



**UNIVERSIDAD POPULAR
AUTÓNOMA DEL ESTADO DE PUEBLA**

DECANATO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Tesis

**AISLAMIENTO E IDENTIFICACIÓN DE BACTERIAS PATÓGENAS EN
Oreochromis spp (TILAPIA) EN MERCADOS Y SUPERMERCADOS
DE LA CIUDAD DE PUEBLA**

PRESENTA PARA SU EVALUACIÓN:

Edith Alejandra Marín Ramos

Jessica Yasmin Cornejo Huerta

Director: Laura Contreras Mioni

Co-director: Verónica Rodríguez Soria

Puebla, Puebla, noviembre, 2021



UPAEP – Secretaría General

Dirección General de Apoyos Académicos

Dirección del Centro de Recursos para el Aprendizaje y la Investigación.

Biblioteca Central - **Karol Wojtyła**

Tesis Digitales Restricciones de uso:

DERECHOS RESERVADOS ©

PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de textos, imágenes, gráficas, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente de donde la obtuvo mencionando el autor o autores involucrados en el documento.

Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

HOJA DE FIRMAS

Directora de tesis: _____

Dra. Laura Contreras Mioni

Co - Directora: _____

Dra. Verónica Rodríguez Soria

Asesora: _____

Dra. Leticia Pichardo Rico

Índice

Contenido	Página
1. Introducción	7
2. Planteamiento del problema	8
a) Pregunta de investigación	8
b) Objetivo general	8
c) Objetivos particulares	9
d) Justificación	9
3. Revisión de literatura	9
3.1. Antecedentes de la acuicultura en México	9
3.2. Actualidad de la acuicultura en México	10
3.3. Especies producidas en el país	11
3.4. La tilapia en México	13
3.5. Medidas sanitarias y manejo de la tilapia.	14
3.6. Bacterias comunes encontradas en la tilapia.	15
3.7. Técnica de espectrometría de masas (MALDI-TOF).	17
4. Hipótesis	17
5. Material y métodos	17
5.1. Diseño del estudio	17
5.2. Población a estudiar	17
5.3. Material requerido	17
5.4. Método a realizar	18
6. Resultados esperados	19
7. Cronograma de actividades	20
8. Resultados	21

9. Discusión	39
10. Conclusión	58
11. Referencias	59

Índice de Tablas

Contenido	Página
Tabla 1. Especies que se cultivan en México para el consumo humano y otros propósitos.	11
Tabla 2. Principales especies criadas en México para ornamento.	12
Tabla 3. Principales bacterias encontradas en criaderos de tilapia.	16
Tabla 4. Cronograma de actividades.	20
Tabla 5. Lectura de cultivos bacteriológicos de muestras tomadas en 2019 a las 24 hrs de incubación.	21
Tabla 6. Lectura de cultivos bacteriológicos de muestras tomadas en 2019 a las 48 hrs de incubación.	21
Tabla 7. Lectura de cultivos bacteriológicos de muestras tomadas en 2019 a las 72 hrs de incubación.	22
Tabla 8. Bacterias identificadas por técnica de MALDI-TOF de muestras tomadas en 2019.	23
Tabla 9. Lectura cultivos muestras tomadas el 19/06/21 a las 48 hrs de incubación.	24
Tabla 10. Colonias halladas en las placas GSC de las diferentes sucursales para resiembra.	28
Tabla 11. Principales microorganismos identificados por colonia purificada.	29
Tabla 12. Otros microorganismos compatibles con el espectro.	30
Tabla 13. Metanálisis técnicas de identificación de microorganismos.	40
Tabla 14. Metanálisis Principales microorganismos identificados por colonia.	43
Tabla 15. Metanálisis de otros microorganismos compatibles con el espectro.	46

Índice de Gráficas

Contenido	Página
Gráfica 1. Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de mercados 2019.	23
Gráfica 2. Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de supermercados 2019.	24
Gráfica 3. Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de mercados 2021.	27
Gráfica 4. Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de supermercados 2021.	27

Índice de Imágenes

Contenido	Página
Imagen 1. Flujo de trabajo del IVD MALDI Biotyper.	19
Imagen 2. Lectura Cultivo Primario Walmart 1 a las 48 hrs en placas GSC, MC, SyM y PDA.	25
Imagen 3. Lectura Cultivo Primario M. 5 de Mayo a las 48 hrs en placas GSC, MC, SyM y PDA.	25
Imagen 4. Lectura Cultivo Primario M. Zapata 2 a las 48 hrs en placas GSC, MC, SyM y PDA.	25
Imagen 5. Cultivo Primario Walmart 1 a las 48 hrs en placa GSC.	26
Imagen 6. Cultivo Primario M. 5 de Mayo 1 a las 48 hrs en placa GSC.	26
Imagen 7. Cultivo Primario M. Zapata 2 a las 48 hrs en placa GSC.	26
Imagen 8. Resembrado de dos colonias de muestra Walmart 2 a las 24 hrs.	29
Imagen 9. Resembrado de dos colonias de muestra Walmart 2 a las 48 hrs.	29

1. Introducción

La acuicultura según la FAO se define como el cultivo de organismos acuáticos, incluyendo peces, moluscos, crustáceos y plantas acuáticas, que implica la intervención del hombre en el proceso de cría para aumentar la producción en operaciones como la siembra, la alimentación, etc. (FAO, 2018)

De acuerdo a los datos proporcionados por la Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca la tilapia es considerada como una de las principales especies cultivadas en las producciones acuícolas, México ocupa el noveno lugar a nivel mundial en la producción de tilapia con 117 mil 806 toneladas anuales, los principales estados productores son Chiapas con 28,782 toneladas; Jalisco con 27,739 toneladas, Michoacán 9,663 toneladas, Veracruz con 8,762 toneladas y Sinaloa con 8,285 toneladas. (Universidad de León, 2014)

Las buenas prácticas de producción en productos acuícolas, de acuerdo a los manuales del SENASICA y el Codex Alimentarius, se refiere a las condiciones que se deben cumplir en una unidad acuícola para reducir los riesgos de contaminación y de esta forma garantizar la calidad e inocuidad del producto. (Universidad de León, 2014) (Gauthier, 2015) (Bao, 2017)

La inocuidad alimentaria, según la Organización Mundial de la Salud, se define como aquellas acciones encaminadas a garantizar la máxima seguridad posible de los alimentos, desde la producción, hasta el consumo (OMS, 2021)

El pescado generalmente está libre de microorganismos patógenos intrínsecos, pero pueden llegar a contaminarse por una mala manipulación o condiciones higiénicas defectuosas. La alteración microbiológica de la trucha se inicia hasta después de haber desaparecido la rigidez cadavérica. (Kumar y Sanjay, 2014)

La alteración microbiana se debe principalmente a la presencia y desarrollo de microorganismos localizados en la superficie del pescado, branquias y cavidad abdominal. Dichas bacterias pueden provenir del agua, manipuladores, mucílago y tubo intestinal del pez. Las condiciones de almacenamiento favorecen la multiplicación de bacterias. (Kumar y Sanjay, 2014)

En el diario oficial de la federación se encuentran dos normas que marcan los parámetros de sanidad de los productos pesqueros para el consumo humano, estas normas son la NOM-027-SSA1-1993 Productos y servicios; Productos de pesca frescos, refrigerados, congelados y procesados; Especificaciones sanitarias y métodos de prueba y NOM-242-SSA1-2009: Bienes y servicios; Productos de la pesca; Pescados fresco-refrigerados y congelados; Especificaciones sanitarias.

Ambas normas cuentan con un apartado microbiológico donde se marcan los límites máximos permitidos de ciertas bacterias patógenas y bacterias que deben estar ausentes de los productos, estas normas se aplican en establecimientos que se dediquen a la captura de moluscos, embarcaciones de pesca y recolección así como establecimientos donde se procesan los peces frescos, refrigerados y congelados. (SEGOB, 1994)(SEGOB, 2011)

2. Planteamiento del problema

En el anuario de morbilidad nacional del 2019 se reportaron que durante el año hubo 31,916 casos nuevos de “intoxicación alimentaria bacteriana” en todo el territorio nacional, en este mismo anuario se encuentra que las “infecciones intestinales por otros organismos y las mal definidas” como el segundo lugar de las 20 principales causas de enfermedad en la población general de México con 429,948 casos reportados durante el 2019. (SSA, 2021)

Todos estos son casos reportados en instituciones de salud públicas como el IMSS y el ISSSTE más no toma en cuenta instituciones privadas. Sin embargo hay artículos independientes que hablan del tema, un estudio realizado en Mazatlán, Sinaloa durante el periodo de semana santa del periodo de 2014 al 2018 enfocado a intoxicaciones específicamente por consumo de pescados y mariscos en turistas reportó que de los pacientes hospitalizados en una unidad privada de Mazatlán el 84,6% presentaron gastroenteritis aguda infecciosa, de estos la principal causa de la enfermedad fue de tipo bacteriana. (Leyva, 2020)

A pesar de que estén implementadas las Normas oficiales las infecciones intestinales producidas por alimentos contaminados siguen siendo un problema a nivel nacional, esto nos dice que en alguna parte de la producción de los alimentos hay una deficiencia en la implementación de medidas sanitarias. Por otra parte en los apartados microbiológicos de las NOM-027-SSA1-1993 y NOM-242-SSA1-2009 hay una limitación en cuanto a la descripción de los microorganismos hallados en estos alimentos, las bacterias que se mencionan son pocos organismos que suelen encontrarse, las especies de pescados y mariscos donde aparecen.

a) Pregunta de investigación

¿Qué bacterias patógenas se pueden encontrar en el filete de *Oreochromis spp* (Tilapia) que pueda ser producto de malas prácticas en el procesamiento del pescado en mercados y supermercados?

b) Objetivo general

Identificar bacterias patógenas en filetes de *Oreochromis spp* (Tilapia) obtenidas de los mercados y supermercados de Puebla por medio de cultivos bacteriológicos, para conocer la inocuidad de este producto.

c) Objetivos particulares

1. Aislar bacterias en los filetes de tilapia sellados al vacío utilizando los medios de cultivo Gelosa Sangre de Carnero, Papa Dextrosa, Mac Conkey y Sal y Manitol para identificar los posibles patógenos.
2. Identificar por medio de espectrometría de masas MALDI-TOF las bacterias aisladas para determinar la presencia de patógenos para los seres humanos.
3. Analizar el cumplimiento de las especificaciones sanitarias correspondiente al apartado microbiológico en el punto 7.1.5 de la NOM-242-SSA1-2009 utilizando un método superior al establecido en la norma.

d) Justificación

Con el constante aumento en la producción de productos acuícolas (pescado, moluscos y crustáceos) mediante la pesca y la acuicultura en zonas marítimas y cuerpos de agua debido a la creciente demanda para consumo humano en México, la importación a otros países (PROFECO, 2017) y a la falta o implementación inadecuada de buenas prácticas en el manejo de productos acuícolas en las unidades de producción y procesamiento del pescado para consumo, la presente investigación pretende buscar la presencia de bacterias que puedan dañar a la salud humana e identificar las principales bacterias patógenas encontradas en los filetes de *Oreochromis spp* (tilapia) provenientes de cadenas comerciales y mercados.

Dado a que la tilapia es una de las especies que se producen con gran frecuencia mediante acuicultura y pesca en el país, la finalidad del proyecto es informar y concientizar a las personas acerca del consumo y manejo responsable de productos acuícolas adquiridos en cadenas comerciales o mercados en la ciudad de Puebla para la prevención de infecciones de tipo bacterianas.

Sobre la técnica para la identificación de los microorganismos se decidió no usar las establecidas en las NOM debido que en la NOM-242-SSA1-2009 siendo la más actualizada se establece que las técnicas para la identificación de microorganismos en pescado debe ser principalmente mediante por medio de diluciones y bioquímicas, estas pruebas están abiertas a posibles errores de interpretación y tiene un rango bajo de bacterias que puedan ser reconocidas, por esta razón se ha decidido usar una técnica superior para poder identificar la mayor cantidad de microorganismos que puedan estar presentes en los filetes sellados al vacío.

3. Revisión de la literatura

3.1. Antecedentes de la acuicultura en México

La acuicultura se define como el conjunto de actividades, técnicas y conocimiento sobre la crianza de especies acuáticas ya sean animales o vegetales de agua dulce o salada. Es una práctica que se ha observado se llevó a cabo por diversas culturas en varios países tales como China, Egipto, Grecia, etc desde tiempos remotos (INAES, 2018). En nuestro país se ha reportado que desde el periodo prehispánico ya se realizaban cultivos de peces en ríos, lagos naturales y artificiales con fines de alimento y ornamentales (UNAM 2021).

La FAO reconoce el desarrollo formalizado de la acuicultura en México hasta la finales del siglo XIX en el año 1883 debido a que en ese periodo se construyó el Vivero Nacional Chimalapa en Ocoyoacac Ierma Estado de México el cual dio inició la crianza de *Oncorhynchus mykiss* (Trucha arcoiris) con un total de 500,000 huevos que fueron importados de Estados Unidos, este proyecto tenía la finalidad de repoblar los cuerpos de agua nacionales. No obstante la FAO considera que la piscicultura marítima empezó un periodo después, hasta el año de 1898 cuando se realizaron estudios para la mejora de la engorda del *Trachinotus paitensis* (Pámpano) en Baja California Sur mediante el uso de jaulas flotantes (FAO, 2009).

Por otro lado, el gobierno de México considera los comienzos formalizados de la acuicultura en la década de los 50 con la implementación de cultivos experimentales o extensivos. Entre los años 1950 y 1960 hubo un gran aumento en la acuicultura de repoblación, donde se construyeron 16 centros acuícolas los cuales se dedicaban a la cría específica de *Cyprinus carpio* (Carpa espejo) con la finalidad de repoblar las aguas dulces (INAES, 2018). Durante este periodo hubo varios proyectos los cuales pretendían incrementar la producción acuícola en el país. En Sinaloa y Michoacán se comenzó la producción de bagre, en Sonora se empezó el desarrollo del cultivo del camarón azul y de igual manera en el año 1967 se introdujeron en las zonas centro y sureste del país la tilapia, el bagre y la trucha (Vega y Cupul, 2014).

3.2. Actualidad de la acuicultura en México.

México cuenta con una gran diversidad de ecosistemas y condiciones climáticas que le permite un desarrollo amplio para la acuicultura, el territorio costero consta de 1, 567,000 cuerpos acuáticos además de que se aprovechan más de 5000 cuerpos pequeños de agua de tipo temporal o permanentes (Vega y Cupul, 2014).

Actualmente en México la acuicultura se practica en 23 estados de la república, de los cuales entre los más importantes productores se encuentran: Morelos, Nayarit, Jalisco, Veracruz y Yucatán (Velarde 2020). El consumo per cápita de pescado en el país ha aumentado en los últimos años, en 2014 se estima un consumo de 8.9 kg per cápita el cual 5 años después aumentó hasta 13.2kg (Redacción, 2019).

La acuicultura en nuestro país se enfoca en dos propósitos: la producción de pescado y mariscos para el consumo humano y en la crianza de peces de ornamento. En 2017 se reportaron cifras sobre el cultivo de pescado y mariscos el cual llegó hasta 404 mil toneladas de pescados provenientes de zonas ribereñas, aguas interiores y estanques de territorio nacional. Por otro lado se reportó que vendieron hasta 43 millones de peces de ornato, cuando en años pasados se vendían 40 millones anualmente (Velarde 2020).

Morelos es el principal estado en la producción de peces de ornato, se crían un estimado de 25 especies de peces y cuentan con un total de 219 unidades de producción acuícola dedicados a la cría de peces de ornamento (INAPESCA, 2018a).

3.3. Especies producidas en el país.

Como se mencionó México cuenta con una gran diversidad de pescados y mariscos usados para la cría y engorda con destino de consumo o importación, a continuación se mencionan las principales especies que se producen en el país:

Tabla 1. Especies que se cultivan en México para el consumo humano y otros propósitos.

Nombre común	Nombre científico
Abulón Colorado	<i>Haliotis rufescens</i>
Almeja generosa	<i>Panopea globosa</i>
Atún aleta azul	<i>Thunnus orientalis</i>
Bagre de canal	<i>Ictalurus punctatus</i>
Camarón patiblanco	<i>Litopenaeus vannamei</i>
Carpa barrigona, Carpa cabezona, Carpa común, Carpa espejo, Carpa herbívora, Carpa negra, Carpa plateada	<i>Cyprinus carpio rubrofuscus</i> , <i>Aristichthys nobilis</i> , <i>Cyprinus carpio communis</i> , <i>Cyprinus carpio specularis</i> , <i>Ctenopharyngodon idella</i> , <i>Mylopharyngodon piceus</i> , <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>
Catán	<i>Atractosteus spatula</i>
Cobia / Esmedregal	<i>Rachycentron canadum</i>
Corvina ocelada	<i>Sciaenops ocellatus</i>

Gaspar / Pejelagarto	<i>Atractosteus tropicus</i>
Jurel	<i>Seriola lalandi</i>
Langosta de agua dulce	<i>Cherax quadricarinatus</i>
Langostino malayo	<i>Macrobrachium rosenbergii</i>
Lenguado de California	<i>Paralichthys californicus</i>
Ostión Japonés	<i>Crassostrea gigas</i>
Pescado blanco	<i>Menidia estor</i>
Tilapia azul, Tilapia Blanca, Tilapia de mozambique, Tilapia de nilo, Tilapia herbívora, Tilapia mojarra, Tilapia naranja, Tilapia roja de florida, Tilapia Stirling	Oreochromis aureus, O. niloticus Var. Rocky Mountain, Oreochromis mossambicus, Oreochromis niloticus, Tilapia rendalli, Oreochromis urolepis hornorum, O. mossambicus Var. naranja, Oreochromis sp, O. niloticus Var. Stirling
Trucha arcoíris	<i>Oncorhynchus mykiss</i>

Nota: Recuperado de Food and Agriculture Organization of the United Nations 2005.

Durante el año 2011 México se mantuvo el lugar número 17 en la producción pesquera a nivel mundial esto según los registros de la FAO, entre las especies producidas se destacaron como las más producidas mediante pesca y acuicultura en el país fueron la sardina, camarón, atún y tilapia durante el periodo de 2000 al 2012 (González, 2016).

En los registros del gobierno de México se tiene que en la cría de peces de ornato se cuenta con 19 especies de las cuales se utilizan 67 variedades diferentes, de las cuales la mayor parte son de origen asiático (INAPESCA, 2018a) a continuación se muestra una tabla que muestra cuales son las especies cultivadas con mayor frecuencia.

Tabla 2. Principales especies criadas en México para ornamento

Nombre común	Nombre científico
Barbo cereza	<i>Capoeta titteya</i>
Betta	<i>Betta splendens</i>
Carpa dorada	<i>Carassius auratus</i>

Carpa Koi	<i>Cyprinus carpio sp.</i>
Cíclido fenestratus	<i>Haplochromis fenestratus</i>
Cíclido Johani	<i>Melanochromis johanni</i>
Cíclido limón	<i>Neolamprologus leleupi</i>
Colisa	<i>Colisa lalia</i>
Danio cebra	<i>Brachydanio rerio</i>
Espada	<i>Xiphophorus helleri</i>
Guppy	<i>Poecilia reticulata</i>
Gurami	<i>Trichogaster trichopterus</i>
Moly común	<i>Poecilia latipinna</i>
Molly de velo	<i>Poecilia velifera</i>
Monja	<i>Gymnocorymbus ternetzi</i>
Oscar	<i>Astronotus ocellatus</i>
Pez ángel	<i>Pterophyllum scalare</i>
Platy	<i>Xiphophorus maculatus</i>
Plecós	<i>Hypostomus plecostomus</i>
Tetra	<i>Hemigrammus caudovittatus</i>

Nota: Recuperado del Instituto Nacional de Pesca. 20 de marzo de 2018.

