



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

TÍTULO

Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

Tesis previa a la obtención del título de Licenciada en Laboratorio Clínico

AUTORA:

Gabriela Cristina Viñan Soto

DIRECTORA:

Dra. Elsa Cumandá Ramírez Sanmartín, Mg. Sc.

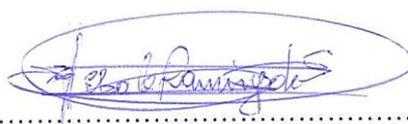
LOJA- ECUADOR

2019

CERTIFICACIÓN**Dra. Elsa Cumandá Ramírez Sanmartín, Mg. Sc.****DIRECTORA DE TESIS****CERTIFICA:**

Que la presente tesis titulada: “AGENTES CONTAMINANTES EN SUPERFICIES DE EQUIPOS, INSTRUMENTAL Y AMBIENTE EN LA CLÍNICA ODONTOLÓGICA DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA” de autoría de la Srta. Gabriela Cristina Viñan Soto previa a la obtención del título de Licenciada en Laboratorio Clínico, ha sido desarrollada, corregida y orientada bajo mi dirección, por lo que certifico que cumple con los requisitos establecidos por el Reglamento de Régimen Académico de la Universidad Nacional de Loja y una vez revisada autorizo su presentación ante el tribunal correspondiente.

Loja, 03 de Enero del 2019

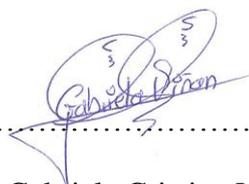
Atentamente,**Dra. Elsa Cumandá Ramírez Sanmartín, Mg. Sc.****DIRECTORA DE TESIS**

AUTORÍA

Yo, Gabriela Cristina Viñan Soto, declaro ser la autora del presente trabajo y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional - Biblioteca virtual.

Firma:



Autora: Gabriela Cristina Viñan Soto

Cedula: 1900717719

Fecha: 03 de Enero del 2019

CARTA DE AUTORIZACIÓN

Yo, GABRIELA CRISTINA VIÑAN SOTO declaro ser autora de la tesis titulada “AGENTES CONTAMINANTES EN SUPERFICIES DE EQUIPOS, INSTRUMENTAL Y AMBIENTE EN LA CLÍNICA ODONTOLÓGICA DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”, como requisito para otra al grado de Licenciada en Laboratorio Clínico; autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional:

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los tres días del mes de Enero del dos mil diecinueve, firma la autora.

Firma:



Autora: Gabriela Cristina Viñan Soto

Cédula: 1900717719

Domicilio: Zumbi

Correo Electrónico: gacrivis_90@hotmail.com / gacrivis1406@gmail.com

Celular: 0983671997

DATOS COMPLEMENTARIOS

Director de Tesis: Dra. Elsa Cumandá Ramírez Sanmartín, Mg. Sc.

Tribunal de Grado:

Presidente: Dr. Luis Alberto Morocho Yaguana, Mg. Sc.

Vocal: Dra. Diana Alexandra Montaña Peralta, Mg. Sc.

Vocal: Lic. Alicia Silvana Villavicencio Obando, Mg. Sc.

DEDICATORIA

A Dios, por permitirme llegar a este momento tan especial de mi vida. Por los triunfos y los momentos difíciles que me han enseñado a valorarlo cada día más.

A mis padres Angélica y Celiano por ser las personas que me han acompañado y apoyado durante toda mi vida, por enseñarme a crecer y a que si caigo debo levantarme, por enseñarme esas bases que me ayudaron a llegar hasta aquí, a mis hermanos y hermanas quienes con sus palabras de aliento no me dejaban decaer para que siguiera a delante y siempre sea perseverante y cumpla con mis ideales, a ellos quienes me han apoyado y alentado durante todo este camino de arduo trabajo para convertirme en una profesional.

A mi amada hija Keyla por ser mi fuente de motivación e inspiración para poder superarme cada día más y así poder luchar para que la vida nos depare un futuro mejor, a ella, ya que ella fue quien soportó mi ausencia durante todos estos años de estudio, para ella con todo el amor del mundo.

Gabriela Cristina Viñan Soto.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por protegerme durante todo mi camino y darme fuerza para superar obstáculos y dificultades a lo largo de toda mi vida.

Agradezco la confianza y el apoyo brindado por parte de mis padres que sin duda alguna en el trayecto de mi vida me ha demostrado su amor, enseñándome a no desfallecer ni rendirme ante nada y siempre perseverar a través de sus sabios consejos.

Agradezco a la Universidad Nacional de Loja, de manera muy especial a la Carrera de Laboratorio Clínico, en la cual me pude formar para llegar a ser un profesional de bien.

Al personal de la Clínica Odontológica de la Universidad, en especial a la Dra. Ana María Granda la cual me permitió realizar la toma de muestras en esta área.

A mi directora de tesis Dra. Elsa Ramírez Mg. Sc. por su paciencia, por su apoyo y sobre todo por haberme impartido sus conocimientos para culminar con éxito este trabajo.

La autora

ÍNDICE

CARÁTULA	i
CERTIFICACIÓN	ii
AUTORÍA	iii
CARTA DE AUTORIZACIÓN.....	iv
DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTO.....	vi
ÍNDICE	vii
1. TÍTULO	2
2. RESUMEN.....	2
SUMMARY	3
3. INTRODUCCIÓN	4
4. REVISIÓN DE LITERATURA.....	7
4.1. Clasificación de los dispositivos en Odontología	7
4.1.1. Críticos.....	7
4.1.2. Semicríticos.....	7
4.1.3. No críticos.....	8
4.2. Selección del método adecuado para la eliminación de microorganismos.....	8
4.2.1. Limpieza y desinfección ambiental en la clínica dental.	8
4.2.2. Limpieza y desinfección del instrumental odontológico.	10
4.3. El ambiente	11
4.4. Microflora humana.....	12
4.5. Estudio de agentes contaminantes	12
4.5.1. Bacterias.....	12
4.5.2. Cultivo bacteriano.....	14

4.5.2.2. Crecimiento en medios de cultivo.....	14
4.5.3. Tinción.....	15
4.5.4. Hongos.....	16
4.6. Normas de bioseguridad	18
4.6.1. Uso de barreras.....	19
4.6.2. Limpieza.....	19
4.6.3. Descontaminación.....	19
4.6.4. Desinfección.....	19
4.6.5. Esterilización.....	19
4.6.6. Descontaminación de espacios y superficies.....	20
4.6.7. Lavado y descontaminación de manos.....	20
4.6.8. Eliminación de desechos.....	20
5. MATERIALES Y MÉTODOS	21
5.1. Tipo de estudio:.....	21
5.2. Área de estudio:	21
5.3. Universo:.....	21
5.4. Muestra:	21
5.5. Criterios de inclusión y de exclusión	22
5.5.1. Criterios de inclusión:	22
5.5.2. Criterios de exclusión:	22
5.6. Métodos, técnicas e instrumentos	22
5.6.1. Fase pre analítica.....	22
5.6.2. Fase analítica.....	23
5.6.3. Fase post analítica	24
5.7. Plan de Tabulación de Análisis.....	24

6. RESULTADOS	25
7. DISCUSIÓN.....	29
8. CONCLUSIONES.....	33
9. RECOMENDACIONES	34
10. BIBLIOGRAFÍA.....	35
11. ANEXOS.....	39
Anexo N° 1. Oficio dirigido a la Dra. Ana María Granda	39
Anexo N° 2. Autorización para la toma de muestras	40
Anexo N° 3. Oficio dirigido a la Gestora Académica de la Carrera	41
Anexo N°4. Autorización para realizar el análisis de las muestras	42
Anexo N° 5. Procedimientos para la Preparación de medios de cultivo	43
Anexo N° 6. Protocolo de control de calidad de los medio de cultivo	53
Anexo N° 7. Protocolo de toma de muestras.....	55
Anexo N° 8. Protocolo para la tinción de Gram.....	59
Anexo N° 9. Protocolo de las diferentes pruebas bioquímicas	64
Anexo N°10. Protocolo de cultivo de hongos en agar Sabouraud.....	86
Anexo N° 11. Protocolo para la identificación microscópica de las estructuras fúngicas.....	88
Anexo N° 12. Protocolo para la diferenciación de hongos (Tubo Germinal).	90
Anexo N° 13. Ficha de recolección de datos	92
Anexo N° 14. Registro de los resultados	93
Anexo N° 15. Certificación del procesamiento de muestras	109
Anexo N° 16. Detalle de las muestras tomadas	110
Anexo N° 17. Certificación de la traducción del resumen	109

1. TÍTULO

Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

2. RESUMEN

La Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja, ofrece servicios de tratamientos odontológicos a la colectividad lojana. El personal responsable de brindar la atención médica, debe cumplir a cabalidad con la desinfección y esterilización de ambiente, equipos e instrumental, para poder servir al siguiente paciente de forma segura; sin embargo en algunos casos esta limpieza puede que no se efectúe de forma íntegra o los implementos utilizados para la desinfección de las superficies no haya cumplido su función, ocasionando así que las superficies sean blanco de contaminación de enfermedades a estudiantes, tutores y pacientes. Con estos antecedentes, se realizó el presente estudio con el fin de identificar los agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja, de igual manera se determinó el área de mayor contaminación y se estableció los tipos de microorganismos presentes en las diferentes áreas de estudio, factores que se constituyen en riesgo para la salud de los usuarios y personal en general. La metodología del trabajo es de tipo descriptivo-transversal, cuantitativo, se tomaron 112 muestras de la superficie de distintos equipos, instrumentos y del ambiente. Las muestras fueron sembradas en medios de cultivo para el posterior análisis microbiológico, en donde se evidenció el crecimiento de cepas de microorganismos, para la identificación de los microorganismos fue necesario realizar diferentes pruebas bioquímicas, obteniendo como resultado el crecimiento en 30 de los cultivos sembrados, mayormente en superficies de equipos con una frecuencia de 14 muestras positivas equivalentes al 12.50 %, así mismo se identificó el agente contaminante en las diferentes superficies analizadas, cuyos resultados revelaron la presencia de bacterias Grampositivas como: *Staphylococcus aureus* con el 13.39 %; bacterias Gramnegativas como *Alcaligenes faecalis* con el 8.93 % y *Proteus morganii* con el 2.68 % y hongos como *Penicillium sp* con el 3.57 %, *Aspergillus spp* con el 0.89 %, *Cladosporium sp* con el 3.57 %.

Palabras claves: Desinfección, Esterilización, Crecimiento microbiológico, Contaminación cruzada.

SUMMARY

The Dental Clinic of the Faculty of Human Health of Universidad Nacional de Loja, offers dental treatment services to the community of Loja. The personnel responsible for providing medical care, must comply fully with disinfection and sterilization of environment, equipment and instruments, to be able to serve the next patient safe; however, in some cases this cleaning may not be carried out in full or the implements used for the disinfection of the surfaces have not fulfilled their function, thus causing surfaces to be the target of contamination of diseases to students, tutors and patients. With this background, the present study was undertaken in order to identify contaminating agents on surfaces of equipment, instrumental and environment in the Dental Clinic of the Faculty of Human Health of the National University of Loja, in the same way, the area of greatest contamination was determined and the types of microorganisms present in the different areas of study were established, factors that constitute a risk to the health of users and staff in general. The methodology of the work is descriptive-transversal, quantitative, 112 samples were taken from the surface of different equipment, instruments and the environment. The samples were seeded in culture media for the subsequent microbiological analysis, where the growth of strains of microorganisms was evidenced, for the identification of microorganisms it was necessary to perform different biochemical tests, obtaining as a result the growth in 30 of the crops planted, mostly on equipment surfaces with a frequency of 14 positive samples equivalent to 12.50%, likewise, the contaminating agent was identified in the different surfaces analyzed, which results revealed the presence of Gram-positive bacteria such as: *Staphylococcus aureus* con el 13.39 %; bacterias Gramnegativas como *Alcaligenes faecalis* con el 8.93 % y *Proteus morgani* con el 2.68 % y hongos como *Penicillium sp* con el 3.57 %, *Aspergillus spp* con el 0.89 %, *Cladosporium sp* con el 3.57 %.

Keywords: Disinfection, Sterilization, Microbiological growth, Cross contamination.

3. INTRODUCCIÓN

La existencia de rastros de bacterias en tierra, data desde el periodo precámbrico, que corresponde a 3.300 millones de años atrás. El termino microbiología fue acuñado por el sabio francés Louis Pasteur (1822-1895) y que se designaron como microorganismos, microbios o gérmenes (Megroni, 2010).

Las clínicas odontológicas constituyen un ambiente de trabajo donde existe un riesgo de contaminación cruzada. La desinfección de las superficies de trabajo y esterilización del instrumental es fundamental en el contexto del control y prevención de enfermedades; debido al frecuente contacto con saliva y/o sangre del paciente; estos fluidos pueden, por ende, estar presentes en las diferentes superficies de trabajo del área de atención de las clínicas. No obstante, en muchas ocasiones las normas de desinfección de estas superficies se desconocen, no se practican o se las aplica de manera deficiente, aumentando el riesgo de contaminación del paciente y personal encargado (Bedoya, y otros, 2016).

La presente investigación denominada “Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja”, se centra en el personal y pacientes que brindan y reciben atención en los servicios de esta área de salud; a éstos se los ha considerado como un grupo de riesgo de contraer y diseminar microorganismos patógenos a través del contacto con secreciones biológicas o reservorios en la superficie de material e instrumental, con la posibilidad de desencadenarse una contaminación cruzada por la falta de asepsia y normas de bioseguridad en dicha clínica.

Los resultados encontrados en la investigación son de vital importancia ya que se demuestran la presencia de microorganismos en el ambiente y más aún en el ambiente hospitalario. En un estudio realizado en Colombia por Zambrano (2013) se determinó la

presencia de bacterias y hongos, siendo recuperado con mayor proporción el género bacteriano *Staphylococcus*, y en menor proporción se encontraron los géneros bacterianos *Pseudomonas*, *Enterococcus*, *Moraxella*, se identificaron hongos de los géneros *Aspergillus*, *Curvularia*, *Geotrichum* y *Haplosporangium*, y se determinó que el ambiente de la sala de espera tuvo mayor abundancia de bacterias y hongos, demostrando que las condiciones del ambiente externo de la clínica influyen directamente sobre la concentración de microorganismos presentes en la sala de espera (Zambrano & Luna, 2013).

Un estudio efectuado a nivel nacional por Guillen (2016) en la unidad de atención odontológica UNIANDES, estableció los tipos de microorganismos predominantes siendo estos estafilococo coagulasa negativo 29.2 % y estreptococo *mutans* (20.8 %) (Guillén, 2016).

A nivel local, Castro (2012) realizó un estudio en el cual analizó 222 muestras provenientes de superficies, entre ellas se menciona: jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina, obteniendo los siguientes resultados, *S. epidermidis*, *S. viridans*, *M. catarrhalis*, *S. pyogenes*, *S. saprofiticus*, *C. albicans*, *Lactobacillus sp.*, *Klebsiella sp.*, *K. rhinescleromatis*, *Pseudomonas sp.*, *E. agglomerans*, *E. aerogenes*, *C. amelonaticus* y *H. influenzae* (Castro, 2012).

La presente investigación se la realizó en el Laboratorio de Microbiología de docencia de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja, ubicado en la calle Manuel Monteros de la Ciudad de Loja. La investigación corresponde al Área Sistema Nacional de Salud Línea infraestructura física y mantenimiento, sublínea espacios saludables, y en la carrera Laboratorio Clínico corresponde a la línea de investigación Enfermedades Infecciosas en la Zona 7 del Ecuador ámbito Riesgo microbiológico en Instituciones de salud.

El trabajo de investigación corresponde a un estudio descriptivo de corte transversal, cuantitativo, en la cual se planteó como objetivo general identificar los agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja, que constituyen riesgo para la salud de los usuarios y personal que labora en el servicio y como objetivos específicos determinar el ambiente de mayor contaminación que puede provocar infección tanto en usuarios como en el personal que labora en la Clínica, e identificar los tipos de microorganismos presentes en las diferentes áreas de estudio propuestas de la Clínica Odontológica.

