con bacterias diferentes a las identificadas en el muestreo inicial, como *Escherihia coli* en 2 jeringas y *Streptococcus agalactiae* en una jeringa triple. En estos casos, el grado de contaminación es alto (>100,000 UFC/ml) a pesar de haber sufrido un proceso de limpieza y desinfección.

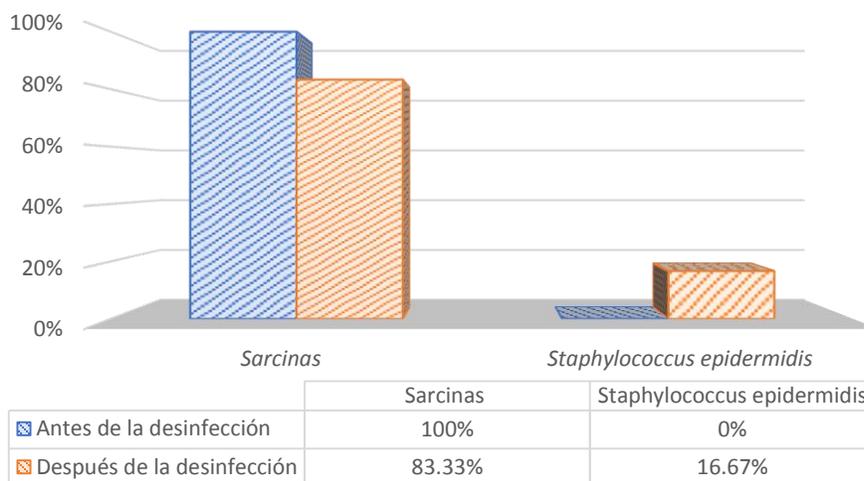
**Gráfico 3** Microorganismos aislados de la Jeringa Triple



Fuente: Tabla 7.

Con relación a la contaminación de las lámparas se observa que en las 6 unidades muestreadas se obtuvieron crecimientos de *Sarcinas*, las que son parte de la flora humana y también pueden encontrarse en la piel y en el intestino grueso. Después de la desinfección todas las muestras persistieron contaminadas con la misma bacteria identificada inicialmente y sólo en una desapareció la *Sarcina* y creció *Staphylococcus epidermidis*. Puede observarse que en el caso de las *Sarcinas* no se reportan UFC, lo cual se justifica teóricamente por el hecho de que estos microorganismos producen crecimientos muy agrupados en los medios de cultivo y además, tienen la características de formar biofilms, dificultando de esta manera, el contabilizarse individualmente.

**Gráfico 4** Microorganismos aislados en la pantalla de la lámpara



Fuente: Tabla 7.

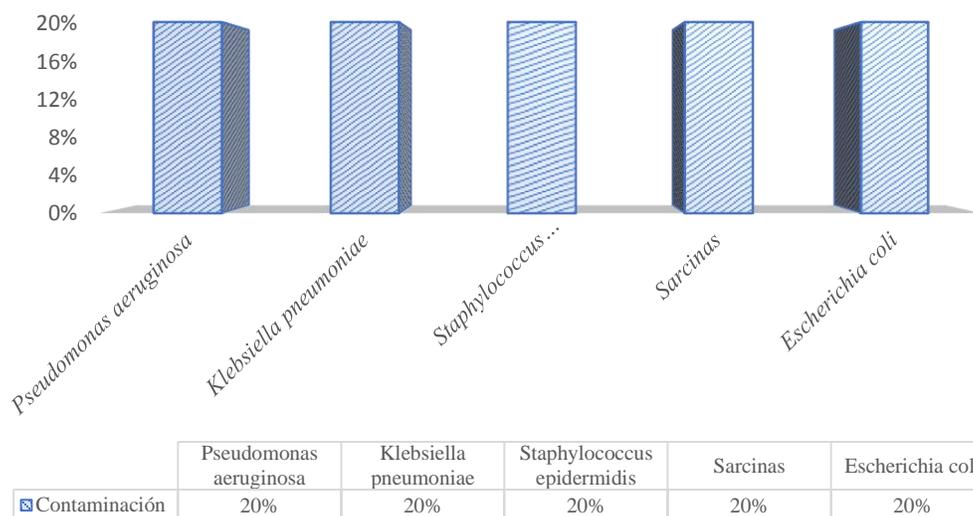
**Tabla 8** Grado de contaminación bacteriana de la succión de las botellas de agua de las unidades dentales.

Muestra	Antes de la desinfección	
	MO aislado	Conteo
Botella de agua 11	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	>100,000 UFC/ml
Botella de agua 12	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	>100,000 UFC/ml
Botella de agua 15	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	>100,000 UFC/ml
Botella de agua 16	No hubo crecimiento	-
Botella de agua 17	<i>Sarcinas</i>	-
Botella de agua 18	<i>Escherichia coli</i>	>100,000 UFC/ml

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio

En el caso del estudio microbiológico de la succión de las botellas de agua en estudio, se encontró que en 5 de ellas (83.3%) se obtuvo crecimiento bacteriano con predominio de bacilos gramnegativos. Sólo de 1 botella no se obtuvo crecimiento bacteriano. Se determina que en las 5 botellas en donde se encontraron microorganismo, el grado de contaminación bacteriana es alto dado que se reportan más de 100,000 UFC/ml.

**Gráfico 5** Microorganismos aislados de la succión de las botellas de agua



Fuente: Tabla 8.

Tomando en cuenta los resultados planteados en las Tabla 7 y Tabla 8, las unidades dentales que forman parte de este estudio, presentan los siguientes microorganismos:

**Tabla 9** Microbiota presente en las unidades dentales.

<b>Unidad dental</b>	<b>Jeringa triple</b>	<b>Lámpara</b>	<b>Succión botella de agua</b>
Unidad dental 11	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Sarcinas</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Unidad dental 12	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Sarcinas</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
Unidad dental 15	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Sarcinas</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
Unidad dental 16	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Escherichia coli</i>	<i>Sarcinas</i>	-
Unidad dental 17	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Escherichia coli</i>	<i>Sarcinas</i>	<i>Sarcinas</i>
Unidad dental 18	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus agalactiae</i>	<i>Sarcinas</i>	<i>Escherichia coli</i>

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio

Es así que se observa la siguiente variedad de microorganismos:

- Unidad Dental 11 presenta cocos grampositivos comensales y bacilos gramnegativos oportunistas
- Unidad Dental 12 muestra coco grampositivo patógeno, coco grampositivo comensal y bacilo gramnegativo oportunista
- Unidad Dental 15 con cocos grampositivos comensales y patógenos
- Unidad Dental 16 presenta bacilos gramnegativos oportunistas y comensales así como cocos grampositivos comensales.
- Unidad Dental 17 muestra cocos grampositivos comensales y bacilos gramnegativos
- Unidad Dental 18 muestra coco grampositivo patógeno, coco grampositivo comensal y bacilo gramnegativo.

Para poder encontrar una explicación al hecho de seguir encontrando microorganismos después de la limpieza y desinfección, se procedió a realizar una observación de dichos procesos, encontrándose entre los principales hallazgos los siguientes:

- No existe un protocolo de limpieza y desinfección adaptado a las necesidades de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN-Managua.
- Se inició la limpieza y desinfección por el extremo Este-Sur de la clínica a partir de la unidad dental número 11, finalizando la limpieza con la unidad dental número 1 que está del lado Este-Norte. Lo que explica el hecho de que las primeras 3 unidades dentales desinfectadas no presentaron grandes cargas de microorganismos, por ende, a medida que se avanzaba en la desinfección de superficies, la cantidad y calidad microbiana era más alta y patógena, debido al arrastre de microorganismos de una superficie a otra.
- Como solución desinfectante se usó amonio cuaternario a una concentración no determinada. El uso de amonio cuaternario a una concentración no adecuada pone en riesgo su efectividad, ya que, concentraciones bajas del mismo, lo convierten en un desinfectante de bajo nivel, no apto para la desinfección de superficies con alto potencial de infección por patógenos.
- La punta de la jeringa triple no sufre el proceso de esterilización indicado, y antes de su desinfección no es prelavada.
- Al realizar la limpieza y desinfección se utilizó el mismo paño para todas las unidades y para todas las superficies en estudio, también, se observó que no se realizó ningún tratamiento de desinfección para la succión de la botella, razón por la cual se realizó únicamente muestreo de la succión antes de la desinfección. Este hecho explica que en 4 de las superficies analizadas antes de la desinfección se encontrara un microorganismo y después de esta, se encontrara otro microorganismo diferente, además de que no disminuyera el grado de contaminación, e incluso se aumentara de 30,000UFC/ml a 100,000 UFC/ml en una de las superficies. Por otra parte, la falta de desinfección periódica de la botella de agua favorece el crecimiento de microorganismos gramnegativos oportunistas que crecen en ambientes húmedos.
- Al personal de limpieza solo se le provee un par de guantes para realizar la limpieza total de la clínica, por lo que estos guantes son medio de arrastre para la contaminación de superficies.

### 3.1.2 Resultados del Objetivo 2

Identificar la microbiota que predomina en el ambiente donde se ubican las unidades dentales en estudio.

Para identificar la microbiota ambiental, se procedió a tomar 7 muestras procedentes de diferentes lugares de la clínica previamente mencionados en la metodología.

**Tabla 10** Microbiota predominante en el ambiente de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN Managua

Muestra	UFC/cm <sup>2</sup>	Grado de contaminación	Lectura microscópica	Tiempo de exposición
Centro	4.6 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio	Cocos Gram – libres en regular cantidad y estructuras fúngicas compatibles con <i>Aspergillus spp.</i>	15 min
11S1	2.4 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio	Cocos Gram – libres pocos por campo	
11S2	2.2 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio	Bacilos Gram – libres en regular cantidad	
11S3	1.5 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio	Cocos Gram + dispuestos en racimos en regular cantidad	
16S1	2.2 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio	Bacilos Gram – libres y estructuras fúngicas compatibles con <i>Candida spp</i>	
16S2	2.2 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio	Cocos Gram + dispuestos en racimos en regular cantidad	
16S3	2.3 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio	Cocos Gram + dispuestos en racimos en regular cantidad	

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio.