Estas especies de ornato por su origen se categorizan en dos grupos: peces de clima templado y peces de clima tropical, de estos dos grupos los peces de clima tropical son los que tienen mayor importancia hablando de forma económica ya que representan el 70% de las ventas de las especies de ornato por lo tanto son las especies que se crían con mayor intensidad (INAPESCA, 2018a).

3.4. La tilapia en México.

La *Oreochromis sp* (Tilapia) es una especie proveniente de África, la cual fue introducida en México en el año de 1964 durante un periodo con gran incremento en las actividades acuícolas y el comienzo del desarrollo formalizado de esta, es una especie que tiene gran importancia en las zonas tropicales y subtropicales a nivel global por su versatilidad y alta producción (UNAM, 2021).

El cultivo de la tilapia es uno de los más populares en el país debido a la fácil adaptación que posee, son animales de rápido crecimiento, tolerante a enfermedades, capaz de sobrevivir en bajas concentraciones de oxígeno, son altamente productivos y al ser especies omnívoras aceptan alimentos de tipo natural y artificial. En México la tilapia se cultiva en sistemas extensivos, semi-intensivos e intensivos, su cultivo se realiza prácticamente en toda la república a excepción de Aguascalientes y la CDMX, más los sistemas para engorda se ubican mayormente en zonas tropicales (INAPESCA, 2018b).

3.5. Medidas sanitarias y manejo de la tilapia

Desde su crianza, engorde y hasta el procesamiento primario del pescado es necesario tener un manejo sanitario adecuado para evitar el compromiso del producto con agentes patógenos o agentes químicos que puedan dañar la salud de los consumidores, la implementación de Buenas Prácticas en la producción acuícolas son necesarias para evaluar, corregir y disminuir estos riesgos de contaminación en el manejo del pescado y garantizar productos seguros para el consumo humano (García y calvario, 2008).

El buen manejo en las producciones acuícolas comienza desde el diseño desde las instalaciones, las fuentes de cría o huevos, monitoreo de los estanques, alimentación adecuada, programas preventivos de sanidad, hasta la cosecha del producto y su inspección final (García y calvario, 2008).

En la acuicultura es posible controlar el ambiente en el que se mantienen los peces, el mantenimiento del agua es una de las partes importantes para permitir un buen desarrollo de los peces (Balbuena, 2011), a pesar de que la tilapia es resistente a diversos tipos de clima sus parámetros básicos óptimos para asegurar su crecimiento y su reproducción (INAPESCA, 2018).

- Temperatura (para reproducción): 24°C - 29°C
- pH óptimo: 7.5
- Oxigenación: 3 - 5 mg/l
- Concentración de CO₂: < 30 mg/l
- Salinidad: < 20 ppt

Además de estos parámetros se debe mantener en cuenta la densidad de la población en los estanques, una alta densidad significa que los peces están sometidos a una mayor competencia de alimento, oxígeno y espacio. Debido a esta competencia tiende a presentarse estrés en los animales, por lo general las poblaciones densas producen predisposición a enfermedades (Balbuena, 2011).

Como manejo sanitario del agua se realizan vaciados de los estanques por cada siembra para su limpieza y desinfección además de que de forma regular se realizan cambios del agua durante el crecimiento de los peces para mantener sus niveles de oxigenación además de que permite un flujo del fondo lo cual evita el cúmulo de desechos (Balbuena, 2011).

Durante la cosecha como medida sanitaria los lotes de peces son recolectados en tiempos separados para evitar la mezcla de estos, una vez que son recolectados los peces se lavan con agua limpia para eliminar cualquier sedimento que puedan portar (García y calvario, 2008). En el caso de que los peces se utilicen en ese momento para su evisceración y procesamiento se debe de contar con un área limpia especialmente para esta actividad donde se trabajara el pescado, equipado con material de trabajo adecuado como vestimenta de seguridad, utensilios para el manejo de los peces, material de empaque y contenedores debidos para los desechos. Los peces deberán de sacrificarse de manera rápida y ser almacenados a una temperatura de enfriamiento (4°C) hasta su procesamiento (García y calvario, 2008).

La distribución del pescado como producto final puede ser diversos compradores en los cuales se incluyen a los mayoristas que se refiere a distribuidores, grandes superficies donde entran los supermercados, grandes consumidores el cual engloba a restaurantes, hoteles entre otros negocios, minoristas o vendedores ambulantes y pescaderías, por último se puede distribuir directamente al consumidor final (AGEXPRONT, 2006).

La venta del pescado se realiza en varias presentaciones (en pie, fresco o congelado entero, sin vísceras y cabeza, entero eviscerado o en filete), todas estas presentaciones de venta requieren de un manejo sanitario diferente durante su preparación (AGEXPRONT, 2006), en el caso de los peces vivos requerirán de un estanque limpio y controlado por parte del comprador para evitar que enfermen antes de su venta al consumidor final, por otro lado el pescado ya sea completo o en las demás presentaciones requerirán de un método de conservación para evitar el deterioro del producto que por lo general es por medio de temperatura dependiendo del tipo de pescado o el tiempo de esta conservación se puede utilizar enfriamiento que se realiza de forma estándar a 0°C (corto plazo) o congelación que requiere una temperatura por debajo de los 0°C (largo plazo) (Shawyer y Medina, 2005).

3.6. Bacterias comunes encontradas en la tilapia

Durante la cría, el desarrollo y la engorda de la tilapia es necesario tener un control del ambiente en el que se mantienen, una en la densidad alta de la población del estanque, un mal manejo del agua, entre otros casos pueden fomentar la aparición de enfermedades de tipo bacterianas en los peces. (Balbuena, 2011).A

continuación se presentarán cuáles son las bacterias que se encuentran con mayor frecuencia en los estanques de producciones de tilapia.

Tabla 3. Principales bacterias encontradas en criaderos de tilapia.

Agente Bacteriano	Gram +/-	Ambiente	Transmisión
<i>Aeromonas hydrophila</i>	Negativo	Aerobio facultativo	Contacto por vía cutánea, ingesta y vía respiratoria
<i>Aeromonas salmonicida</i>	Negativo	Anaerobio facultativo	Contacto por vía cutánea, ingesta y vía respiratoria
<i>Clostridium botulinum</i>	Positivo	Anaerobio estricto	Vía oral alimentos contaminados, contacto con agua contaminada
<i>Flavobacterium columnaris</i>	Negativo	Aerobio estricto	Contacto con agua contaminada
<i>Flexibacter columnaris</i>	Negativo	Aerobio estricto	Contacto directo con otros peces portadores o agua contaminada
<i>Pseudomonas</i>	Negativo	Aerobio estricto	Contacto directo con otros peces portadores o agua contaminada
<i>Streptococos</i>	Positivo	Anaerobio facultativo	Contacto directo con otros peces portadores o agua contaminada

Todas estas bacterias se consideran de tipo oportunista ya que se encuentran en el ambiente de forma natural y tienden a aparecer brotes en cuanto existe alguna alteración los estanques tales como una alta densidad de población, ingreso de alimentos con toxinas o agentes infecciosos, la presencia de un animal enfermo puede contaminar el agua del estanque y propagar infecciones (Balbuena, 2011).

Estas bacterias son de importancia en la inocuidad porque estas pueden transmitirse a seres humanos, además de las que se encuentran de forma normal en el ambiente también hay bacterias que pueden llegar a los estanques por medio de un manejo deficiente en las medidas sanitarias por parte de la granja, estas pueden llegar a los estanques resultado de alguna interacción con heces humanas o de otros peces, una ubicación de la producción cercana a poblaciones humanas u otras producciones, poco control de la fauna silvestre (García y Calvario, 2008). En la lista de bacterias encontradas en diversos tipos de tilapa transmisibles a humanos se

encuentran las mencionadas en la tabla 4 además de *Erysipelothrix rhusiopathiae*, *Leptospira interrogans*, *Listeria monocytogenes*, *Plesiomonas shigelloides*, *Yersinia enterocolitica* y bacterias del género *Vibrio* (García y Calvario, 2008).

3.7. Técnica de espectrometría de masas (MALDI-TOF).

La espectrometría de masas es una técnica utilizada para la identificación de microorganismos mediante la creación de un espectro basado en el perfil de proteínas. Por sus siglas en inglés Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization - Time Of Flight (MALDI-TOF) su fundamento consiste en la ionización de las moléculas de una muestra cultivada en medio sólido combinada con una solución saturada de baja masa llamada matriz, al ser expuestas a un láser UV sobre una placa metálica las proteínas se aceleran por acción de un campo electrostático (MALDI) y estas viajan a través de un tubo de vuelo al vacío, durante su recorrido estas se separan según su masa siendo las de menor masa las primeras en ser detectadas y subsecuentemente las demás, el detector produce un espectro en picos conforme al tiempo de vuelo (TOF) en el que van llegando estas moléculas siendo la relación masa/carga (m/z). (Maldonado, 2018)

Este espectro generado es la “huella” del microorganismo que se compara con las cepas de referencia en la base de datos del equipo, de esta forma se logra identificar la especie y el género del microorganismo y arrojar un resultado que sea compatible o se acerque a este espectro generado. (Maldonado, 2018)

4. Hipótesis

- 1- Se encontrará agentes bacterianos patógenos en los filetes de *Oreochromis spp* (tilapia) de acuerdo a los descritos en la NOM-242-SSA1-2009.
- 2- La carga bacteriana en las muestras de supermercados se encuentran por debajo de los límites máximos del apartado microbiológico de la NOM-242-SSA1-2009.

5. Materiales y métodos

5.1. Diseño del estudio

La investigación a realizar es de tipo experimental, el tipo de estudio es prospectivo con un diseño descriptivo transversal.

5.2. Población a estudiar

La población a evaluar son filetes de tilapia (*Oreochromis spp*) provenientes de 2 supermercados (Walmart y Chedraui) y 3 mercados (Mercado 5 de mayo, Mercado Venustiano Carranza, Mercado Zapata) localizados en la ciudad de Puebla.

5.3. Materiales requeridos

Se requieren 10 filetes de tilapia sellados al vacío, provenientes de los mercados y supermercados a evaluar (2 por sucursal), medios de cultivo Gelosa sangre de carnero, MacConkey, sal y manitol, Papa dextrosa. Como equipo de laboratorio se requerirá guantes de látex, batas de laboratorio, asa de siembra, mechero de bunsen, manguera de hule y acceso a una incubadora del laboratorio de la UPAEP.

5.4. Método a realizar

Adquisición de filetes de tilapia sellados al vacío de mercados y supermercados de la ciudad de Puebla, todos conservados a una misma temperatura 0°C (temperatura de almacenamiento en enfriamiento) dichos filetes se llevarán al laboratorio de microbiología de la Universidad Popular Autónoma del Estado de Puebla (UPAEP).

Se realizará una técnica de aislamiento de microorganismos en los medios antes mencionados, cada caja de Petri, dividida en dos partes utilizando un marcador donde se cultivarán las muestras, ayudando a tener una mejor identificación de las muestras.

Utilizando una asa de siembra esterilizada con el mechero se tomará una muestra de la superficie de los filetes de tilapia, la extensión de la muestra sobre el agar será realizada con trazos en forma de estrías. Estos se dejarán en las incubadoras y se les realizarán revisiones del crecimiento bacteriano a las 24 horas, 48 horas y 72 horas después del procedimiento de aislamiento.

Al terminar estas revisiones se realizará una identificación de los microorganismos mediante una espectrometría de masas (MALDI-TOF), para este proceso se utilizara una parte de las colonias bacterianas en una placa de metal a la cual se le agrega una gota de matriz cristalizada (ácido α -ciano-4-hidroxicinámico) y se introducirá en el espectrómetro de masas para su identificación. En la **imagen 1** se observa de forma detallada cómo se realiza el proceso de preparación de la muestra y el flujo de trabajo que se debe seguir al usar el equipo MALDI.

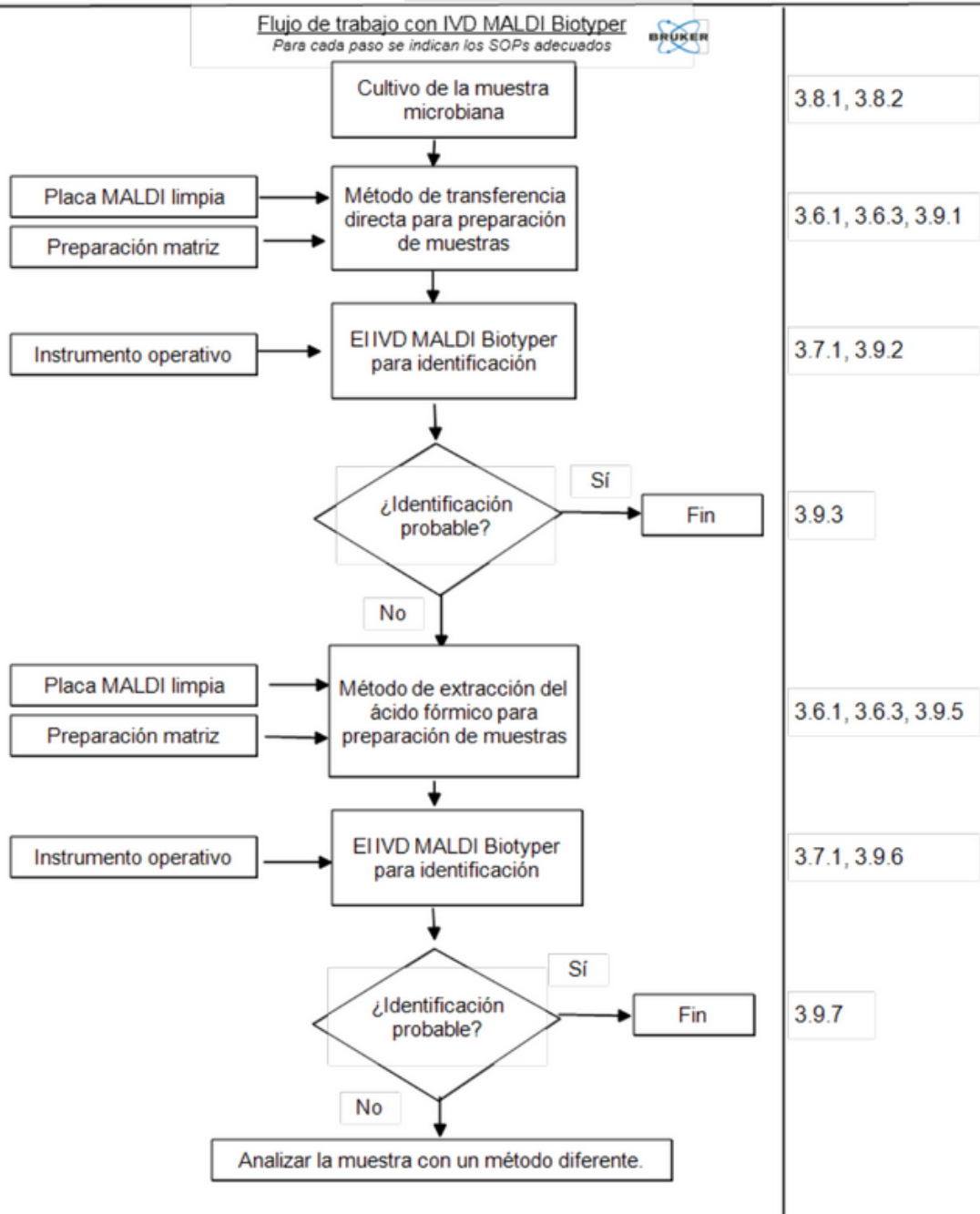


Imagen 1. Flujo de trabajo del IVD MALDI Biotyper (Figura 3-1 de IVD MALDI Biotyper 2.2 Manual del usuario, 2011).

6. Resultados esperados

Con esta investigación se espera que mediante la identificación de los agentes patógenos se pueda informar a las personas sobre la inocuidad de los alimentos y los peligros que conllevan estos productos a causa de un mal manejo durante el procesamiento para la venta, de tal forma que se tenga precaución tanto

por parte de los vendedores para corregir este mal manejo; Disminuyendo el riesgo de contaminación al igual que por parte de los consumidores y de esta manera tomar las debidas precauciones a la hora de la preparación y consumo de los alimentos.

7. Cronograma de actividades

Tabla 4. Cronograma de actividades.

Objetivo	Actividad	Tiempo (semanas)								
		1	2	3	4	5	6	7	8	9
Adquirir los elementos a muestrear y observar en qué condiciones de conservación se mantienen durante la venta al público.	Compra de 2 filetes de tilapia por establecimiento (Mercado 5 de mayo, Mercado Venustiano Carranza, Walmart y Chedraui).									
Preparar las muestras a evaluar durante los 3 días siguientes	Toma de muestras y realización del primer aislamiento en los medios de cultivo: <ul style="list-style-type: none"> • Gel sangre de carnero • MacConkey • Sal y manitol • Papa dextrosa 									
Monitorear el avance de los cultivos bacterianos y buscar la presencia de colonias bacterianas.	Primera lectura de cultivos bacteriológicos (24 hrs).									
Monitorear el avance de los cultivos bacterianos.	Segunda lectura de cultivos bacteriológicos (48 hrs).									
Realizar una última evaluación a las muestras y realizar la identificación de los microorganismos presentes en las	Tercera lectura de cultivos bacteriológicos (72hrs).									

muestras.										
Interpretación escritura resultados.	y de	Analizar los resultados obtenidos.								

8. Resultados

A continuación se mostrarán los resultados obtenidos previamente durante el periodo de otoño del 2019, durante esa sesión se obtuvieron muestras de los cultivos antes mencionados con lecturas a las 24, 48 y 72 hrs.

Tabla 5. Lectura de cultivos bacteriológicos de muestras tomadas en 2019 a las 24 hrs de incubación.

	Z	Z	CH	CH	5M	5M	W	W	VC
GSC	INC	INC	INC	INC	INC	INC	INC	INC	INC
MC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	INC	INC	SC
SyM	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
PDA	INC	INC	SC	SC	SC	SC	INC	INC	INC
VB	SC	SC	SC	SC	SC	SC	INC	INC	SC
TCBS	SC	SC	SC	SC	SC	SC	INC	SC	SC

Nota: VC (Mercado Venustiano Carranza), Z (Mercado Zapata), 5M (Mercado 5 de Mayo), CH (Chedraui Puebla V), W (Walmart Reforma), GSC (Agar Gelosa Sangre de Carnero), MC (Agar MacConkey), SyM (Agar Sal y Manitol), PDA (Agar Papa Dextrosa), VB (Verde Brillante), SC (Sin crecimiento), INC (Incubar).

Tabla 6. Lectura de cultivos bacteriológicos de muestras tomadas en 2019 a las 48 hrs de incubación.