Se tomaron muestras provenientes de superficies de 6 cubículos elegidos aleatoriamente, obtenidas antes de ser usadas por cada paciente, se extrajeron 4 muestras de ambiente, 30 de superficies de equipos y 78 de superficies de instrumental, dando un total de 112; para dar cumplimiento a los objetivos propuestos se tomó muestras de las superficies de equipos e instrumental utilizando la técnica de hisopado y para los ambientes se utilizó la técnica de sedimentación en placas, se prosiguió a sembrar las mismas en los respectivos medios de cultivo para realizar el análisis microbiológico, en donde se estableció el crecimiento de cepas de microorganismos, luego de lo cual se realizó la observación microscópica de las colonias y las pruebas bioquímicas correspondientes para determinar el microorganismos presente.

Se determinó que la superficie con mayor presencia de agentes contaminantes es la de equipos en un 12.50 %, seguido de las superficies del instrumental con el 11.5 % y en ambiente se encontró el 2.68 %; así mismo se estableció que *Staphylococcus aureus* estuvo presente con el 13.39 %, *Alcaligenes faecalis* con el 8.93 % y *Proteus morganii* con el 2.68 % y hongos como *Penicillium sp.* con el 3.57 %, *Aspergillus spp.* con el 0.89 %, *Cladosporium sp.* con el 3.57 %.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Clasificación de los dispositivos en Odontología

El sistema de clasificación propuesto por el Dr. Spaulding divide los dispositivos médicos en categorías, en función del riesgo de infección relacionado con su uso, este sistema de clasificación está ampliamente aceptado y es utilizado por la Administración de Medicinas y Alimentos (FDA), los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC), los epidemiólogos, microbiólogos, y organizaciones médicas para determinar el grado de desinfección o esterilización necesario para cada dispositivo médico. Existen tres categorías de dispositivos médicos y su nivel de desinfección asociado (Gutiérrez & Ballester, 2016):

4.1.1. Críticos. Corresponden a instrumentos quirúrgicos cortopunzantes u otros que penetran en los tejidos blandos o duros de la cavidad bucal. Ejemplo: instrumental de cirugía y traumatología, de operatoria, endodoncia, periodoncia y otros, estos deben ser esterilizados entre cada uso (Gutiérrez & Ballester, 2016), si estos materiales están contaminados aún con un inóculo mínimo de microorganismos representan un riesgo alto de infección debido a que las áreas donde son utilizados no cuentan con sistemas de defensa que les permita enfrentar a estos microorganismos o son un buen medio de cultivo para su reproducción (Organización colegial de dentistas de España, 2009).

4.1.2. Semicríticos. Corresponden a instrumentos que no penetran las mucosas, pero pueden estar en contacto con ellas o expuestas a la saliva, sangre u otros fluidos, como es el caso del instrumental de ortodoncia, prótesis, y otros, estos instrumentales de preferencia deben esterilizarse entre cada uso, en la clínica odontológica, debido al costo-beneficio de la esterilización de algunos instrumentales, como, por ejemplo: las turbinas, deben ser sometidos al menos a un proceso de desinfección de nivel intermedio a través del uso de toallas desinfectantes (ejemplo: Caviwipes®) entre pacientes (Gutiérrez & Ballester, 2016).

4.1.3. No críticos. Corresponden a instrumentos o dispositivos que pueden tener un contacto frecuente con los aerosoles generados durante el tratamiento dental tocados por el paciente, o por las manos contaminadas del clínico o auxiliar dental durante el tratamiento, por ejemplo, amalgamador, controles del sillón de la unidad, mangos e interruptor de la lámpara, base de la jeringa triple, pinzas de transferencias, lámparas de fotocurado, mangueras de piezas de mano, cono y controles del equipo de radiografías, llaves y otros, estos elementos requieren entre paciente y paciente un nivel de desinfección intermedio o lavado con agua y detergente dependiendo del tipo de superficie y del grado y naturaleza del contaminante (Organización colegial de dentistas de España, 2009).

4.2. Selección del método adecuado para la eliminación de microorganismos en odontología

En la atención odontológica directa se utilizan numerosos artículos y equipos que toman contacto con el paciente, los materiales se clasifican en tres categorías (críticos, semicríticos y no críticos) de acuerdo al riesgo potencial que tiene este artículo en particular de producir infección en el paciente, por otro lado para seleccionar el método de eliminación de microorganismos también se debe considerar el tipo de material del que está fabricado el artículo odontológico, en tal sentido el personal responsable del procesamiento de los artículos debe conocer en profundidad las características de los distintos materiales, su cuidado y mantenimiento con el fin de utilizarlo adecuadamente, previniendo su deterioro para asegurar su vida útil a lo largo del tiempo y evitando de esta manera costos innecesarios (Organización colegial de dentistas de España, 2009).

4.2.1. Limpieza y desinfección ambiental en la clínica dental. La transferencia de microorganismos de las superficies ambientales contaminadas a los pacientes se produce principalmente a través del contacto con las manos de los operadores, cuando las superficies

ambientales se manipulan sin los Elementos de Protección Individual (EPI) adecuados, los agentes microbianos pueden ser transferidos a otros instrumentos, superficies ambientales, piel, nariz, ojos, boca de los operadores y pacientes (Ávila, 2012).

4.2.1.1. Superficies ambientales. Así mismo Ávila (2012) señala que las superficies ambientales se pueden dividir en las superficies de contacto clínico y las superficies de mantenimiento (pisos, paredes, etc.). Debido a que las superficies de mantenimiento han limitado el riesgo de transmisión de enfermedades, pueden ser descontaminados con métodos menos rigurosos que los que se utilizan en el instrumental y las superficies de contacto clínico:

4.2.1.1.1. Superficies de mantenimiento. Las superficies de mantenimientos son aquellas donde el contacto con las manos es mínimo, la evidencia no apoya que las superficies de mantenimiento (pisos, paredes, y desagües) planteen un riesgo de transmisión de enfermedades dentales en los entornos de atención, sin embargo los pisos deben ser limpiados con regularidad, y los derrames deben limpiarse inmediatamente, un desinfectante preferiblemente registrado por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) está diseñado para propósitos generales de limpieza y se debe utilizar en las áreas de atención al paciente si existe la sospecha de contaminación de superficies con sangre o fluidos corporales (Ávila, 2012).

4.2.1.1.2. Superficies de contacto clínico. Las superficies de contacto clínico son aquellas manipuladas frecuentemente con las manos como: interruptores de luz, equipos de rayos X, unidades - sillones, contenedores reutilizables de materiales dentales, manijas de cajones y puertas, llaves del grifo, estantes o mesones, bolígrafos, teléfonos entre otros. Estas pueden ser directamente contaminadas con materiales, ya sea por pulverización directa o salpicaduras generadas durante procedimientos dentales o por el contacto con las manos enguantadas.

Estas superficies posteriormente pueden contaminar otros instrumentos, dispositivos, manos, guantes, etc. y por ello deben ser limpiadas y desinfectadas con más frecuencia que las superficies de mantenimiento (Ávila, 2012).

4.2.2. Limpieza y desinfección del instrumental odontológico. Preceden a los procesos de esterilización, ya que es precisa la eliminación tanto de los desechos como de la contaminación del instrumental, esto se logra ya sea por lavado con un agente tensioactivo (detergente y agua) o por un proceso automatizado (ultrasonido o una lavadora desinfectante con producto de limpieza) utilizando productos químicos, si los residuos visibles tanto de materia orgánica como de materia inorgánica no se eliminan pueden interferir con la inactivación microbiana y pueden poner en peligro el proceso de desinfección o esterilización, después de la limpieza los instrumentos deben ser enjuagados con agua para eliminar productos químicos o residuos de detergente (Selva, Martín, Carrión, Gómez, & Suárez, 2012).

4.2.2.1. Limpieza. Eliminación de residuos como la sangre, sustancias proteicas, microorganismos y otros desechos que generalmente se realiza con agua y detergente o limpiador enzimático, de las superficies, estrías, las articulaciones de los instrumentos, dispositivos y equipos, ya sea por un proceso manual o mecánico, que prepara los elementos para un manejo seguro y/o descontaminación adicional (López, 2015).

4.2.2.2. Desinfección. Destrucción térmica o química de patógenos y otros tipos de microorganismos. La desinfección es menos letal que la esterilización, ya que no destruye todas las formas microbianas (por ejemplo, las esporas bacterianas) (Selva et al., 2012).

4.2.2.3. Esterilización. Después del proceso de desinfección el material se pasa al área de limpio y se procede al secado y embolsado, se le coloca a cada bolsa un testigo que garantice que el ciclo se ha realizado de forma eficaz. En el proceso de esterilización se eliminan las

esporas que no se eliminaron en el proceso de desinfección del material, al finalizar éste punto, el material se cataloga como estéril. Para realizar el proceso de esterilización de la mayoría de instrumental utilizado en los consultorios odontológicos, se recomienda según la guía práctica clínica en salud oral el uso del autoclave ya que es un método eficaz y económico que permite la esterilización de la mayoría de instrumental (López, 2015).

4.3. El ambiente

El espectro de huéspedes de algunos agentes infecciosos se limita a los seres humanos. El mantenimiento de estos organismos requiere el acceso a un nuevo huésped vulnerable. La mayoría de los agentes infecciosos tienen una fase en la cual viven libres en el medio ambiente, infectan huéspedes no humanos o pasan a través de un vector (Koneman, 2008).

4.3.1. La diversidad biológica. Es más evidente en los microorganismos que en ninguna otra parte; estos microorganismos no se pueden ver a simple vista sin ayuda, en cuanto a forma y función ya sea una propiedad bioquímica o un mecanismo genético, el análisis de los microorganismos nos lleva hasta el límite de la comprensión biológica, la bioquímica, biología molecular y genética proporcionan los recursos necesarios para el análisis de los microorganismos, a su vez, la microbiología amplía el horizonte de estas disciplinas científicas (Koneman, 2008).

La población de microorganismos en la biosfera se mantiene más o menos constante: el contrapeso del crecimiento es la muerte, para que cualquier grupo microbiano sobreviva en su nicho debe competir de manera satisfactoria por los nutrientes y mantener un fondo de células vivas durante la privación de alimentos, cada vez resulta más evidente que muchos microorganismos existen en consorcios formados por representantes de diferentes géneros, otros microorganismos, a menudo caracterizados como células aisladas en el laboratorio, forman colonias aglutinadas en el ambiente natural (Koneman, 2008).

La mayor parte de nuestros conocimientos sobre la fisiología microbiana proviene del estudio de líneas celulares aisladas y cultivadas en condiciones óptimas, no obstante se debe recordar que muchos microorganismos compiten en el ambiente natural cuando se amenaza su alimentación, circunstancia que genera un estado fisiológico distinto del que se observa en el laboratorio, además también es importante reconocer que cuando un nicho microbiano se vacía en el ambiente, se llena rápidamente, las técnicas de salud pública que aniquilan microorganismos patógenos eliminando su nicho probablemente son menos eficaces que los métodos que dejan el nicho ocupado por otros competidores no patógenos (Carroll, Miller, Morse, & Mietzner, 2016).

4.4. Microflora humana

Se ha estimado que el cuerpo humano está compuesto por más de 10^{14} células de las cuales solo alrededor de 10 % son características de los mamíferos, el resto son los microorganismos que abarcan la microflora residente del huésped, esta microflora residente no tiene simplemente una relación pasiva con su huésped, sino que contribuye directa e indirectamente al desarrollo normal de la fisiología, de la nutrición y de los sistemas de defensa del organismo, estas microfloras naturales viven generalmente en armonía con los seres humanos y los animales (Marsh & Martin, 2011).

4.5. Estudio de agentes contaminantes

4.5.1. Bacterias. Las bacterias son células procariotas que se hallan siempre en forma unicelular, se encuentran ampliamente distribuidas en la naturaleza, en los ríos y lagos, los mares, la tierra así como en las hojas y las raíces de las plantas y en la piel y el tubo digestivo de los animales (Prats, 2013).

Los humanos y animales poseen flora normal abundante que no suele causar enfermedades, sino que logra un equilibrio que garantiza la supervivencia, crecimiento y multiplicación tanto de las bacterias como del hospedador. Algunas bacterias que son causas importantes de diversas enfermedades se obtienen con el cultivo de la flora normal. Algunas veces existen bacterias que son claramente patógenas (p. ej., *Salmonella typhi*), pero la infección permanece latente o subclínica y el hospedador es un “portador” de la bacteria (Carroll et al., 2016).

4.5.1.1. Bacterias de importancia médica.

4.5.1.1.1. *Staphylococcus*. Los estafilococos son bacterias de morfología esférica, catalasa positivas, que en los frotis teñidos aparecen en grupos que semejan racimos de uva, crecen bien en cualquier medio de cultivo que contenga peptona en condiciones tanto aeróbicas como anaeróbicas, pueden producir hemólisis en agar sangre de diferentes especies animales y formar pigmentos de color amarillo o anaranjado cuando crecen en medios sólidos. Un medio selectivo para el aislamiento de *Staphylococcus aureus* contiene entre un 7.5 % y un 10 % de NaCl y manitol. *S. aureus* se distingue de otras especies del género por su capacidad para producir coagulasa, enzima que es capaz de coagular el plasma sanguíneo (Henry, 2007).

4.5.1.1.2. *Streptococcus*. Tienen forma esférica, ovoide o de lanceta y, con frecuencia, se observan pareados o en cadenas. Son anaerobios facultativos y algunas cepas requieren que se añada CO₂ para su aislamiento inicial. Hay cuatro sistemas diferentes para clasificar estos microorganismos: clínico (piógenos, bucales y entéricos), hemolítico (α , β y γ), serológico (Lancefield A-H, K-U) y bioquímico (González, 2010).

4.5.1.1.3. *Enterobacteriaceae*. Son bacilos Gramnegativos, aerobios o anaerobios facultativos, no formadores de esporas, inmóviles o móviles por flagelos peritricos, oxidasa

negativos, que producen ácidos por vía fermentativa a partir de la glucosa y reducen los nitratos a nitritos (Henry, 2007).

4.5.2. Cultivo bacteriano. El cultivo es el proceso de crecimiento de microorganismos en un medio después de la obtención de bacterias de un sitio de infección con métodos de recolección de muestras y el crecimiento de esas bacterias en el ambiente artificial del laboratorio. Una vez que los microorganismos crecen en el cultivo la mayoría de las poblaciones bacterianas se observan con facilidad sin microscopio y están presentes en cantidades suficientes para permitir la realización de los procedimientos de identificación de laboratorio (Forbes, Sahm, & Weissfeld, 2009).

4.5.2.1. Requerimientos nutricionales. Las bacterias tienen numerosas necesidades nutricionales que incluyen diferentes gases, agua, diversos iones, nitrógeno, fuentes de carbono y energía (Forbes et al., 2009).

4.5.2.2. Crecimiento en medios de cultivo. Así mismo Forbes et al. (2009) señala que a diferencia de los virus y parásitos, muchas bacterias patógenas se pueden aislar en un medio que contiene agar sólido, el cultivo general de la mayor parte de las bacterias requiere un medio con abundantes nutrientes metabólicos, estos medios por lo general comprenden agar, una fuente de carbono, y un hidrolizado ácido o una fuente de material biológico sometida a degradación enzimática (p. ej., caseína), puesto que la composición de estos últimos es indefinida, se denominan medios complejos. (Carroll et al., 2016). Los medios se clasifican de acuerdo con su función y su uso, en bacteriología diagnóstica hay cuatro categorías generales de medios:

4.5.2.2.1. Medios de enriquecimiento. Contienen nutrientes específicos requeridos para el crecimiento de determinados patógenos bacterianos que pueden estar presentes solos o con otras especies de bacterias en la muestra (Forbes et al., 2009).