**Tabla 11** Clasificación del grado de contaminación ambiental.

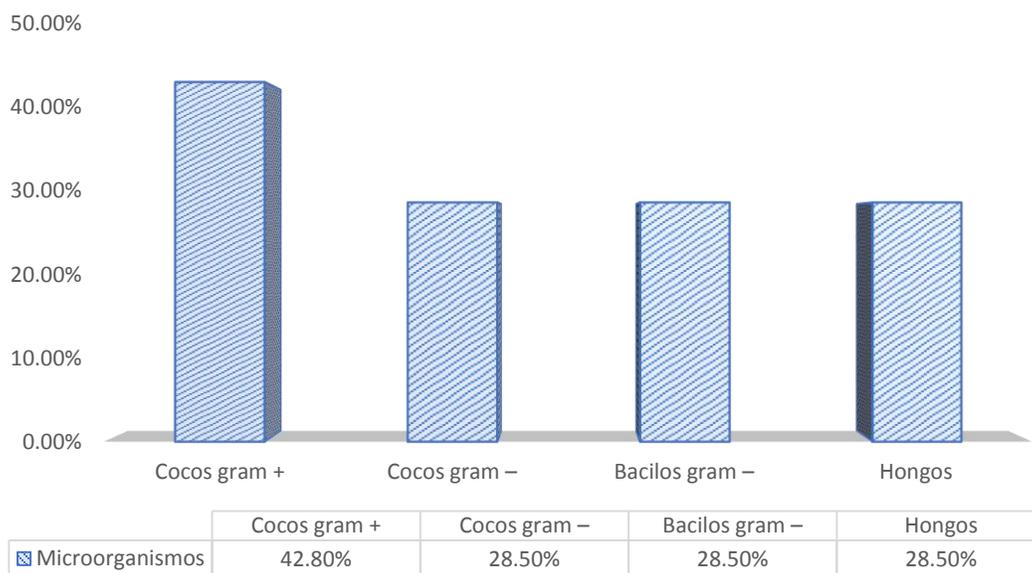
Recuento de colonias/cm <sup>2</sup>	Clasificación
No más de 5 UFC/cm <sup>2</sup>	Satisfactorio
>5-25 UFC/cm <sup>2</sup>	Regular
>25 UFC/cm <sup>2</sup>	No satisfactorio

Fuente: Tomado de Microbiología de aguas y alimentos, principios y prácticas de laboratorio. (p.107) por Echandi et al, 2008. UCR.

La tabla 10 refleja los resultados obtenidos sobre la microbiota identificada y el grado de contaminación del ambiente de la Clínica Multidisciplinaria (Clínica de odontología).

En las 7 muestras ambientales, se obtuvo el crecimiento de microorganismos ambientales. En 5 muestras solo crecieron bacterias y en las 2 restantes crecieron bacterias y hongos. Llama la atención, que en la parte sureste de la clínica y en el centro de la misma predominan bacterias gramnegativas, mayoritariamente de tipo cocos y en menor proporción bacilos; mientras que en la parte suroeste de la misma, predominan bacterias grampositivas tipo cocos y agrupados en racimos, características morfológicas compatibles con *Staphylococcus spp.* La presencia de hongos solo se identifican en 2 muestras ubicadas en los extremos de la clínica, siendo las características morfológicas compatibles con *Aspergillus spp.* en una muestra tomada en el área central de la clínica y *Candida spp.* en una muestra tomada en el área suroeste de la clínica. De forma general, predominaron las bacterias gramnegativas (57%) sobre las grampositivas (43%). La identificación de cocos gramnegativos puede estar relacionado con la presencia de *Neisserias* comensales ubicadas en la orofaringe.

**Gráfico 6** Microbiota ambiental de la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN Managua



Fuente: Tabla 10.

Según la escala de Echandi et al (2008) para determinar el grado de contaminación ambiental en base al conteo de UFC/cm<sup>2</sup>, se determinó que en el 100% de las muestras, el conteo bacteriano fue menor a las 5 UFC/cm<sup>2</sup>, permitiendo clasificarlo como satisfactorio. De las 7 muestras tomadas, 6 de ellas muestran un recuento de colonias/cm<sup>2</sup> que va desde 1.5 hasta 2.4 UFC/ cm<sup>2</sup>, sin embargo hay una muestra que reveló mayor recuento de colonias y corresponde a la tomada del área central de la clínica con 4.6 UFC/ cm<sup>2</sup>, la cual está cercana al límite superior del nivel de satisfactorio.

### 3.1.3 Resultados del Objetivo 3

Comparar la microbiota presente en las zonas de riesgo de las unidades dentales y la microbiota presente en el ambiente.

Para establecer dicha comparación se procedió a registrar todos los microorganismos identificados tanto en las superficies de riesgo como en el ambiente para establecer coincidencias en las muestras recolectadas.

**Tabla 12** Comparación entre microbiota presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales y la microbiota del ambiente.

<b>Clasificación del Microorganismo</b>	<b>Microbiota de superficies de riesgo</b>	<b>Microbiota ambiental</b>
Cocos grampositivos	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus agalactiae</i> <i>Sarcinas</i>	Cocos grampositivos dispuestos en racimos
Bacilos grampositivos	-	-
Cocos gramnegativos	-	Cocos gramnegativos
Bacilos gramnegativos	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Escherichia coli</i>	Bacilos gramnegativos
Hongos	-	Estructuras fúngicas compatibles con <i>Aspergillus spp</i> y <i>Candida sp.</i>

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio.

De forma general se puede observar una relación entre la microbiota encontrada en las superficies de riesgo y la microbiota ambiental, siendo coincidentes a nivel de los cocos grampositivos y bacilos gramnegativos, no así en torno a los cocos gramnegativos ni a nivel de los hongos los que son predominantemente ambientales. No se encontraron bacilos grampositivos. La mayoría de los microorganismos encontrados, están clasificados como patógenos facultativos que son aquellos microorganismos habituales en el organismo que no causan daño sin embargo, pueden actuar como comensales en algunas partes del organismo como el *Staphylococcus epidermidis*, y patógenos oportunistas que corresponden a microorganismos que producen daño en estados de inmunodepresión como *Pseudomonas aeruginosa*. Sólo *Staphylococcus aureus* es clasificado como patógeno verdadero.

El medio ambiente presente en toda el área clínica guarda una íntima relación con las infecciones, y puede contribuir a casos esporádicos o a brotes de enfermedad en instituciones al proporcionar focos de contagio y transmisión de gérmenes por aire y vectores. El aire del ambiente, sirve como vehículo a través del cual los microorganismos infecciosos procedentes de otros focos son transmitidos por el polvo o en pequeñas gotas, por lo cual se presenta la coincidencia a nivel de las microbiotas estudiadas.

### 3.1.4 Resultados del Objetivo 4

Determinar la susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de los microorganismos identificados en las superficies de riesgo de las unidades dentales.

**Tabla 13** Susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de las bacterias presentes en las jeringas triples de las unidades dentales en estudio.

Superficie de riesgo	Perfil de susceptibilidad antimicrobiana			Mecanismo de resistencia
	MO aislado	Sensible a	Resistente a	
Jeringa triple 12	<i>Staphylococcus aureus</i>	Oxaciclina, Vancomicina, Cefoxitin, Gentamicina, Ciprofloxacina Rifampicina, Trimetoprin-sulfametoxazol Clindamicina	Eritromicina Penicilina	Bombas de Eflujo
Jeringa triple 15	<i>Staphylococcus aureus</i>	Oxaciclina, Vancomicina, Cefoxitin, Gentamicina, Ciprofloxacina Rifampicina, Trimetoprin-sulfametoxazol	Clindamicina Eritromicina Penicilina	Bombas de Eflujo
Jeringa triple 16	<i>Pseudomona aeruginosa</i>	Ceftriaxona, Amox+Ac clavulánico, Ceftazidime, Imepenem, Piperaciclina tazobactam, Amikacina, Gentamicina, Cloranfenicol	Cefepime	Natural
Jeringa triple 16 y Jeringa triple 17	<i>Escherichia coli</i>	Gentamicina, Piperaciclina Tazobactam Colistin, Imipenem, Meropenem, Levofloxacina Cloranfenicol	Ampicilina, Cefotaxime, Cefoxitin Ceftriaxona, Amox+Ac Clavulánico, Ceftazidime	BLEE
Jeringa triple 18	<i>Staphylococcus aureus</i>	Vancomicina, Cefoxitin, Gentamicina, Ciprofloxacina, Rifampicina, Clindamicina, Trimetoprin-sulfametoxazol	Penicilina	Natural
	<i>Streptococcus agalactiae</i>	Oxaciclina, Vancomicina, Cefoxitin, Gentamicina, Ciprofloxacina, Trimetoprin-sulfametoxazol, Clindamicina	Eritromicina	Bombas de Eflujo

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio.

**Tabla 14** Susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de las bacterias presentes en la succión de las botellas de agua de las unidades dentales en estudio.

Superficie de riesgo	Perfil de susceptibilidad antimicrobiana			Mecanismo de resistencia
	MO aislado	Sensible a	Resistente a	
Succión de la botella 11	<i>Pseudomona aeruginosa</i>	Gentamicina, Piperacilina Tazobactam, Colistin Imipenem, Meropenem Levofloxacin, Cloranfenicol, Cefotaxime Amox + Ac Clavulanico Ácido nalidixico, Cefepime Amikacina, Ceftriaxona Ceftazidime, Ciprofloxacina Trimetoprin-sulfametoxazol	Cefoxim	Natural
Succión de la botella 12	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Gentamicina Piperacilina Tazobactam Colistin, Imipenem Meropenem, Levofloxacin Cloranfenicol	Ampicilina Cefotaxime Ceftriaxona Acido nalidixidico Amoxicilina + Ac. Clavulanico	Natural
Succión de la botella 18	<i>Escherichia coli</i>	Gentamicina, Piperacilina Tazobactam Colistin, Imipenem, Meropenem, Levofloxacin Cloranfenicol	Ampicilina Cefotaxime Ceftiaxona Amox + AC Ácido nalidixico	BLEE RFQS Ampc

Fuente: Ficha de resultados de laboratorio.

Una vez realizado el aislamiento microbiológico con su respectiva identificación, se procedió a realizar el antibiograma de aquellas cepas que son clasificadas como patógenas verdaderas y patógenas oportunistas. Los microorganismos patógenos y oportunistas que aparecieron con mayor frecuencia en las diferentes superficies de riesgo de la clínica fueron: *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus agalactiae*, *Pseudomona aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae* y *Escherichia coli*.