	Z	Z	CH	CH	5M	5M	W	W	VC	VC
GSC	SC	SC	INC	INC	5-1 Se observa el crecimiento o de una pequeña colonia	SC	INC	INC	INC	INC
MC	Se observa el crecimiento de una colonia pequeña	SC	3-1 Se observa el crecimiento o de una colonia, color rojo. 3-2 Se observa el	INC	5-1 Se observa el crecimiento o de forma abundante de una colonia grande 5-2 Se observa el	6-1 Crecimiento de una colonia de coloración amarilla 6-2 Se observan pequeñas colonias	7-1 Crecimiento de una colonia grande, similar a una lactosa negativa	INC	SC	SC

			crecimiento de una colonia de un color aproximado blanco.		crecimiento de una colonia pequeña.	sobre la línea de estriado de color amarillo	7-2 Crecimiento de una colonia abundante, similar a una lactosa positiva				
SyM	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
PDA	INC	INC	SC	SC	SC	SC	SC	INC	INC	INC	INC
VB	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	INC	INC	SC	SC
TCBS	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	INC	SC	SC	SC

Nota: VC (Mercado Venustiano Carranza), Z (Mercado Zapata), 5M (Mercado 5 de Mayo), CH (Chedraui Puebla V), W (Walmart Reforma), GSC (Agar Gelosa Sangre de Carnero), MC (Agar MacConkey), SyM (Agar Sal y Manitol), PDA (Agar Papa Dextrosa), VB (Verde Brillante)151, TCBS (Agar Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa), SC (Sin crecimiento), INC (Incubar).

Tabla 7. Lectura de cultivos bacteriológicos de muestras tomadas en 2019 a las 72 hrs de incubación.

	Z	Z	CH	CH	5M	5M	W	W	VC	VC
GSC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
MC	SC	SC	3-2 Se observa el crecimiento de una pequeña colonia blanca	SC	5-2 Se observa el crecimiento de una colonia pequeña sobre las líneas de estriado	6-1 Crecimiento de una colonia amarilla 6-2 Crecimiento de colonia blanca	7-1 Se observa crecimiento de colonia grande, Lac (-) 7-2 Se observa crecimiento de posible Lac (+)	8-1 Se observa el crecimiento de una colonia pequeña ligeramente transparente.	SC	SC
SyMI	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
PDA	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
VB	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
TCBS	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC

Nota: VC (Mercado Venustiano Carranza), Z (Mercado Zapata), 5M (Mercado 5 de Mayo), CH (Chedraui Puebla V), W (Walmart Reforma), GSC (Agar Gelosa Sangre de Carnero), MC (Agar MacConkey), SyM (Agar Sal y Manitol), PDA (Agar Papa Dextrosa), VB (Verde Brillante), TCBS (Agar Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa), SC (Sin crecimiento), INC (Incubar).

Después de 72 hr se realizó una espectrometría con la técnica MALDI-TOF para la identificación de las colonias bacterianas en los cultivos, en los cuales se encontraron los siguientes resultados:

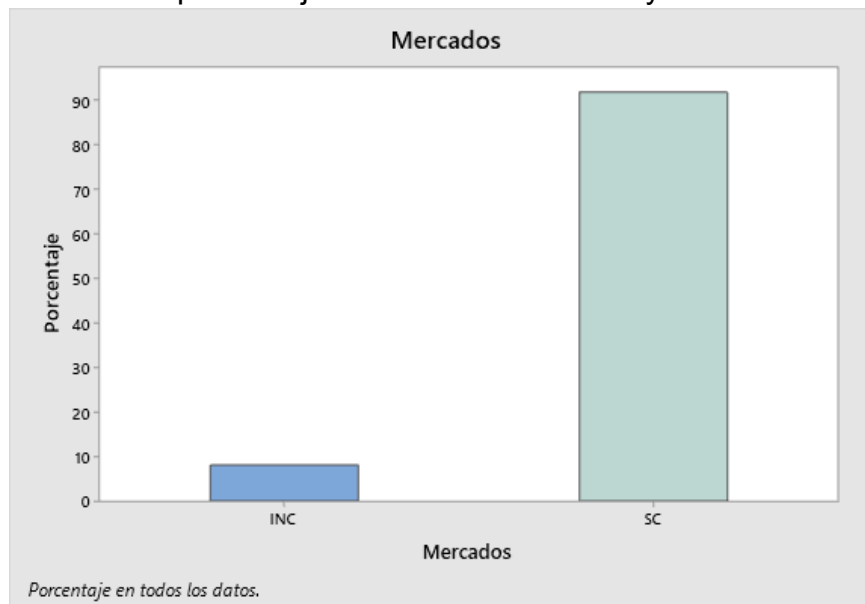
Tabla 8. Bacterias identificadas por técnica de MALDI-TOF de muestras tomadas en 2019.

Nombre	ID	Organismo (más compatible)	Puntuación	Organismo (segundo organismo compatible)	Puntuación
3-2 (+) (B)	3-2	<i>Rothia endophytica</i>	2.325	N/I	1.219
5-2 (+) (B)	5-2	<i>Psychrobacter sanguinis</i>	1.796	<i>Psychrobacter sanguinis</i>	1.75
6-1 (+) (B)	6-1	<i>Kocuria rhizophila</i>	1.812	N/I	1.573
7-1 (-) (C)	7-1	N/I	1.42	N/I	1.41
7-2 (++) (C)	7-2	<i>Enterobacter kobei</i>	2.153	<i>Enterobacter cloacae</i>	2.071
8-1 (+) (B)	8-1	<i>Chryseobacterium indologenes</i>	1.817	N/I	1.663

Nota: N/I (no identificado).

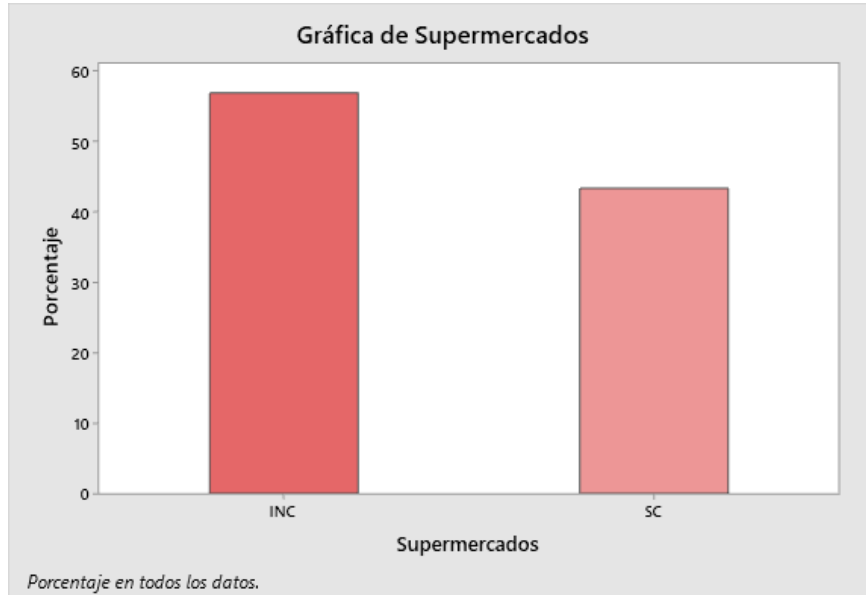
Con los resultados obtenidos en la espectrometría se realizó una gráfica en la que se compara en porcentaje el crecimiento bacteriano entre las muestras tomadas en mercado y las muestras de supermercados.

Gráfica 1: Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de mercados 2019.



Nota: S/C (Sin crecimiento), INC (Incubar).

Gráfica 2: Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de supermercados 2019.



Nota: S/C (Sin crecimiento), INC (Incubar).

Se observa que en los mercados el porcentaje de INC (Incubar) es bajo (5%) a comparación de las muestras tomadas en los supermercados el cual obtuvo un porcentaje alto (55%).

Con motivo de retomar la investigación del 2019 se realizó nuevamente el experimento con una segunda muestra de los mismos establecimientos, se adquirieron los productos el día 18/06/21 los cuales se mantuvieron en refrigeración a 0°C como es reglamento para la conservación de los productos pesqueros en refrigeración por la FAO hasta el momento de su uso en el laboratorio el día 19/06/21 donde se realizaron nuevamente los cultivos en Gelosa Sangre de Carnero, MacConkey, Sal Manitol y Papa Dextrosa de 2 filetes de tilapia por sucursal.

Tabla 9. Lectura cultivos muestras tomadas el 19/06/21 a las 48 hrs de incubación.

	VC1	VC2	Z1	Z2	5M1	5M2	CH1	CH2	W1	W2
GSC	SC	SC	4 UF grand/ 1 UF blanc	* múltiples colonias	* múltiples colonias	1 UF blanc/ 2 UF gris	SC	1 UF grand/ 5 UF αhemolítica	1 UF blanc grand	1 UF blanc/ 2 UF puntiforme
MC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
SyM	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC
PDA	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC	SC

Nota: 1 y 2 se refiere a cada filete de tilapia muestreado, VC (Mercado Venustiano Carranza), Z (Mercado Zapata), 5M (Mercado 5 de Mayo), CH (Chedraui Puebla V), W (Walmart Reforma), GSC (Agar Gelosa Sangre de Carnero), MC (Agar MacConkey), SyM (Agar Sal y Manitol), PDA (Agar Papa Dextrosa), SC (Sin crecimiento), UF (Unidad Formada).

Representado en la **tabla 9** se pueden observar las lecturas del cultivo primario a las 48 hrs, a una temperatura de 37.5 °C siendo la temperatura ideal para el crecimiento bacteriano podemos ver que todas las placas de agar Mac Conkey, Papa dextrosa y Sal Manitol de mercados y supermercados no obtuvieron crecimiento de colonias, a continuación se mostraran imágenes representativas de los resultados de estas lecturas:



Imagen 2. Lectura Cultivo Primario Walmart 1 a las 48 hrs en placas GSC, MC, SyM y PDA.



Imagen 3. Lectura Cultivo Primario M. 5 de Mayo a las 48 hrs en placas GSC, MC, SyM y PDA.



Imagen 4. Lectura Cultivo Primario M. Zapata 2 a las 48 hrs en placas GSC, MC, SyM y PDA.

En las placas de Gelosa Sangre de Carnero donde crecieron colonias bacterianas se noto que la carga por lo general fue baja, teniendo la **imagen 5** con menor crecimiento y la **imagen 6** con mayor número de colonias. Debido a la baja carga bacteriana en los demás cultivos como se observa en la **imagen 7** se optó por

realizar un resembrado de las colonias, esto con el fin de obtener una mayor muestra de cada colonia encontrada para la identificación con el equipo MALDI-TOF.



Imagen 5. Cultivo Primario Walmart 1 a las 48 hrs en placa GSC.



Imagen 6. Cultivo Primario M. 5 de Mayo 1 a las 48 hrs en placa GSC.

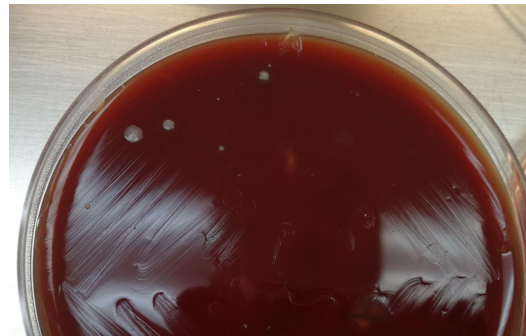
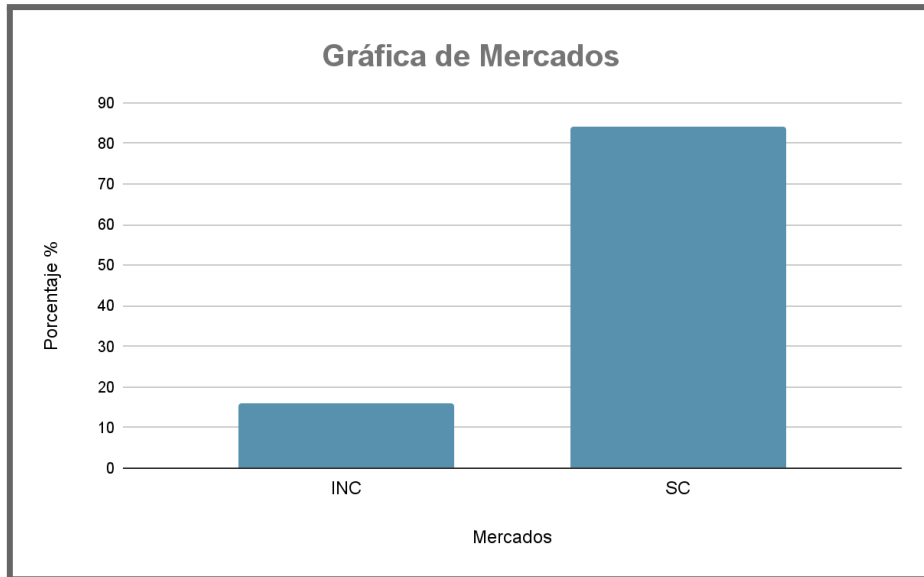


Imagen 7. Cultivo Primario M. Zapata 2 a las 48 hrs en placa GSC.

Para realizar una comparación entre los resultados del estudio del 2019 se realizaron nuevamente dos gráficas en las que se miden la cantidad en porcentaje de las muestras que no obtuvieron crecimiento en comparación con las que tuvieron crecimientos de mercados y supermercados. En la **gráfica 3** correspondiente a las muestras obtenidas de mercados podemos observar que en el 84% de las placas no hubo crecimiento de colonias, mientras que en el otro 16% se encontraron colonias en crecimiento. Por otro lado en la **gráfica 4** que corresponde a las muestras de supermercado se puede ver una clara diferencia las muestras del 2019, en estas nuevas

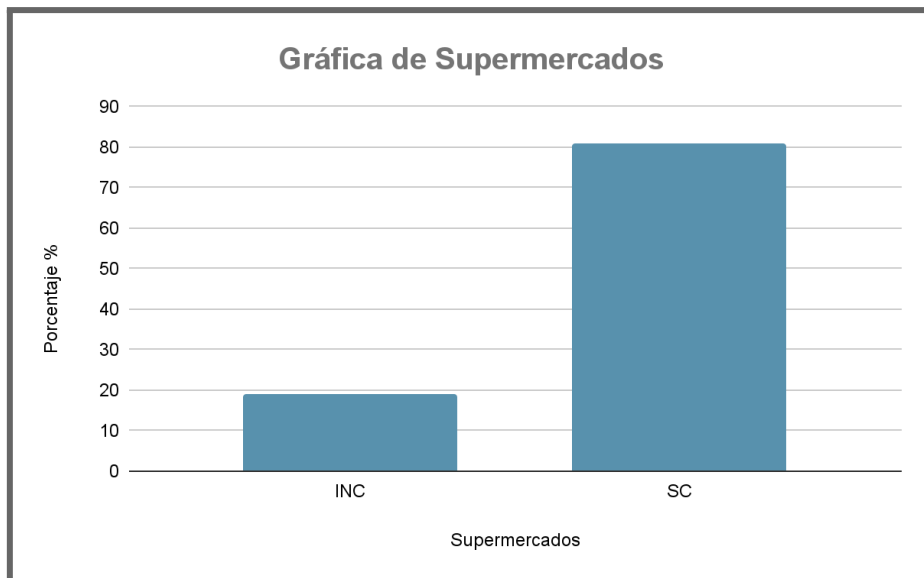
muestras el 81% de las placas no presentaron crecimiento bacteriano mientras que solo el 19% obtuvo colonias creciendo.

Gráfica 3. Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de mercados 2021.



Nota: S/C (Sin crecimiento), INC (Incubar).

Gráfica 4. Cantidad en porcentaje de muestras con INC y SC de supermercados 2021.



Nota: S/C (Sin crecimiento), INC (Incubar).

Por cada placa de GSC en la que hubo crecimiento bacteriano se seleccionaron las colonias que presentaban diferencias morfológicas para realizar un resembrado con cada una de las colonias. El sembrado se realizó con la técnica de

estría cruzada, nuevamente en placas de enriquecimiento (GSC) las cuales se incubaron a 37°C.

Tabla 10. Colonias halladas en las placas GSC de las diferentes sucursales para resiembra.

Muestra	Resiembra de colonias en p/promoción
Z1 de GSC	1) Col. gris grande 2) Col. pequeña blanca
Z2 de GSC	1) Col. grande ombligada 2) Col. β -hemolítica 3) Col. pequeña blanca
5M1 de GSC	1) Col. grande blanca 2) Col. pequeña blanca 3) Col. grande gris 4) Col. pequeña gris
5M2 de GSC	1) Col. blanca 2) Col. gris
CH2 de GSC	1) Col. puntiforme α -hemolítica 2) Col. grande gris
W1 de GSC	1) Col. grande
W2 de GSC	1) Col. puntiforme 2) Col. grande

Nota: p/promoción (Placa de promoción de crecimiento), Z (Mercado Zapata), 5M (Mercado 5 de Mayo), CH (Chedraui Puebla V), W (Walmart Reforma), 1 y 2 al lado de los establecimientos se refiere a cada filete de tilapia muestreado, GSC (Agar Gelosa Sangre de Carnero).

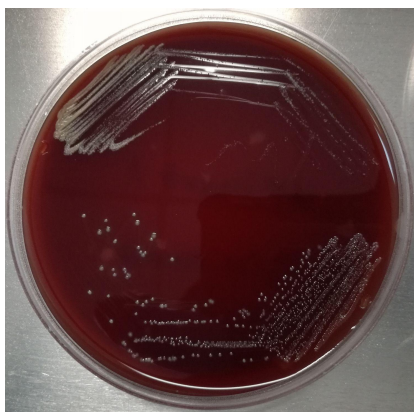


Imagen 8. Resembrado de dos colonias de muestra Walmart 2 a las 24 hrs.

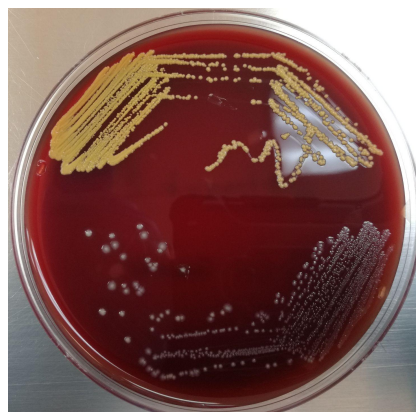


Imagen 9. Resembrado de dos colonias de muestra Walmart 2 a las 48 hrs.

Al igual que los cultivos anteriores se realizaron lecturas a las 24 y 48 hrs en las **imágenes 8 y 9** se puede observar la diferencia en el crecimiento de las colonias. Por último se realizó un último resembrado de las colonias con la finalidad de obtener una muestra fresca para la espectrometría de masas. Tras el crecimiento de las colonias purificadas se realizó una espectrometría de masas con equipo MALDI-TOF para la identificación de las cepas encontradas, a continuación se muestra el principal microorganismo encontrado por cada colonia purificada.

Tabla 11. Principales microorganismos identificados por colonia purificada.