4.5.2.2.2. *Medios nutritivos*. Contienen nutrientes que favorecen el desarrollo de la mayoría de los microorganismos sin requerimientos especiales de cultivo, sin promover de manera especial el crecimiento de un microorganismo en particular (Forbes et al., 2009).

4.5.2.2.3. *Medios selectivos*. En vista de la diversidad de microorganismos que habitan en algunos sitios (p. ej., el aparato intestinal), se utilizan medios selectivos para eliminar (o reducir) el gran número de bacterias irrelevantes en estas muestras, el fundamento de los medios selectivos es la incorporación de una sustancia que inhibe de manera selectiva el crecimiento de las bacterias irrelevantes (Carroll et al., 2016).

4.5.2.2.4. *Medios diferenciales*. Al cultivarse, algunas bacterias producen pigmentos característicos y otras se distinguen con base en su complemento de enzimas extracelulares; la actividad de estas enzimas se identifica al observar zonas claras alrededor de las colonias cultivadas en presencia de sustratos insolubles (p. ej., zonas de hemólisis en un agar que contiene eritrocitos) (Carroll et al., 2016). Muchos de los miembros de *Enterobacteriaceae* se distinguen por su potencial para metabolizar lactosa. Por ejemplo, las cepas patógenas de *Salmonella* y *Shigella* no fermentan lactosa y en el agar MacConkey forman colonias transparentes, mientras que los miembros de *Enterobacteriaceae* que fermentan lactosa (p. ej., *E. coli*) forman colonias rojas o rosas (Carroll et al., 2016).

4.5.3. Tinción. Carroll et al. (2016) manifiesta que los colorantes sufren combinación química con el protoplasma de la bacteria; si la célula no está muerta, el proceso de tinción la destruye; por tanto, tal proceso es drástico y puede producir artefactos, los colorantes utilizados a menudo son sales, los colorantes básicos consisten de cationes teñidos con un anión incoloro (p. ej., cloruro de azul de metileno); ocurre lo contrario con los colorantes ácidos (p. ej., eosinato de sodio), las células bacterianas son ricas en ácidos nucleicos y portan cargas negativas en los grupos fosfato, ésta se combina con las cargas positivas de los

colorantes básicos, los colorantes ácidos no tiñen a las células bacterianas y por tanto pueden utilizarse para teñir el material de fondo a fin de proporcionar un contraste de color

De igual forma Carroll et al. (2016) señala que los colorantes básicos tiñen las células bacterianas de manera uniforme a menos que en primer lugar se destruya el RNA citoplásmico, sin embargo pueden utilizarse técnicas de tinción especial para diferenciar los flagelos, cápsulas, paredes celulares, membranas celulares, gránulos, nucleoides y esporas.

4.5.3.1. Tinción de Gram. Constituye un criterio efectivo de clasificación puesto que la respuesta al colorante refleja diferencias fundamentales y complejas en la superficie celular bacteriana que divide a la mayor parte de las bacterias en dos grupos principales, las propiedades de tinción de Gram parecen ser fundamentales, porque la reacción de Gram se correlaciona con muchas otras propiedades morfológicas en formas con relación filogenética. Un microorganismo que en potencia es positivo para la tinción de Gram puede parecerlo sólo bajo condiciones ambientales particulares y en un cultivo joven, los procedimientos de tinción de Gram inician con la aplicación de un colorante básico, violeta de genciana, a continuación, se aplica una solución de yodo; todas las bacterias se tiñen de color azul en este punto del procedimiento, luego la célula se trata con alcohol Carroll et al. (2016).

Las células Grampositivas que conservan el complejo de violeta de genciana-yodo adquieren un color azul y las células Gramnegativas se decoloran por completo con la adición de alcohol, como último paso se aplica otro colorante (como rojo de safranina) de forma que las células Gramnegativas decoloradas adquieran un color contrastante; las células Grampositivas adquieren un color violáceo, la base de la reacción diferencial a la tinción de Gram es la estructura de la pared celular (Arenas, 2014).

4.5.4. Hongos. Los hongos son protistas no fotosintéticos que crecen en forma de aglomeración de filamentos ramificados y entrelazados (hifas) conocidos como micelios, a

pesar de que las hifas poseen paredes cruzadas, éstas tienen perforaciones que permiten el paso libre del núcleo y citoplasma., por lo tanto, el microorganismo completo es un cenocito (aglomeración multinucleada de citoplasma continuo) confinado dentro de una serie de tubos ramificados. Estos tubos, elaborados a base de polisacáridos como quitina, son homólogos con las paredes celulares (Koneman, 2008), los micelios se denominan mohos; unas cuantas variedades, las levaduras no forman micelios pero se reconocen fácilmente como hongos por la naturaleza de su reproducción sexual y la presencia de formas de transición. Probablemente los hongos representan una rama evolutiva de los protozoarios; no tienen relación con los actinomicetos, que son bacterias con micelios a las que se parecen superficialmente (Carroll et al., 2016).

4.5.4.1. Mohos, hongos filamentosos. Los mohos desarrollan típicas colonias algodonosas, vellosas, lanosas o purulentas en los medios sólidos de cultivo o sobre cualquier superficie, como la fruta y otros alimentos, cuando se observan al microscopio, los hongos filamentosos presentan unas estructuras tubulares, formadas por múltiples células adyacentes, que se denominan hifas, en la mayoría de los casos, las hifas están tabicadas por septos que delimitan las diferentes células, aunque la separación entre células no es completa ya que existe un poro central que las comunica (Quindós, 2015).

4.5.4.1.1. *Cryptococcus neoformans*. Es el criptococo que causa la mayoría de las infecciones humanas, ésta especie es una levadura encapsulada cuyo hábitat natural es el suelo que, al estar contaminado con deyecciones de paloma, pollo o pavo que producen un pH alcalino y aumentan la concentración de nitrógeno, favorece la multiplicación del microorganismo. Las levaduras pueden ser transportadas por el aire en las nubes de polvo creadas en las tareas de barrido, limpieza, etc (Koneman, 2008).

4.5.4.1.2. *Aspergillus spp.* Están extensamente distribuidas en la naturaleza; se encuentran en el suelo, en la vegetación en descomposición y en una amplia variedad de materia orgánica, la inhalación de polvo contaminado por esporas es el modo más frecuente de para los seres humanos y causa sinusitis o enfermedad broncopulmonar (Koneman, 2008).

4.5.4.1.3. *Penicillium sp.* El género *Penicillium* (excepto *P. marneffeii*) son hongos filamentosos, que se encuentran en el suelo, vegetación o en el aire, la mayoría de especies son consideradas contaminantes, pero se han encontrado como agentes causales de infección en pacientes inmunocomprometidos (Koneman, 2008).

4.5.4.1.4. *Cladosporium sp.* Es un hongo dematiaceo oportunista que se encuentra localizado en el aire y suelo, en el hombre puede causar infecciones en especial en pacientes inmunocomprometidos produciendo lesiones cutáneas, pulmonares y en el sistema nervioso central (Koneman, 2008).

4.5.4.2. **Necesidades fisiológicas.** Los hongos deben encontrar en el medio de cultivo lo necesario para su crecimiento y desarrollo: a) materias nitrogenadas como peptona; b) azúcares como glucosa o maltosa; c) un soporte sólido, como la gelosa, que permite a los hongos filamentosos desarrollar micelio aéreo con órganos de fructificación, y d) un pH ácido, ya que es más conveniente, el medio glucosado o maltosado de Sabouraud reúne estas características. La temperatura ambiente permite de 20 a 30°C permite el desarrollo de casi todos los hongos, en especial los parásitos superficiales (Arenas, 2014).

4.6. Normas de bioseguridad

Las normas de bioseguridad están destinadas a reducir el riesgo de transmisión de microorganismos de fuentes reconocidas o no reconocidas de infección en Servicios de Salud vinculadas a accidentes por exposición a sangre y fluidos corporales (VIMEP, 2015). La bioseguridad es el conjunto de medidas mínimas a ser adoptadas, con el fin de reducir o eliminar los riesgos para el personal, la comunidad y el medio ambiente, que pueden ser

producidos por agentes infecciosos, físicos, químicos y mecánicos (Mazzetti, Zorrilla, & Podestá, 2014).

4.6.1. Uso de barreras. Comprende el concepto de evitar la exposición directa a sangre y otros fluidos orgánicos potencialmente contaminantes, mediante la utilización de materiales adecuados que se interpongan al contacto de los mismos (Mazzetti et al., 2014).

4.6.2. Limpieza. Es el proceso mediante el cual se eliminan materias orgánicas y otros elementos extraños de los objetos en uso, mediante el lavado con agua, con o sin detergente, utilizando una acción mecánica o de arrastre, la limpieza debe preceder a todos los procedimientos de desinfección y esterilización, debe ser efectuada en todas las áreas. La limpieza debe ser realizada con paños húmedos y el barrido con escoba húmeda a fin de evitar la resuspensión de los gérmenes que se encuentran en el suelo, la limpieza deberá iniciarse por las partes más altas, siguiendo la línea horizontal, descendiendo por planos (Mazzetti et al., 2014).

4.6.3. Descontaminación. Según la Organización Mundial de la Salud OMS (2010) señala que la descontaminación es cualquier proceso utilizado para eliminar o matar microorganismos.

4.6.4. Desinfección. La Organización Panamericana de la Salud OPS (2016) manifiesta que la desinfección es el medio físico y químico que mata microorganismos, pero no necesariamente esporas.

4.6.5. Esterilización. Proceso que mata o elimina todas las clases de microorganismos y esporas (OMS, 2010).

4.6.5.1. Esterilización por vapor. Es el método de elección para el instrumental médico reutilizable, se debe mantener por lo menos 20 minutos luego que se hayan alcanzado los 121°C a una presión de dos atmósferas (OPS, 2016).

4.6.5.2. Esterilización por calor seco. Debe mantenerse por dos horas a partir del momento en que el material ha llegado a los 170°C (OMS, 2010).

4.6.5.3. Esterilización por inmersión en productos químicos. La Organización Mundial de la Salud OMS (2010) dice que si bien los ensayos de laboratorio han demostrado que numerosos desinfectantes que se usan en los servicios de salud son eficaces para destruir al HIV, la inactivación rápida que suelen sufrir por efecto de la temperatura o en presencia de material orgánico, no hace fiable su uso regular (p. ej.: Compuestos de amonio cuaternario, Timersal, Iodóforos, etc.). Estas sustancias no deben ser utilizadas para la desinfección.

4.6.6. Descontaminación de espacios y superficies. La descontaminación del espacio, el inmobiliario y el equipo del laboratorio requiere una combinación de desinfectantes líquidos y gaseosos, las superficies pueden descontaminarse con una solución de hipoclorito sódico (NaClO); una solución que contenga 1 d/l de cloro puede ser apropiada para la limpieza general, pero se recomienda soluciones más potentes (5 g/l) cuando se trate de situaciones de alto riesgo (OMS, 2005)

4.6.7. Lavado y descontaminación de manos. La Vicerrectoría de Medios y Mediaciones Pedagógicas (VIMEP, 2015) en su informe indican que las manos se lavarán después de manipular materiales biológicos peligrosos y antes de abandonar el laboratorio, en la mayoría de las situaciones un lavado concienzudo de las manos con jabón normal y agua basta para descontaminarlas, pero en las situaciones de alto riesgo se recomienda utilizar jabones germicidas, se recomienda los grifos accionados con el pie o el codo.

4.6.8. Eliminación de desechos. La eliminación de los desechos, médicos y de laboratorio está sometida a varias reglamentaciones regionales e internacionales (OMS, 2010).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Tipo de estudio

El tipo de estudio es cuantitativo, descriptivo-transversal.

5.2. Área de estudio

Superficies de equipos e instrumental de 12 cubículos de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

5.3. Universo

El universo estuvo conformado por 125 muestras de la superficie de instrumental (Anexo N° 21) que se utilizan para diagnóstico mensualmente, superficie de quipos y ambiente.

5.4. Muestra

Cálculo del tamaño de la muestra:

$$n = \frac{Z^2 \cdot N \cdot p \cdot q}{e^2 \cdot (N - 1) + Z^2 \cdot p \cdot q}$$

$$n = \frac{1,96^2 \cdot 125 \cdot 0,50 \cdot 0,50}{0,03^2 \cdot (125 - 1) + 1,96^2 \cdot 0,50 \cdot 0,50}$$

$$n = \frac{3,8416 \cdot 125 \cdot 0,25}{0,0009 \cdot 124 + 3,8416 \cdot 0,25}$$

$$n = \frac{120,05}{1,072}$$

$$n = 112$$

En donde:

N= universo

Z= nivel de confianza (95%= 1,96).

p= probabilidad del éxito

q= probabilidad de fracaso

e= error muestral (3%= 0,03).

n= tamaño de la muestra.

La muestra estuvo conformada por 112 muestras recogidas de las superficies de equipos, instrumental y ambientes (30, 78 y 4 respectivamente) de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

5.5. Criterios de inclusión y de exclusión

5.5.1. Criterios de inclusión

- Superficies de equipos limpios e instrumental estéril.
- Superficies de instrumental y equipos que consten en el listado (Anexo N°16).

5.5.2. Criterios de exclusión

- Equipos en desuso por problemas técnicos.
- Cultivos desecados durante el proceso de incubación.

5.6. Métodos, técnicas e instrumentos

5.6.1. Fase pre analítica

- Oficio dirigido a la Dra. Ana María Granda Directora de la Carrera de Odontología de la Universidad Nacional de Loja para solicitar permiso para realizar el muestreo.

Anexo N°1

- Autorización para recolectar las muestras. Anexo N°2
- Oficio dirigido a la Gestora Académica de la Carrera de Laboratorio Clínico, solicitando permiso para realizar el análisis de las muestras en el Laboratorio de Docencia de Microbiología. Anexo N°3
- Autorización para realizar el análisis de las muestras en el Laboratorio de Docencia de Microbiología. Anexo N°4
- Procedimiento para la preparación de medios de cultivo y pruebas bioquímicas. Anexo N°5
- Protocolo de control de calidad de los medios de cultivo. Anexo N° 6
- Protocolo de toma de muestras de las superficies de equipos, instrumental y ambiente. Anexo N°7
- Protocolo para tinción de Gram. Anexo N°8
- Protocolo de las diferentes pruebas bioquímicas de identificación para bacterias Grampositivas y para bacterias Gramnegativas. Anexo N°9
- Protocolo de cultivo de hongos en agar Sabouraud. Anexo N°10
- Protocolo para la identificación microscópica de las estructuras fúngicas. Anexo N° 11
- Protocolo para la diferenciación de hongos (Tubo Germinal). Anexo N° 12
- Formato para registro de datos. Anexo N° 13

5.6.2. Fase analítica

- Preparación de los medios de cultivo para la realización del estudio, los cuales se los preparó de acuerdo al inserto de cada medio: Agar Sangre, Agar MacConkey, Agar Sabouraud, Agar EMB, Agar Manitol, Agar TSI, Agar Urea, Agar Citrato, Agar LISINA, Agar SIM.

- Recolección de las muestras de las superficies de los equipos, instrumentos y ambiente.
- Se realizó la incubación de los medios con las muestras por un periodo de 24 horas a 37 °C, luego se revisó si hubo o no crecimiento bacteriano y se realizó la tinción de Gram para identificar la morfología bacteriana.
- Una vez identificada la morfología bacteriana se realizó las diferentes pruebas bioquímicas tanto para Gramnegativos (Urea, Citrato, SIM, TSI, Lisina) como para Grampositivos (Coagulasa, Catalasa, Manitol).
- Se observó si hay o no crecimiento de hongos, el análisis de las muestras, se realizó mediante examen microscópico con Azul de Lactofenol.

5.6.3. Fase post analítica

- Registro de resultados obtenidos. Anexo N° 14
- Tabulación de resultados.
- Certificación del procesamiento de muestras. Anexo N° 15

5.7. Plan de Tabulación de Análisis

- La tabulación de los resultados se expresa en tablas.

6. RESULTADOS

Objetivo 1:

Determinar el área de mayor contaminación que puede provocar infección tanto en usuarios como en el personal que labora en la Clínica.