Partiendo del hecho que varios de los microorganismos antes mencionados pueden provenir del agua de las unidades dentales como de las cavidades orales humanas, se procedió a realizarles la prueba de susceptibilidad antimicrobiana dado que pueden ser fuente de infecciones cruzadas a nivel del consultorio odontológico.

#### Sensibilidad de las bacterias grampositivas:

En este estudio se realizaron pruebas de sensibilidad a 10 cepas bacterianas de tipo patógenas verdaderas y patógenas oportunistas, no así a aquellas consideradas comensales. De las pruebas de sensibilidad realizadas para las tres cepas aisladas de *Staphylococcus aureus* resultaron que el 100% de las cepas son resistentes a la Penicilina y 66.6% resistentes a Eritromicina. El 33.3% tiene resistencia intermedia a Eritromicina y Oxaciclina, por tanto, al igual que Penicilina, Eritromicina no es una opción antibiótica para ninguna de ellas. El 33.3% resultó resistente a Clindamicina. Asimismo, cabe destacar que el 66.6% de las cepas aisladas presentó bombas de Eflujo, lo cual, lo hace un microorganismo potencialmente resistente a otras familias de antibióticos.

La cepa de *Streptococcus agalactiae* es resistente a eritromicina y sensible a penicilinas, fluoroquinolonas, lincomicinas y glicopéptidos. La presencia de bombas de Eflujo, lo hace un microorganismo potencialmente resistente a otros antibióticos, ya que esta, le confiere resistencia a más de una familia de antimicrobianos.

#### Sensibilidad de las bacterias gramnegativas:

De las pruebas de sensibilidad realizadas para las dos cepas aisladas de *Pseudomona aeruginosa* se encuentra que el 50% es resistente a Cefoxin y Ampicilina y el otro 50% es resistente a Cefepime. Estos antibióticos a los que crearon resistencia son todos de la familia de los beta-lactámicos, por tanto, se debe considerar su uso. La indicación de otros antibióticos como Gentamicina, Levofloxacin, etc es efectiva.

De las pruebas de sensibilidad realizadas para las tres cepas aisladas de *Escherichia coli* se observa que fueron las que más resistencia presentaron a una diversidad de antibióticos. Son

bacterias que mostraron resistencia a ampicilina, cefotaxime, ceftazidime, ceftriaxona, amoxicilina + ácido clavulánico y ceftazidime, entre otros. Los mecanismos de resistencia de estas bacterias fueron BLEE, RFQS y AmpC. En el presente estudio, todas las cepas aisladas de *Escherichia coli* son productoras de b-lactamasas de Espectro Extendido (BLEE), esta enzima les confiere resistencia a penicilinas, cefalosporinas y monobactams. De la misma manera, todas las cepas dieron positivo a RFQS (Resistencia a las Fluoroquinolonas), por tanto, en ninguna de estas cepas está indicado el uso de Beta-lactámicos ni Fluoroquinolonas, a pesar de que in vitro todas fueron sensibles a Levofloxacin, in vivo, hay altas probabilidades de falla terapéutica debido a la presencia de RFQS. Por otra parte, una única cepa tuvo betalactamasas de tipo AmpC, que según Martínez (2009) la producción de AmpC se da de manera natural en *Escherichia coli*, lo que le permite ser resistente a Ácido clavulánico, Tazobactam y Sulbactam. Por tanto, ni los beta-lactámicos ni su combinación con inhibidores de betalactamasas, ni las fluoroquinolonas son una opción terapéutica, dejando al médico con escasas posibilidades terapéuticas.

La cepa aislada de *Klebsiella pneumoniae* mostró resistencia a ampicilina, cefotaxime, ceftriaxona, ácido nalidíxico, amoxicilina + ácido clavulánico. Debido a que esta bacteria tiene como mecanismos de resistencia las betalactamasas de tipo AmpC y RFQS, al igual que *Escherichia coli* no son opciones terapéuticas las fluoroquinolonas, ni los inhibidores de betalactamasas, aunque in vitro resultó ser sensible a piperacilina + tazobactam, por lo que su indicación está orientada a estimular la acción de los carbapenémicos, no como terapia antibiótica exclusiva.

## 3.2 Discusión

### 3.2.1 Análisis de la microbiota presente en las superficies de las unidades dentales

- Antes de su desinfección

La presente investigación evidencia la presencia de microorganismos en jeringas triples, pantalla de las lámparas y succión de las botellas de agua, utilizados en los diferentes procedimientos odontológicos, previo a la aplicación de un protocolo de desinfección y después del mismo.

Las superficies de las unidades dentales se encontraron contaminadas en un 94.4%. Lo anterior se demuestra a través del crecimiento bacteriano en medios de cultivo, procedente de 17 de las 18 muestras obtenidas. Este proceso permitió identificar a las bacterias presentes encontrándose diferencias en el tipo de microorganismo según el tipo de superficie de riesgo. En el caso de las jeringas triples y de las lámparas, se confirma el predominio de cocos grampositivos mientras en la succión de las botellas de agua, predominan los bacilos gramnegativos.

Los resultados de los microorganismos aislados en este estudio, son comparables a los encontrados en los estudios de Díaz y Cutipa (2016) y de Chong (2017). Díaz y Cutipa (2016), reportan un predominio de microorganismos cocos Gram positivos. Chong (2017), encuentra que la microbiota aislada fueron principalmente bacterias aerobias mesófilas, seguidas de *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus* en menor cantidad. Sin embargo, en el presente estudio fue aislada una bacteria más, *Klebsiella pneumoniae*. Según Echeverri-Toro et al, (2012) afirma que esta bacteria “es uno de los principales patógenos aislados en infecciones hospitalarias” (p. 1), por lo tanto, es posible que fuese llevada a la clínica por medio de arrastre desde ambientes hospitalarios.

Las superficies con mayor contaminación antes de ser desinfectadas fueron la jeringa triple y pantalla de la lámpara, de las cuales, la jeringa triple presentó microorganismos denominados patógenos obligatorios o verdaderos como es el caso de *Staphylococcus aureus*. La mayor contaminación de estas superficies puede estar asociado al hecho de que son superficies que presentan mayor riesgo de entrar en contacto con las secreciones del paciente

durante el tratamiento, además que, en el caso de la jeringa triple, los protocolos de bioseguridad recomiendan su esterilización, procedimiento que no se realizó.

Los microorganismos encontrados fueron *Sarcinas* (38.89%), *Staphylococcus aureus* (16.67%), *Staphylococcus epidermidis* (16.67%), *Pseudomonas aeruginosa* (11.11%), *Klebsiella pneumoniae* (5.56%) y *Escherichia coli* (5.5%), en el 5.5% restante no hubo crecimiento microbiano.

Las *Sarcinas* representaron el microorganismo más dominante, principalmente en la pantalla de la lámpara; este microorganismo, no fue aislado en otros estudios, por lo cual no es comparable con otras referencias.

*Staphylococcus aureus* fue aislado exclusivamente de la jeringa triple. Lee (2011) lo citó entre los microorganismos más predominantes en la clínica dental, pues es miembro de la flora normal de la piel y mucosas, no obstante, citó que causan supuración, formación de abscesos, varias infecciones piógenas e incluso septicemia mortal. Desarrollan con rapidez resistencia a muchos antimicrobianos y presentan problemas terapéuticos difíciles. Lo cual, concuerda con los resultados obtenidos en el antibiograma realizado a 3 cepas de esta bacteria, mostrando una de ellas, resistencia a la Penicilina, otra a Clindamicina y Eritromicina, y la tercera muestra resistencia a los 3 antibióticos mencionados.

*Pseudomonas aeruginosa* fue encontrado colonizando la jeringa triple y succión de la botella de agua. Este microorganismo fue encontrado en el estudio de Narváez (2018), quien lo aisló de la jeringa triple. Por otra parte, Castellano (2019), describe que *Pseudomonas aeruginosa* es frecuentemente encontrado en el agua de las botellas de las unidades dentales.

*Klebsiella pneumoniae* fue aislada de la succión de la botella de agua. Castellano (2019), describe que *Klebsiella pneumoniae* es frecuentemente encontrado en el agua de las botellas de las unidades dentales.

- Después de la desinfección

Las superficies de las unidades dentales persistieron contaminadas en un 75%, reduciéndose únicamente un 19.4%. Lo anterior se demuestra a través del crecimiento bacteriano en medios de cultivo.

Posterior al proceso de desinfección, de las 12 muestras tomadas solamente en 3 superficies no hubo crecimiento bacteriano, siendo la superficie con mayor contaminación, la pantalla de la lámpara colonizada principalmente (con el 100% de superficies contaminadas) por *Sarcinas* y *Staphylococcus epidermidis* que, aunque son considerados microorganismos con bajo potencial patógena, su presencia indica que no hubo una adecuada limpieza ni desinfección de estas superficies, a pesar de que estos microorganismos pueden ser eliminados fácilmente con soluciones cloradas. Lo anterior es reforzado por Aráuz, y Sequeira (2001) al expresar lo siguiente: “La aplicación de una técnica de asepsia correcta busca conseguir el menor número de microorganismos en el área de trabajo, sin importar la patogenicidad del microorganismo” (p.166).

Es notorio evidenciar que la reducción no fue significativa ya que la presencia de microorganismos posterior a la desinfección no erradicó al 100% de microorganismos presentes. Los microorganismos aislados fueron *Sarcinas* (41.67%), *Escherichia coli* (16.67%), *Streptococcus agalactiae* (8.3%), *Staphylococcus epidermidis* (8.3%), el 25% restante no tuvo crecimiento microbiano.

- *Staphylococcus epidermidis*, es un microorganismo que forma parte de la microbiota normal de piel y mucosas, ha sido frecuentemente encontrado en superficies de la unidad dental, sin embargo, es considerado como organismo comensal para crear biopelículas en las superficies que coloniza.
- *Streptococcus agalactiae*, pudo haber llegado a la jeringa triple por medio de arrastre durante el proceso de asepsia, ya que no estaba presente antes de su desinfección. Esta bacteria forma parte de la flora comensal intestinal.
- *Escherichia coli*, fue encontrado en la jeringa triple y succión de la botella de agua de diferentes unidades dentales. Este microorganismo también es reportado en las jeringas triples del estudio realizado por Narváez (2018).