Nombre	Microorganismo (más compatible)	Puntuación	Microorganismo (segundo organismo compatible)	Puntuación
Z1 #1 (+)(B)	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<u>1.779</u>	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<u>1.768</u>
Z1 #2 (-)(C)	N/I	<u>1.282</u>	N/I	<u>1.192</u>
Z2 #1 (+)(B)	<i>Staphylococcus sciuri</i>	<u>1.89</u>	N/I	<u>1.563</u>
Z2 #2 (+)(B)	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<u>1.866</u>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<u>1.774</u>
Z2 #3 (-)(C)	N/I	<u>1.049</u>	N/I	<u>0.961</u>
5M1 #1 (-)(C)	N/I	<u>1.373</u>	N/I	<u>1.247</u>
5M1 #2 (-)(C)	N/I	<u>1.152</u>	N/I	<u>1.129</u>
5M1 #3 (++) (A)	<i>Lactococcus garvieae</i>	<u>2.045</u>	<i>Lactococcus garvieae</i>	<u>1.953</u>

5M1 #4 (-)(C)	N/I	<u>1.215</u>	N/I	<u>1.131</u>
5M2 #1 (-)(C)	N/I	<u>1.571</u>	N/I	<u>1.365</u>
5M2 #2 (+)(A)	<i>Vagococcus fluvialis</i>	<u>2.072</u>	<i>Vagococcus fluvialis</i>	<u>2.005</u>
CH2 #1 (-)(C)	N/I	<u>1.302</u>	N/I	<u>1.225</u>
CH2 #2 (+)(B)	<i>Exiguobacterium aurantiacum</i>	<u>1.817</u>	N/I	<u>1.39</u>
W1 (+)(B)	<i>Staphylococcus sciuri</i>	<u>1.702</u>	N/I	<u>1.428</u>
W2 #1 (-)(C)	N/I	<u>1.56</u>	N/I	<u>1.396</u>
W2 #2 (+)(B)	<i>Lactococcus garvieae</i>	<u>1.932</u>	<i>Lactococcus garvieae</i>	<u>1.74</u>
VGSC (+)(A)	<i>Bacillus subtilis</i>	<u>2.078</u>	<i>Bacillus subtilis</i>	<u>2.04</u>
VSM (-)(C)	<i>Bacillus subtilis</i>	<u>2.081</u>	<i>Bacillus subtilis</i>	<u>1.967</u>

Nota: VC (Mercado Venustiano Carranza), Z (Mercado Zapata), 5M (Mercado 5 de Mayo), CH (Chedraui Puebla V), W (Walmart Reforma), N/I (no identificado), el número 1 y 2 al lado de la sucursal se refiere al filete de tilapia muestreado, #1, #2, #3 y #4 se refieren a la colonia de bacterias encontrada en esa muestra.

Cuando el equipo MALDI Biotyper da resultados este organiza diferentes hojas en las cuales organiza una tabla en la cual muestra la principal bacteria compatible con el espectro de la muestra, de esta manera en la **tabla 11** se presenta el principal microorganismo compatible con el espectro generado de las muestras de las sucursales, adjunto se observa un signo de más (+, ++, +++) o menos (-) y una letra que varía en A, B y C junto con una columna donde se describe el puntaje, estos parámetros son parte de una escala que determina la confiabilidad del resultado obtenido. Así mismo el equipo también genera más tablas en las cuales muestra por cada muestra 10 microorganismos que pueden ser compatibles, ordenándolos la escala de confiabilidad siendo del que tiene mayor puntaje al que tiene menor puntaje, de esta forma en la **tabla 12** se muestran estos resultados obtenidos por cada colonia encontrada en las diferentes sucursales.

Tabla 12. Otros microorganismos compatibles con el espectro.

Muestra	Rango (Calidad)	Patrón Compatible	Punt uació n	NCBI Identifi er
Z1 #1	1	<i>Staphylococcus saprophyticus spp saprophyticus DSM</i>	1.779	<u>147452</u>

	(+)	4853 DSM		
	2 (+)	<i>Staphylococcus saprophyticus</i> spp <i>saprophyticus</i> DSM 20229T DSM	1.768	<u>147452</u>
	3 (+)	<i>Staphylococcus saprophyticus</i> spp <i>saprophyticus</i> DSM 20038 DSM	1.739	<u>147452</u>
	4 (-)	<i>Staphylococcus saprophyticus</i> spp <i>saprophyticus</i> DSM 4852 DSM	1.449	<u>147452</u>
	5 (-)	<i>Staphylococcus saprophyticus</i> spp <i>saprophyticus</i> CCM 2602 CCM	1.411	<u>29385</u>
	6 (-)	<i>Ochrobactrum tritici</i> DSM 13340T HAM	1.338	<u>94626</u>
	7 (-)	<i>Staphylococcus saprophyticus</i> spp <i>bovis</i> DSM 18669T DSM	1.328	<u>29385</u>
	8 (-)	<i>Staphylococcus warneri</i> DSM 20036 DSM	1.261	<u>1292</u>
	9 (-)	<i>Staphylococcus xylosus</i> DSM 20267 DSM	1.243	<u>1288</u>
	10 (-)	<i>Staphylococcus saprophyticus</i> spp <i>saprophyticus</i> CCM 2354 CCM	1.242	<u>29385</u>
Z1 #2	1 (-)	<i>Staphylococcus warneri</i> DSM 20316T DSM	1.282	<u>1292</u>
	2 (-)	<i>Staphylococcus pasteurii</i> 110706_L1 LUMC	1.192	<u>45972</u>
	3 (-)	<i>Lactobacillus mali</i> DSM 20483 DSM	1.183	<u>1618</u>
	4 (-)	<i>Staphylococcus warneri</i> DSM 30728 DSM	1.183	<u>1292</u>
	5 (-)	<i>Staphylococcus pasteurii</i> DSM 10657 DSM	1.117	<u>45972</u>
	6 (-)	<i>Staphylococcus warneri</i> DSM 20036 DSM	1.098	<u>1292</u>
	7 (-)	<i>Staphylococcus pasteurii</i> CCUG 48128 CCUG	1.051	<u>45972</u>
	8 (-)	<i>Terrimonas ferruginea</i> DSM 30193T HAM	1.008	<u>249</u>
	9 (-)	<i>Staphylococcus epidermidis</i> 6b_s ESL	0.993	<u>1282</u>
	10 (-)	<i>Bacillus fordii</i> DSM 16014T DSM	0.986	<u>254759</u>

Z2 #1	1 (+)	<i>Staphylococcus sciuri spp sciuri DSM 20345 DSM</i>	1.89	<u>147467</u>
	2 (-)	<i>Staphylococcus sciuri spp carnaticus DSM 15613T DSM</i>	1.563	<u>147468</u>
	3 (-)	<i>Fictibacillus arsenicus DSM 15822T DSM</i>	1.321	<u>255247</u>
	4 (-)	<i>Staphylococcus sciuri spp sciuri DSM 6671 DSM</i>	1.227	<u>147467</u>
	5 (-)	<i>Lactobacillus plantarum spp plantarum DSM 20174T DSM</i>	1.218	<u>337330</u>
	6 (-)	<i>Clostridium haemolyticum 1069_ATCC 9650 BOG</i>	1.184	<u>84025</u>
	7 (-)	<i>Pseudomonas pertucinogena LMG 1874T HAM</i>	1.178	<u>86175</u>
	8 (-)	<i>Listeria grayi DSM 20596 DSM</i>	1.172	<u>1641</u>
	9 (-)	<i>Blautia coccoides 1035_NCTC 11035T BOG</i>	1.172	<u>1532</u>
	10 (-)	<i>Arthrobacter stackebrandtii DSM 16005T DSM</i>	1.158	<u>272161</u>
Z2 #2	1 (+)	<i>Staphylococcus epidermidis ATCC 12228 THL</i>	1.866	<u>1282</u>
	2 (+)	<i>Staphylococcus epidermidis 10547 CHB</i>	1.774	<u>1282</u>
	3 (+)	<i>Staphylococcus epidermidis DSM 1798 DSM</i>	1.716	<u>1282</u>
	4 (+)	<i>Staphylococcus epidermidis ATCC 14990THL</i>	1.716	<u>1282</u>
	5 (-)	<i>Staphylococcus epidermidis DSM 4851 DSM</i>	1.605	<u>1282</u>
	6 (-)	<i>Staphylococcus epidermidis 4b_r ESL</i>	1.568	<u>1282</u>
	7 (-)	<i>Staphylococcus epidermidis 6b_s ESL</i>	1.551	<u>1282</u>
	8 (-)	<i>Staphylococcus epidermidis DSM 3269 DSM</i>	1.527	<u>1282</u>
	9 (-)	<i>Staphylococcus epidermidis ATCC 12228 CHB</i>	1.522	<u>1282</u>
	10	<i>Staphylococcus capitis ssp capitis DSM 6180 DSM</i>	1.417	<u>72758</u>

	(-)			
Z2 #3	1 (-)	<i>Rothia endophytica</i> 16LM001559_1c_b ACL	1.049	<u>32207</u>
	2 (-)	<i>Clostridium saudiense</i> ENR_0352 ENR	0.961	<u>1485</u>
	3 (-)	<i>Paenibacillus</i> sp DSM 1481 DSM	0.954	<u>44249</u>
	4 (-)	<i>Actinomyces europaeus</i> CCUG 32789_AT CCUG	0.95	<u>66228</u>
	5 (-)	<i>Leptotrichia goodfellowii</i> DSM 19756T DSM	0.912	<u>157692</u>
	6 (-)	<i>Pseudomonas azotifigens</i> DSM 17556T LGL	0.874	<u>291995</u>
	7 (-)	<i>Corynebacterium durum</i> NO_12 HUA	0.868	<u>61592</u>
	8 (-)	<i>Weissella viridescens</i> DSM 20410T DSM	0.852	<u>1629</u>
	9 (-)	<i>Rhodococcus gordoniae</i> DSM 44690 DSM	0.844	<u>223392</u>
	10 (-)	<i>Alcaligenes faecalis</i> ssp faecalis DSM 30030T HAM	0.842	<u>32001</u>
5M1 #1	1 (-)	<i>Clostridium beijerinckii</i> 1011_DSM 552 BOG	1.373	<u>1520</u>
	2 (-)	<i>Pseudomonas congelans</i> DSM 14939T HAM	1.247	<u>200452</u>
	3 (-)	<i>Pichia occidentalis</i> CBS 1910 CBS	1.231	<u>54552</u>
	4 (-)	<i>Paenartrobacter aurescens</i> DSM 20116T DSM	1.21	<u>43663</u>
	5 (-)	<i>Clostridium beijerinckii</i> 1072_ATCC 25752T BOG	1.21	<u>1520</u>
	6 (-)	<i>Clostridium novyi</i> A 1025_NCTC 538 BOG	1.173	<u>1542</u>
	7 (-)	<i>Pseudomonas lutea</i> LMG 21974T HAM	1.163	<u>243924</u>
	8 (-)	<i>Staphylococcus succinus</i> ssp succinus DSM 14617T DSM	1.146	<u>224030</u>
	9 (-)	<i>Pseudomonas stutzeri</i> B367 UFL	1.128	<u>316</u>

	10 (-)	<i>Candida viswanathii</i> RV5_MY_1_11 ERL	1.114	<u>5486</u>
5M1 #2	1 (-)	<i>Paenibacillus</i> sp 09 CTC	1.152	<u>44249</u>
	2 (-)	<i>Pandoraea norimbergensis</i> DSM 11628T HAM	1.129	<u>93219</u>
	3 (-)	<i>Clostridium beijerinckii</i> 1011_DSM 552 BOG	1.125	<u>1520</u>
	4 (-)	<i>Cutibacterium avidum</i> 339 RLT	1.117	<u>33010</u>
	5 (-)	<i>Microbacterium halotolerans</i> DSM 15855T DSM	1.114	<u>246613</u>
	6 (-)	<i>Escherichia coli</i> MB11464_1 CHB	1.099	<u>562</u>
	7 (-)	<i>Acidovorax defluvii</i> DSM 12644T HAM	1.077	<u>86669</u>
	8 (-)	<i>Streptococcus mitis</i> NRZ 49046 NRZ	1.068	<u>28037</u>
	9 (-)	<i>Escherichia coli</i> DH5alpha BRL	1.036	<u>562</u>
		10 (-)	<i>Cutibacterium avidum</i> DSM 4901T DSM	1.024
5M1 #3	1 (++)	<i>Lactococcus garvieae</i> DSM 6783 DSM	2.045	<u>1363</u>
	2 (+)	<i>Lactococcus garvieae</i> DSM 20684T DSM	1.953	<u>1363</u>
	3 (+)	<i>Lactococcus garvieae</i> DSM 20385 DSM	1.778	<u>1363</u>
	4 (-)	<i>Lactobacillus gasseri</i> DSM 20077 DSM	1.276	<u>1596</u>
	5 (-)	<i>Flavobacterium psychrolimnae</i> DSM 16141T DSM	1.212	<u>249351</u>
	6 (-)	<i>Streptococcus equi_ssp_zooepidemicus</i> ATCC 43079T THL	1.208	<u>40041</u>
	7 (-)	<i>Burkholderia pyrocinia</i> LMG 14191T HAM	1.16	<u>60550</u>
	8 (-)	<i>Lactobacillus malefermentans</i> DSM 20177 DSM	1.157	<u>176292</u>
		9	<i>Lactobacillus brevis</i> DSM 20054T DSM	1.128

	(-)			
	10 (-)	<i>Lactobacillus pentosus</i> DSM 16366 DSM	1.094	<u>1589</u>
5M1 #4	1 (-)	<i>Staphylococcus sciuri ssp sciuri</i> DSM 20345T DSM	1.215	<u>147467</u>
	2 (-)	<i>Clostridium tertium</i> 1048_NCTC 541 BOG	1.131	<u>1559</u>
	3 (-)	<i>Staphylococcus aureus ssp aureus</i> DSM 346 DSM	1.122	<u>46170</u>
	4 (-)	<i>Tissierella praeacuta</i> 1078_ATCC 33268T BOG	1.094	<u>43131</u>
	5 (-)	<i>Burkholderia vietnamiensis</i> LMG 10929T HAM	1.073	<u>60552</u>
	6 (-)	<i>Mycobacterium xenopi</i> 0690 BSI	1.062	<u>1789</u>
	7 (-)	<i>Lactobacillus fructivorans</i> DSM 20203T DSM	1.011	<u>1614</u>
	8 (-)	<i>Bifidobacterium scardovii</i> P3flue_li 1AN USH	1.001	<u>158787</u>
	9 (-)	<i>Staphylococcus gallinarum</i> CCUG 51322 CCUG	0.983	<u>1293</u>
	10 (-)	<i>Microbacterium phyllosphaerae</i> 16LM001565_1_x ACL	0.961	<u>124798</u>
5M2 #1	1 (-)	<i>Rothia endophytica</i> 16LM001559_1c_b ACL	1.571	<u>32207</u>
	2 (-)	<i>Methylobacterium mesophilicum</i> MB162 ULF	1.365	<u>39956</u>
	3 (-)	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> CBS 100471 CBS	1.328	<u>474922</u>
	4 (-)	<i>Cutibacterium avidum</i> 339 RLT	1.319	<u>33010</u>
	5 (-)	<i>Aromatoleum terpenicum</i> pCyN1 MPB	1.276	<u>12960</u>
	6 (-)	<i>Paraburkholderia tuberum</i> LMG 21444T HAM	1.267	<u>157910</u>
	7 (-)	<i>Aromatoleum aromaticum</i> EbN1 MPB	1.221	<u>12960</u>
	8 (-)	<i>Lelliottia amnigena</i> DSM 30055 DSM	1.189	<u>61646</u>

	9 (-)	<i>Lactobacillus malefermentans</i> DSM 20570 DSM	1.161	<u>176292</u>
	10 (-)	<i>Bacillus psychrosaccharolyticus</i> DSM 6T DSM	1.157	<u>1407</u>
5M2 #2	1 (++)	<i>Vagococcus fluvialis</i> DSM 21402 DSM	2.072	<u>2738</u>
	2 (++)	<i>Vagococcus fluvialis</i> CCUG 42871 CCUG	2.005	<u>2738</u>
	3 (+)	<i>Vagococcus fluvialis</i> 15054442_3 MVD	1.97	<u>2738</u>
	4 (+)	<i>Vagococcus fluvialis</i> LMG 12318 LMG	1.859	<u>2738</u>
	5 (+)	<i>Vagococcus fluvialis</i> DSM 5732 DSM	1.799	<u>2738</u>
	6 (+)	<i>Vagococcus fluvialis</i> DSM 5731T DSM	1.782	<u>2738</u>
	7 (+)	<i>Vagococcus fluvialis</i> LMG 11736 LMG	1.775	<u>2738</u>
	8 (+)	<i>Vagococcus fluvialis</i> 0903M02_085701 IBS	1.732	<u>2738</u>
	9 (-)	<i>Clostridium beijerinckii</i> 1011_dsm 552 BOG	1.387	<u>1520</u>
	10 (-)	<i>Acinetobacter lwoffii</i> B101 UFL	1.368	<u>28090</u>
CH2 #1	1 (-)	<i>Pseudomonas veronii</i> B561 UFL	1.302	<u>76761</u>
	2 (-)	<i>Staphylococcus lugdunensis</i> DSM 4804T DSM	1.225	<u>28035</u>
	3 (-)	<i>Arthrobacter</i> sp P1 B386 UFL	1.212	<u>1663</u>
	4 (-)	<i>Staphylococcus haemolyticus</i> 991400353 LBK	1.205	<u>1283</u>
	5 (-)	<i>Cupriavidus necator</i> B238 UFL	1.195	<u>106590</u>
	6 (-)	<i>Kytococcus sedentarius</i> IMET 11362T HKJ	1.185	<u>1276</u>
	7 (-)	<i>Paenarthrobacter aurescens</i> DSM 20116T DSM	1.174	<u>43663</u>
	8	<i>Clostridium disporicum</i> DSM 5521T DSM	1.171	<u>84024</u>

	(-)			
	9 (-)	<i>Micrococcus luteus</i> IMET 11249 HKJ	1.159	<u>1270</u>
	10 (-)	<i>Massilia sp</i> 992100145_2 LBK	1.131	<u>149698</u>
CH2 #2	1 (+)	<i>Exiguobacterium aurantiacum</i> 290 RLT	1.817	<u>33987</u>
	2 (-)	<i>Exiguobacterium sp</i> [3] CICC 24060 CICC	1.39	<u>33986</u>
	3 (-)	<i>Exiguobacterium sp</i> [3] CICC 24060 CICC	1.369	<u>33986</u>
	4 (-)	<i>Exiguobacterium sp</i> [3] CICC 24060 CICC	1.35	<u>33986</u>
	5 (-)	<i>Listeria grayi</i> DSM 20596 DSM	1.17	<u>1641</u>
	6 (-)	<i>Arthrobacter citreus</i> IMET 10680T HKJ	1.143	<u>1670</u>
	7 (-)	<i>Bacteroides nordii</i> ENR_0246 ENR	1.135	<u>291645</u>
	8 (-)	<i>Clostridium indolis</i> DSM 755T DSM	1.129	<u>69425</u>
	9 (-)	<i>Haemophilus parasuis</i> ISU 38809 ISUV	1.127	<u>738</u>
	10 (-)	<i>Candida parapsilosis</i> DSM 4237 DSM	1.125	<u>5480</u>
W1	1 (+)	<i>Staphylococcus sciuri spp sciuri</i> DSM 20345T DSM	1.702	<u>147467</u>
	2 (-)	<i>Clostridium beijerinckii</i> 1011_DSM 552 BOG	1.428	<u>1520</u>
	3 (-)	<i>Staphylococcus sciuri ssp carnaticus</i> DSM 15613T DSM	1.393	<u>147468</u>
	4 (-)	<i>Fictibacillus arsenicus</i> DSM 15822T DSM	1.287	<u>255247</u>
	5 (-)	<i>Neisseria meningitidis</i> Serogroup_Y BRL	1.274	<u>487</u>
	6 (-)	<i>Staphylococcus aureus spp aureus</i> DSM 3463 DSM	1.27	<u>46170</u>
	7 (-)	<i>Arthrobacter psychrolactophilus</i> DSM 15612T DSM	1.247	<u>92442</u>