Tabla 1.

Agentes contaminantes en las diferentes superficies y ambientes.

Superficies	Muestras sembradas	Sin Crecimiento		Con Crecimiento	
	n	F	%	F	%
Equipos	30	16	14.29	14	12.50
Instrumental	78	65	58.04	13	11.50
Ambiente	4	1	0.89	3	2.68
Total	112	82	73.21	30	26.79

Fuente: Resultados de la investigación.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela Cristina.

Interpretación: Según los resultados obtenidos se evidencia que del total de 112 muestras sembradas 30 resultaron positivas de las cuales se determinó que fue en superficies de equipos el mayor crecimiento con una frecuencia de 14 muestras positivas que representa el 12.50%, seguido de la superficie del instrumental con una frecuencia de 13 muestras positivas representando el 11.50%.

Objetivo 2:

Identificar los tipos de microorganismos presentes en las diferentes áreas de estudio propuestas de la Clínica Odontológica.

Tabla 2.

Tipo de microorganismo presente en cultivos positivos de la superficie de equipos.

Microorganismo	F	%
<i>Staphylococcus aureus</i>	8	40.00
<i>Alcaligenes faecalis</i>	6	30.00
<i>Proteus morganii</i>	3	15.00
<i>Aspergillus spp.</i>	1	5.00
<i>Penicillium sp.</i>	1	5.00
<i>Cladosporium sp .</i>	1	5.00
Total	20	100

Fuente: Resultados de la investigación.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela Cristina.

Interpretación: Según los resultados obtenidos se pudo evidenciar que es el *Staphylococcus aureus* con una frecuencia de 8 que representa el 40 % el microorganismo que se encontró con mayor frecuencia en la superficie de los equipos.

Tabla 3.

Tipo de microorganismo presente en cultivos positivos de la superficie del instrumental.

Microorganismo	f	%
<i>Staphylococcus aureus</i>	7	50.00
<i>Alcaligenes faecalis</i>	4	28.57
<i>Penicillium sp.</i>	2	14.29
<i>Cladosporium sp.</i>	1	7.14
Total	14	100

Fuente: Resultados de la investigación.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela Cristina.

Interpretación: Según los resultados obtenidos se evidencia que en el Instrumental el microorganismo que se presenta con mayor frecuencia es *Staphylococcus aureus* con una frecuencia de 7 que representa el 50 % de los microorganismos encontrados.

Tabla 4.

Tipo de Microorganismo presente en cultivos positivos de ambiente.

Microorganismo	F	%
<i>Cladosporium sp.</i>	2	66.67
<i>Penicillium sp.</i>	1	33.33
Total	3	100

Fuente: Resultados de la investigación.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela Cristina.

Interpretación: Según los resultados obtenidos se evidencia que en el Ambiente el microorganismo que se presenta con mayor frecuencia es *Cladosporium sp.* con una frecuencia de 2 representando el 66.67 % y finalmente *Penicillium sp.* con una frecuencia de 1 representando el 33.33 %.

7. DISCUSIÓN

Las clínicas odontológicas constituyen un ambiente de trabajo donde existe un riesgo de contaminación cruzada. La desinfección de las superficies de trabajo y esterilización del instrumental representan un paso importante en el contexto del control y prevención de enfermedades en la Clínica Odontológica (Bedoya, y otros, 2016).

La presente investigación se la realizó con el fin de identificar cuáles son los agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental de 6 cubículos y 3 ambientes de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana, de la ciudad de Loja, con una muestra representativa de 112 cultivos, encontrándose crecimiento en 30 muestras, evidenciándose un mayor crecimiento en superficies de equipos con el 12.5 % del total de las muestras sembradas, de igual manera se conoció los agentes contaminantes como *Staphylococcus aureus* en superficie de equipos e instrumental con un 13.39 %, *Alcaligenes faecalis* en superficie de equipos e instrumental con el 8.93 y *Proteus morgani* presente en superficie de equipos con el 2.68 %; entre los hongos se identificó *Penicillium sp.* y *Cladosporium sp.* y presentes en superficie de equipos, instrumental y ambiente con un 3.57 % cada uno y *Aspergillus spp.* presente en superficie de equipos con el 0.89 %.

En Perú Ore (2017) realizó un estudio denominado “Contaminación microbiológico de las unidades dentales de la Clínica Estomatológica de la Universidad de Huanuco”, en donde se analizaron 24 muestras provenientes de superficies de las unidades dentales de la clínica, las superficies que se analizaron fueron de la jeringa triple, escupidera, agarradera de succión, en donde se determinó que los microorganismos más predominantes fueron Estafilococo coagulasa negativo en un 29.2 %, la presencia de *Streptococo mutans* en un 20.8 %, concluyendo que el grado de contaminación microbiológica en las unidades dentales odontológicas de esta universidad fue de 54,16%. Los resultados encontrados en esta

investigación difieren de los detectados en el presente estudio, debido a que los agentes contaminantes encontrados en mayor proporción fueron *Staphylococcus aureus* con 13.39 % y *Alcaligenes faecalis* de 8.93 %, hay que tomar en cuenta que en el presente estudio se analizaron 112 muestras provenientes de superficie de instrumental, superficie de equipos y de ambiente, lo que podría ser un indicador para la diferencia de estos resultados ya que en el estudio mencionado se han analizado 24 muestras, y también habría que tomar en cuenta la ubicación de la clínica y las condiciones de desinfección que se emplean en la misma, siendo estos datos desconocidos para poder asegurar que estos son los motivos para que difieran los resultados.

En Colombia, Zambrano (2013) realizó un estudio denominado “Diversidad microbiana en el ambiente de la clínica odontológica de la Universidad del Magdalena” en donde se determinó la presencia de bacterias y hongos, siendo recuperado con mayor proporción el género bacteriano *Staphylococcus*, y en menor proporción se encontraron los géneros bacterianos *Pseudomonas*, *Enterococcus*, *Moraxella*, se identificaron hongos de los géneros *Aspergillus*, *Curvularia*, *Geotrichum* y *Haplosporangium*, y se determinó que el ambiente de la sala de espera tuvo mayor abundancia de bacterias y hongos, demostrando que las condiciones del ambiente externo de la clínica influyen directamente sobre la concentración de microorganismos presentes en la sala de espera, nuestro estudio presenta ciertas similitudes con respecto a éste ya que también se encontró bacterias del género *Staphylococcus* y hongos del género *Aspergillus*, con esto puedo suponer que las condiciones físicas de la clínica son semejantes, también se encuentran diferencias ya que en mi estudio en las superficies de los equipos fue en donde se encontró mayor presencia de microorganismos, en comparación con este estudio en donde el lugar que se obtuvo mayor presencia de hongos y bacterias fue la sala de espera.

En Chile, Bustamante (2014) se realizó un estudio denominado “Contaminación bacteriana generada por aerosoles en ambiente odontológico”, en el cual se analizaron 40 muestras provenientes de unidades dentales, obteniendo en mayor porcentaje la presencia de *Bacillus spp.* en un 28.56 % y bacilos Grampositivos en un 24.32 %. Lo cual difiere con los resultados encontrados en esta investigación ya que no se encontraron estas bacterias de los géneros mencionados que se mencionan en este estudio, lo cual nos da a entender que en la clínica en donde realicé mi estudio se realizan en una forma más precavida la limpieza, desinfección y esterilización de los instrumentos, equipos y ambiente ya que no se encontraron estos Géneros que serían un riesgo de infección oportunista para el usuario que requiere los servicios de la clínica.

En Ecuador, Guillén (2016), realizó un estudio denominado “Grado de contaminación bacteriológico de superficies no esterilizables de la unidad de atención odontológica UNIANDES en los turnos de prácticas pre-profesionales.” en donde se demostró que los tipos de microorganismos predominantes son el Estafilococo coagulasa negativo 29.2 %, *Streptococo Mutans* 20.8 %, estos resultados no presentan similitud con los emitidos en mi estudio ya que el microorganismo con mayor frecuencia fue *Staphylococcus aureus* con un 13.39 %. Lo que me hace pensar que las condiciones de cada clínica son diferentes y que se tomaron en cuenta superficies que se omitieron en mi estudio.

En Loja, Castro (2012) realizó un estudio en el cual analizó 222 muestras provenientes de superficies, entre ellas se menciona: jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina, detallando los siguientes resultados, *S. epidermidis*, *S. viridans*, *M. catarrhalis*, *S. pyogenes*, *S. saprofiticus*, *C. albicans*, *Lactobacillus sp.*, *Klebsiella sp.*, *K. rhinescleromatis*, *Pseudomonas sp.*, *E. agglomerans*, *E. aerogenes*, *C. amelonaticus* y *H. influenzae*. Lo cual difiere con los resultados obtenidos en mi investigación ya que no se encontró ninguno de los

géneros que se detallan en este estudio, lo que me lleva a suponer que en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de Loja de la cual se tomaron las muestras para mi estudio se está realizando la limpieza, desinfección y esterilización adecuada para poder brindar así un ambiente de confianza para el usuario que acude a la misma.

8. CONCLUSIONES

- Se determinó que de las 112 muestras analizadas, 30 (26.79 %) presentaron crecimiento y el área con mayor presencia de agentes contaminantes son las superficies de los equipos con un 12.5 %.
- Se identificó bacterias Grampositivas como: *Staphylococcus aureus* en equipos e instrumental con un con un 13.39 %, bacterias Gramnegativas como: *Alcaligenes faecalis* en equipos e instrumental con el 8.93 y *Proteus morgani* presente en equipos con el 2.68 %; entre los hongos se identificó: *Penicillium sp.* y *Cladosporium sp.* presentes en equipos, instrumental y ambiente con un 3.57 % cada uno y *Aspergillus spp.* presente en equipos con el 0.89 %.

9. RECOMENDACIONES

Se recomienda que:

- Se usen otros métodos para tener resultados rápidos y sencillos, optimizando así tiempo y complejidad del procedimiento, para el monitoreo de superficies.
- Se sigan realizando investigaciones de control microbiológico en diferentes momentos y tomando una cantidad mayor de muestra ya que es importante conocer la calidad de servicio que se presta a los usuarios, brindando así confianza para que los mismos acudan a la clínica odontológica.
- Que el personal se concientice sobre la importancia de cumplir con las normas de bioseguridad entre paciente y paciente.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Aravanlabs. (05 de Diciembre de 2015). *Placas de Petri Sabouraud Dextrosa Agar*. Obtenido de Aravanlabs.com: <https://bit.ly/2EEBMZZ>
- Arenas, R. (2014). *Micología Médica Ilustrada* (5 ta. edición ed.). (I. Editores, Ed.) México, D.F, México : McGRAW-Hill .
- Ávila, V. C. (31 de Noviembre de 2012). *Manual de bioseguridad y esterilización*. Recuperado el 03 de Septiembre de 2018, de Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Odontología: <https://bit.ly/2IGGRCi>
- Bedoya, C., Sarrazola, Á., Palacio, S., Julio, O., Osorio, N., & Garzón, A. (20 de Marzo de 2016). *Evaluación de la contaminación microbiana en las resinas de fotocurado utilizadas por estudiantes de odontología en sus prácticas clínicas*. Obtenido de Rev. Estomatol 24(1):24-29: <https://bit.ly/2ATarPF>
- Bustamante, M., Herrera, J., Ferreira, R., & Riquelme, D. (03 de Febrero de 2014). *Contaminación Bacteriana Generada por Aerosoles en Ambiente Odontológico*. Obtenido de Int. J. Odontostomat., 8(1):99-105.: <https://bit.ly/2Ozm8Ug>
- Cárdenas, A. G. (2015). *Guía de practicas laboratorio de microbiologia, Escuela de Enfermería*. Obtenido de <https://bit.ly/2pWY6Uj>
- Carroll, K., Miller, S., Morse, S., & Mietzner, T. (2016). *Microbiología Médica de Jawetz, Melnick y Adelberg* (27 ava. edición ed.). (S. D. Interamericana Editores, Ed.) México DF, México: McGRAW-Hill.
- Castro, M. B. (Noviembre de 2012). *Microorganismos presentes en la jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina antes de la consulta odontológica de los pacientes que acuden al Hospital del Día del IESS, Hospital Manuel Ygnacio Monteros, Hospital*

- Regional Isidro Ayora*. Obtenido de Universidad Nacional de Loja, Área de la Salud Humana: <https://bit.ly/2QBkSRI>
- Forbes, B., Sahn, D., & Weissfeld, A. (2009). *Diagnóstico Microbiológico* (12 a. edición ed.). Buenos Aires, Argentina: Médica Panamericana.
- González, J. M. (2010). *Técnicas y métodos de Laboratorio Clínico*. Barcelona, España: Elsevier.
- Guillén, M. (2016). *Grado de contaminación bacteriológico de superficies no esterilizables de la unidad de atención odontológica UNIANDES en los turnos de prácticas pre profesionales*. Obtenido de Universidad Regional Autónoma de los Andes, Facultad de Ciencias Médicas: <https://bit.ly/2GlqXN2>
- Gutiérrez, M., & Ballester, M. (Diciembre de 2016). *Protocolo de limpieza, desinfección y/o esterilización de artículos clínicos odontológicos*. Obtenido de Universidad Andrés Bello, Facultad de Odontología: <https://bit.ly/2Lfvvpv>
- Henry, J. B. (2007). *Laboratorio en el Diagnóstico Clínico*. Madrid, España: Marbán Libros, S.L.
- Koneman, E. W. (2008). *Koneman Diagnostico microbiologico* (6 ta. edición ed.). Argentina: Editorial Medica Panamericana S.A.
- Laboratorio, M. (06 de Abril de 2015). *Medibac*. Obtenido de <https://bit.ly/2AeTe2E>
- Linares, M. S. (31 de Julio de 2013). *Identificación de levaduras* . Obtenido de Revista Iberoamericana de micología: <https://bit.ly/1m9w6n5>
- López, D. (29 de Abril de 2015). *Limpieza, desinfección y esterilización en la Clínica Dental*. Recuperado el 04 de Septiembre de 2018, de Clínica dental: <https://bit.ly/2PIAVwr>
- López, L., Hernández, M., Colín, C., Ortega, S., Cerón, G., & Franco, R. (10 de Marzo de 2014). *Las tinciones básicas en el laboratorio de microbiología*. Obtenido de <https://bit.ly/2bgLH6T>

- Marsh, P. D., & Martin, M. V. (2011). *Microbiología Oral*. Quinta edición. Gran Bretaña: Elsevier.
- Mazzetti, P., Zorrilla, H., & Podestá, L. (2014). *Manual de Bioseguridad*. Obtenido de Ministerio de Salud, Programa Nacional de Hemoterapia y Bancos de Sangre (PRONAHEBAS): <https://bit.ly/2D37M9g>
- Megroni, M. (2010). *Microbiología Estomatológica* (2 da. Edicion ed.). Bogotá, Colombia: Panamericana.
- OMS. (Febrero de 2005). *Organización Mundial de la Salud*. Obtenido de Manual de Bioseguridad en el Laboratorio OMS: <https://bit.ly/1SqpW5P>
- OMS, O. M. (2010). *Manual de bioseguridad en el laboratorio*. Ginebra.
- OPS, O. P. (08 de Agosto de 2016). *Establecimiento: mantenimiento, limpieza y desinfección*. Obtenido de <https://bit.ly/2lkRYk8>
- Ore, W. (2017). *Contaminación microbiológico de las unidades dentales de la Clínica Estomatológica de la Universidad de Huanuco 2017*. Recuperado el 13 de Noviembre de 2018, de <https://bit.ly/2KTzoO4>
- Organización colegial de dentistas de España. (10 de Junio de 2009). *Consejo Dentistas*. Recuperado el 04 de Septiembre de 2018, de Guía de seguridad microbiológica: <https://bit.ly/2DC4jwP>
- Pérez, J. R. (16 de Mayo de 2015). *GEGMIC*. Obtenido de Recomendaciones generales para el control de calidad interno en Microbiología Clínica: <https://bit.ly/2OwyCvJ>
- Prats, G. (2013). *Microbiología y Parasitología Médicas*. Madrid: Editorial Médica Panamericana, S.A.
- Quindós, G. (2015). *Micología clínica*. Barcelona, España: Elsevier.
- Ramos, A., Díaz, C., Escassi, C., Román, E., Salas, J., Lucerna, M., . . . Fuentes, V. (Marzo de 2014). *Recomendaciones para la monitorización de la calidad microbiológica del*

aire (bioseguridad ambiental) en zonas hospitalarias de riesgo. Obtenido de Sociedad Andaluza de Medicina Preventiva, Salud Pública: <https://bit.ly/2OyauZJ>

Selva, K., Martín, C. A., Carrión, B. J., Gómez, S. M., & Suárez, G. A. (02 de Mayo de 2012). *Puesta al día en desinfección y esterilización en la clínica dental*. Recuperado el 7 de Septiembre de 2018, de Revista Gaceta Dental: <https://bit.ly/2Mq55hG>

VIMEP, V. d. (2015). *Reglamentación y Normas de Bioseguridad en los Laboratorios de la UNAD*. Obtenido de Universidad Abierta a Distancia: <https://bit.ly/2lxHDF2>

Zambrano, C., & Luna, J. (2013). *Diversidad microbiana presente en el ambiente de la Clínica Odontológica de la Universidad del Magdalena*. Recuperado el 16 de Junio de 2018, de Revista del Instituto de Investigaciones Tropicales: <https://bit.ly/2Ckln9v>

11. ANEXOS

Anexo N° 1

Oficio solicitando permiso para realizar la toma de muestras

Loja, 06 de Junio de 2018

Dra.