Las evidencias encontradas en este estudio son respaldadas por los resultados obtenidos en el estudio realizado por Sánchez (2019) en donde se destaca la presencia de Cocos Gram (+) en el 62.7% y de estos el 11,96% pertenecen al género *Staphylococcus aureus* y el 5,4% al género *Streptococcus spp*; y el 15,7% a los Bacilos Gram (-). Además refiere, que los

Cocos gram (+) aparecieron en mayor porcentaje en los dos instrumentos con valores superiores al 23%, los Bacilos gram (-) aparecieron en su mayoría en las turbinas cuando no hay desinfección y luego de un protocolo de desinfección se alojaron en su mayoría en jeringas triples.

Es importante destacar que la presencia de bacilos gramnegativas, especialmente *Pseudomona* y *Klebsiella*, considerados como los primeros en la lista de patógenos oportunistas, son capaces de establecer reservorios en el ambiente inanimado tanto a nivel de clínicas como de hospitales; además que estos bacilos tienen la capacidad de desarrollar resistencia a los antibióticos más fácilmente que los cocos grampositivos. Sin embargo, estos microorganismos no presentan tanto riesgo para individuos inmunocompetentes, sino para pacientes inmunodeprimidos, por lo que se les denomina patógenos oportunistas.

Las bacterias gramnegativas frecuentemente se encuentran en el agua de las unidades odontológicas y en la biocapa que cubre las paredes de las tuberías de agua. Entre esas bacterias se encuentran las siguientes: *Klebsiella pneumoniae*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas spp.*, *Enterococcus spp.*, *Achromobacter xyloxidans*, *Acinetobacter spp.*, *Alcaligenes denitrificans*, *Bacillus spp.*, *Bacillus subtilis*, *Enterobacterias*, *Flavobacterium spp.*, *Legionella pneumophila*, *Legionella spp.*, *Methylobacterium mesophilica*, *Lactobacillus spp.*, *Micrococcus luteus*, *Moraxella spp.*, *Pasteurella spp.*, *Burkholderia cepacia*, *Staphylococcus spp.*, *Serratia marcescens*, *Streptococcus spp.*, *Xanthomonas spp.*, *Mycobacterium gordonae*, *Ochromobacterium anthropi*, *Veillonella alkalescens*, *Pseudomonas aeruginosa* y la *Burkholderia cepacia* son habitantes comunes del suelo y de las aguas naturales, pueden sobrevivir e incluso multiplicarse en aguas con muy bajo contenido de nutrientes (Salinas, 2016).

Se puede encontrar especies de *Pseudomonas* en casi todos los abastecimientos de agua doméstica, en los tanques de almacenamiento o en los conductos de drenaje, debido a que los parámetros de control microbiológico para el agua de consumo humano, no garantizan la ausencia de este patógeno oportunista, que puede alcanzar recuentos potencialmente peligrosos para el ser humano y generar un elevado riesgo de infección cruzada en el ambiente odontológico.

Otro aspecto a destacar es el hecho de que tanto *Klebsiella pneumoniae* como *Escherichia coli* y *Pseudomonas aeruginosa* se destacan por su resistencia amplia a los antibióticos.

### 3.2.2 Análisis de la microbiota ambiental

El muestreo ambiental de la Clínica Multidisciplinaria fue realizado con el objetivo de establecer alguna similitud entre los microorganismos presentes en el ambiente y los microorganismos presentes en las superficies de riesgo de las unidades dentales en estudio.

El análisis microbiológico determinó que la contaminación del ambiente era mínima, ya que los conteos de UFC fueron inferiores a 5 UFC/cm<sup>2</sup>, por lo tanto, no representa la mayor fuente de contaminación de las unidades dentales. Las bacterias contaminantes fueron cocos gramnegativos, cocos grampositivos y bacilos grampositivos, mientras que los hongos identificados fueron *Aspergillus spp* y *Candida spp*. Este hallazgo coincide con el estudio realizado por Aráuz y Sequeira (2001) quienes encontraron especies de *Aspergillus* aislados en el ambiente. Se debe tener presente que algunos hongos, bajo ciertas circunstancias, especialmente en personas inmunosuprimidas, pueden causar infecciones oportunistas, como es el caso de *Aspergillus spp*. y *Candida spp*.

Lo anterior no descarta el hecho de que el comportamiento bacteriano ambiental está relacionado directamente con la presencia de microorganismos en las superficies de riesgo de las unidades dentales estudiadas. Esto se fundamenta en la presencia de cocos grampositivos y bacilos gramnegativos tanto a nivel ambiental como en las superficies en estudio.

La presencia persistente de microorganismos tanto en las superficies de riesgo como a nivel ambiental, se debe a la deficiencia en los procesos de limpieza y desinfección. Los protocolos de limpieza y desinfección deben ser aplicados correctamente para evitar la proliferación de microorganismos que puedan desencadenar una contaminación cruzada entre pacientes. Cuando el proceso de limpieza no es adecuado se pueden crear biopelículas, gracias a procesos de adherencia microbiana por secreción de un exopolímero, cuya eliminación resulta ser difíciles de erradicar. Hay que recordar que la desinfección reduce eficazmente la

presencia de microorganismos, pero no los elimina, además si el protocolo no es aplicado correctamente o es deficiente, deben tomarse las medidas correctivas para su eficacia.

### 3.2.3 Análisis de la susceptibilidad antimicrobiana y mecanismos de resistencia de los microorganismos identificados en las superficies de riesgo de las unidades dentales.

El uso excesivo o inadecuado de antibióticos es un problema sanitario que ha venido creciendo desde las últimas décadas. Cada vez son más las bacterias multirresistentes, debido a esto, cada vez es más difícil tratar y curar enfermedades de carácter infecciosas.

En odontología es necesario la prescripción de antibióticos para infecciones con diseminación sistémica, es por esto, que evaluar la sensibilidad microbiana de los microorganismos aislados en las unidades dentales podrá proporcionar información para un mejor manejo de las infecciones de los pacientes que acuden a esta clínica dental. Sin embargo, no hay registros de estudios que reporten el análisis de pruebas de sensibilidad a los microorganismos aislados de las superficies de unidades dentales.

Lazarte et al. (2018) citan que “entre los microorganismos potencialmente patógenos, que podrían diseminar desde los nichos de la cavidad oral al resto del organismo, se encuentran: *Candida spp*, *Pseudomona aeruginosa*, *Enterococcus faecalis*, *Streptococcus pyogenes* y *Staphylococcus aureus*” (p.52). Cabe destacar, que estos microorganismos pueden infectar a individuos inmunocompetentes y tres de ellos fueron aislados en el presente estudio, por tanto, las pruebas de sensibilidad y sus mecanismos de resistencia son cruciales para el correcto manejo de las infecciones.

En el presente estudio se observa que los diferentes microorganismos grampositivos presentes en las jeringas triples, son susceptibles a una gran variedad de antibióticos, destacándose la resistencia a antibióticos como la Eritromicina, Penicilina y Ampicilina, todos ellos de uso irracional a nivel de la población.

En el caso particular de la sensibilidad antimicrobiana de *Staphylococcus aureus*, por ser uno de los microorganismos patógenos encontrados en este estudio, se sabe que las terapias antibióticas de primera elección son principalmente antibióticos a los que estas cepas ya

crearon resistencia, por tanto, conocer los antibióticos a los que aún es sensible permitirá un control inmediato de la infección, por ejemplo, Ciprofloxacina, Gentamicina, Vancomicina, etc.

La cepa de *Streptococcus agalactiae* es resistente a eritromicina y sensible a penicilinas, fluoroquinolonas, lincomicinas y glicopéptidos. Al igual que *Staphylococcus aureus*, la presencia de bombas de Eflujo, los hace microorganismos potencialmente resistentes a otros antibióticos, ya que esta, le confiere resistencia a más de una familia de antimicrobianos.

El mecanismo de resistencia de tipo de las Bombas de Eflujo o bombas de expulsión activa, es un mecanismo capaz de eliminar varios tipos o familias de antibióticos confiriendo la resistencia a beta-lactámicos (penicilinas, cefalosporinas, carbapenemes e inhibidores de beta-lactamasas), fluorquinolonas, cloranfenicol y tetraciclinas. Este mecanismo causa una alteración a nivel de la permeabilidad de la membrana celular, aumentando la salida del antibiótico. Este mecanismo de expulsión activa explica una vez más el alto grado de resistencia de los aislados clínicos, sobre todo en las áreas críticas de clínicas y hospitales, que se asocian a mayor morbilidad, mortalidad, días de estancia y costes de tratamiento.

A nivel de las bacterias gramnegativas, se encontró que la *Escherichia coli* es la que presenta mayor resistencia a los fármacos a través del mecanismo denominado BLEE que significa  $\beta$ -lactamasas de espectro extendido, siendo enzimas que fenotípicamente se caracterizan por conferir resistencia a penicilinas y cefalosporinas, incluyendo las de tercera y cuarta generación. Pueden ser inhibidas por el ácido clavulánico u otros inhibidores de  $\beta$ -lactamasas como el tazobactam y el sulbactam. Estas cepas productoras de BLEE, en su mayoría son enterobacterias, y en particular corresponde *Klebsiella pneumoniae* y *Escherichia coli*, ser resistentes a todos los antibióticos  $\beta$ lactámicos con la excepción de las carbapenemas, las cefamicinas y las combinaciones de  $\beta$ -lactámicos con inhibidores de  $\beta$ -lactamasas.

### 3.3 Conclusiones

#### Objetivo 1:

- Antes del proceso de limpieza y desinfección de las diferentes superficies de riesgo estudiadas, se obtuvo un predominio de bacterias grampositivas ya que fueron aisladas en el 72.2% de las muestras tomadas de las diferentes superficies de riesgo. Solo a partir del 27.8% de las muestras recolectadas, se aislaron bacterias gramnegativas.
- La microbiota predominante varía según superficie de riesgo. En el caso de las jeringas triples y las lámparas, predominó las bacterias grampositivas, mientras en la succión de las botellas de agua, la microbiota predominante fue de tipo gramnegativa.
- Los microorganismos aislados fueron *Sarcinas* en un 46.15 %, *Staphylococcus epidermidis* 15.38 %, *Staphylococcus aureus* 11.53 %, *Escherichia coli* 11.53 %, *Pseudomonas aeruginosa* 7.69 %, *Streptococcus agalactiae* 3.84 % y *Klebsiella pneumoniae* en un 3.84 %.
- Antes de la desinfección la superficie más contaminada fue la jeringa triple, al encontrarse microorganismo patógeno como el *Staphylococcus aureus*. En lo que corresponde al conteo de Unidades Formadoras de Colonias (UFC), el 83.3% presentó más de más de 100,000 UFC y el 16.67% más de 30,000 UFC/ml, indicando que 5 de las 6 jeringas triples tenían una contaminación alta (> 100,000 UFC/ml) y 1 de ellas una contaminación media.
- Después de la desinfección, la superficie con menor contaminación fue la jeringa triple, sin embargo, el 50% de las muestras persistieron contaminadas.
- En algunos casos posterior a la limpieza y desinfección, persistió la presencia de bacterias, sin embargo, estas eran diferentes a las identificadas en la muestra inicial, lo cual indica un fenómeno de arrastre de microorganismos durante la limpieza y desinfección, favoreciendo la contaminación entre las diferentes unidades dentales.
- Unificando los microorganismos aislados según unidades dentales, se encontró que en ellas hay bacterias patógenas verdaderas, bacterias oportunistas y bacterias comensales.
- No se obtuvo crecimiento de hongos en ninguna de las superficies de riesgo.