	8 (-)	<i>Nocardia farcinica</i> 121106_09 HUA	1.234	<u>37329</u>
	9 (-)	<i>Arthrobacter ramosus</i> IMET 10685T HKJ	1.209	<u>1672</u>
	10 (-)	<i>Staphylococcus sciuri</i> spp <i>sciuri</i> DSM 6671 DSM	1.202	<u>147467</u>
W2 #1	1 (-)	<i>Kocuria rhizophila</i> DSM 46222 DSM	1.506	<u>72222</u>
	2 (-)	<i>Kocuria rhizophila</i> DSM 348 DSM	1.396	<u>72000</u>
	3 (-)	<i>Thauera chlorobenzoica</i> 3CB_1 MPB	1.136	<u>96773</u>
	4 (-)	<i>Pseudomonas putida</i> DSM 50198 HAM	1.035	<u>303</u>
	5 (-)	<i>Pantoea agglomerans</i> CCM 4412 CCM	1.035	<u>549</u>
	6 (-)	<i>Acinetobacter dijkschoorniae</i> RUH_005 HCB	1.029	<u>469</u>
	7 (-)	<i>Phoma exigua</i> ssp <i>exigua</i> CBS 431_74 CBS	1.006	<u>79605</u>
	8 (-)	<i>Arthrobacter roseus</i> DSM 14508T DSM	1.003	<u>136274</u>
	9 (-)	<i>Pantoea agglomerans</i> CCM 4413 CCM	0.981	<u>549</u>
	10 (-)	<i>Paeniglutamicibacter gangotriensis</i> DSM15796T DSM	0.978	<u>254787</u>
W2 #2	1 (+)	<i>Lactococcus garvieae</i> DSM 20684T DSM	1.932	<u>1363</u>
	2 (+)	<i>Lactococcus garvieae</i> DSM 6783 DSM	1.74	<u>1363</u>
	3 (-)	<i>Lactococcus garvieae</i> DSM 20385 DSM	1.589	<u>1363</u>
	4 (-)	<i>Lactobacillus coryniformis</i> ssp <i>torquens</i> DSM 20005 DSM	1.172	<u>115542</u>
	5 (-)	<i>Streptococcus equi</i> _spp_ <i>zooepidemicus</i> ATCC 43079T THL	1.166	<u>40041</u>
	6 (-)	<i>Lactobacillus brevis</i> DSM 1267 DSM	1.165	<u>1580</u>
	7	<i>Shewanella profunda</i> DSM 15900T HAM	1.144	<u>254793</u>

(-)			
8 (-)	<i>Rhizobium radiobacter</i> B165 UFL	1.14	<u>358</u>
9 (-)	<i>Streptococcus salivarius</i> IBS_MS_23 IBS	1.137	<u>1304</u>
10 (-)	<i>Acinetobacter gernerii</i> DSM 14967T HAM	1.132	<u>202952</u>

Nota: VC (Mercado Venustiano Carranza), Z (Mercado Zapata), 5M (Mercado 5 de Mayo), CH (Chedraui Puebla V), W (Walmart Reforma), N/I (no identificado), el número 1 y 2 al lado de la sucursal se refiere al filete de tilapia muestreado, #1, #2, #3 y #4 se refieren a la colonia de bacterias encontrada en esa muestra.

9. Discusión

De los hallazgos en cuanto a las bacterias aisladas e identificadas es importante resaltar la baja carga bacteriana en las muestras, es decir, solo algunas colonias como se detalla a continuación; en la **tabla 9** de la lectura del cultivo primario, el crecimiento de colonias fue completamente nulo en las placas MacConkey, Sal y Manitol y Papa Dextrosa siendo el medio Gelosa Sangre de Carnero el único en presentar un crecimiento de colonias, sin embargo 3 de las muestras (VC1, VC2 y CH1) no tuvieron crecimiento, la muestra con menor crecimiento (W1) presentó únicamente 1 UFC, ocho de las muestras mostraron entre 3 y 6 UFC y solo una muestra (5M1) obtuvo más de 10 UFC. Tenemos que recordar que el medio Gelosa Sangre de Carnero es un medio enriquecido, la función de este medio es otorgar un ambiente nutritivo y promover el crecimiento de microorganismos. Al no haber en la literatura un rango máximo de carga bacteriana de estas bacterias en los alimentos no podemos determinar con exactitud en qué cantidad estos microorganismos serían considerados aptos para el consumo o peligrosos para la salud, pero teniendo en cuenta que este crecimiento se observó hasta las 48 hrs cuando por lo general en las primeras 18 - 24 hrs el crecimiento debería ser evidente y por la baja cantidad de UFC que se reportaron en las placas de GSC podemos decir que estos filetes no poseen una carga bacteriana que pueda ser peligrosa en caso de ser consumida.

Es importante destacar que dada la baja la cantidad de UFC fue necesario realizar resiembras para promoción a crecimiento y contar con una cantidad suficiente de bacterias para su identificación. En la sección de resultados se mostraron 4 gráficas en las cuales se representaban las placas donde se realizaron los cultivos primarios y se comparan la cantidad en porcentaje de las placas donde hubo crecimiento marcado como INC (incubar) y SC (sin crecimiento); en las **gráficas 1 y 3** se muestran las placas de las muestras provenientes de los 3 mercados (Mercado Venustiano Carranza, Mercado 5 de Mayo y Mercado Zapata), comparando los resultados del 2019 y 2021 se observa que la cantidad de placas con crecimiento bacteriano incrementó, estando por debajo del 10% en el 2019 y

llegando a 16% en 2021. Por otro lado los resultados de los supermercados (Chedraui y Walmart) en las **gráficas 2 y 4** se observa una reducción en las placas con crecimiento bacteriano siendo que en el 2019 se encontró cerca del 60% y durante el 2021 bajo a 19%, esto se atribuye a que durante estos dos periodos pudo haber un cambio en el manejo de los productos, en estos se pueden incluir cambio del personal, cambios en las técnicas de bioseguridad por parte de los trabajadores o cambios en el manejo de las temperaturas y los utensilios con los que se trabaja el pescado.

Debido a que los filetes de tilapia sellados al vacío no pasan por un proceso de esterilización de ningún tipo ya que antes de su empaquetado al vacío simplemente se lavan con agua potable y se les deja secar el exceso de agua (FAO, 2014); Se esperaba hallar una mayor variedad y un crecimiento alto de microorganismos en las muestras, pero al contrario de esta especulación el crecimiento fue bajo y la variedad no fue tan extensa como se esperaba. A pesar de haber encontrado bacterias presentes en los filetes estos no representan un peligro para el consumidor, debido a la baja carga bacteriana, por lo que se demuestra que hay un buen manejo sanitario en la producción de estos alimentos. De las dos hipótesis planteadas, en la primera se afirmaba que habría bacterias patógenas presentes en los filetes de tilapia, con lo observado en los resultados de la espectrometría de masas MALDI-TOF se confirma lo que se establece en la primera hipótesis, mientras que en la segunda hipótesis se afirmaba que se encontraría una mayor carga bacteriana en los filetes de tilapia de los mercados que de los supermercados, como se mencionó anteriormente el crecimiento bacteriano fue mayor en las muestras (5M1 y Z2) siendo estas referentes a los mercados de la Ciudad de Puebla, por tanto si tuvo mayor carga bacteriana que de los supermercados cumpliendo así la segunda hipótesis del trabajo.

Se realizó una tabla de metaanálisis comparando los métodos de identificación utilizados en este proyecto y los métodos usados en la NOM-242-SSA1-2009 para la detección de ciertas bacterias patógenas descritas en esta norma. Mientras que el enfoque que se tuvo para este estudio fue identificar la mayor diversidad de microorganismos presentes en los filetes los métodos en la Nom se enfocan en buscar la presencia de bacterias ya conocidas y su carga bacteriana.

Tabla 13. Metanálisis técnicas de identificación de microorganismos.

Microorganismo descrito en la NOM-242 y NOM-027	Técnica(s) de identificación utilizadas en la NOM	Técnica de identificación utilizada en este estudio
<i>Clostridium botulinum</i>	<ul style="list-style-type: none"> ● Técnica de dilución ● Aislamiento en medios CMM, TPGY y CBI 	Espectrometría de masas MALDI-TOF

Coliformes fecales y/o <i>E. Coli</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Técnica de dilución. • Técnica de número más probable. • Cuenta en placa (Agar Rojo Violeta Bilis). 	
<i>Listeria monocytogenes</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Prueba de movilidad en fresco • Prueba de catalasa • Tinción de gram • Prueba de hemólisis • Prueba de reducción de nitratos • Prueba de movilidad en agar • Prueba utilización de carbohidratos • Prueba de Cristine-Atkins-Munch-Peterson 	
<i>Salmonella spp</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Identificación bioquímica • Identificación serológica 	
<i>Staphylococcus aureus</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Técnica de dilución. • Aislamiento bacteriano • Prueba coagulasa y termonucleasa 	
<i>Vibrio cholerae</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Tinción de Gram • Prueba bioquímica (TSI, KIA, AGS, T1N3, T1N0, GA, GS y Caldo de Hugh-Leifson) • Prueba serológica de aglutinación 	
<i>Vibrio parahaemolyticus</i>		
<i>Vibrio vulnificus</i>		
Termófilos anaerobios esporulados	<ul style="list-style-type: none"> • Conteo de UFC en placa 	
Termófilos aerobios esporulados		
Mesófilos anaerobios esporulados		
Mesófilos aerobios esporulados		
Enterotoxinas estafilocócicas	<ul style="list-style-type: none"> • Técnica de dilución. • Inoculación en ratones. 	NO SE INVESTIGÓ
Toxina botulínica		

Nota: CMM (Caldo Carne Cocida), TPGY (Caldo Glucosa Peptona Triptica Extracto de Levadura), CIB (Agar Aislamiento Clostridium botulinum), TSI (Agar de Triple Azúcar y Hierro), KIA (Agar de Hierro Kliger), AGS (Arginina y glucosa), T1N3 (Caldo Triptona al 3% de NaCl), T1N0 (Caldo Triptona sin NaCl), GA (Agar Gelatina), GS (Agar Gelatina con 3% de NaCl).

La NOM-242-SSA1-2009 utiliza principalmente métodos de diluciones y bioquímicas para la diferenciación de microorganismos, aunque estas técnicas han sido eficaces y no se han modificado desde última actualización de la Nom durante el 2009, se encuentran limitadas al no tener una gama tan amplia de

microorganismos que son capaces de identificar, aunque ciertamente no se considere necesario en la NOM buscar otras bacterias que las ya establecidas es posible que otras bacterias potencialmente patógenas se encuentren presentes en los alimentos y no sean tomadas en cuenta. Con el método de espectrometría de masas MALDI-TOF empleado en este estudio se pudo observar bacterias que no estaban descritas en la lista de microorganismos de la NOM-242 y NOM-027, sin embargo las toxinas producidas por las bacterias no es posible identificarlas con este método por lo que la presencia de toxinas en los filetes muestreados durante este estudio es desconocido, volviendo a la identificación de bacterias la espectrometría de masas MALDI-TOF es una técnica rápida que asegura resultados confiables ya que se analizan las proteínas ribosomales de las bacterias para identificarlas al contrario de las pruebas bioquímicas que interpreta las reacciones fenotípicas que producen las bacterias con los medios.

La medición de cargas bacterianas en los alimentos depende del método de identificación que se utiliza, como se vio en la tablade metaanálisis de técnicas existen diversos métodos por los cual se puede llegar a medir este valor de un solo agente, el microorganismo a evaluar ya que cada bacteria tiene un límite máximo en el que este puede llegar a ser perjudicial para el consumidor, el tipo de alimento muestreado porque un alimento que solo se conserva en congelacion o refrigeracion podrá tener cierta carga bacteriana sin que sea problemática pero en comparación con alimentos que han pasado por un proceso de pasteurización o esterilización deberán tener un margen menor o nulo en la carga de estas bacterias y por último la zona geográfica ya que dependiendo de la región en la que se encuentre se buscarán ciertos microorganismos son más relevantes que otros porque se les encuentra con mayor frecuencia en dicha región.

Al analizar los resultados de la espectrometría de masas MALDI-TOF se observó que las bacterias que obtuvieron una puntuación alta en la compatibilidad con las muestras son 3 agentes, de los cuales dos de ellos son no patógenos y es común encontrarlos en el ambiente, el otro restante es un patógeno de importancia en la acuicultura ya que aumenta la mortalidad en los estanques y además en un agente zoonótico el cual compromete la salud humana. Hubo 9 resultados con puntuación baja y marcados como no identificados, esto se le atribuye a que este microorganismo no se encuentra en la base de datos de el equipo, recordemos que estos equipos en su registro de datos se encuentran microorganismos que son clínicamente relevantes, esto quiere decir que estas bacterias al no estar en la base de datos del equipo son microorganismos comunes en el ambiente y no son importantes clínicamente porque no son patógenos para los seres humanos y animales. En cuanto a los otros 6 resultados se dividen entre agentes patógenos que se observan con poca frecuencia o patógenos oportunistas y patógenos relevantes para la salud humana.

Se realizó una segunda tabla de metaanálisis para facilitar la discusión de estos agentes encontrados en las muestras, se exploraron características generales de las bacterias y su importancia clínica enfocada en la salud de los humanos y de ser relevante en los peces. Esta tabla se dividió en dos partes siendo la primera los microorganismos que fueron los resultados marcados como el principal compatible en la prueba de espectrometría de masas MALDI-TOF y la segunda parte corresponde a los otros resultados que también son compatibles con las muestras.

Tabla 14. Metanálisis Principales microorganismos identificados por colonia.

Microorganismo	Tinción de Gram	Características	Importancia clínica	Autor
<i>Bacillus subtilis</i>	BGP	Puede ser aerobio o anaerobio, productora de esporas, mesófila (25 - 40°C), usada como probiótico	No patógeno	(Gutierrez, 2021), (Nacato y Valencia, 2016)
<i>Exiguobacterium aurantiacum</i>	BGP	Flora natural de la piel en humanos, anaerobio facultativo, no produce esporas, puede crecer en pH alcalinos de 8 - 10 y en temperaturas de 5°C, produce infecciones leves.	Rara vez patógeno	(Pitt, 2007), (Chen 2017), (Strahsburger, 2018)
<i>Lactococcus garvieae</i>	CGP	Anaerobia facultativa, no produce esporas, crece en un rango de 4 - 45°C, puede habitar en agua dulce y salada, relacionado a endocarditis bacterianas en humanos, produce septicemias hemorrágicas en peces.	Zoonótico Patógeno	(Meyburgh, 2017), (Ortega, 2020).
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	CGP	Integrante de la flora normal de la piel humana, puede causar daño en bazo y riñones en tilapias.	Rara vez patógeno	(V. Seija, 2017)
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	CGP	Agente causal de infecciones en tracto urinario, es el segundo agente causal de cistitis en humanos	Patógeno	(Fariña N, 2005)
<i>Staphylococcus sciuri</i>	CGP	Produce afecciones a nivel del endocardio, shock séptico e infecciones del tracto urinario	Patógeno	(Orozco, 2018)
<i>Vagococcus fluvialis</i>	CGP	Presente en agua y heces de diversos animales, usado como probiótico en peces, produce infecciones leves en humanos.	Rara vez patógeno	(Gutierrez, 2021), (Giannattasio, 2021)

Nota: BGP (Bacilo Gram Positivo), BGN (Bacilo Gram Negativo), CGP (Coco Gram Positivo), CGN (Coco Gram Negativo).

Estas bacterias tienen en común que son anaerobias, a excepción de las cepas de *Staphylococcus* que son principalmente aerobias pero pueden sobrevivir en ambientes anaerobios, que estas bacterias se encuentren presentes en los filetes tiene sentido ya que estos vienen empaquetados al alto vacío para su conservación previene el crecimiento de bacterias aerobias estrictas. También se puede encontrar bacterias que son usadas como probióticos en la acuicultura como en el caso de *Bacillus subtilis* y *Vagococcus fluvialis*, la presencia de estos agentes no es alarmante ya que son de ayuda para la crianza de los peces.

Pero en el caso de *Vagococcus fluvialis* se han llegado a reportar que causa infecciones urinarias en mamíferos y dos casos en humanos siendo uno relacionado a endocarditis bacteriana y otro un caso de una infección en cavidad oral provocada por lesiones (Giannattasio, 2021), al ser pocos los casos reportados en la literatura de *V. fluvialis* como un patógeno para los seres humanos este se ha empezado a probar como probiótico en la acuicultura con la seguridad de que no sea un peligro para el humano. En el caso de *Bacillus subtilis* está comprobado que no produce enfermedades en organismos vertebrados y forma parte de las mezclas de probióticos de uso común en acuicultura por lo que su presencia en los alimentos no se considera peligroso para el consumidor.

Por otro lado también se encuentran entre los resultados bacterias que se encuentran de forma normal en la piel de los humanos estos fueron *Exiguobacterium aurantiacum* y *Staphylococcus epidermidis*, al revisar la literatura podemos saber que *Exiguobacterium aurantiacum* es una bacteria que no se reporta con frecuencia en humanos, se ha encontrado en bacteriemias, neumonías e infecciones cutáneas, teniendo en cuenta que *E. aurantiacum* no tiene un potencial patógeno elevado su presencia en los resultados no parece muy relevante pero esto no quiere decir que no pueda ser descartado por completo.

Este agente se presenta en pacientes con una enfermedad subyacente o condiciones que los predisponen a enfermedades, tales como cirrosis, mielomas múltiples, diabetes tipo II y abusos de sustancias, otro aspecto a tener en cuenta es que este agente posee genes que lo predisponen a producir resistencias a antibióticos como macrólidos, tetraciclinas y aminoglucósidos (Chen, 2017), siendo una bacteria generalmente no patógena esta puede producir infecciones de difícil tratamiento de no ser atendidas adecuadamente debido a sus características.

Staphylococcus epidermidis se considera un patógeno oportunista en la tilapia, este suele aparecer en condiciones de estrés en los estanques como altas poblaciones y cambios de temperatura, por lo general se frecuenta en el periodo de primavera. Esta bacteria produce signos clínicos típicos de una infección por *Staphylococcus* en tilapias siendo ulceraciones en la cola, exoftalmia y congestión los principales indicadores de esta patología (Kubilay & Ulukoy, 2004), *S. epidermidis* se encuentra de forma natural en la piel humana por lo que las infecciones con *S. epidermidis* se relacionan con frecuencia a inmunosupresiones por lo tanto es difícil relacionarlo directamente a una infección transmitida por alimentos, mientras que en los peces su principal contacto por el cual se llegan a contagiar es el hecho de que *S. epidermidis* puede hallarse en el agua de forma normal.

Por último se hallaron 3 bacterias que son patógenas, *Lactococcus garvieae*, *Staphylococcus saprophyticus* y *Staphylococcus sciuri*, de estos tres agentes

Lactococcus garvieae aunque no está comprobado se considera que tiene un potencial zoonótico (Meyburg, 2017), esta bacteria es un patógeno importante en la acuicultura, produce septicemias hemorrágicas principalmente en truchas arcoiris pero también se ha llegado a encontrar en tilapias, produce pérdidas en la producción acuícola y aunque la relación entre el consumo de pescado y las infecciones de *L. garvieae* en humanos no está del todo explorada hay que tomar en cuenta que se relaciona a casos de endocarditis bacterianas en humanos.

También es de importancia saber que este agente también presenta genes que le ayuda a desarrollar resistencias a antibióticos como la eritromicina, lincomicina, y tetraciclinas (Meyburg, 2017), por lo que se considera que es fácil que desarrolle resistencia y se convierta en una bacteria de tratamiento complicado.