Ana María Granda

Directora de la Carrera de Odontología de la Universidad Nacional de Loja.

De mis consideraciones:

Yo GABRIELA CRISTINA VIÑAN SOTO, con cedula de identidad 1900717719, estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico, me dirijo a usted, para solicitarle de la manera más comedida que se me autorice ingresar a los Cubículos de la Clínica durante la jornada diaria de trabajo de 08h30 a 10h00 y de 14h00 a 15h30 los días Lunes 11 de Junio a Miércoles 13 de junio del presente año, para recoger las muestras de las superficies de equipos, instrumental y ambiente, ya que estos datos serán útiles para el proyecto de tesis que estoy realizando cuyo tema es "AGENTES CONTAMINANTES EN SUPERFICIES DE EQUIPOS, INSTRUMENTAL Y AMBIENTE EN LA CLÍNICA ODONTOLÓGICA DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA".

Por la favorable atención que se digne dar a mi pedido, anticipo mi más sincero agradecimiento.



Atentamente

GABRIELA CRISTINA VIÑAN SOTO
1900717719

Recibido
06-06-2018
JOSU



Anexo N° 2

Autorización para la toma de muestras



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA
CARRERA DE ODONTOLOGIA

Of. Nro. 111 – DCO-FSH-UNL
Loja, 06 de junio de 2018

Srta.
Gabriela Cristina Viñán Soto,
ESTUDIANTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO DE LA FACULTAD
DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
Ciudad.

De mi consideración:

En atención al oficio dirigido a esta Dirección, en la que solicita se le autorice ingresar a los cubículos de la Clínica en la jornada de trabajo de 08h30 a 10h30 y de 14h00 a 15h30 los días comprendidos del 11 al 13 de junio del presente año, para recoger muestras de las superficies de equipos, instrumental y ambiente. Por lo antes mencionado se le autoriza el ingreso en el horario y fechas señalados para que realice la toma de muestras.

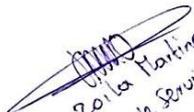
Particular que hago conocer a usted para los fines consiguientes.

Atentamente,


Dra. Ana María Granda Loalza,
DIRECTORA DE LA CARRERA DE ODONTOLOGÍA



GVM
c.c./ Archivo.


Zoila Martínez
Aux. de Servicios
11/06/2018
8:25

Anexo N° 3**Oficio dirigido a la Gestora Académica de la Carrera de Laboratorio Clínico**

Loja, 28 de Mayo de 2018

Dra.

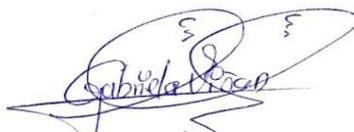
Sandra Freire

GESTORA ACADÉMICA DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO
Ciudad. -

De mis consideraciones.

Haciéndole llegar un cordial saludo , Yo VIÑAN SOTO GABRIELA CRISTINA, con cédula de identidad 1900717719, egresada de la CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO, me dirijo a usted con la finalidad de que me brinde su respectivo permiso para el procesamiento de las muestras a recolectar y la utilización de los equipos del Laboratorio de Microbiología perteneciente a los Laboratorios de Docencia: en los meses de 29 de Mayo a 30 Junio 2018, dándose a entender que seré yo quien aporte económicamente en la adquisición de reactivos y materiales para el desarrollo de mi proyecto de tesis que me he planteado realizar; denominado **“AGENTES CONTAMINANTES EN SUPERFICIES DE EQUIPOS, INSTRUMENTAL Y AMBIENTE EN LA CLÍNICA ODONTOLÓGICA DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**, para dar cumplimiento de la tesis con fines de titulación.

Esperando una respuesta favorable anticipo mis más sinceros agradecimientos.


Atentamente**VIÑAN SOTO GABRIELA CRISTINA**
1900717719Recibido
28-05-2018
16 hrs.

Anexo N°4

Autorización para realizar el análisis de las muestras en el Laboratorio de Docencia de Microbiología



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DECANATO

Of. Nro. 068 –CLC-FSH-UNL
Loja, 29 de mayo de 2018

Doctora
Dolores Morocho
ENCARGADA DEL LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA
Ciudad.-

De mi consideración

Con un cordial saludo me dirijo a usted, con la finalidad de solicitarle comedidamente se digne informar el horario disponible a fin de que la Srta. **VIÑAN SOTO GABRIELA CRISTINA**; estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico pueda utilizar el Laboratorio de Microbiología para el procesamiento de muestras a recolectar y la utilización de los equipos, en los meses a partir del 29 de mayo al 30 de junio de 2018, para el desarrollo del trabajo de investigación **"AGENTES CONTAMINANTES EN SUPERFICIES, MATERIAL E INSTRUMENTOS EN LA CLÍNICA ODONTOLÓGICA DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA"**, cabe indicar que la adquisición de reactivos y materiales para el desarrollo del proyecto correrá a cargo de la estudiante, siempre y cuando no se cruce con las prácticas docentes.

Aprovecho la oportunidad para reiterarle el testimonio de mi especial consideración y estima.

Atentamente



S. Freire Cuesta
Dra. Sandra Freire Cuesta.
GESTORA ACADEMICA DE LA CARRERA
DE LABORATORIO CLÍNICO

c.c. / Srta. Gabriela Cristina Viñan Soto
Archivo

SFC/ala

Recibido
30-05-2018
H. 10:34

Anexo N° 5

Procedimientos para la Preparación de medios de cultivo y pruebas bioquímicas



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO**

a. Procedimiento para la Preparación del medio Agar Sangre

1. Pesar 40.0 gramos y suspender en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición para disolver completamente el medio.
3. Esterilizar en autoclave a 15lbs de presión durante 15 minutos.
4. Dejar enfriar a 45-50°C y agregar asépticamente sangre al 5 % v/v.
5. Mezclar bien y verter en placas Petri estériles.
6. Y los almacenamos en refrigeración entre 2 y 8°C para mantener su vida útil.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

b. Procedimiento para la preparación del medio Agar MacConke

1. Pesar 49.53 gramos y suspender en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición para disolver completamente el medio.
3. Esterilizar en autoclave a una presión de 15lbs (121°C) durante 15 minutos.
4. Dejar enfriar a 45-50°C.
5. Mezclar bien antes de verter en placas Petri estériles.
6. Y los almacenamos en refrigeración entre 2 y 8°C para mantener su vida útil.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

c. Procedimiento para la preparación del medio Agar EMB

1. Pesar 35.96 gramos y suspender en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición para disolver completamente el medio.
3. Esterilizar en autoclave a una presión de 15lbs (121°C) durante 15 minutos.
4. Evitar el sobrecalentamiento.
5. Dejar enfriar a 45-50°C y agitar el medio para oxidar el azul de metileno (es decir, para recuperar el color azul).
6. Mezclar bien y verter en placas Petri estériles.
7. Y los almacenamos en refrigeración entre 2 y 8°C para mantener su vida útil.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

d. Procedimiento para la preparación del medio Agar Manitol Sal

1. Pesar 111.02 gramos y suspender en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición para disolver completamente el medio.
3. Esterilizar en autoclave a una presión de 15lbs (121°C) durante 15 minutos.
4. Dejar enfriar a 45-50°C.
5. Mezclar bien y verter en placas Petri estériles.
6. Y los almacenamos en refrigeración entre 2 y 8°C para mantener su vida útil.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

e. Procedimiento para la preparación del medio Agar Sabouraud

1. Pesar 65.00 gramos y suspender en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición para disolver completamente el medio.
3. Esterilizar en autoclave a una presión de 15lbs (121°C) durante 15 minutos.
4. Dejar enfriar a 45-50°C.
5. Mezclar bien y verter en placas Petri estériles.
6. Y los almacenamos en refrigeración entre 2 y 8°C para mantener su vida útil.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

f. Procedimiento para la preparación del medio Agar TSI (Triple Azúcar Hierro)

1. Pesar 64.62 gramos y suspender en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición para disolver completamente el medio.
3. Mezclar bien y verter en tubos de ensayo.
4. Esterilizar en autoclave a una presión de 15lbs (121°C) durante 15 minutos.
5. Dejar reposar los tubos en posición inclinada.
6. Y los almacenamos en refrigeración entre 2 y 8°C para mantener su vida útil.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

g. Procedimiento para la preparación del medio Agar Citrato

1. Suspender 24.28 gramos en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición hasta disolver el medio completamente.
3. Dispensar en tubos de ensayo.
4. Esterilizar en autoclave a 15 lbs de presión (121°C) durante 15 minutos.
5. Dejar reposar los tubos en posición inclinada.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

h. Procedimiento para la preparación del medio Agar Urea

1. Suspender 24.01 gramos en 950 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición hasta disolver el medio completamente.
3. Esterilizar en autoclave a 115°C durante 20 minutos.
4. No sobrecaliente ni caliente el medio ya que la urea se descompone muy fácilmente.
5. Enfriar a 45-50°C y agregar asépticamente 50 ml de solución estéril de urea al 40% (FD048) y mezclar bien.
6. Dispense en tubos estériles y deje reposar en posición inclinada.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

i. Preparación del medio Agar Lisina

1. Pesar 34.56 gramos y suspender en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición para disolver completamente el medio.
3. Mezclar bien y verter en tubos de ensayo.
4. Esterilizar en autoclave a una presión de 15lbs (121°C) durante 15 minutos.
5. Dejar reposar los tubos en posición inclinada.
6. Y los almacenamos en refrigeración entre 2 y 8°C para mantener su vida útil.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

j. Preparación del medio SIM

1. Suspender 36.23 gramos en 1000 ml de agua destilada.
2. Calentar a ebullición hasta disolver el medio completamente.
3. Dispensar en tubos estériles.
4. Esterilizar en autoclave a 15 libras de presión (121 ° C) durante 15 minutos.
5. Dejar enfriar en posición vertical.

Fuente: (Himedia, 2017).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N° 6

Protocolo de control de calidad de los medio de cultivo



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

TÉCNICA PARA EL CONTROL DE CALIDAD DE LOS MEDIOS DE CULTIVO PREPARADOS

Técnica: Control de calidad interno de los medios de cultivo preparados.

Definición

El control de calidad de los medios de cultivo forma parte del programa de control de calidad interno del laboratorio de microbiología para asegurar que la información generada por el laboratorio es exacta, segura y reproducible (Pérez, 2015).

Objetivo

Comprobar la esterilidad de los medios de cultivo preparados para así obtener resultados confiables.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Caja Petri con el Agar preparado.
- ✓ 1 Rotulador.
- ✓ 1 Par de guantes desechable.
- ✓ 1 Mascarilla desechable.

- ✓ 1 Incubadora.

Procedimiento

- ✓ Ponerse el traje protector, mandil, gorro, mascarillas y guantes.
- ✓ Tomar una muestra del 5 % de los lotes de 100 o menos placas/tubos y una muestra de 10 de los lotes de más de 100 placas/tubos.
- ✓ Incubar durante 48h a 37°C y posteriormente otras 48 h a T^a ambiente.
- ✓ Revisar los medios.

Observaciones

Se consideran óptimos para su uso: Si pasado el tiempo considerado no se observa crecimiento en los medio.

Se consideran no óptimos: Cuando pasadas las 48 horas hay crecimiento en los mismos, cuya acción es desechar todo el lote que se preparó.

Es importante verificar la calidad de los medios cada vez que se preparen nuevos lotes.

Para un mejor control se debe verificar sus características usando cepas control específicas dependiendo del tipo de medio (Pérez, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N° 7

Protocolo de toma de muestras de las superficies de equipos, instrumental y ambiente



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO**

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

TÉCNICAS PARA LA TOMA DE MUESTRAS

- a) **Técnica:** Toma de muestras de bacterias y hongos en superficies irregulares por el método del hisopo.

Definición

El control microbiológico de superficies proporciona información sobre la cantidad de microorganismos presentes sobre una superficie, la cual puede ser paredes, mesón, piso, camilla etc. Esto se realiza utilizando el método de hisopo se recomienda para tomar muestras de superficies irregulares. Se debe definir el área donde se va a tomar la muestra, se calcula el número de ufc/área (Departamento del Meta , 2015).

Objetivo

Toma de muestras microbiológicas en superficies de materiales y equipos.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Par de guantes desechable
- ✓ 1 Mascarilla desechable
- ✓ 1 Hisopo con medio de transporte Stuart

- ✓ 1 Tubo de ensayo con tapa que contenga Tioglicolato
- ✓ 1 Gradilla

Procedimiento

- ✓ Ponerse el traje protector, mandil, gorro, mascarillas y guantes, antes de ingresar al área en la cual se realizará el muestreo.
- ✓ Tomar los hisopos por el mango sin tocar el algodón.
- ✓ Humedecer el hisopo con Tioglicolato y presionar ligeramente en la pared del tubo con movimiento de rotación para quitar el exceso de solución.
- ✓ Frotar con el hisopo inclinado en un ángulo de 30° 4 veces, cada dirección opuesta a la anterior.
- ✓ Colocar el hisopo en el tubo con medio de transporte Stuart y tapar el tubo.
- ✓ Rotular la muestra con el nombre de la superficie de la cual fue tomada.
- ✓ Para su transporte al laboratorio se utilizará el medio de Stuart.
- ✓ Se realizará la siembra en los medios de cultivo: Agar Sangre, Agar MacConkey, Agar Sabouraud, Agar EMB, utilizando las técnicas de siembra.

Observaciones

Los tubos deben ser transportados al laboratorio para su incubación, dentro de 4 a 12 horas desde la toma de muestras, de manera de evitar la ocurrencia de contaminación (Departamento del Meta , 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

b. Técnica: Toma de muestras microbiológicas de ambiente por el método de sedimentación en placas tripetri de Agar Manitol, Sangre y MacConkey y monopetri de Agar Sabouraud.

Definición

El método utilizado es el de sedimentación en placas de Agar, que consiste en exponer placas con un medio nutritivo sólido al ambiente durante un periodo determinado, incubar las placas y hacer el recuento de las colonias obtenidas (Departamento del Meta , 2015)..

Objetivo

Toma de muestras microbiológicas en superficies con el método de sedimentación en placas tripetri de Agar.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Caja tripetri con Agar Sangre, Manitol y MacConkey.
- ✓ 1 Caja monopetri con Agar Sabouraud.
- ✓ 1 Rotulador.
- ✓ 1 Par de guantes desechable.
- ✓ 1 Mascarilla desechable.