### Objetivo 2:

- La microbiota que predominó en el ambiente de la Clínica Multidisciplinaria depende del área muestreada de la clínica. En las 7 muestras ambientales, se obtuvo el crecimiento de microorganismos ambientales. En 5 muestras solo crecieron bacterias y en los 2 restantes crecieron bacterias y hongos.
- En la parte sureste y central de la clínica predominan bacterias gramnegativas, mayoritariamente de tipo cocos, mientras que en la parte suroeste predominan bacterias grampositivas tipo cocos y agrupados en racimos.
- Se aislaron estructuras fúngicas compatibles con *Aspergillus spp.* y *Candida spp.*
- El grado de contaminación ambiental resultó satisfactoria en un 100 %, por lo tanto, no representa la mayor fuente de contaminación de las unidades dentales.

### Objetivo 3:

- Existe una relación entre la microbiota encontrada en las superficies de riesgo y la microbiota ambiental, siendo coincidentes a nivel de los cocos grampositivos y bacilos gramnegativos, no así en torno a los cocos gramnegativos ni a nivel de los hongos los que son predominantemente ambientales.
- Los resultados obtenidos del diagnóstico microbiológico de las superficies de riesgo de las unidades dentales están relacionados directamente con el efecto de contaminación acumulativa y con el tipo y tiempo de limpieza y desinfección que son llevados a cabo en la Clínica Multidisciplinaria (esto incluye ambiente animado e inanimado). Si la rutina de limpieza y desinfección aplicada en la clínica no toma en cuenta este factor de acumulación, entonces la limpieza infrecuentemente realizada aumenta el grado de contaminación de las unidades dentales y del ambiente de la clínica.

#### Objetivo 4:

- Los microorganismos patógenos tipo grampositivos presentes en las jeringas triples, son susceptibles a una gran variedad de antibióticos, destacándose la resistencia a antibióticos como la Eritromicina, Penicilina y Ampicilina, todos ellos de uso irracional a nivel de la población.
- El mecanismo de resistencia antimicrobiana que predomina en las bacterias grampositivas son de tipo de las bombas de Eflujo, haciéndolos microorganismos potencialmente resistentes a otros antibióticos, ya que esta, le confiere resistencia a más de una familia de antimicrobianos.
- A nivel de las bacterias gramnegativas, se encontró que la *Escherichia coli* es la que presentaba mayor resistencia a los fármacos a través del mecanismo denominado BLEE.

### 3.4 Recomendaciones

Para las autoridades de la Carrera de Odontología:

- Establecer y monitorear el protocolo de asepsia para la Clínica Multidisciplinaria de la UNAN Managua. Este protocolo debe incorporar el uso de productos desinfectantes adecuados al tipo de prestación de servicio. Estos productos deben contar con un control de calidad en base a sus concentraciones y grado de esterilidad.
- Implementar un protocolo de limpieza y desinfección que se ajuste a las necesidades de la clínica multidisciplinaria de la UNAN – Managua a partir de estándares internacionales.
- Designar personal de limpieza exclusivamente para la clínica. El que a su vez sea capacitado y supervisado de forma permanente.
- Si no se puede realizar de forma eficaz la desinfección de las unidades dentales, se debe adoptar el uso de barreras protectoras entre pacientes y combinarlo con una correcta desinfección química de las unidades dentales al inicio y al final del día.
- Dado la presencia de bacterias cuya fuente de infección podría ser el agua, se debe establecer e implementar un método de tratamiento de las líneas del agua de las unidades dentales. Se puede usar hipoclorito de sodio que es de bajo costo.
- Con el fin de mantener bajo control la microbiota ambiental, es aconsejable el uso nocturno de nebulizadores y deshumidificadores para el ambiente de la clínica.

Para los estudiantes, docentes, administrativos y pacientes:

- Una vez identificados los microorganismos presentes en las superficies de riesgo de las unidades dentales como a nivel ambiental, se recomienda aplicar de forma obligatoria las debidas normas de bioseguridad, además de los protocolos de limpieza y desinfección previa a cada atención odontológica de manera que se reduzca la probabilidad de contaminación cruzada, entre instrumentos, pacientes y el personal de salud.
- Realizar otras investigaciones que permitan ampliar el campo de conocimiento del grado de contaminación de la Clínica Multidisciplinaria. Tomando en cuenta que varios de los microorganismos identificados pueden tener como fuente de

contaminación el agua, se podría continuar su estudio en esta línea (agua, tuberías etc.) y así poder destinar medidas efectivas que disminuyan el riesgo de infecciones cruzadas. De igual forma, se pueden realizar estudios que ayuden a determinar los microorganismos bacterianos presentes en aerosoles originados por instrumental rotatorio, entre otros de interés.

## CAPÍTULO IV. REFERENCIAS

- Abud, K. Bustos, L. Covo, E. Fang, L. (2015). Actividad antimicrobiana de los compuestos fenólicos sulfonados en el sistema de conductos radiculares. *Ciencia y Salud Virtual*. 7 (2), 53-60. Obtenido de <http://hybenx.it/wp-content/uploads/2015/07/Abud-Blanco-copy.pdf>
- Aráuz, A. y Sequeira, E. (2001). *Diagnóstico microbiológico en las unidades dentales de la Clínica Odontológica de la Universidad Americana (UAM) en junio – noviembre 2001*. Managua, Nicaragua. [Monografía para optar al título de Cirujano Dentista, Universidad Americana]. Repositorio universitario de Nicaragua.
- Ávila de Navia, S. Estupiñán, S. y Estupiñán, D. (2012). Calidad del agua de unidades odontológicas. *Nova*, 10 (17), 103. Obtenido de [https://www.researchgate.net/publication/316654091\\_Calidad\\_del\\_Agua\\_de\\_Unidades\\_Odontologicas](https://www.researchgate.net/publication/316654091_Calidad_del_Agua_de_Unidades_Odontologicas)
- Avilés, E., y Avilés, D. (s.f). *Manual de normas de bioseguridad en odontología*. Organización Panamericana de la Salud.
- Bustamante, M. Herrera, J. Ferreira, R. y Sanchez, D. (2014). Contaminación bacteriana generada por aerosoles en ambiente odontológico. *Int. J. Odontostomat*, 8(1), 99-105. Obtenido de [http://repositorio.udh.edu.pe/bitstream/handle/123456789/1173/T\\_023\\_72284831-Tpdf..pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.udh.edu.pe/bitstream/handle/123456789/1173/T_023_72284831-Tpdf..pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Cascone, A. Dolonguevich, E. y Funes, S. (2002). Transmisión de la enfermedad periodontal en parejas estables a través del beso profundo. *Revista Fundac. Juan Jose Carraro*, 7(16), 13-18. Obtenido de <https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/lil-322911>
- Castellano, O. (2019). Control de la calidad microbiológica del agua de unidades odontológicas en la ciudad de Quito. [Trabajo de investigación presentado como requisito previo a la obtención del título de Bioquímico Clínico]. Obtenido de <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/18234>

- Chang, O. Álvarez, Y. Toaquiza, D. y Murillo, T. (2018). Hipoclorito de sodio al 5% Vs digluconato de clorhexidina. Desinfectantes antimicrobianos del sistema de irrigación odontológico. *Revista Eugenio Espejo*. 12(1), 44-52. Obtenido de <https://www.redalyc.org/jatsRepo/5728/572860985005/html/index.html>
- Chong, D. (2017). *Microbiota presente en las superficies de contacto de las unidades dentales de la clínica estomatológica de la Universidad Cesar Vallejo, Piura 2017*. [Tesis para obtener el título profesional de Cirujano Dentista, Universidad Cesar Vallejo]. Obtenido de <https://repositorio.ucv.edu.pe/handle/20.500.12692/11046>
- COEMA. (2018). *Resumen del proceso para el control microbiológico del instrumental* [archivo pdf]. Obtenido de [https://www.coema.org/pdf/Noticias\\_2018/OTROS%20PROTOCOLOS%20DE%20ESTERILIZACION.pdf](https://www.coema.org/pdf/Noticias_2018/OTROS%20PROTOCOLOS%20DE%20ESTERILIZACION.pdf)
- De Carvalho, W., Gomes, M., Gonçalves, R., y Höfling, J. (2005). Staphylococcus aureus ampicillin resistant from the odontological clinical enviromen. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 47(1), 19-24. Obtenido de <http://dx.doi.org/10.1590/S0036-46652005000100004>
- De la Rosa, M., Mosso, M., y Ullán, C. (2002). El aire: hábitat y medio de transmisión de microorganismos. Observatorio Medioambiental. *Revistas Científicas Complutenses*, 5(2002), 375 – 402. Obtenido de <https://revistas.ucm.es/index.php/OBMD/article/view/OBMD0202110375A>
- Díaz, E. y Cutipa, D. (2016). Microorganismos prevalentes en zonas de riesgo de la unidad dental en la clínica odontológica de la Universidad Andina “Néstor Cáceres Velásquez” – Juliaca, Perú.
- Diomedi, A. Chacón, E. Delpiano, L. Hervé, B. Jemenao, I. Medel, M. Quintanilla, M. Riedel, G. Tinoco, J. Cifuentes, M. (2017). Antisépticos y desinfectantes: apuntando al uso racional. Recomendaciones del Comité Consultivo de Infecciones Asociadas a la Atención de Salud, Sociedad Chilena de Infectología. Scielo. *Revista chilena de infectología*, 34 (2), 156-174. Obtenido de

[https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0716-10182017000200010](https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0716-10182017000200010)

DVD dental. (14 de junio de 2018). Asepsia en el gabinete dental: protocolo de limpieza y desinfección en la clínica dental. *El blog del odontomecum*. Obtenido de <https://www.dvd-dental.com/blogodontomecum/protocolo-de-limpieza-y-desinfeccion-en-clinica-dental/>

DVD Dental. (15 de Mayo de 2019). Conoce mejor tu unidad dental: Partes del sillón dental. *El blog del odontomecum*. Obtenido de <https://www.dvd-dental.com/blogodontomecum/partes-del-sillon-dental/>

Euronda. (4 de octubre 2017). *Higiene y desinfección en la clínica dental*. Obtenido de <https://www.euronda.es/news/higiene-y-desinfeccion-en-la-clinica-dental/>

Equipo de redacción PartesDel.com (2021). Partes de la unidad dental. Obtenido de [https://www.partesdel.com/partes\\_de\\_la\\_unidad\\_dental.html](https://www.partesdel.com/partes_de_la_unidad_dental.html).