Staphylococcus sciuri es un patógeno que por lo general se le observa en infecciones urinarias, infecciones de tejidos blandos entre otras de humanos en pacientes con historial de inmunosupresión pero es capaz de infectar organismos sanos por lo que no es un patógeno oportunista (Orozco, 2018), en las tilapias también puede encontrarse en los tejidos blandos, ha sido hallada previamente en filetes de venta por la alta capacidad de colonización del microorganismo debido a su distribución amplia en el ambiente y además presenta genes que le permiten desarrollar resistencia a antibióticos (Boari, 2008). Con respecto al contagio relacionado con el consumo de alimentos contaminados con *S. sciuri* parece poco relevante, teniendo en cuenta que también se encuentra en el agua, suelos y la piel.

Staphylococcus saprophyticus también es un agente que encuentra comúnmente en infecciones del tracto urinario en los humanos y aunque ha sido aislado anteriormente en tilapias (Shinkafi & Ukwaja, 2010) no se ha detectado una relación entre el consumo de tilapia y esta enfermedad en los humanos, el género *Staphylococcus* se encuentra en el medio ambiente y en la flora natural de los mamíferos y otros seres vivos de forma natural por lo que una infección de este tipo puede ser generada por la simple exposición al ambiente y no necesariamente transmitida por el consumo de alimentos por lo que no es de sorprender que bacterias como *S. saprophyticus*, *S. sciuri* y *L. garvieae* pueden hallarse tanto en tilapias como en humanos sin que tengan relación directa y esto se confirma con la respectiva cepa aislada de estos microorganismos siendo que en humanos se encuentran cepas diferentes a las aisladas en tilapias.

Anteriormente se mencionó que en las NOM-242 y NOM-027 solo toma en cuenta la cepa *Staphylococcus aureus* como la única cepa del género *Staphylococcus* a identificar en los alimentos para consumo humano, esto se debe a que *S. aureus* es un contaminante que se encuentra con frecuencia en alimentos donde se han encontrado errores en el manejo como se ha mencionado anteriormente es un agente que se encuentra de forma normal en los humanos por lo que se utiliza como un indicador de referencia en la deficiencia del manejo, además es una cepa importante por que produce toxinas estafilocócicas las cuales de ser consumidas produce malestares como vómitos, diarreas, náuseas y espasmos abdominales a las 4 hrs y son de las principales causas en los cuadros de intoxicaciones por alimentos en humanos (Alarcon, 2017), la habilidad de producir toxinas no es propia de todas las cepas de *Staphylococcus*, a diferencia de *S. aureus* las cepas *S. sciuri*, *S. epidermidis* y *S. saprophyticus* no las producen.

Tabla 15. Metanálisis de otros microorganismos compatibles con el espectro.

Microorganismo	Tinción de Gram	Características	Importancia clínica	Autor
<i>Acidovorax defluvi</i>	BGN	Componente normal del suelo, aerobio, mesófila (25 - 40°C)	No patógeno	(Choi, 2010), (CCUG, 2004)
<i>Acinetobacter dijshoorn iae</i>	CBGN	Componente normal del suelo, aerobio estricto, crece en temperaturas de 25 - 44°C, produce infecciones leves.	Rara vez patógeno	(Cosgaya, 2016), (Marí-Almirall 2019)
<i>Acinetobacter gerner</i>	CBGN	Componente normal del suelo, aerobio estricto, crece a temperaturas de 37 - 41°C	No patógeno	(Carr, 2003)
<i>Acinetobacter lwoffii</i>	CBGN	Flora natural de la piel y orofaringe humana, aerobio estricto, crece en temperatura de 35°C, produce bacteremia.	Rara vez patógeno	(Ku, 2000)
<i>Actinomyces europaeus</i>	BGP	Flora natural de la cavidad oral, orofaringe, tracto GI y genital femenino, crece en medios aerobios y anaerobios	Patógeno	(Zarrif, 2019)
<i>Alcaligenes faecalis ssp faecalis</i>	BGN	Presente en el suelo, temperatura de crecimiento 30°C, patógeno humano.	Patógeno oportunista	(Phung, 2012)
<i>Aromatoleum aromaticum</i>	BGN	Puede encontrarse en el agua y suelo, aerobio facultativo, crece en temperaturas de 5 - 40°C, puede sobrevivir en un ph de 6.1 - 9.0	No patógeno	(Rabus, 2019)
<i>Aromatoleum terpenicum</i>	BGN	Presente en suelo y superficie de las plantas, mesófila.	No patógena	(Chien, 2016), (Rovna, 2020)
<i>Arthrobacter citreus</i>	BGP	Aerobio facultativo, crece óptimamente en temperaturas de 25°C con ph de 7.0	No patógeno	(Karigar, 2006)
<i>Arthrobacter psychrolactophilus</i>	BGP	Presente en el suelo, aerobio facultativo, crece en temperaturas de 0°C, probiótico en trucha arcoiris.	No patógeno	(Smith & Zahnley, 2005), (Lowrey, 2015)
<i>Arthrobacter ramosus</i>	BGP	Componente normal del suelo, aerobio facultativo.	No patógeno	(Yamamoto, 2001)
<i>Arthrobacter roseus</i>	BGP	Presente en el agua, aerobio facultativo, no forma esporas, crece en temperaturas de 5 - 30°C y ph de 6 - 12.	No patógeno	(Reddy, 2002)
<i>Arthrobacter sp</i>	BGP	Aerobio obligado, no fermentador,	No patógeno	(Mages, 2008),

		presente en el suelo, en la tilapia y puede ser hallado en muestras humanas. Crece a temperaturas de 35°C.		(Peach, 2017)
<i>Arthrobacter stackebrandtii</i>	BGP	Presente en agua y suelo, aerobio facultativo, no forma esporas, crece en temperaturas de 4 - 30°C y en ph de 5.7 - 9.1, probiótico en trucha arcoiris.	No patógeno	(Tvřzová, 2005), (Lowrey, 2015)
<i>Bacillus fordii</i>	BGN	Presente en la superficie forrajes y puede llegar a encontrarse en la leche, aerobio, forma esporas, puede crecer en temperaturas de 20 - 45°C y en pH de 5.0 - 9.0	No patógeno	(Scheldeman, 2004)
<i>Bacillus psychrosaccharolyticus</i>	BGP	Anaerobio facultativo, productor de esporas, crece en temperaturas de 0 - 30°C.	No patógeno	(Fresco, 2014), (Larking & Stokes, 1967)
<i>Bacteroides nordii</i>	BGN	Flora natural del intestino humano, anaerobio, puede ocasionar infecciones en cavidad abdominal.	Patógeno oportunista	(Song, 2004)
<i>Bifidobacterium scardovii</i>	BGP	Flora natural del tracto GI de humanos y animales, productor de esporas, anaerobio facultativo, puede producir infecciones urinarias.	Rara vez patógeno	(Hoyles, 2002), (Barberis, 2012)
<i>Blautia coccoides</i>	CGP	Puede encontrarse en aguas residuales, anaerobio facultativo, no produce esporas, crece en temperaturas de 20 - 50°C	No patógeno	(Liu, 2015)
<i>Burkholderia pyrrocinia</i>	BGN	Parte de la flora normal de los humanos, presente en suelo y sedimentos, forma parte del complejo <i>Burkholderia cepacia</i> , aerobias.	Patógeno oportunista	(Rojas, 2018)
<i>Burkholderia vietnamiensis</i>	BGN	Parte de la flora normal en los humanos, presente en agua, superficies de plantas y suelo, puede producir infecciones graves en pacientes con fibrosis quística, forma parte del complejo <i>Burkholderia cepacia</i> , aerobias.	Patógeno oportunista	(Rojas, 2018)
<i>Candida parapsilosis</i>	Levadur a	Parte de la flora natural en humanos y animales, infecciones en cavidad oral y en sistema genitourinario en humanos, dermatitis animales colonias de aspecto amarillo/crema	Patógeno oportunista	(Silva, 2011)

<i>Candida viswanathii</i>	Levadur a	Puede encontrarse en suelos y animales, en infecciones humanas suele alojarse en sangre, líquido cefalorraquídeo, pulmones e íleo, crece a 37°C.	Rara vez patógeno	(Shamanth, 2018)
<i>Clostridium beijerinckii</i>	BGP	Presente en suelos, anaerobio facultativo, crece a una temperatura de 37°C, utilizado para la producción de butanol.	No patógeno	(Kobayashi, 2020)
<i>Clostridium disporicum</i>	BGP	Presente en suelo, heces de rata, anaerobio facultativo. Produce bacteriemia en humanos.	Patógeno	(Woo, 2005)
<i>Clostridium haemolyticum</i>	BGP	Presente en el suelo, se aloja en el hígado, anaerobio facultativo, produce hemoglobinuria bacilar en ovinos y bovinos	Patógeno oportunista	(Sasaki, 2001)
<i>Clostridium indolis</i>	BGP	Presente en suelos y heces de aves y mamíferos, anaerobio facultativo, mesófila, puede producir infecciones en heridas.	Rara vez patógeno	(Biddle, 2014)
<i>Clostridium novyi</i>	BGP	Se encuentra en suelos y heces de animales, anaerobio facultativo, produce según su tipo: gangrena gaseosa (A) en mamíferos y hepatitis necrótica infecciosa (B) en animales.	Patógeno	(Acha & Szyfres, 2001)
<i>Clostridium saudiense</i>	BGP	Parte de la microbiota normal del cerdo y humano.	No patógeno	(Himansu, 2020)
<i>Clostridium tertium</i>	BGP	Presente en el suelo, anaerobio facultativo, produce bacteremia, meningitis, artritis sépticas, enterocolitis, peritonitis, neumonías y puede causar fascitis necrotizante en humanos.	Rara vez patógeno	(Pallab, 2003)lugdunensis
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	Hongo	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> es un complejo el cual compone más de 20 especies de hongos que producen enfermedades en plantas frutales, principalmente cítricos.	No patógeno	(Weir, 2012)
<i>Corynebacterium durum</i>	BGP	Se puede encontrar en el tracto respiratorio humano, crece en medios aerobios y anaerobios.	Patógeno	(Rassoulian, 2001), (Riegel, 1997)
<i>Cupriavidus necator</i>	BGN	Presente en el suelo, usado de forma industrial para la degradación de aceite en polihidroxialcanoato (PHA).	No patógeno	(Verlinden, 2011)

<i>Cutibacterium avidum</i>	BGP	Parte de la microbiota de la piel del humano, anaerobio, produce infecciones en heridas, presente en heces humanas.	Patógeno oportunista	(Rocha, 2019)
<i>Escherichia coli</i>	BGN	Algunas cepas son parte de la flora normal de humanos y animales mientras que otras pueden ser patógenas, producen enterotoxinas, anaerobios.	Patógeno	(Rodríguez, 2002)
<i>Exiguobacterium sp</i>	BGP	Anaerobio facultativo, presente en la piel humana. Puede ser patógeno para los humanos, pero se probó como probiótico para la tilapia.	Rara vez patógeno	(Villamil, 2017), (Chen, 2017)
<i>Fictibacillus arsenicus</i>	BGP	Presentes en agua, residuos industriales, sedimentos marinos y suelo, productor de esporas, crece en temperaturas de 20 - 40°C y pH de 5.5 - 8.0	No patógeno	(Sharma, 2016)
<i>Flavobacterium psychrolimnae</i>	BGN	Presente en agua dulce y salada principalmente en ambientes fríos, crece a temperatura de 5 - 25°C	No patógeno	(Van Trappen, 2005)
<i>Haemophilus parasuis</i>	BGN	Se aloja en el tracto respiratorio superior de los suinos, específico de suinos, produce la enfermedad de Glasser.	Patógeno	(Yue, 2009)
<i>Kocuria rhizophila</i>	CGP	Presente en el suelo, agua, plantas y piel de los mamíferos, usado en línea de control de antibióticos, puede producir bacteriemia en humanos con inmunosupresión y produce infecciones en peces salmónidos.	Patógeno oportunista	(Takarada, 2008), (Becker, 2008), (Pekala-Safińska, 2018).
<i>Kytococcus sedentarius</i>	CGP	Presente en el agua y sedimentos marinos, piel humana, no forma esporas, aerobio facultativo, puede producir neumonía hemorrágica y se asocia a keratolysis.	Patógeno oportunista	(Sims, 2009)
<i>Lactobacillus brevis</i>	BGP	Usado como probiótico para consumo humano y otros mamíferos, produce peróxido de hidrógeno mediante la fermentación.	No patógeno	(Fang, 2018)
<i>Lactobacillus coryniformis spp torquens</i>	BGP	Usado como probiótico en peces, posee buena adherencia al intestino, crece en temperaturas	No patógeno	(Rahman, 2018)

		de 27 - 45°C y pH de 2.0 - 9.0.		
<i>Lactobacillus fructivorans</i>	BGP	Presente en alimentos, no forma esporas, crece en temperaturas de 20 - 35°C y pH de 5.0 - 5.5.	No patógeno	(Zhao & Gu, 2019)
<i>Lactobacillus gasseri</i>	BGP	Usado como probiótico para consumo humano, encontrado de forma normal en tracto GI de humanos, resistente al ácido y sales biliares.	No patógeno	(Oh, 2018)
<i>Lactobacillus malefermentans</i>	BGP	Encontrado en cerveza y en miel de abejas sin aguijón, fermenta glucosa, maltosa e inulina.	No patógeno	(Rosli, 2020)
<i>Lactobacillus mali</i>	BGP	Usado como probiótico para consumo humano, actualmente en pruebas como acelerador de la pérdida de peso.	No patógeno	(Chen, 2018)
<i>Lactobacillus pentosus</i>	BGP	Usado como probiótico para el consumo humano, aerobio, no produce etanol.	No patógeno	(Wang, 2020)
<i>Lactobacillus plantarum spp plantarum</i>	BGP	Presente en los alimentos, usado como probiótico para el consumo humano.	No patógeno	(Wels, 2006)
<i>Lelliottia amnigena</i>	BGN	Presente en agua, suelo y plantas, anaerobio facultativo, puede producir infecciones en humanos.	Rara vez Patógeno	(Nowicki, 2014)
<i>Leptotrichia goodfellowii</i>	BGN	Anaerobio facultativo, parte de la flora de la cavidad oral, tracto GI y genitourinario humano, produce infecciones en cavidad oral, abscesos, se relaciona con endocarditis y artritis en pacientes inmunocomprometidos.	Patógeno oportunista	(Hou, 2018)
<i>Listeria grayi</i>	BGP	Presente en el agua y suelo, anaerobio facultativo, no forma esporas.	No patógeno	(Orsi & Wiedmann, 2016)
<i>Massilia sp</i>	BGN	Aerobios, no forman esporas, género que compone 10 especies de bacterias, produce infecciones leves.	Patógeno oportunista	(Weon, 2010)
<i>Methylobacterium mesophilicum</i>	BGN	Presente en el agua, aerobio facultativo, de crecimiento lento, puede producir bacteriemia, neumonía y peritonitis.	Patógeno oportunista	(Kovaleva, 2014)
<i>Microbacterium halotolerans</i>	BGP	Presente en agua, suelo, plantas,	No patógeno	(Young, 2010)

		productos lácteos y licor, temperatura óptima 30°C.		
<i>Microbacterium phyllosphaerae</i>	BGP	Presente en agua, suelo, plantas, puede producir infecciones en alevines de tilapias.	Patógeno oportunista	(Kim, 2010), (Parra, 2020)
<i>Micrococcus luteus</i>	CGP	Aerobio facultativo, presente en el suelo, agua, piel y mucosa orofaríngea de los mamíferos. Pueden producir infecciones en peces de agua dulce.	Patógeno oportunista	(Pękala, 2018)
<i>Mycobacterium xenopi</i>	BGP	Descrita como flora natural de la piel de la rana <i>Xenopus laevis</i> , puede encontrarse en el agua y producir infecciones en animales y humanos.	Patógeno	(Ingen, 2008)
<i>Neisseria meningitidis</i>	CGN	Aerobio, afecta únicamente a humanos, produce meningitis, septicemia, y en ocasiones artritis sépticas, neumonía, pericarditis purulenta, otitis, conjuntivitis y uretritis.	Patógeno	(Yazdankhah & Caugant, 2004)
<i>Nocardia farcinica</i>	BGP	Aerobio, presentes en el suelo y agua. Produce nocardiosis en humanos y se caracteriza por lesiones en pulmones y SNC.	Patógeno	(Yasuike, 2017), (Arias, 2005)
<i>Ochrobactrum tritici</i>	BGN	Se puede encontrar en superficies de plantas, produce bacteriemia e infecciones en tracto biliar en humanos con inmunosupresión.	Patógeno oportunista	(Hong, 2016)
<i>Paenarthrobacter aurescens</i>	GP	También conocida como <i>Arthrobacter aurescens</i> , aerobio, durante su ciclo de vida cambia de morfología de bacilo en forma de V a coco y en bacilo nuevamente.	No patógeno	(Ofaim, 2020), (BACMAP, 2006)
<i>Paenibacillus sp</i>	BGP	Es un género de bacterias, se encuentran presentes en plantas y suelo. Algunas cepas pueden usarse como probióticos en peces, pero pocas cepas son patógenas para los humanos.	Rara vez patógeno	(Medina, 2020), (Szaniawski & Spivak, 2019)
<i>Paeniglutamicibacter gangotriensis</i>	BGP	Presente en el suelo, aerobio, mesofílico, se utiliza para degradar la celulosa de la alga marina.	No patógeno	(Bac Dive, 2020), (Kouzuma & Fujii, 2018)
<i>Pandoraea norimbergensis</i>	BGN	No forma esporas, produce	Patógeno	(Coenye, 2000)

		infecciones en pulmones en pacientes con fibrosis quística.	oportunista	
<i>Pantoea agglomerans</i>	BGN	Se encuentra en el suelo y plantas, anaerobio facultativo. Produce baja en la calidad de la hueva de salmón e infecciones en órganos internos. En humanos puede producir bacteriemia, artritis, sepsis, osteomielitis, infección del tracto urinario, abscesos y neumonía en neonatos.	Patógeno	(Loch & Faisal, 2007)
<i>Paraburkholderia tuberum</i>	BGN	Presentes en plantas, crece a temperatura de 10 - 37°C y pH de 2 - 9.	No patógeno	(Meyer, 2018)
<i>Phoma exigua spp exigua</i>	Hongo	Produce enfermedades en las plantas, afectando las hojas y raíces.	No patógeno	(Bithell & Stewart, 2001)
<i>Pichia occidentalis</i>	Levadur a	Presente en insectos y madera descompuesta, su temperatura de crecimiento óptima es 30°C y con pH 5. Puede decolorar azo pigmentos.	No patógeno	(Wang, 2020), (Ren, 2015)
<i>Pseudomonas azotifigens</i>	BGN	También conocida como <i>Pseudomonas sensu stricto</i> degrada compuestos aromáticos y xenobióticos	No patógeno	(Hatayama, 2005)
<i>Pseudomonas congelans</i>	BGN	Puede encontrarse en las fillo esferas de plantas, no forma esporas.	No patógeno	(Behrendt, 2003)
<i>Pseudomonas lutea</i>	BGN	Presente en el suelo y pastos, aerobio estricto. Parte del género <i>Pseudomonas sensu stricto</i> .	No patógeno	(Peix, 2004)
<i>Pseudomonas pertucinogena</i>	BGN	Se encuentra en sedimentos marinos, aire y se relaciona con las esponjas marinas. Adaptada a temperaturas bajas y concentraciones moderadas de sal.	No patógeno	(Bollinger, 2018)
<i>Pseudomonas putida</i>	BGN	Aerobio estricto, vive en reservorios húmedos, bacteria oportunista en pacientes inmunodeprimidos	Rara vez patógeno	(Ruiz Gomez, 2019)
<i>Pseudomonas stutzeri</i>	BGN	Aerobio, la temperatura óptima es de 37°C +/- 2°C. Se asocian septicemias, bacteriemias, endocarditis y neumonía	Rara vez patógeno	(Infectol, 2020)

		causadas por este tipo de bacterias.		
<i>Pseudomonas veronii</i>	BGN	Presente en el suelo, crece en ambientes aerobios y anaerobios, a temperatura de 30°C.	No patógeno	(Morales, 2016)
<i>Rhizobium radiobacter</i>	BGN	Rara vez causa infecciones en humanos y tilapias, es más conocida por causar tumores en plantas, sin embargo se han presentado casos de endocarditis en humanos cuando el sistema inmune se encuentra deprimido.	Rara vez patógena	(Félix Piñerúa, 2013)
<i>Rhodococcus gordoniae</i>	CGP	Aerobio, crece en temperatura de 36°C. Puede encontrarse en el suelo.	No patógeno	(Jones, 2004)
<i>Rothia endophytica</i>	BGP	Presente en el ambiente y orofaringe de los mamíferos. Aerobio facultativo, mesófilo y no produce esporas.	No patógeno	(Franconieri, 2020)
<i>Shewanella profunda</i>	BGN	Presente en el agua y sedimentos marinos, anaerobio facultativo, mesófilo, encontrado en branquias de peces.	No patógeno	(Toffin, 2004), (Kluga, 2019)
<i>Staphylococcus aureus</i>	CGP	Anaerobio, crecimiento a 37°C de 18 - 24 hrs. Se encuentra en estanques con altas poblaciones y pocas medidas sanitarias. Produce infecciones peces y humanos	Patógeno oportunista	(Metwally, 2020)
<i>Staphylococcus capitis ssp capitis</i>	CGP	Anaerobio facultativo, no produce esporas. Se encuentra en el ambiente y en tracto GI de los peces, produce infecciones y mortalidades altas en peces.	Patógeno oportunista	(Ntaguda, 2018)
<i>Staphylococcus gallinarum</i>	CGP	Anaerobio facultativo, presentes en el ambiente, se reportan infecciones en humanos con inmunosupresión.	Patógeno oportunista	(Morfin, 2012)
<i>Staphylococcus haemolyticus</i>	CGP	Anaerobio facultativo, se aloja en instrumental médico, se reportan infecciones graves en humanos con inmunosupresión.	Patógeno oportunista	(Aarag, 2009)
<i>Staphylococcus lugdunensis</i>	CGP	Anaerobio facultativo, parte de la flora normal de la piel humana. Produce infecciones similares a <i>S. aureus</i> .	Patógeno oportunista	(Bocher, 2009)