Procedimiento

- ✓ Ponerse el traje protector, mandil, gorro, mascarillas y guantes, antes de ingresar al área en la cual se realizará el muestreo.
- ✓ Dejar a temperatura ambiente por los menos 20 minutos las cajas tripetri con medio de cultivo: Agar Sangre, Agar EMB, Agar MacConkey y Agar Sabouraud.
- ✓ Identificar cada caja con el nombre del área de la cual se va a tomar la muestra.
- ✓ Exponer la caja abierta durante 20 minutos en cada área.
- ✓ Llevar al laboratorio donde serán procesadas las muestras.

- ✓ Se incubarán las muestras obtenidas en estufa a 37°C por 24 horas en el caso de las bacterias y en el caso de los hongos se incubará a 25 +/- 1°C durante 2 a 5 días.
- ✓ Se realizarán las pruebas bioquímicas dependiendo del germen encontrado, para Bacterias Gramnegativas pruebas bioquímicas como TSI, SIM, UREA, CITRATO, LISINA y para Bacterias Grampositivas pruebas de identificación como Catalasa, Coagulasa, Novobiocina, Optoquina, Bacitracina y Manitol.
- ✓ Se ira anotando los resultados en el registro.

Observaciones

Las cajas deben ser transportadas al laboratorio para su incubación, dentro de 4 a 12 horas desde la toma de muestras, de manera de evitar la ocurrencia de contaminación.

Las muestras de hisopo deben ser transportadas dentro de 4 a 12 horas, entre 1 – 4 °C, debiendo incubarse las placas sembradas en un plazo no mayor a 24 horas desde la toma de muestra (Departamento del Meta , 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N° 8

Protocolo para la tinción de Gram



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

TÉCNICA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE LAS ESTRUCTURAS

BACTERIANAS

Técnica: Tinción de Gram

Definición

La tinción es un procedimiento de gran utilidad empleado en los laboratorios donde se manejan pruebas microbiológicas. Es definida como una tinción diferencial, ya que utiliza dos colorantes y clasifica a las bacterias en dos grandes grupos: bacterias Gramnegativas y bacterias Grampositivas (López, y otros, 2014).

Objetivo

Identificar el tipo de bacteria presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Microscopio
- ✓ 1 Lámpara de alcohol
- ✓ 1 Lápiz graso
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 2 pares de guantes

- ✓ 1 Lápiz graso
- ✓ 1 Asa desechable
- ✓ 1 Porta objetos
- ✓ 1 Frasco de aceite de inmersión
- ✓ 1 Frasco de cristal violeta
- ✓ 1 Frasco de Lugol
- ✓ 1 Frasco de alcohol acetona
- ✓ 1 Frasco de Safranina
- ✓ 1 Caja con medio de cultivo
- ✓ 1 Frasco de suero fisiológico
- ✓ 1 Soporte de placas para tinción
- ✓ 1 Pinza
- ✓ 1 Frasco de agua destilada

Procedimiento

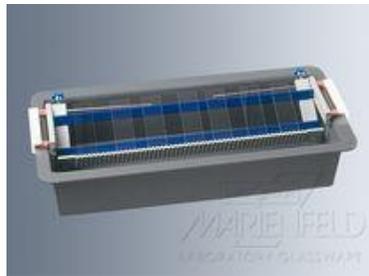
- ✓ Encender la lámpara de alcohol.
- ✓ Rotular un portaobjeto limpio.
- ✓ Colocar una gota de suero fisiológico en el portaobjeto.
- ✓ Con un asa desechable se extrae una colonia de la bacteria.
- ✓ Realizar la extensión del cultivo: se coloca la colonia bacteriana en el portaobjetos y se esparce suavemente con el asa sobre el suero fisiológico.



- ✓ Agarrar el portaobjetos con una pinza y se la flamea en la lámpara de alcohol para fijar la extensión.



- ✓ Secar la muestra y proceder a teñirla:
 - ✓ Colocar el portaobjetos extendido y fijado en el soporte de placas para su tinción.



- ✓ Agregar cristal violeta en toda la placa por un minuto. Lavar con agua destilada con mucho cuidado y escurrir.



- ✓ Cubrir la placa con lugol por un minuto. Lavar con agua destilada con mucho cuidado y escurrir.



- ✓ Cubrir la placa con alcohol acetona por 30 segundos. Lavar con agua destilada con mucho cuidado y escurrir.



- ✓ Cubrir la placa con safranina por un minuto. Lavar con agua destilada con mucho cuidado y escurrir.



- ✓ Secar las láminas y proceder a observar al microscopio:
 - ✓ Se observa con el objetivo de menor aumento 4X, una vez enfocado se coloca una gota de aceite de inmersión y se realiza la identificación de las bacterias con el objetivo 100X.



- ✓ Anotar los resultados.

Observaciones

Si el extendido bacteriano no se fija adecuadamente, las células bacterianas se pierden durante el proceso de tinción que involucra varios lavados y trae como consecuencia la ausencia de bacterias teñidas. Por el contrario, un sobrecalentamiento puede ocasionar la aparición de artefactos y la ruptura de la morfología de las células bacterianas.

Se debe tener mucho cuidado al momento de realizar los lavados ya que se podría dañar el extendido bacteriano (López, y otros, 2014).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N° 9

Protocolo de las diferentes pruebas bioquímicas



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO**

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

TÉCNICA PRUEBAS BIOQUÍMICAS PARA BACTERIAS GRAMNEGATIVAS Y GRAMPOSITIVAS

Gramnegativas

a) **Técnica:** Prueba del TSI (triple azúcar hierro).

Definición

Medio universal empleado para la identificación de enterobacterias, en base a la fermentación de los hidratos de carbono glucosa, lactosa y sacarosa y a la producción de ácido sulfhídrico (Ramos, y otros, 2014).

Objetivo

Identificación microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Asa desechable
- ✓ 1 Lámpara de alcohol
- ✓ 1 Gradilla
- ✓ 1 Tubo con Agar TSI
- ✓ 1 Cultivo del microorganismo
- ✓ 1 Par de Guantes

- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Incubadora

Procedimiento

- ✓ Usar el equipo de protección personal.
- ✓ Con un asa desechable tomar una colonia del cultivo puro del microorganismo en estudio.
- ✓ Inocular el medio de cultivo, picando en el fondo y extendiendo sobre la superficie del mismo.
- ✓ Incubar 35-37°C durante 18 a 24 horas.
- ✓ Observar el medio de cultivo y anotar los resultados.

Observaciones

No se debe utilizar el producto si existen signos de contaminación o deterioro, así como tampoco si ha expirado su fecha de vencimiento.

Las características del producto pueden alterarse si no se conserva apropiadamente (Ramos, y otros, 2014).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

b) Técnica: Prueba de la Urea.**Definición**

Medio utilizado para diferenciar microorganismos en base a la actividad ureásica. Se utiliza para identificar bacterias que hidrolizan urea, tales como *Proteus* spp, otras enterobacterias y estafilococos (Laboratorio, 2015).

Objetivo

Identificación del microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Asa desechable
- ✓ 1 Lámpara de alcohol
- ✓ 1 Gradilla
- ✓ 1 Tubo con Agar Urea
- ✓ 1 Cultivo del microorganismo
- ✓ 1 Par de Guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Incubadora

Procedimiento

- ✓ Usar el equipo de protección personal.
- ✓ Con un asa desechable tomar una colonia del cultivo puro del microorganismo en estudio.
- ✓ Inocular el medio de cultivo, picando en el fondo y extendiendo sobre la superficie del mismo.
- ✓ Incubar 35-37°C durante 18 a 24 horas.
- ✓ Observar el medio de cultivo y anotar los resultados.

Observaciones

Considerar las muestras como potencialmente infecciosas y manipularlas apropiadamente siguiendo las normas de bioseguridad.

Las características del producto pueden alterarse si no se conservan apropiadamente (Laboratorio, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

c) **Técnica:** Prueba de Citrato.

Definición

Esta prueba nos permite diferenciar un grupo de bacterias que son capaces de crecer con citrato como única fuente de carbono y sales amónicas inorgánicas como única fuente de nitrógeno, provocando la alcalinización del medio.

Sólo las bacterias capaces de metabolizar el citrato podrán multiplicarse en este medio y liberarán iones amonio lo que, junto con el metabolismo del citrato, generará una fuerte basificación del medio que será aparente por un cambio de color del mismo de verde a azul (Cárdenas, 2015).

Objetivo

Identificación del microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Asa desechable
- ✓ 1 Lámpara de alcohol
- ✓ 1 Gradilla
- ✓ 1 Tubo con agar Citrato
- ✓ 1 Cultivo del microorganismo
- ✓ 1 Par de Guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Incubadora

Procedimiento

- ✓ Usar el equipo de protección personal.
- ✓ Con un asa desechable tomar una colonia del cultivo puro del microorganismo en estudio.

- ✓ Inocular el medio de cultivo, picando en el fondo y extendiendo sobre la superficie del mismo.
- ✓ Incubar a 37°C durante 24 horas.
- ✓ Observar el medio de cultivo y anotar los resultados.

Observaciones

No se debe utilizar el producto si existen signos de contaminación o deterioro, así como tampoco si ha expirado su fecha de vencimiento.

Las características del producto pueden alterarse si no se conserva apropiadamente (Cárdenas, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

d) Técnica: Prueba de SIM.**Definición**

Es un medio semisólido destinado a verificar la movilidad, producción de indol y de sulfuro de hidrógeno por los microorganismos. Es útil para diferenciar miembros de la familia Enterobacteriaceae (Ramos, y otros, 2014).

Objetivo

Identificación del microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Asa desechable recta
- ✓ 1 Lámpara de alcohol
- ✓ 1 Gradilla
- ✓ 1 Tubo con Agar SIM
- ✓ 1 Cultivo del microorganismo
- ✓ 1 Par de Guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Incubadora

Procedimiento

- ✓ Usar el equipo de protección personal.
- ✓ Con un asa desechable recta tomar una colonia del cultivo puro del microorganismo en estudio.
- ✓ Por punción profunda inocular en el centro del medio de cultivo, la punción debe abarcar 2 tercios de profundidad del medio de cultivo desde la superficie.
- ✓ Incubar 35-37°C durante 18 a 24 horas.
- ✓ Observar el medio de cultivo y anotar los resultados.

Observaciones

Considerar las muestras como potencialmente infecciosas y manipularlas apropiadamente siguiendo las normas de bioseguridad.

Las características del producto pueden alterarse si no se conservan apropiadamente (Ramos, y otros, 2014).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

e) **Técnica:** Prueba de LISINA.

Definición

En el medio de cultivo, la peptona y el extracto de levadura aportan los nutrientes para el desarrollo bacteriano. La glucosa es el hidrato de carbono fermentable, y la lisina es el sustrato utilizado para detectar la presencia de las enzimas decarboxilasa y deaminasa. El citrato de hierro y amonio, y el tiosulfato de sodio, son los indicadores de la producción de ácido sulfhídrico. El purpura de bromocresol, es el indicador de pH, el cual es de color amarillo a pH igual o menor a 5.2, y de color violeta a pH igual o mayor a 6.8.

Por decarboxilación de la lisina, se produce la amina cadaverina, que alcaliniza el medio y esto produce el viraje del indicador al color violeta. La decarboxilación de la lisina, tiene lugar en medio ácido, por lo que es necesario que la glucosa sea previamente fermentada.

Los microorganismos que no producen lisina decarboxilasa, pero que son fermentadores de la glucosa, producen un viraje de la totalidad del medio de cultivo al amarillo, pero a las 24 horas de incubación se observa el pico de color violeta debido al consumo de las peptonas, y el fondo amarillo. La producción de sulfuro de hidrógeno, se visualiza por el ennegrecimiento del medio debido a la formación de sulfuro de hierro (Cárdenas, 2015).

Objetivo

Identificación microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Asa desechable
- ✓ 1 Lámpara de alcohol
- ✓ 1 Gradilla
- ✓ 1 Tubo con Agar LISINA
- ✓ 1 Cultivo del microorganismo
- ✓ 1 Par de Guantes

- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Incubadora

Procedimiento

- ✓ Usar el equipo de protección personal.
- ✓ Con un asa desechable tomar una colonia del cultivo puro del microorganismo en estudio.
- ✓ Inocular el medio de cultivo, picando en el fondo y extendiendo sobre la superficie del mismo.
- ✓ Incubar 35-37°C durante 18 a 24 horas.
- ✓ Observar el medio de cultivo y anotar los resultados.

Observaciones

No se debe utilizar el producto si existen signos de contaminación o deterioro, así como tampoco si ha expirado su fecha de vencimiento.

Las características del producto pueden alterarse si no se conserva apropiadamente (Cárdenas, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Grampositivas

a) Técnica: Prueba de la Catalasa.

Definición

La catalasa es una enzima que poseen la mayoría de las bacterias aerobias. Descompone el peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno. El desprendimiento de burbujas procedentes del oxígeno indica que la prueba es positiva (Koneman, 2008).

Objetivo

Diferenciar el tipo de microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Portaobjetos
- ✓ 1 Gota de peróxido de hidrogeno
- ✓ 1 Cultivo en fase exponencial de bacterias.
- ✓ 1 Asas de siembra
- ✓ 1 Pipeta Pasteur
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador

Procedimiento

- ✓ Usar el equipo de bioseguridad personal.
- ✓ Rotular un portaobjetos.
- ✓ Con el asa de siembra recoger el centro de una colonia pura de 18-24 horas y colocar sobre un portaobjetos limpio de vidrio.
- ✓ Con una pipeta Pasteur colocar una gota de peróxido de hidrogeno sobre la colonia.
- ✓ Detectar la formación de burbujas (resultado positivo).
- ✓ Anotar el resultado.

- ✓ Desechar el portaobjetos en un recipiente con desinfectante.

Observaciones

Si se invierte el orden del método (extender la colonia sobre el agua oxigenada) pueden producirse falsos positivos (Koneman, 2008).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

b) Técnica: Prueba de la Coagulasa.**Definición**

La coagulasa es una proteína termostable similar a la trombina, que activa el fibrinógeno para formar fibrina. La presencia de la enzima se evidencia en el tubo de ensayo por la formación de un coágulo cuando se inocula plasma con colonias de estafilococos (Koneman, 2008).

Objetivo

Diferenciar el tipo de microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Tubo de vidrio
- ✓ 0.5 ml de Plasma
- ✓ 1 Asa desechable
- ✓ 1 Incubadora
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador

Procedimiento

- ✓ Rotular un tubo.
- ✓ Agregar 0.5ml de plasma al tubo.
- ✓ Tomar con un asa una colonia y mezclar suavemente.
- ✓ Incubar a 37°C por 4 horas. (Observar cada 30 minutos). Inclinar suavemente el tubo para ver si hay coagulo.
- ✓ Anotar el resultado.

Observaciones

Si en ese momento no se observa coágulos, re incubar el tubo a temperatura ambiente y leer otra vez después de 18 horas (Koneman, 2008).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

c) **Técnica:** Prueba de Manitol.

Definición

Medio de cultivo selectivo y diferencial, utilizado para el aislamiento y diferenciación de estafilococos. Es recomendado para el aislamiento de estafilococos patogénicos a partir de muestras clínicas, alimentos, productos cosméticos y otros materiales de importancia sanitaria.

Se trata de un medio altamente selectivo debido a su alta concentración salina. Los estafilococos coagulasa positiva hidrolizan el manitol acidificando el medio; las colonias aparecen rodeadas de una zona amarilla brillante. Los estafilococos coagulasa negativos, presentan colonias rodeadas de una zona roja o púrpura. Las colonias sospechosas, se replicarán en un medio sin exceso de cloruro de sodio para efectuarles, posteriormente, la prueba de la coagulasa (Koneman, 2008).