García, J. Agüero, J. Parra, J. y Santos, M. (2010). Enfermedades infecciosas. Concepto. Clasificación. Aspectos generales y específicos de las infecciones. Criterios de sospecha de enfermedad infecciosa. Pruebas diagnósticas complementarias. Criterios de indicación. *NCBI*. 10(49), 3251–3264. Obtenido de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7144102/#:~:text=Se%20define%20la%20infecci%C3%B3n%20como,microorganismos%20pat%C3%B3genos%20o%20potencialmente%20pat%C3%B3genos>

Guerreros, M. (2019). *Evaluación de la contaminación cruzada en las unidades dentales de la clínica odontológica de la facultad de odontología de la UNDAC 2019*. [Tesis Para optar el título profesional de: Cirujano Dentista, Universidad Nacional Daniel Alcides Carrión]. Obtenido de <http://repositorio.undac.edu.pe/handle/undac/1857>

Gutiérrez, M. y Ballester, M. (2017). *Protocolo de limpieza y/o esterilización de artículos clínicos odontológicos* [pdf]. Obtenido de <https://www.google.com/url?sa=t&source=web&rct=j&url=https://facultades.unab.cl/wp-content/uploads/2017/03/PROTOCOLO-DE-LIMPIEZA-DESINFECCION-YO-ESTERILIZACION-DE-ARTICULOS-CLINICOS->

[ODONTOLOGICOS.pdf&ved=2ahUKEwiy9YGWmc7uAhXWSTABHXo1B2MQFjAIegQIChAB&usg=AOvVaw1r2llwLNJW2JfV\\_65DSXOg](https://www.insst.es/documents/94886/327166/ntp_288.pdf/5076f767-d258-4a8a-9bbe-e724afd8e62c)

Instituto nacional de seguridad e higiene en el trabajo (1989) NTP 288: Síndrome del edificio enfermo: enfermedades relacionadas y papel de los bioaerosoles. NIPO: 211-92-011-6. Obtenido de [https://www.insst.es/documents/94886/327166/ntp\\_288.pdf/5076f767-d258-4a8a-9bbe-e724afd8e62c](https://www.insst.es/documents/94886/327166/ntp_288.pdf/5076f767-d258-4a8a-9bbe-e724afd8e62c)

Izzeddin, N., Medina, L., y Rojas, T. (2011). Evaluación de bioaerosoles en ambientes de centros de salud de la ciudad de Valencia, Venezuela. *Kasmera*, 39(1), 60. Obtenido de [http://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S0075-52222011000100008&script=sci\\_abstract](http://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S0075-52222011000100008&script=sci_abstract)

Lazarte, C. Paladino, L. Mollo, L. Katra, R. Brusca, M. y Puia, S. (2018). Manejo y tratamiento quirúrgico de infecciones por *Staphylococcus aureus*. [pdf]. Obtenido de <https://docs.bvsalud.org/biblioref/2018/09/912629/lazarte-manejo-y-tratamiento-quirurgico.pdf>

Lee, G. (2011). Determinación de la presencia de bacterias por medio de análisis microbiológico durante la práctica de radiología intraoral en el servicio de radiología oral y maxilofacial de la clínica estomatológica central de la Universidad Peruana Cayetano Heredia. [Tesis Para optar el título Cirujano Dentista, Universidad Peruana Cayetano Heredia]. Obtenido de <http://www.cop.org.pe/bib/tesis/GUIHANLEE.pdf>

Linares, M. y Solís, F. (2015). Identificación de levaduras [pdf]. Recuperado de <http://www.guia.reviberoammicol.com/Capitulo11.pdf>

Lizzi, A. (s.f). Transmisión de enfermedades. *IntraMed*. Obtenido de <https://www.intramed.net/contenidover.asp?contenidoid=22745&pagina=2>

López, L. (2014). Óxido de etileno, utilización como agente. *CES Salud Pública*. 5 (2) , 154-162. Obtenido de [https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4974880#:~:text=El%20C3%93xido%20de%20Etileno%20\(OE,en%20la%20superficie%20de%20este.](https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4974880#:~:text=El%20C3%93xido%20de%20Etileno%20(OE,en%20la%20superficie%20de%20este.)

- Martínez, D. (2009). Betalactamasas tipo AmpC: Generalidades y métodos para detección fenotípica. *Rev. Soc. Venez. Microbiol*, 29(2), 78-83. Obtenido de [http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1315-25562009000200003](http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-25562009000200003)
- Mateos, P. (2020). *Control de las poblaciones microbianas: esterilización y desinfección*. Departamento de Microbiología y Genética. Facultad de Farmacia. Universidad de Salamanca. Obtenido de <http://webcd.usal.es/Web/educativo/micro2/tema08.html>
- Narváez, M. Navarro, M. y Niño, Y. (2008). *Microorganismos presentes en las unidades dentales y el ambiente de las clínicas multidisciplinarias de la Facultad de Odontología de la UNAN - LEON en el período comprendido de Enero a Marzo, 2008*. [Trabajo monográfico para optar al título de Cirujano Dentista, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, UNAN-León]. Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/4697>
- Navas, J. y Morales, D. (2016). Libro de texto de microbiología pecuaria. [Pdf]. Obtenido de <https://repositorio.una.edu.ni/3343/>
- Ore, W. (2017). *Contaminación microbiológica de las unidades dentales de la clínica estomatológica de la Universidad de Huanuco 2017*. [Tesis para optar el título de Cirujano Dentista, Universidad de Huanuco]. Repositorio Institucional UNDAC
- Orellana, M. González, J. Menchaca, E. Nava, J. Nava, N. Orellana, J. y Ponce, S. El ozono como una alternativa para esterilizar piezas de mano y fresas en odontología. *Revista Latinoamericana de ortodoncia y odontopediatría “Ortodoncia.ws”* edición electrónica junio 2010. Obtenido de [www.ortodoncia.ws](http://www.ortodoncia.ws).
- Picazzo, J. (s.f). Recomendaciones de la Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. [pdf]. Obtenido de <https://www.seimc.org/contenidos/documentoscientificos/procedimientosmicrobiologia/seimc-procedimientomicrobiologia11.pdf>

- Redondo de Mena. (1 de septiembre de 2013). Gaceta dental: Dental Unit Waterlines en Odontología. Obtenido de <https://gacetadental.com/2013/09/dental-unit-waterlines-en-odontologia-44693/>
- Roblez, L. (2018). *Microorganismos presentes en las lámparas de luz de las unidades dentales de atención odontológicas* [Tesis para optar al título de cirujano dentista]. Obtenido de <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/21429>
- Rojas, O. (2017). *Determinación de la contaminación bacteriana por aerosoles según localización y tiempo en los ambientes de la clínica docente de la UPC* [Tesis para optar el título profesional de Cirujano Dentista, Universidad Peruana de Ciencias Aplicadas]. Repositorio Académico UPC
- Romero, A. Castro, R., Ladera, M., Ángeles, N. y Ángeles, D. (2018). Contaminación microbiana del aire en el centro odontológico de una universidad privada. *Kiru*, 15(4), 171-174. Obtenido de <https://doi.org/10.24265/kiru.2018.v15n4.03>
- Salinas, A. (2016). Estudio microbiológico del agua que expulsa la jeringa triple del reservorio de los equipos odontológicos de clínica integral de la UNL, Ecuador.
- Sánchez, C. (2019). *Contaminación microbiológica de las turbinas y jeringa triple en procedimientos odontológicos* [pdf]. Obtenido de <http://dspace.unach.edu.ec/bitstream/51000/6051/1/CONTAMINACION%20MICROBIOL%20GICA%20DE%20LAS%20TURBINAS%20Y%20JERINGA%20TRIPLE%20EN%20PROCEDIMIENTOS%20ODONTOL%20GICOS.%20UNIVERSIDAD%20NACIONAL%20DE%20CHIMBORAZO%20202018.pdf>
- Selva, K. (1 abril 2012). Puesta al día en desinfección y esterilización en la clínica dental. *Gaceta dental*. Obtenido de <https://gacetadental.com/2012/04/puesta-al-dia-en-desinfeccion-y-esterilizacion-en-la-clinica-dental-i-24643/>

- Shpuntoff, H., y Shpuntoff, R. (1993). High-speed dental handpieces and spread of airborne infections. *Pub Med*, 59(1), 21-3. Obtenido de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/8421589/>
- SlideShare. Conocimiento de la unidad dental [fotografía], por Martínez, S. 2012. Recuperado de <https://es.slideshare.conocimiento-de-la-unidad-dental.net/lionsus/>
- Vasquez, M. (2020). Pruebas de sensibilidad o antibiogramas.
- Vazquez, I. Gómez, R. Estany, A. Mora, M. Varela, P. y Santana, U. (2018). Control de la infección cruzada en los laboratorios de prótesis dental de Galicia. *Scielo*. 41 (1), 75-82. Obtenido de <http://scielo.isciii.es/pdf/asisna/v41n1/1137-6627-asisna-41-01-75.pdf>
- Zambrano, C. (2012). *Determinación de la calidad microbiológica del ambiente en la clínica odontológica de la Universidad del Magdalena* [Trabajo de grado presentado como requisito para optar al título de Biólogo, Universidad del Magdalena]. Obtenido de <http://repositorio.unimagdalena.edu.co/jspui/handle/123456789/106>
- Zambrano, C. y Luna, J. (2013). Diversidad microbiana presente en el ambiente de la clínica odontológica. *Revista Intropica*, 22(8), 61-68. Obtenido de <https://biblat.unam.mx/es/revista/intropica-santa-marta/articulo/diversidad-microbiana-presente-en-el-ambiente-de-la-clinica-odontologica-de-la-universidad-del-magdalena>