<i>Staphylococcus pasteurii</i>	CGP	Anaerobio facultativo, presentes en el ambiente y la piel humana se reportan infecciones en humanos con inmunosupresión.	Patógeno oportunista	(Morfin, 2012)
<i>Staphylococcus saprophyticus ssp bovis</i>	CGP	Anaerobio facultativo. Se encuentra en tracto respiratorio superior de bovinos, puede crecer en temperaturas de 30 - 40°C y pH de 6-7.	No patógeno	(Alekhya & Subbaiah, 2016), (BacDive, 2020)
<i>Staphylococcus sciuri ssp carnaticus</i>	CGP	Puede encontrarse en el ambiente y alimentos. Anaerobio facultativo, produce infecciones en heridas abiertas de ganado.	Patógeno oportunista	(Svec, 2016), (Harrison, 2014)
<i>Staphylococcus succinus spp succinus</i>	CGP	Presente en el ambiente y alimentos fermentados, aerobio facultativo, crece a 37°C.	No patógeno	(Zhou, 2017)
<i>Staphylococcus warneri</i>	CGP	Parte de la microflora de la piel de los salmónidos y humanos, anaerobio facultativo, produce infecciones en peces y rara vez en humanos	patógeno oportunista	(Metin, 2014), (Kanuparth, 2020)
<i>Staphylococcus xylosus</i>	CGP	Presente en el ambiente, parte de la mucosa de los mamíferos y se ha encontrado en estanques de tilapia roja.	Patógeno oportunista	(Gonzalo, 2010), (Izzatul, 2016)
<i>Streptococcus equi ssp zooepidemicus</i>	CGP	Presente en vías respiratorias de equinos, causa infecciones principalmente respiratorias.	Patógeno oportunista zoonotico	(Abbott, 2010)
<i>Streptococcus mitis</i>	CGP	Anaerobio facultativo, presente en mucosa respiratoria superior del humano.	No patógeno	(Denapaite, 2010)
<i>Streptococcus salivarius</i>	CGP	Anaerobio facultativo, uso como probiótico oral en humanos.	No patógeno	(Burton, 2005)
<i>Terrimonas ferruginea</i>	BGN	Presente en el suelo, aerobio estricto, crecimiento a 30°C por 72 hrs.	No patógeno	(Jin, 2013)
<i>Thauera chlorobenzoica</i>	BGN	Presente en sedimentos de río, aerobio, mesófilo.	No patógeno	(Song, 2001), (BacDive, 2020)
<i>Tissierella praeacuta</i>	BGP	También conocido como <i>Clostridium hastiforme</i> , anaerobio obligado, no forma esporas, puede producir infecciones en humanos.	Patógeno oportunista	(Bae, 2004)
<i>Weissella</i>	CBGP	Anaerobio, presente en el	No patógeno	(Duskova,

<i>viridescens</i>		ambiente, fermentador de ácido láctico, crece en temperaturas de 15°C, tiene actividad antimicrobiana.		2013)
--------------------	--	--	--	-------

Nota: BGP (Bacilo Gram Positivo), BGN (Bacilo Gram Negativo), CGP (Coco Gram Positivo), CGN (Coco Gram Negativo), CBGN (Cocobacilo Gram Negativo), CBGP (Cocobacilo Gram Positivo), GP (Gram positivo).

Entre estos microorganismos que también resultaron tener compatibilidad con las muestras de los filetes de tilapia podemos encontrar algunas bacterias que tienen importancia en la acuicultura porque producen enfermedades en los peces, se encontraron: *Kocuria rhizophila*, *Microbacterium phyllosphaerae*, *Micrococcus luteus*, *Pantoea agglomerans*, *Rhizobium radiobacter*, *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus capitis ssp capitis* y *Staphylococcus warneri*. De estas bacterias *K. rhizophila*, *P. agglomerans*, *R. radiobacter*, *S. aureus* y *S. warneri* también pueden producir infecciones en humanos. Anteriormente se discutió que *S. aureus* ya se busca por la NOM-242 como indicador de inocuidad en los alimentos, *P. agglomerans* es un patógeno oportunista que no solo afecta a humanos y animales sino que también produce enfermedad en plantas, se sabe que este microorganismo puede ser aislado de suelos, agua, plantas y alimentos en general.

Por lo general se reportan casos de *P. agglomerans* en plantas y en otros organismos vertebrados pero con referente a los humanos los reportes son escasos y estos en vez de relacionarse con el consumo de alimentos la vía de entrada se relaciona a lesiones producidas en campos y en contacto con plantas (Büyükcım, 2018), con esta información su aparición parece poco relevante.

K. rhizophila fuera de su importancia en la acuicultura en humanos no se considera muy relevante, llega a encontrarse en pacientes con inmunosupresión y se aísla de torrente sanguíneo en casos de bacteriemia pero se ha reportado que en pacientes pediátricos con inmunosupresión llega a producir infecciones, se ha encontrado en sepsis y también presenta resistencia a norfloxacin, ciprofloxacina y eritromicina (Kandi, 2016).

R. radiobacter principalmente es conocido como un patógeno en plantas pero este puede causar infecciones en pacientes inmunocomprometidos, neonatos, los padecimientos que puede producir son infecciones urinarias, en raras ocasiones puede llegar a causar bacteriemias, endocarditis, peritonitis, abscesos en SNC, neumonías, espondilitis, endoftalmitis, y shock séptico, se menciona en la literatura que esta bacteria se relaciona a la colocación de catéteres y diarreas (Wang, 2019).

S. warneri es un microorganismo que se observa en peces de distintos tipos, se encuentra en la piel de los salmónidos aunque por otro lado no se reporta con tanta frecuencia en tilapias. En los humanos también puede ser encontrada de forma normal en la piel así como muchas cepas de *Staphylococcus*, en su caso llega a producir infecciones urinarias, bacteriemias, abscesos, artritis sépticas y endocarditis pero cabe resaltar que es un patógeno oportunista que no se observa con mucha frecuencia, las infecciones de *S. warneri* se relacionan a la colocación de catéteres y se reporta que posee resistencia a las penicilinas (Kanuparth, 2020).

Tanto *S. warneri* como *K. rhizophila* y *R. radiobacter* su vía de entrada frecuente al organismo es por la inoculación secundaria a algún procedimiento, por lo que es poco probable que estas tres bacterias se puedan transmitir de forma directa por el consumo de alimentos, aunque en el caso de *R. radiobacter* podría

desencadenarse de forma indirecta por el consumo de alimentos en mal estado causando diarrea pero de tal forma involucraría a cualquier tipo de alimento y no únicamente al pescado.

En la revisión bibliográfica se mencionaron microorganismo patógenos de avistamiento común en producciones de tilapia a lo que ninguna de las bacterias mencionadas se encontró en esta lista, claro que se mencionan las *Pseudomonas* pero al revisar las cepas de *Pseudomonas* halladas ninguna de estas es relevante para la acuicultura, así mismo se hallaron distintas cepas de *Clostridium* pero no *Clostridium botulinum* que es la de importancia en los estanques de tilapias. También se encontraron Bacterias que tienen propiedad de probiótico tanto en humanos como en las tilapias, gran parte de las cepas halladas de *Lactobacillus* sirven como probióticos en humanos mientras que de uso en acuicultura se encontraron *Arthrobacter psychrolactophilus*, *Arthrobacter stackebrandtii*, *Exiguobacterium sp*, *Lactobacillus coriniformis spp torquens*, *Paenibacillus sp*, de los cuales algunas cepas de *Exiguobacterium sp* y *Paenibacillus sp* pueden llegar a producir infecciones leves en humanos.

De las bacterias que podrían provenir de la producción acuícola se consideran las patógenas en peces y las que pueden ser encontradas en sedimentos marinos o sedimentos de río como lo son *Burkholderia pyrrocinia*, *Fictibacillus arsenicus*, *Flavobacterium psychrolimnae*, *Kytococcus sedentarius*, *Pseudomonas pertucinogena*, *Shewanella profunda* y *Thauera chlorobenzoica*. Solo se tomaron en cuenta estos microorganismos y no todos los que pueden encontrarse en agua porque como se menciona en la tabla de metaanálisis también se cuenta el agua potable como reservorio de los microorganismos por lo tanto cuando se menciona que una bacteria puede hallarse en el agua puede venir de cualquier fuente ya sean pozos, agua tratada, aguas negras y no necesariamente donde pueda haber contacto con peces. De las mencionadas en sedimentos marinos únicamente *Burkholderia pyrrocinia* y *Kytococcus sedentarius* se consideran patógenos oportunistas los cuales no afectan a los peces pero si se reporta que producen infecciones en humanos.

Como bien se menciona en el metaanálisis *Kytococcus sedentarius* no solo se aísla en agua y sedimentos marinos sino que también se encuentra en la piel humana (Sims, 2009), las infecciones en las que se menciona son de pacientes inmunocomprometidos o en infecciones postquirúrgicas, se observa que aparece en procesos de espondilitis, neumonías y en inflamación de disco vertebral (Kyoung, 2021). Cuando se menciona a *Burkholderia pyrrocinia* se le relaciona al complejo *Burkholderia cepacia* que es grupo compuesto de más de 20 bacterias en los que incluye diversas cepas de *Burkholderia* las cuales son patógenos oportunistas, este compuesto se relaciona con frecuencia en neumonías que en algunos casos puede llegar a causar fibrosis (Martinucci, 2015), estas dos bacterias como lo sugiere la literatura no suelen reportarse con frecuencia y se les toma como microorganismos inofensivos, y para que puedan producir infección de algún tipo requieren que el paciente se encuentre inmunosuprimido o que este sea inoculado de alguna forma en el sitio de infección como *K. sedentarius* que aparece en infecciones postoperatorias, de esta forma su transmisión por medio de los alimentos se ve poco probable.

Como se puede observar la mayoría de los microorganismos que resultaron compatibles con las muestras son agentes comunes en el ambiente, tanto en el suelo, agua, plantas y en la piel de los vertebrados. De estas 105 bacterias que se investigaron 50 son consideradas no patógenas, 12 patógenas y 43 patógenos oportunistas. De los 43 oportunistas 15 son patógenos que rara vez se reportan, hay que resaltar que de todas estas bacterias solo 2 tiene la característica de zoonótico las cuales fueron *Lactococcus garvieae* y *Streptococcus equi* ssp *zooepidemicus*, *L. garvieae* se sabe que es un patógeno encontrado en truchas arcoiris y tilapias, mientras que *S. equi* ssp *zooepidemicus* como el nombre lo sugiere se encuentra en los equinos. La identificación de microorganismos mediante el método de espectrometría de masas MALDI-TOF se observa cada vez con ma frecuencia en los artículos de investigación debido a que es un método confiable capaz de diferenciar con eficacia la familia y el género de los microorganismos de forma rápida, algo que por otros métodos podría ser complicado, en la literatura consultada para este estudio se encontraron que algunos autores mencionan el uso de la espectrometría de masas MALDI-TOF como una técnica necesaria para una diferenciación específica de microorganismos debido a que con otra técnica era complicado lograr esta identificación o en otro caso había errores y se obtiene un resultado diferente. El autor Kyoung Ree Lim en el artículo Case Report of Infectious Spondylitis Caused by *Kytococcus sedentarius* del 2021 describe que con el uso de la espectrometría de masas MALDI-TOF o secuencia molecular se logra diferenciar *Kytococcus sedentarius* como un causante de infecciones en el humanos, en otro caso en el artículo titulado *Exiguobacterium* sp. A1b/GX59 isolated from a patient with community-acquired pneumonia and bacteremia: genomic characterization and literature review del 2017 el autor Xingchun Chen explica que la identificación de *Exiguobacterium* con el método de bioquímica e incluso con el equipo API coryne kit/ VITEK 2 compact system puede resultar en errores.

El equipo API VITEK 2 compact system es un metodo de identificacion de microorganismos mediante el uso de tarjetas con reactivos colorimétricos, VITEK 2 compact puede identificar 154 especies de *Enterobacteriaceae*, un grupo selecto de Gram negativos no fermentadores de glucosa, 124 especies de *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Enterococcus*, levaduras y de un grupo selecto de organismos gram positivos (GUNDERSEN HEALTH SYSTEM, 2019). Por otro lado, la base de datos del equipo IVD MALDI Biotyper consiste en 1153 cepas en las que se incluyen Gram negativas no fermentadoras, enterobacterias, otras bacterias Gram negativas, bacterias Gram positivas y levaduras (IVD MALDI Biotyper 2.2 Manual del usuario, 2011). Como se puede observar el equipo MALDI Biotyper tiene una base de datos más extensa que la del equipo VITEK 2 sin embargo el fundamento de los equipos también son de nivel diferente, el VITEK 2 compact system tiene un fundamento similar al utilizado en la bioquímicas tradicionales con la diferencia de que en la interpretación de la colorimetría elimina el factor humano y es el equipo el que realiza la interpretación de los resultados mientras que el MALDI biotyper como se discutió previamente analiza las proteínas ribosomales de los microorganismos, de esta forma se considera que la técnica de espectrometría de masas tiene una mayor capacidad en la diferenciación de microorganismos, debido al fundamento del equipo y a la cantidad de microorganismos que es capaz de comparar el resultado que se obtiene por este método tiene una confiabilidad mayor.

10. Conclusión

A la par con los objetivos del estudio podemos decir que se cumplieron los objetivos establecidos; se realizaron los cultivos bacterianos en las placas establecidas de los cuales hubo crecimiento bacteriano, se realizó el reconocimiento de las bacterias por el método de espectrometría MALDI-TOF de forma exitosa y se encontró que aunque el crecimiento bacteriano se encontraba dentro de los parámetros de la NOM-242-SSA1-2009 con ausencia total de las bacterias establecidas por la NOM también se encontró crecimiento de otras bacterias que clínicamente están marcadas como patógenos oportunistas y patógenos poco frecuentes en la clínica que pueden producir infecciones en los seres humanos con condiciones que comprometan al sistema inmune pero por su carga bacteriana baja se considera que el riesgo de que se manifiesten estas infecciones es poco probable. En conclusión con las dos hipótesis establecidas, podemos confirmar que la primera hipótesis es verdadera; se encontraron microorganismos considerados patógenos en las muestras de los filetes de tilapia aunque éstas tuvieran un crecimiento escaso y con respecto la segunda hipótesis, está también se considera verdadera por los hallazgos encontrados en las placas de GSC; aunque las muestras de los mercados hay una sucursal que no obtuvo crecimiento bacteriano, en las dos sucursales restantes se observaron las muestras con 3 y 4 colonias diferentes además de presentar la mayor cantidad de UFC.

Con la evidencia encontrada durante la investigación podemos concluir que los productos de estos establecimientos son seguros para el consumo humano pero cabe resaltar que solo durante el periodo de tiempo en el que se tomó el muestreo, es posible que en el futuro con cambios en la técnica de manejo del producto y del personal encargado esto puede cambiar, para asegurarse de esta calidad sería necesario realizar muestreos frecuentes.

A Pesar de que las técnicas de identificación utilizadas por las Nom sean limitadas en cuanto a la poca variedad de microorganismos que son capaces de encontrar son confiables para garantizar la seguridad de los alimentos para el consumo humanos, teniendo como objetivo las bacterias patógenas para los humanos más comunes que se puedan hallar en diferentes productos pesqueros estos utilizan pruebas específicas para detectar ese microorganismo y en qué cantidad se presenta. Por otro lado aunque sea una técnica confiable y no ha requerido modificaciones desde su última actualización en el 2009 esta podría mejorar, es verdad que aseguran la menor cantidad de patógenos pero como se observó en el estudio, pero podrían tomarse en cuenta otros microorganismos que por lo general no se consideran relevantes para los humanos sanos, pero tomando en cuenta que parte de la población presentan enfermedades que producen inmunosupresión o está en tratamientos que bajan las defensas, esta parte de la población es vulnerable a padecer infecciones secundarias por parte de microorganismos oportunistas. La tecnología de la espectrometría de masas

MALDI-TOF utilizada en este estudio tiene el propósito de poder identificar la mayor variedad de microorganismos que puedan encontrarse en las muestras y detectar cuales de estos pueden ser considerados peligros potenciales para la salud humana, aunque haya la probabilidad de que ciertos microorganismos no se encuentren dentro de la base de datos del equipo debido a que no han sido registrados o porque no se consideran relevantes en la clínica existe la ventaja de que esta base de datos puede actualizarse de forma constante, siendo que un microorganismo que no este registrado puede ser enviado a un laboratorio donde se pueda ser identificado mediante secuenciación y sea agregado a la base de datos del equipo, de esta forma el equipo es capaz de identificar una mayor variedad de microorganismos y con el constante uso los espectros se vuelven precisos dando resultados con rangos confiables.