Objetivo

Identificación microorganismo presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Asa desechable
- ✓ 1 Lámpara de alcohol
- ✓ 1 Gradilla
- ✓ 1 Caja con Agar MANITOL
- ✓ 1 Cultivo del microorganismo
- ✓ 1 Par de Guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Incubadora

Procedimiento

- ✓ Usar el equipo de protección personal.
- ✓ Identificar cada caja con el nombre del área de la cual se va a tomar la muestra.
- ✓ Con un asa desechable tomar una colonia del cultivo puro del microorganismo en estudio.
- ✓ Sembrar en superficie del medio un inóculo denso de la muestra.
- ✓ Incubar 35-37°C durante 18 a 24 horas en aerobiosis.
- ✓ Observar el medio de cultivo y anotar los resultados en el registro.

Observaciones

Las características del producto pueden alterarse si no se conserva apropiadamente (Koneman, 2008).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

d) Técnica: Prueba de la Novobiocina.**Definición**

Se basa en la resistencia que presentan algunas especies del género *Staphylococcus* a la novobiocina (Cárdenas, 2015).

Objetivo

Diferenciar el género de la bacteria presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Disco de Novobiocina de 5ug
- ✓ 1 caja de agar sangre
- ✓ 1 Densitómetro
- ✓ 1 Incubadora
- ✓ 1 Tubo de ensayo estéril
- ✓ 3 ml solución salina
- ✓ 1 Hisopo estéril
- ✓ 1 Caja de agar sangre
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador

Procedimiento

- ✓ Realizar una suspensión densa del microorganismo en estudio (de turbidez 0.5 de la escala de Mac Farland).
- ✓ Utilizando un hisopo estéril, hisopar una placa de agar sangre, esperar 10 min.
- ✓ Aplicar un disco de novobiocina de 0.05 ug sobre la superficie de la placa.
- ✓ Incubar durante 24 horas, a 37 °C.
- ✓ Anotar el resultado.

Observaciones

El microorganismo presenta resistencia a la novobiocina ya que no hay halo de inhibición (Cárdenas, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

e) **Técnica:** Prueba de la Bacitracina.

Definición

Se basa en que ciertas bacterias son sensibles a la bacitracina y permite diferenciar los estreptococos beta hemolítico del grupo A de otros estreptococos beta hemolítico. Inhibe la síntesis de la pared bacteriana y la concentración que se encuentra en los discos (0.04 U) inhibe el crecimiento de los estreptococos beta hemolíticos del grupo A (Cárdenas, 2015).

Objetivo

Diferenciar el género de la bacteria presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Disco de Bacitracina
- ✓ 1 Densitómetro
- ✓ 1 Incubadora
- ✓ 1 Tubo de ensayo estéril
- ✓ 3 ml solución salina
- ✓ 1 Hisopo estéril
- ✓ 1 Caja de agar sangre
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador

Procedimiento

- ✓ Realizar una suspensión densa del microorganismo en estudio (de turbidez 0.5 de la escala de Mac Farland).
- ✓ Utilizando un hisopo estéril, hisopar una placa de agar sangre, esperar 10 min.
- ✓ Aplicar un disco de Bacitracina de 0.04 U sobre la superficie de la placa.
- ✓ Incubar durante 24 horas, a 35-37°C, en atmosfera 5-10 % de CO₂.

- ✓ Anotar el resultado.

Observaciones

La prueba es sensible cuando la presencia de halo de inhibición del desarrollo alrededor del disco y se debe informar estreptococos beta hemolítico presuntivamente del grupo A por la prueba de bacitracina.

La prueba es resistente cuando hay ausencia del halo de inhibición del desarrollo alrededor del disco y se debe informar estreptococos beta hemolítico presuntivamente no perteneciente al grupo A por la prueba de bacitracina (Cárdenas, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

f) **Técnica:** Prueba de la Optoquina.

Definición

El clorhidrato de etildihidrocupreína (Optoquina) a muy bajas concentraciones inhibe en forma selectiva el crecimiento de *Streptococcus pneumoniae*. La optoquina puede inhibir a otros estreptococos del grupo viridans, pero solo a concentraciones más altas (Cárdenas, 2015).

Objetivo

Diferenciar el género de la bacteria presente.

Equipos y materiales

- ✓ 1 Disco de Optoquina 5 ug
- ✓ 1 Densitómetro
- ✓ 1 Incubadora
- ✓ 1 Tubo de ensayo estéril
- ✓ 3 ml solución salina
- ✓ 1 Hisopo estéril
- ✓ 1 Caja de agar sangre
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador

Procedimiento

- ✓ Realizar una suspensión densa del microorganismo en estudio (de turbidez 0.5 de la escala de Mac Farland).
- ✓ Utilizando un hisopo estéril, hisopar una placa de agar sangre, esperar 10 min.
- ✓ Aplicar un disco de Optoquina de 5ug sobre la superficie de la placa.
- ✓ Incubar durante 24 horas, a 35-37°C.

- ✓ Anotar el resultado.

Observaciones

Sensible: La aparición de un halo de inhibición mayor a 16 mm de diámetro.

Resistente: Crecimiento alrededor del disco o halos menores a 16mm (Cárdenas, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N°10

Protocolo de cultivo de hongos en agar Sabouraud



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

TÉCNICA PARA CULTIVO DE HONGOS EN AGAR SABOURAUD

Técnica: Cultivo de hongos en Agar Sabouraud.

Definición

Este medio fue desarrollado para el cultivo de hongos patógenos, especialmente de los productores de micosis superficiales. En la actualidad se recomienda solo para el aislamiento primario de dermatófitos (Aravanlabs, 2015).

Objetivo

Lograr el crecimiento de hongos

Equipos y materiales

- ✓ Caja Petri con Agar Sabouraud.
- ✓ Muestra en medio de transporte Stuart.
- ✓ Incubadora a temperatura de 25 +/- 1°C.
- ✓ Cabina de bioseguridad.
- ✓ Lámpara de alcohol.
- ✓ Asa metálica.
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla

- ✓ 1 Rotulador

Procedimiento

- ✓ Ponerse todo el traje de protección personal.
- ✓ Encender la lámpara de alcohol dentro de la cabina de bioseguridad.
- ✓ Rotular una caja Petri con medio Agar Sabourad.
- ✓ Abrir el medio de transporte Stuart que contiene la muestra.
- ✓ Con el hisopo colocar una pequeña cantidad de muestra a un lado del medio de cultivo.
- ✓ Esterilizar en el fuego el asa metálica y estriar la muestra por todo el medio.
- ✓ Tapar la caja Petri.
- ✓ Llevar a la incubadora en aerobiosis a la temperatura de 25°C, por un lapso de tiempo de 2 a 5 días.
- ✓ Revisar las características del cultivo.

Observaciones

En el caso de cultivo de hongos filamentosos se recomienda ubicar la caja Petri con la tapa hacia arriba, para evitar el sobre crecimiento de los mismos y posible contaminación (Aravanlabs, 2015).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N° 11

Protocolo para la identificación microscópica de las estructuras fúngicas



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

TÉCNICA PARA EXAMEN MICROSCÓPICO DE HONGOS

Técnica: Examen microscópico.

Definición

El examen microscópico directo de una muestra es el medio más simple y rápido de detectar la presencia de estructuras micóticas (Linares, 2013).

Objetivo

Identificación de estructuras micóticas.

Equipos y materiales

- ✓ Caja de cultivo con crecimiento en Agar Sabouraud.
- ✓ 1 Portaobjetos
- ✓ 1 Cubreobjetos
- ✓ 1 Gota de azul de lactofenol
- ✓ 1 Microscopio
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador
- ✓ 1 Palillo desechable

Procedimiento

- ✓ Ponerse todo el traje de protección personal.
- ✓ Rotular un portaobjetos.
- ✓ Colocar en un portaobjetos limpio una gota de azul de lactofenol.
- ✓ Colocar una pequeña fracción de la colonia con cierta cantidad de agar en el portaobjetos con azul de lactofenol.
- ✓ Separar la colonia con un palillo y cubrir con el cubreobjetos
- ✓ Presionar suavemente con un palillo.
- ✓ Examinar la preparación primero con 10X y después con 40X.
- ✓ Anotar los resultados de la observación.

Observaciones

Esta técnica a menudo rompe las débiles estructuras fructificantes de los hongos filamentosos, haciendo difícil observar las características de esporulación (Linares, 2013).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N° 12

Protocolo para la diferenciación de hongos (Tubo Germinal).



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

TÉCNICA PARA DIFERENCIACIÓN DE HONGOS

Técnica: Prueba del Tubo germinal.

Definición

El tubo germinal 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. Es una prueba útil para diferenciar *C.albicans*/*C.dublinsiensis* de *Cándida* NO *albicans*. Se realiza a partir de una colonia fresca (24-48 h de crecimiento) utilizando plasma fresco o suero humano (Linares, 2013).

Objetivo

Identificación de hongos

Equipos y materiales

- ✓ 1 Incubadora
- ✓ 1 Tubo de ensayo estéril
- ✓ Caja de cultivo con crecimiento fresco 24-48 horas
- ✓ 1 Portaobjetos
- ✓ 5ml suero humano
- ✓ 1 Cubreobjetos

- ✓ 1 Microscopio
- ✓ 1 Par de guantes
- ✓ 1 Mascarilla
- ✓ 1 Rotulador

Procedimiento

- ✓ Ponerse todo el traje de protección personal.
- ✓ Rotular un tubo.
- ✓ Emulsionar una porción de la colonia aislada en 0.5 ml de suero humano
- ✓ Incubar a 35 °C durante 2 h.
- ✓ Depositar una gota de la emulsión sobre un portaobjetos limpio y desengrasado, colocar un cubre-objetos y visualizar a x100, x400 ó x1.000.
- ✓ Anotar el resultado.

Observaciones

Si se utiliza un inóculo demasiado abundante de levaduras, también pueden obtenerse falsos resultados negativos (Linares, 2013).

Elaborado por:	Revisado y aprobado por:
Gabriela Viñan	Dra. Elsa Ramírez

Anexo N° 13

Ficha de recolección de datos



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO**

Proyecto: Agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

Ficha de recolección de datos

Ficha número:

Introducción: El objetivo es señalar los agentes contaminantes en superficies de equipos, instrumental y ambiente en la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja, que constituyen riesgo para la salud de los usuarios y personal que labora en el servicio.

1. Datos generales:

Fecha:

Equipo/ Instrumental/ Ambiente:

2. Datos específicos:**Crecimiento de colonias en medio de cultivo**Si No

¿En qué medio?:

Características de las colonias en cultivo de bacterias:**Examen microscópico en bacterias: tinción de Gram**Grampositivas Gramnegativas **Pruebas bioquímicas: Grampositivas.**Catalasa: Pos Neg Coagulasa: Pos Neg **Pruebas de identificación:****Pruebas bioquímicas: Gramnegativa:****Tipo de bacteria:****Crecimiento en Agar Sabouraud**Si No **Características de las colonias en cultivo de hongos:****Examen microscópico de hongos**Hifas Levaduras **Tubo germinal:****Tipo de hongo:**

Anexo N° 14

Registro de resultados: Cultivo de bacterias

N°	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manitol	Tipo de Bacteria	T.S.I			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
01	Sillón Dental # 1	25/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
				B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
02	Sillón Dental # 2	25/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
				B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
03	Sillón Dental # 3	25/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
				B-					K	A	-	+	+	-	-	+	-	<i>Proteus morganii</i>
04	Sillón Dental # 4	25/06/18	Si	B-					K	A	-	+	+	-	-	+	-	<i>Proteus morganii</i>
									K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
05	Sillón Dental # 5	25/06/18	Si	B-					K	A	-	+	+	-	-	+	-	<i>Proteus morganii</i>
06	Sillón Dental # 6	25/06/18	Si	B-					K	A	-	+	+	-	-	+	-	<i>Proteus morganii</i>
07	Bandeja de Instrumental # 1	26/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
08	Bandeja de Instrumental # 2	26/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
09	Bandeja de Instrumental # 3	26/06/18	Si	B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
10	Bandeja de Instrumental # 4	26/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
11	Bandeja de Instrumental # 5	26/06/18	No															
12	Bandeja de Instrumental # 6	26/06/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos

B-: Bacilos Gramnegativos

+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina

A: Amarillo-formación de ácido

- : Negativo

N°	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manitol	Tipo de Bacteria	T.S.I			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
13	Jeringa Triple # 1	27/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
14	Jeringa Triple # 2	27/06/18	No															
15	Jeringa Triple # 3	27/06/18	No															
16	Jeringa Triple # 4	27/06/18	No															
17	Jeringa Triple # 5	27/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
18	Jeringa Triple # 6	27/06/18	Si	B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
19	Escupidera # 1	27/06/18	No															
20	Escupidera # 2	27/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
21	Escupidera # 3	27/06/18	No															
22	Escupidera # 4	27/06/18	No															
23	Escupidera # 5	27/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
24	Escupidera # 6	27/06/18	No															
25	Micromotor # 1	29/06/18	No															
26	Micromotor # 2	29/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos

B-: Bacilos Gramnegativos

+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina

A: Amarillo-formación de ácido

- : Negativo

N°	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manitol	Tipo de Bacteria	T.S.I			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
27	Micromotor # 3	29/06/18	No															
28	Micromotor # 4	29/06/18	No															
29	Micromotor # 5	29/06/18	No															
30	Micromotor # 6	29/06/18	No															
31	Contraángulo # 1	29/06/18	Si	B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
32	Contraángulo # 2	29/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
33	Contraángulo # 3	29/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
34	Contraángulo # 4	29/06/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
35	Contraángulo # 5	29/06/18	No															
36	Contraángulo # 6	29/06/18	No															
37	Turbina # 1	02/07/18	No															
38	Turbina # 2	02/07/18	Si	B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
39	urbina # 3	02/07/18	No															
40	Turbina # 4	02/07/18	Si	B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
41	Turbina # 5	02/07/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos

B-: Bacilos Gramnegativos

+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina

A: Amarillo-formación de ácido

-: Negativo

N°	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimie nto	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manitol	Tipo de Bacteria	T.S.I			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
42	Turbina # 6	02/07/18	No															
43	Lámpara de Fotocurado # 1	02/07/18	No															
44	Lámpara de Fotocurado # 2	02/07/18	No															
45	Lámpara de Fotocurado # 3	02/07/18	No															
46	Lámpara de Fotocurado # 4	02/07/18	No															
47	Lámpara de Fotocurado # 5	02/07/18	No															
48	Lámpara de Fotocurado # 6	02/07/18	Si	C+	+	+	+	<i>S. aureus</i>										
49	Pinza Algodonera # 1	03/07/18	No															
50	Pinza Algodonera # 2	03/07/18	No															
51	Pinza Algodonera # 3	03/07/18	No															
52	Pinza Algodonera # 4	03/07/18	No															
53	Pinza Algodonera # 5	03/07/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos
B-: Bacilos Gramnegativos
+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina
A: Amarillo-formación de ácido
- : Negativo

N°	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manitol	Tipo de Bacteria	T.S.I			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
54	Pinza Algodonera # 6	03/07/18	No															
55	Cánula de Aspiración # 1	03/07/18	No															
56	Cánula de Aspiración # 2	03/07/18	No															
57	Cánula de Aspiración # 3	03/07/18	No															
58	Cánula de Aspiración # 4	03/07/18	No															
59	Cánula de Aspiración # 5	03/07/18	No															
60	Cánula de Aspiración # 6	03/07/18	No															
61	Cucharilla # 1	06/07/18	No															
62	Cucharilla # 2	06/07/18	No															
63	Cucharilla # 3	06/07/18	No															
64	Cucharilla # 4	06/07/18	No															
65	Cucharilla # 5	06/07/18	No															
66	Cucharilla # 6	06/07/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos

B-: Bacilos Gramnegativos

+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina

A: Amarillo-formación de ácido

- : Negativo

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manitol	Tipo de Bacteria	T.S.I			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
67	Explorador Dental # 1	06/07/18	Si	B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
68	Explorador Dental # 2	06/07/18	No															
69	Explorador Dental # 3	06/07/18	No															
70	Explorador Dental # 4	06/07/18	No															
71	Explorador Dental # 5	06/07/18	No															
72	Explorador Dental # 6	06/07/18	No															
73	Fresas Dental # 1	10/07/18	No															
74	Fresas Dental # 2	10/07/18	No															
75	Fresas Dental # 3	10/07/18	No															
76	Fresas Dental # 4	10/07/18	No															
77	Fresas Dental # 5	10/07/18	No															
78	Fresas Dental # 6	10/07/18	No															
79	Discos de Pulir # 1	10/07/18	No															
80	Discos de Pulir # 2	10/07/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos
 B-: Bacilos Gramnegativos
 +: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina
 A: Amarillo-formación de ácido
 -: Negativo

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecim iento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manitol	Tipo de Bacteria	T.S.I			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
81	Discos de Pulir # 3	10/07/18	No															
82	Discos de Pulir # 4	10/07/18	No															
83	Discos de Pulir # 5	10/07/18	No															
84	Discos de Pulir # 6	10/07/18	No															
85	Buñidor Doble # 1	11/07/18	No															
86	Buñidor Doble # 2	11/07/18	No															
87	Buñidor Doble # 3	11/07/18	No															
88	Buñidor Doble # 4	11/07/18	No															
89	Buñidor Doble # 5	11/07/18	No															
90	Buñidor Doble # 6	11/07/18	No															
91	Sonda Periodontal # 1	11/07/18	No															
92	Sonda Periodontal # 2	11/07/18	No															
93	Sonda Periodontal # 3	11/07/18	No															
94	Sonda Periodontal # 4	11/07/18	No															
95	Sonda Periodontal # 5	11/07/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos

B-: Bacilos Gramnegativos

+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina

A: Amarillo-formación de ácido

- : Negativo

N°	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manito 1	Tipo de Bacteria	T.SI			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									Pico	Base	SH2	Indol	Mov	SH2				
96	Sonda Periodontal # 6	11/07/18	No															
97	Espejo # 1	17/07/18	No															
98	Espejo # 2	17/07/18	No															
99	Espejo # 3	17/07/18	No															
100	Espejo # 4	17/07/18	No															
101	Espejo # 5	17/07/18	No															
102	Espejo # 6	17/07/18	Si	B-					K	K	-	-	+	-	+	-	-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
103	Espátula # 1	17/07/18	No															
104	Espátula # 2	17/07/18	No															
105	Espátula # 3	17/07/18	No															
106	Espátula # 4	17/07/18	No															
107	Espátula # 5	17/07/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos

B-: Bacilos Gramnegativos

+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina

A: Amarillo-formación de ácido

- : Negativo

N°	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento	Tinción de Gram	Pruebas Bioquímicas para G+				Pruebas Bioquímicas para G-									
					Catalasa	Coagulasa	Manito 1	Tipo de Bacteria	T.SI			S.I.M			Citrato	Urea	Lisina	Tipo de Bacteria
									<i>Pico</i>	<i>Base</i>	<i>SH2</i>	<i>Indol</i>	<i>Mov</i>	<i>SH2</i>				
108	Espátula # 6	17/07/18	No															
109	Sala # 1	19/07/18	No															
110	Sala # 2	19/07/18	No															
111	Sala # 3	19/07/18	No															
112	Sala de Espera	19/07/18	No															

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Interpretación:

C+: Cocos Grampositivos

B-: Bacilos Gramnegativos

+: Positivo

K: Sin cambio o reacción alcalina

A: Amarillo-formación de ácido

- : Negativo

Registro de resultados: Cultivo de hongos

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento 2-5 días	Características macroscópicas	Examen microscópico con azul de lactofenol	Tipo de hongo
01	Sillón Dental # 1	25/06/18	No			
02	Sillón Dental # 2	25/06/18	No			
03	Sillón Dental # 3	25/06/18	Si	Colonias irregulares verdosas amarillentas, presencia de halo blanquecino, aspecto aterciopelado, polvosa,	Presencia de microconidios, fiálides y conidióforo largo. En la parte terminal se observa una vesícula sobre la que se disponen las fiálides y conidios. Hifas tabicadas y hialinas.	<i>Aspergillus spp.</i>
04	Sillón Dental # 4	25/06/18	No			
05	Sillón Dental # 5	25/06/18	No			
06	Sillón Dental # 6	25/06/18	No			
07	Bandeja de Instrumental # 1	25/06/18	No			
08	Bandeja de Instrumental # 2	25/06/18	No			
09	Bandeja de Instrumental # 3	25/06/18	No			
10	Bandeja de Instrumental # 4	25/06/18	Si	Tamaño ilimitado de la colonia, color verde con halo blanquecino en la periferia, aspecto plano, polvoso, dura en la parte central.	Se observa la presencia de microconidios, hifas largas macrosifonado, septado y hialino.	<i>Penicillium sp.</i>
11	Bandeja de Instrumental # 5	25/06/18	No			
12	Bandeja de Instrumental # 6	25/06/18	No			
13	Jeringa Triple # 1	26/06/18	No			
14	Jeringa Triple # 2	26/06/18	No			

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento 2-5 días	Características macroscópicas	Examen microscópico con azul de lactofenol	Tipo de hongo
15	Jeringa Triple # 3	26/06/18	No			
16	Jeringa Triple # 4	26/06/18	No			
17	Jeringa Triple # 5	26/06/18	No			
18	Jeringa Triple # 6	26/06/18	No			
19	Escupidera # 1	26/06/18	Si	Tamaño ilimitado de la colonia, color verde con halo blanquecino en la periferia, aspecto plano, polvosa, dura en la parte central.	Se observa la presencia de microconidios, hifas largas macrosifonado, septado y hialino.	<i>Penicillium sp.</i>
20	Escupidera # 2	26/06/18	No			
21	Escupidera # 3	26/06/18	No			
22	Escupidera # 4	26/06/18	No			
23	Escupidera # 5	26/06/18	No			
24	Escupidera # 6	29/06/18	No			
25	Micromotor # 1	26/06/18	Si	Tamaño ilimitado, color verde oscuro, aspecto seca, aterciopelada y hay presencia de pliegues, en el centro se aprecia un color negro.	Hifas largas finas, septadas, ramificadas, hialinas, de las hifas se sostienen cadenas ramificadas de conidios de forma elipsoides.	<i>Cladosporium sp.</i>
26	Micromotor # 2	29/06/18	No			
27	Micromotor # 3	29/06/18	No			
28	Micromotor # 4	29/06/18	No			
29	Micromotor # 5	29/06/18	No			

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento 2-5 días	Características macroscópicas	Examen microscópico con azul de lactofenol	Tipo de hongo
30	Micromotor # 6	29/06/18	No			
31	Contraángulo # 1	29/06/18	No			
32	Contraángulo # 2	29/06/18	No			
33	Contraángulo # 3	29/06/18	No			
34	Contraángulo # 4	29/06/18	No			
35	Contraángulo # 5	29/06/18	No			
36	Contraángulo # 6	29/06/18	No			
37	Turbina # 1	02/07/18	No			
38	Turbina # 2	02/07/18	No			
39	Turbina # 3	02/07/18	No			
40	Turbina # 4	02/07/18	No			
41	Turbina # 5	02/07/18	No			
42	Turbina # 6	02/07/18	No			
43	Lámpara de Fotocurado # 1	02/07/18	No			
44	Lámpara de Fotocurado # 2	02/07/18	No			
45	Lámpara de Fotocurado # 3	02/07/18	No			
46	Lámpara de Fotocurado # 4	02/07/18	No			
47	Lámpara de Fotocurado # 5	02/07/18	No			

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento 2-5 días	Características macroscópicas	Examen microscópico con azul de lactofenol	Tipo de hongo
49	Pinza Algodonera # 1	03/07/18	No			
50	Pinza Algodonera # 2	03/07/18	No			
51	Pinza Algodonera # 3	03/07/18	No			
52	Pinza Algodonera # 4	03/07/18	No			
53	Pinza Algodonera # 5	03/07/18	No			
54	Pinza Algodonera # 6	03/07/18	No			
55	Cánula de Aspiración # 1	03/07/18	No			
56	Cánula de Aspiración # 2	03/07/18	No			
57	Cánula de Aspiración # 3	03/07/18	No			
58	Cánula de Aspiración # 4	03/07/18	No			
59	Cánula de Aspiración # 5	03/07/18	No			
60	Cánula de Aspiración # 6	03/07/18	No			
61	Cucharilla # 1	06/07/18	Si	Tamaño ilimitado, color verde oscuro, aspecto seca, aterciopelada y hay presencia de pliegues, en el centro se aprecia un color negro.	Hifas largas finas, septadas, ramificadas, hialinas, de las hifas se sostienen cadenas ramificadas de conidios de forma elipsoides.	<i>Cladosporium sp.</i>
62	Cucharilla # 2	06/07/18	No			
63	Cucharilla # 3	06/07/18	No			

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento 2-5 días	Características macroscópicas	Examen microscópico con azul de lactofenol	Tipo de hongo
64	Cucharilla # 4	06/07/18	No			
65	Cucharilla # 5	06/07/18	No			
66	Cucharilla # 6	06/07/18	No			
67	Explorador Dental # 1	06/07/18	No			
68	Explorador Dental # 2	06/07/18	No			
69	Explorador Dental # 3	06/07/18	No			
70	Explorador Dental # 4	06/07/18	No			
71	Explorador Dental # 5	06/07/18	Si	Tamaño ilimitado de la colonia, color verde con halo blanquecino en la periferia, aspecto plano, polvosa, dura en la parte central.	Se observa la presencia de microconidios, hifas largas macrosifonado, septado y hialino.	<i>Penicillium sp.</i>
72	Explorador Dental # 6	06/07/18	No			
73	Fresas Dental # 1	09/07/18	No			
74	Fresas Dental # 2	09/07/18	No			
75	Fresas Dental # 3	09/07/18	No			
76	Fresas Dental # 4	09/07/18	No			
77	Fresas Dental # 5	09/07/18	No			
78	Fresas Dental # 6	09/07/18	No			
79	Discos de Pulir # 1	10/07/18	No			
80	Discos de Pulir # 2	10/07/18	No			

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento 2-5 días	Características macroscópicas	Examen microscópico con azul de lactofenol	Tipo de hongo
81	Discos de Pulir # 3	10/07/18	No			
82	Discos de Pulir # 4	10/07/18	No			
83	Discos de Pulir # 5	10/07/18	No			
84	Discos de Pulir # 6	10/07/18	No			
85	Buñidor Doble # 1	10/07/18	No			
86	Buñidor Doble # 2	10/07/18	No			
87	Buñidor Doble # 3	10/07/18	No			
88	Buñidor Doble # 4	10/07/18	No			
89	Buñidor Doble # 5	10/07/18	No			
90	Buñidor Doble # 6	10/07/18	No			
91	Sonda Periodontal # 1	13/07/18	No			
92	Sonda Periodontal # 2	13/07/18	No			
93	Sonda Periodontal # 3	13/07/18	No			
94	Sonda Periodontal # 4	13/07/18	No			
95	Sonda Periodontal # 5	13/07/18	No			
96	Sonda Periodontal # 6	13/07/18	No			
97	Espejo # 1	13/07/18	No			
98	Espejo # 2	13/07/18	No			

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Nº	Equipo/ Instrumental/ Ambiente	Fecha	Crecimiento 2-5 días	Características macroscópicas	Examen microscópico con azul de lactofenol	Tipo de hongo
99	Espejo # 3	13/07/18	No			
100	Espejo # 4	13/07/18	No			
101	Espejo # 5	13/07/18	No			
102	Espejo # 6	13/07/18	No			
103	Espátula # 1	16/07/18	No			
104	Espátula # 2	16/07/18	No			
105	Espátula # 3	16/07/18	No			
106	Espátula # 4	16/07/18	No			
107	Espátula # 5	16/07/18	No			
108	Espátula # 6	16/07/18	No			
109	Sala # 1	16/07/18	No			
110	Sala # 2	16/07/18	Si	Tamaño ilimitado, color verde oscuro, aspecto seca, aterciopelada y hay presencia de pliegues, en el centro se aprecia un color negro.	Hifas largas finas, septadas, ramificadas, hialinas, de las hifas se sostienen cadenas ramificadas de conidios de forma elipsoides.	<i>Cladosporium sp.</i>
111	Sala # 3	16/07/18	Si	Tamaño ilimitado de la colonia, color verde con halo blanquecino en la periferia, aspecto plano, polvosa, dura en la parte central.	Se observa la presencia de microconidios, hifas largas macrosifonado, septado y hialino.	<i>Penicillium sp.</i>
112	Sala de Espera	16/07/18	Si	Tamaño ilimitado, color verde oscuro, aspecto seca, aterciopelada y hay presencia de pliegues, en el centro se aprecia un color negro.	Hifas largas finas, septadas, ramificadas, hialinas, de las hifas se sostienen cadenas ramificadas de conidios de forma elipsoides.	<i>Cladosporium sp.</i>

Fuente: Análisis microbiológico de muestras tomadas de superficies de equipos, instrumental y de ambiente de la Clínica Odontológica de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad de Loja, realizado en el laboratorio de Microbiología de la Facultad desde el 25 de Junio hasta 19 de Julio.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Anexo N° 15**Certificación del procesamiento de muestras**

Mg. Sc
Dolores S. Morocho Vargas
**RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE MICROBIOLOGÍA DE LA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNL**

CERTIFICA:

Que la estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico Srta. Gabriela Cristina Viñan Soto, realizó el procesamiento de muestras y utilizó los equipos respectivos para su trabajo de investigación el miso que versa sobre **“AGENTES CONTAMINANTES EN SUPERFICIES DE EQUIPOS, INSTRUMENTAL Y AMBIENTE EN LA CLÍNICA ODONTOLÓGICA DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**, en el Laboratorio de Microbiología.

Es todo cuanto puedo certificar en honor a la verdad, facultando a la interesada para que haga del presente el uso que estime pertinente.

Loja, 04 de Octubre de 2018


Mg. Sc. Dolores S. Morocho V
**RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE
MICROBIOLOGÍA**



Anexo N° 16

Detalle de las muestras tomadas

Superficie de instrumental	Detalle	Superficie de Equipos	Detalle	Ambiente	Detalle
Bandeja de instrumental	Base interna de la bandeja	Sillón Dental	Respaldo anterior	Sala # 1	Encima de la mampara
Micromotor		Jeringa Triple	Boquilla	Sala # 2	Encima del dispensador de toallas
Contraángulo		Escupidera	Cara interna	Sala # 3	Entrada principal
Pinza Algodonera	Parte activa	Turbina		Sala de espera	Encima de la puerta de entrada.
Cucharilla	Parte activa	Lámpara de Fotocurado	Fibra óptica		
Explorador Dental	Parte activa				
Fresas Dental					
Discos de Pulir					
Buñidor Doble	Parte activa				
Sonda Periodontal	Parte activa				
Espejo					
Espátula	Parte activa				
Cánula de aspiración					

Fuente: entrevista verbal a estudiantes de Odontología de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja.

Elaborado por: Viñan Soto, Gabriela.

Anexo N° 17

Certificación de traducción del resumen

English Speak Up Center

Nosotros "*English Speak Up Center*"

CERTIFICAMOS que

La traducción del documento adjunto solicitada por la señorita GABRIELA CRISTINA VIÑAN SOTO con cédula de ciudadanía número **1900717719** cuyo tema de investigación se titula: **“AGENTES CONTAMINANTES EN SUPERFICIES DE EQUIPOS, INSTRUMENTAL Y AMBIENTE EN LA CLÍNICA ODONTOLÓGICA DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**, ha sido realizada por el Centro Particular de Enseñanza de Idiomas "*English Speak Up Center*".

Esta es una traducción textual del documento adjunto, y el traductor es competente para realizar traducciones.

Loja, 18 de Diciembre de 2018

Elizabeth Sánchez Burneo

Mg. Sc. Elizabeth Sánchez Burneo

DIRECTORA ACADÉMICA