## CAPÍTULO V. ANEXOS

### 5.1 Instrumentos de recolección de la Información



#### Ficha de resultados de laboratorio

##### Identificación de Microbiota presente en superficies de riesgo de Unidades Dentales

La presente ficha fue elaborada con el objetivo de “Determinar la contaminación microbiana presente en las superficies de riesgo de las unidades dentales y en el ambiente de la clínica Odontológica Multidisciplinaria UNAN –Managua diciembre 2020”, por lo que se realizó un diagnóstico microbiológico mediante medios de cultivos, dichos resultados fueron plasmados en las siguientes fichas:

Muestra	Antes de la desinfección		Después de la desinfección	
	MO aislado	Conteo	MO aislado	Conteo

#### Observaciones:

---

---

---

---

Fecha: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_



**Ficha de resultados de laboratorio**

**Pruebas de sensibilidad y mecanismos de resistencia de los  
microorganismos aislados de las unidades dentales.**

<b>Muestra</b>	<b>MO aislado</b>	<b>Sensible a</b>	<b>Intermedio a</b>	<b>Resistente a</b>

Mecanismo de resistencia identificado:

Observaciones:

---

---

---

---

Fecha: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

**Ficha de resultados de laboratorio**  
**Identificación de la Microbiota ambiental**



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
NICARAGUA,  
MANAGUA  
UNAN-MANAGUA

Muestra	Lectura microscópica	UFC/cm <sup>2</sup>	Grado de contaminación	Tiempo de exposición

Observaciones:

---

---

---

---

---

Fecha: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

## 5.2 Fotos de la toma de muestra



Fig. 1 y 2 Toma de muestra a la pantalla de la lámpara

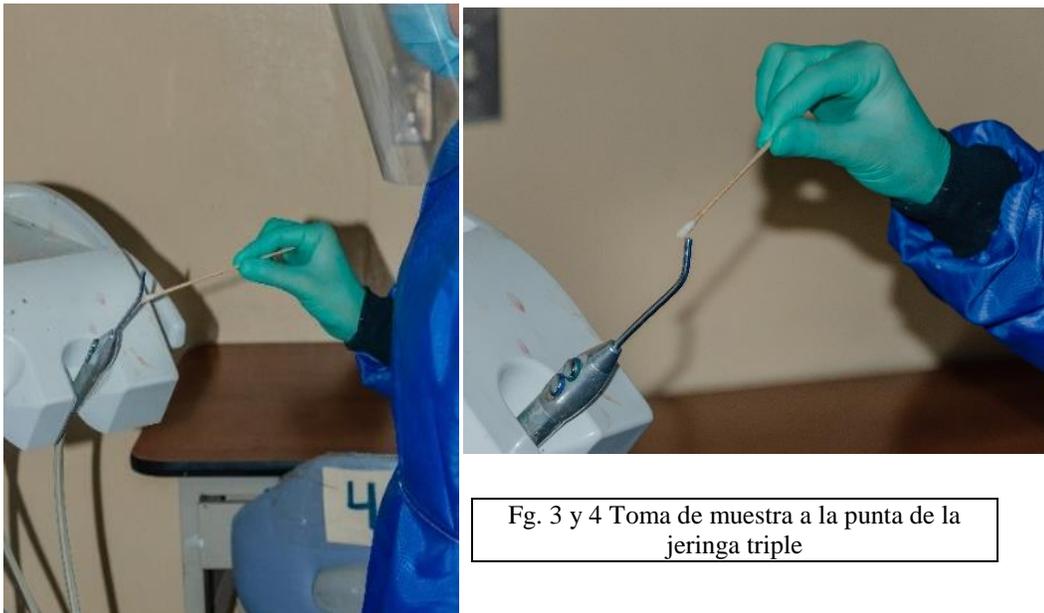


Fig. 3 y 4 Toma de muestra a la punta de la jeringa triple



Fig. 5 y 6 Toma de muestra a la succión de la botella de agua



Fig. 7 y 8 Traslado de la muestra al tubo de ensayo que contiene agua peptonada.



Fig. 9 colocación del plato Petri con medio agar en el centro de la clínica por 15 minutos

### 5.3 Fotos de los cultivos Agar Sangre / Agar Mc Conkey

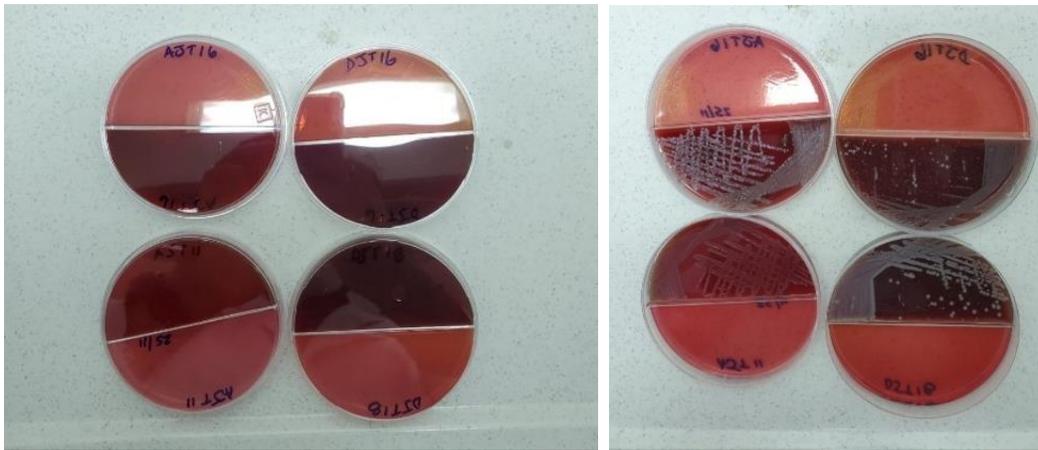


Fig. 10 y 11 Aislamiento bacteriano de la muestra AJT 16, DJT 16, AJT 11, DJT 18

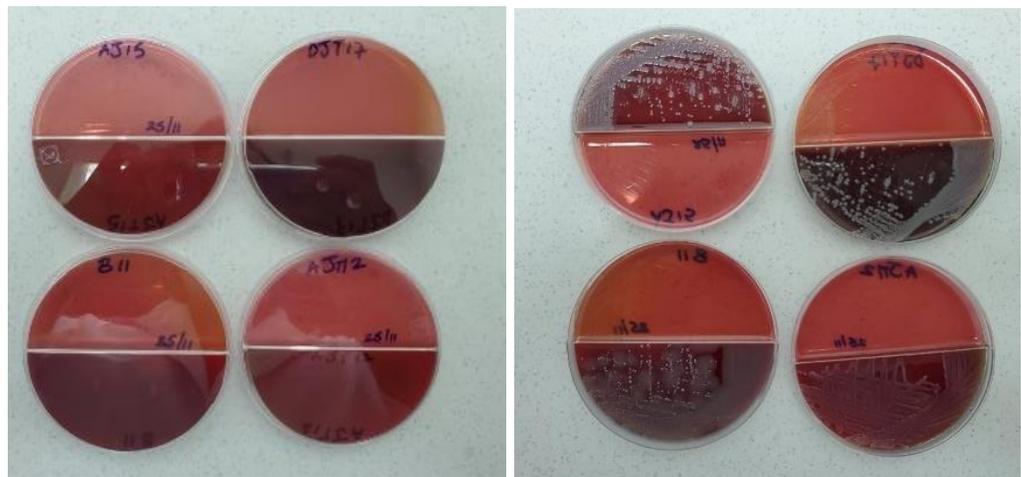


Fig. 12 y 13 Aislamiento bacteriano de la muestra AJT 15, DJT 17, B 11, AJT 12

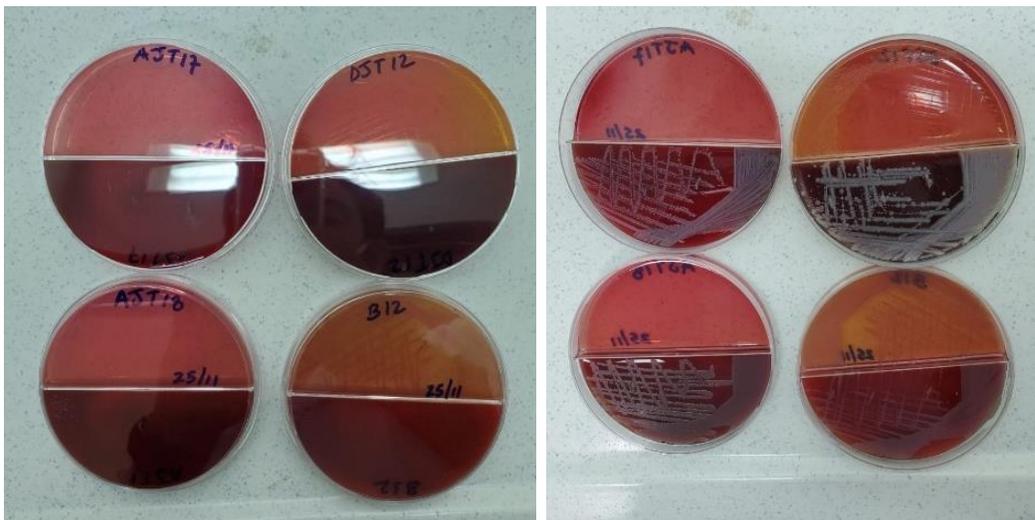


Fig. 14 y 15 Aislamiento bacteriano de la muestra AJT 17, DJT 12, AJT 18, B12

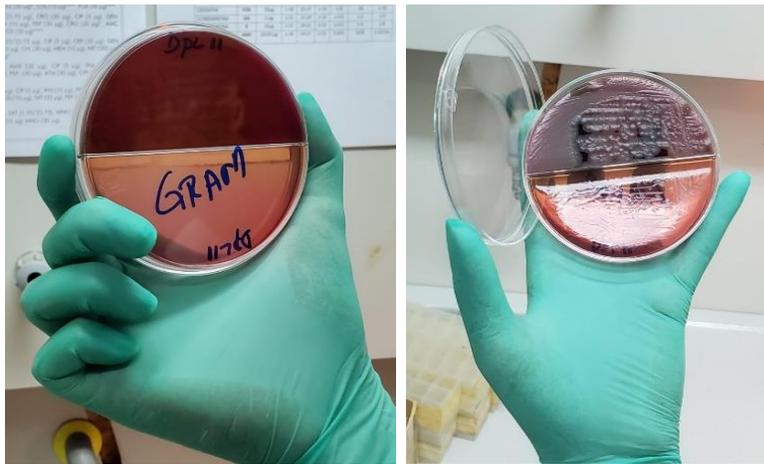


Fig. 16 y 17 Aislamiento bacteriano de la muestra DPL 11

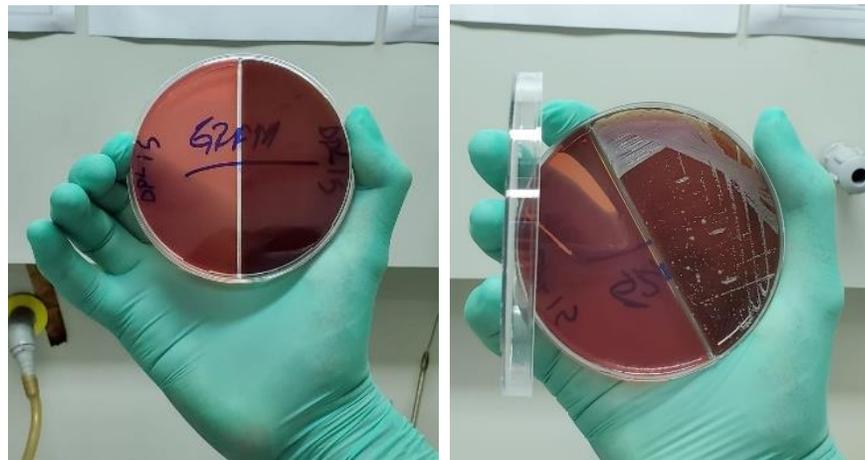


Fig. 18 y 19 Aislamiento bacteriano de la muestra DPL 15



Fig. 20 y 21 Aislamiento bacteriano de la muestra DPL 16

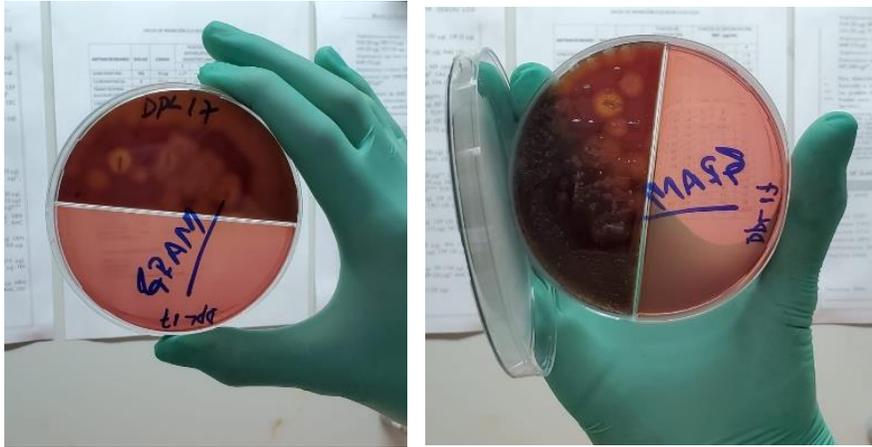


Fig. 22 y 23 Aislamiento bacteriano de la muestra DPL17

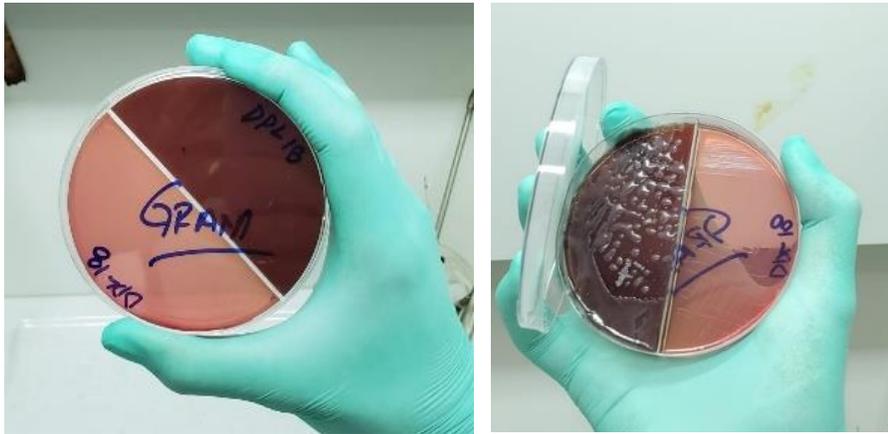


Fig. 24 y 25 Aislamiento bacteriano de la muestra DPL18

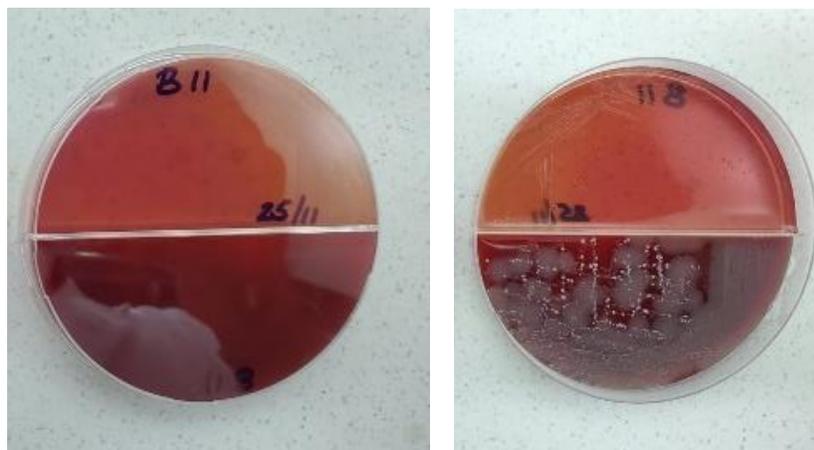


Fig. 26 y 27 Aislamiento bacteriano de la muestra B11

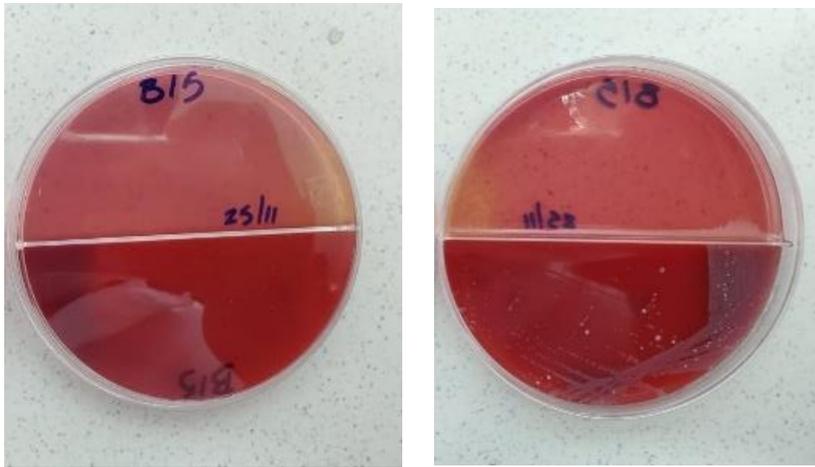


Fig. 28 y 29 Aislamiento bacteriano de la muestra B15



Fig. 30 y 31 Muestra del ambiente 11s1



Fig. 32 Muestra del ambiente 11s2

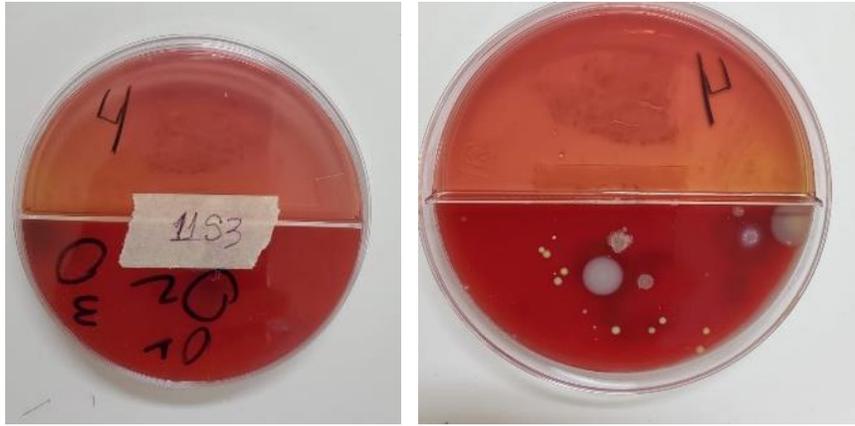


Fig. 33 y 34 Muestra del ambiente 11s3



Fig. 35 y 36 Muestra del ambiente 16s1

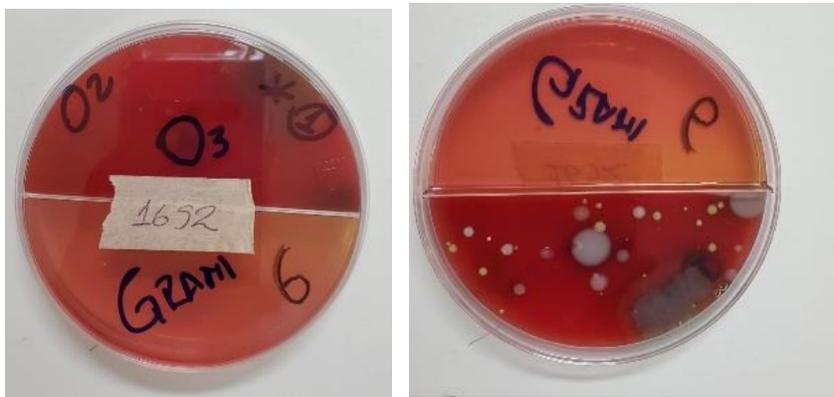


Fig. 37 y 38 Muestra del ambiente 16s2



Fig. 39 y 40 Muestra del ambiente 16s3



Fig. 41 Muestra del ambiente Centro