11. Bibliografía

1. AGEXPRONT Asociación Gremial de Exportadores de Productos no Tradicionales. 2006. Estudio del mercado de la tilapia en el departamento de Guatemala. (pp. 19, 26,) Comisión de recursos hidrobiológicos de AGEXPRONT. JD Global - european consulting.
2. Balbuena E, D, Rivarola. 2011. Manual Básico de Sanidad Piscícola. Ministerio de agricultura y ganadería - viceministerio de ganadería. FAO Paraguay.
3. Bao M, Pierce G, Pascual S, Gonzales M, Mattiussi S, Mladineo I, Cipriani P, Buselic I, Strachan C. Assessing the risk of an emerging zoonosis of anisakiasis. Scientific Reports, 2017; Págs. 30.
4. CONAPESCA. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. 27 de agosto de 2018. Produce acuicultura mexicana más de 400 mil toneladas de pescados y mariscos. Recuperado el 05 de febrero de 2021 en: <https://www.gob.mx/conapescaprensa/produce-acuicultura-mexicana-mas-de-400-mil-toneladas-de-pescados-y-mariscos-172466>
5. David Velarde. (21 enero de 2021). Situación actual de la acuicultura en México. Cuartos limpios México. <https://cuartoslimpiasmexico.com/situacion-actual-de-la-acuicultura-en-mexico/>
6. Departamento de Sanidad Animal de la Facultad de Veterinaria. 2014 Universidad de León ; Volumen 1. P18
7. FAO, Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2005. Visión general del sector acuícola nacional: México. recuperado el 03 de febrero de 2021 en: http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_mexico_es/en
8. FAO. World fisheries and aquaculture. Meeting the sustainable development goals. 2018; Volumen 1. P. 227
9. Fragoso M. Cervon; Auro A. de Ocampo. (03 de febrero de 2021). FMVZ UNAM. Unidad 9: Zootecnia Acuícola. disponible en: https://fmvz.unam.mx/fmvz/p_estudios/apuntes_zoo/unidad_9_zootecniaacuicola.pdf
10. García Armando, Calvario Omar. 2008. Manual de Buenas Prácticas de Producción Acuícola de Tilapia para la Inocuidad Alimentaria. SENASICA. 11p, 12 p, 35 p, 77 - 80 p, 148 p.
11. Gauthier D. 2015. Zoonosis bacterianas de los peces: una revisión y evaluación de la evidencia de los vínculos entre los peces y las infecciones humanas. ELSEVIER. Volumen 203. Págs. 27-35.

12. González F. Razo, Sargenman D. Jarquín. Omaña J. Silvestre. Rebollar S. Rebollar. Hernandez J. Martinez. Ayllón J. Benítez. 2016. La comercialización de la tilapia (*Oreochromis niloticus*) en el sur del Estado de México. Scielo. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. Vol 7(8).
13. INAES. Instituto Nacional de la Economía Social. 04 de mayo de 2018. Acuicultura, historia y actualidad en México. Recuperado el 05 de febrero de 2021 en: <https://www.gob.mx/inaes/es/articulos/acuicultura-historia-y-actualidad-en-mexico?idiom=es>
14. INAPESCA. Instituto Nacional de Pesca. 2018a. Acuicultura | Peces de ornato. Recuperado el 13 de febrero de 2021 en: <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuicultura-peces-de-ornato>
15. INAPESCA. Instituto Nacional de Pesca. 2018b. Acuicultura | Tilapia acuicultura comercial. Recuperado el 15 de febrero de 2021 en: <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuicultura-tilapia>
16. Kumar P, Sanjay K. 2014. Aquaculture and fisheries environment. Discovery publishing house; Págs. 300.
17. SEGOB Secretaria de Gobernacion. 1994. Norma Oficial Mexicana NOM-027-SSA-1993, Bienes y Servicios. Productos de la pesca. Pescados frescos-refrigerados y congelados. Especificaciones sanitarias. Recuperado el 2 de septiembre de 2021 de: http://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4677685&fecha=14/03/1994
18. SEGOB Secretaria de Gobernacion. 2011. NORMA Oficial Mexicana NOM-242-SSA1-2009, Productos y servicios. Productos de la pesca frescos, refrigerados, congelados y procesados. Especificaciones sanitarias y métodos de prueba. Recuperado el 2 de septiembre de 2021 de: http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5177531&fecha=10/02/2011
19. SSA Secretaría de salud. 2021. Anuario de morbilidad 1984 - 2019. Recuperado el 9 de septiembre de 2021 en: https://epidemiologia.salud.gob.mx/anuario/html/morbilidad_nacional.html
20. Leyva, N, L; Mendieta, R, A, V; Santiago, J, O; Zazueta, E, M; Grano, M, I, M. (2020). Ocurrencia de Enfermedades Gastrointestinales en Turistas Nacionales e Internacionales Entre 2014-2018, en Mazatlán, Sinaloa, Mexico. Biotiempo vol 17(1):127-136. Recuperado de: <https://revistas.urp.edu.pe/index.php/Biotiempo/article/view/3059>
21. Maldonado N, Robledo C, Robledo J. 2018. La espectrometría de masas MALDI-TOF en el laboratorio de microbiología clínica. ACIN. Disponible en <http://www.scielo.org.co/pdf/inf/v22n1/0123-9392-inf-22-01-00035.pdf>
22. Miller E, Fowler M. 2015. Zoo and wild animal medicine. 8a edición. St. Louis, Missouri: ELSEVIER; págs. 827
23. Noga J. E., 2014. Fish Disease. 2 ed. North Carolina. Wiley- Bkackwell. 536
24. Prieto M, Camilo A.; Olivera Angel, Martha. 2002. Incubación artificial de huevos embrionados de Tilapia Roja *Oreochromis* sp. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, vol. 15, núm. 1, marzo, pp. 115-120
25. PROFECO. Procuraduría Federal del Consumidor. 2017. Pescados y mariscos. Recuperado el 20 de febrero de 2021 en: <https://www.gob.mx/profeco/documentos/pescados-y-mariscos?state=published>
26. Redacción. (25 de octubre 2019). Feria World Seafood Industry 2020 - Apertura de mercados para los productos acuícolas y pesqueros mexicanos. Panorama Acuicola Magazine. <https://panoramaacuicola.com/2019/10/25/feria-world-seafood-industry-2020-apertura-de-mercados-para-los-productos-acuicolas-y-pesqueros-mexicanos/>
27. Shawyer M; Medina A. F. Pizzali. 2005. El uso de hielo en pequeñas embarcaciones de pesca. *FAO Documento Técnico de Pesca*. No. 436. Roma. FAO.

28. Vega, F. V. y Cupul, A. L. M. (2014) Acuicultura, contexto y casos latinoamericanos. ResearchGate.
https://www.researchgate.net/publication/259978246_Acuicultura_contexto_y_casos_latinoamericanos
29. Gutierrez Falcon A. I. (2021). Nuevas Cepas para Acuicultura. Tesis Doctoral. Instituto Universitario de Sanidad Alimentaria. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria acceda de:
CRISS. Recuperado de:
<https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/107929/1/Tesis%20Ana%20Isabel%20Guti%C3%A9rrez%20Falc%C3%B3n%20sin%20firmas.pdf>
30. Ñacato Suintaxi C, A; Valencia Gordon M, F; (2016, marzo). Aislamiento, Identificación y Pruebas In Vitro de Cepas Autóctonas de *Bacillus subtilis* Como Agente de Biocontrol de *Alternaria spp* en *Brassica oleracea var.italica*. Tesis licenciatura. Universidad Politécnica Salesiana Ecuador. Recuperado de:
<https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/12144/1/UPS-QT09671.pdf>
31. Pitt, T & Malnick, H & Shah, J & Chattaway, Marie & Keys, C & Cooke, F & Shah, Haroun. (2007). Characterisation of *Exiguobacterium aurantiacum* isolates from blood cultures of six patients. *Clinical microbiology and infection : the official publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*. 13. 946-8. 10.1111/j.1469-0691.2007.01779.x. Recuperado de:
https://www.researchgate.net/publication/6192219_Characterisation_of_Exiguobacterium_aurantiacum_isolates_from_blood_cultures_of_six_patients
32. C.M. Meyburgh; R. R. Bragg; C. E. Boucher. (2017, febrero). *Lactococcus garvieae*: an emerging bacterial pathogen of fish. *DISEASES OF AQUATIC ORGANISM*. Vol 123; 67 - 79. Recuperado de: <https://www.int-res.com/articles/dao2017/123/d123p067.pdf>
33. Chen, X; Wang, L; Zhou, J; Wu, H; Li, D; Cui, Y; Lu B. (2017). *Exiguobacterium* sp. A1b/GX59 isolated from a patient with community-acquired pneumonia and bacteremia: genomic characterization and literature review. *BMC Infectious Diseases* vol.17:508. DOI 10.1186/s12879-017-2616-1. Recuperado de:
<https://bmcinfectdis.biomedcentral.com/track/pdf/10.1186/s12879-017-2616-1.pdf>
34. Strahsburger, E; Zapata, F; Pedroso, I; Fuentes, D; Tapia, P; Ponce, R; Valdes J. (2018). Draft genome sequence of *Exiguobacterium aurantiacum* stain PN47 isolated from saline ponds known as "Salar del Huasco", located in the Altiplano in the North of Chile. *Brazilian Journal of Microbiology*. vol 49; 7-9. Recuperado de:
<https://www.scielo.br/j/bjm/a/MCfTrkJXY7QPrrcK8nhjMTh/?format=pdf&lang=en>
35. Ortega C; Irgang R; Valladares-Carranza B; Collarte C; Avendaño-Herrera R. (2020, septiembre) First Identification and Characterization of *Lactococcus garvieae* Isolated from Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) Cultured in Mexico. *Animals* 10(9); 15 pp. Recuperado de:
https://www.researchgate.net/publication/344241948_First_Identification_and_Characterization_of_Lactococcus_garvieae_Isolated_from_Rainbow_Trout_Oncorhynchus_mykiss_Cultured_in_Mexico
36. Choi JH, Kim MS, Roh SW, Bae JW. (2010). *Acidovorax soli* sp. nov., isolated from landfill soil. Department of Life and Nanopharmaceutical Sciences and Department of Biology, Kyung Hee University. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, Dec;60(Pt 12):2715-2718. doi: 10.1099/ijs.0.019661-0 Recuperado de:
<https://www.microbiologyresearch.org/docserver/fulltext/ijsem/60/12/2715.pdf?expires=1628963498&id=id&accname=guest&checksum=D0CC08B4119021B364E2F19BF120FD47>

37. Giannattasio, S, F; Ene, A; Maskeri, L; Penido, A, O; Barbosa, E, F, S; Putonti, C. (2021). *Vagococcus fluvialis* isolation and sequencing from urine of healthy cattle. GSA (Genetics Society America). G3 Genes|Genomes|Genetics vol.11(1). DOI: 10.1093/g3journal/jkaa034. Recuperado de: <https://academic.oup.com/g3journal/article/11/1/jkaa034/6044135?login=true>
38. Alarcon, M, P, L; Oyarzo, C; Escudero, C; Cerda-Leal, F; Valenzuela, F, J. (2017). Portación de *Staphylococcus aureus* enterotoxigénico tipo A, en frotis nasofaríngeo en manipuladores de alimentos. Scielo. Rev Med Chile 145:1559-1564. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/s0034-98872017001201559>
39. Boari, C, A; Pereira, G, I; Valeriano, C; Silva, B, C; Morais, V, M; Figueiredo, H, C, P; Picoli, R, H. (2008). Bacterial Ecology of Tilapia Fresh Fillets and Some Factors that can Influence their Microbial Quality. Scielo. Food Sci Technol 28(4):863-867. DOI:<https://doi.org/10.1590/S0101-20612008000400015>
40. Kubilay, A; & Ulukoy, G. (2004). First isolation of *Staphylococcus epidermidis* from cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*) in Turkey. Researchgate. Bull Eur Ass Fish Pathol 24(3):137. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Guelsen-Ulukoey/publication/266213031_First_isolation_of_Staphylococcus_epidermidis_from_cultured_gilthead_sea_bream_Sparus_aurata_in_Turkey/links/54ae97100cf29661a3d39943/First-isolation-of-Staphylococcus-epidermidis-from-cultured-gilthead-sea-bream-Sparus-aurata-in-Turkey.pdf
41. Shinkafi S, A; & Ukwaja, V, C. (2010). Bacteria Associated With Fresh Tilapia Fish (*Oreochromis niloticus*) Sold At Sokoto Central Market in Sokoto, Nigeria. NJBAS. Nigerian Journal of Basic and Applied Science 18(2):217-221. DOI: [10.4314/njbas.v18i2.64315](https://doi.org/10.4314/njbas.v18i2.64315)
42. CCUG. Culture Collection University of Gothenburg. 2004. CCUG 49021T - *Acidovorax defluvii*. Recuperado el 11 de Agosto del 2021 en: <https://www.ccug.se/strain?id=49021&s=0&p=1&sort=rel&collection=entire&records=25&t=Acidovorax+defluvii>
43. Cosgaya, C; Mari-Almirall, M; Van, A, A; Fernández-Orth, D; Mosqueda, N; Telli, M; Huys, G; Higgins, P, G; Seifert, H; Lievens, B; Roca, I; Vila, J. (2016). *Acinetobacter dijkshoorniae* sp. nov., a member of the *Acinetobacter calcoaceticus*–*Acinetobacter baumannii* complex mainly recovered from clinical samples in different countries. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol. 66: 4105-4111. DOI: 10.1099/ijsem.0.001318. recuperado de: https://www.microbiologyresearch.org/docserver/fulltext/ijsem/66/10/4105_ijsem001318.pdf?expires=1629140995&id=id&accname=quest&checksum=1B33D7D5FB01690F78D809C0E2089A8F
44. Marí-Almirall M, Cosgaya C, Pons MJ, Nemeč A, Ochoa TJ, Ruiz J, Roca I, Vila J. (2019). Pathogenic *Acinetobacter* species including the novel *Acinetobacter dijkshoorniae* recovered from market meat in Peru. Int J Food Microbiol. Sep 16;305:108248. doi: 10.1016/j.ijfoodmicro.2019.108248. Epub 2019 Jun 13. PMID: 31226568. Recuperado de: <https://seq.es/wp-content/uploads/2020/05/casanovas28may2020.pdf>
45. Carr, E, L; Kampfer, P; Patel, B, K, C; Gurtler, V; Seviour, R, J. (2003). Seven Novel Species of *Acinetobacter* Isolated From Activated Sludge. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol. 53: 953-963. DOI: 10.1099/ijms.0.02486-0. Recuperado de: <https://www.microbiologyresearch.org/docserver/fulltext/ijsem/53/4/953.pdf?expires=1629218963&id=id&accname=quest&checksum=B72FAC52EA88A7E67D0359CB1BFEC2ED>
46. Ku, S, C; Hsueh, P, R; Yang, P, C; Luh, K, T. (2000). Clinical and Microbiological Characteristics of Bacteremia Caused by *Acinetobacter lwoffii*. Eur J Clin Microbiol Infect Dis vol. 19: 501 - 505. Recuperado de : <https://link.springer.com/content/pdf/10.1007/s100960000315.pdf>

47. Zarrif, H, N; Bolaños, M, R; Navarro, R, N; Sanchez, A, M, M; (2019). Infección de un Quiste Sebáceo por *Actinomyces europaeus*. Elsevier. Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica Vol. 34(5):324-327.
48. Phung, L, T; Trimble, W, L; Meyer, F; Gilbert, J, A; Silver, S. (2012). Draft Genome Sequence of *Alcaligenes faecalis* subsp. *faecalis* NCIB 8687 (CCUG 2070). American Society for Microbiology. Journal of Bacteriology vol 194(18):5153. DOI:<https://doi.org/10.1128/JB.01185-12>
49. Rabus, R; Wohlbrand, L; Thies, D; Meyer, M; Reinhold, B, H; Kampf, P. (2019). *Aromatoleum* gen. nov., a novel genus accommodating the phylogenetic lineage including *Azoarcus evansii* and related species, and proposal of *Aromatoleum aromaticum* sp. nov., *Aromatoleum petrolei* sp. nov., *Aromatoleum bremense* sp. nov., *Aromatoleum toluolicum* sp. nov. and *Aromatoleum diolicum* sp. nov. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol. 69:982-997. Recuperado de: https://www.microbiologyresearch.org/docserver/fulltext/ijsem/69/4/982_ijsem003244.pdf?expires=1629565183&id=id&accname=quest&checksum=7888BD39FD6F61561CB30C11B8E9E1B6
50. Chien, J, Y; Lee, T, F; Du, S, H; Teng, S, H; Liao, C, H; Sheng, W, H; Teng, L, J; Hsueh, P, R. (2016). Applicability of an in-House Saponin-Based Extraction Method in Bruker Biotyper Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization Time-of-Flight Mass Spectrometry System for Identification of Bacterial and Fungal Species in Positively Flagged Blood Cultures. Frontiers in Microbiology. Recuperado de: <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fmicb.2016.01432/full>
51. Rovna, K; Ivanisová, E; Ziarovská, J; Ferus, P; Terentjeva, M; Lukasz, P, K; Kacánivoá, M. (2020). Characterization of Rosa canina Fruits Collected in Urban Areas of Slovakia. Genome Size, iPVS Profiles and Antioxidant and Antimicrobial Activities. MDPI. Molecules vol 25(8): 1888; <https://doi.org/10.3390/molecules25081888>
52. Karigar, C; Mahesh, A; Nagenahalli, M; Yun, D. J. (2006). Phenol Degradation by Immobilized Cells of *Arthrobacter citreus*. Springer link. vol 17, 47–55. <https://doi.org/10.1007/s10532-005-3048-y>
53. Smith, M. R; Zahnley J. C. (2005). Production of amylase by *Arthrobacter psychrolactophilus*. Oxford Academic. J Ind Microbiol Biotechnol vol 32: 277-283. DOI 10.1007/s10295-005-0240-3. Recuperado de: <https://academic.oup.com/jimb/article/32/7/277/5992788?login=true>
54. Lowrey, L; Woodhams, D, C; Tacchi, L; Salinas, I. (2015). Applied and Environmental Microbiology. American Society for Microbiology. Applied and Environmental Microbiology. Vol 81(19): 6915-6925. <https://doi.org/10.1128/AEM.01826-15>. Recuperado de: <https://journals.asm.org/doi/full/10.1128/AEM.01826-15>
55. Yamamoto, T; Muruta, K; Watanabe, H; Yamashita, H; Kubota, M. (2001). Trehalose-producing Operon treYZ from *Arthrobacter ramosus* S34. Taylor & Francis Online. Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry. Vol 65 (6). DOI:10.1271/bbb.65.1419. Recuperado de: <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1271/bbb.65.1419>
56. Reddy, G, S, N; Prakash, J, S, S; Matsumoto, G, I; Stackebrandt, E; Shivaji, S; (2002). *Arthrobacter roseus* sp. nov., a psychrophilic bacterium isolated from an Antarctic cyanobacterial mat sample. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology Vol.52:1017-1021. DOI : 10.1099/ijms.0.02131-0. recuperado de: <https://www.microbiologyresearch.org/content/journal/ijsem/10.1099/00207713-52-3-1017>
57. Mages, I, S; Frodl, R; Bernard, K, A; Funke, G. (2008). Identifies of *Arthrobacter*-Like Bacteria Encountered in Human Clinical Specimens. American Society for Microbiology. Journal of Clinical Microbiology vol 46(9):2980-2986. DOI:<https://doi.org/10.1128/JCM.00658-08>

58. Peach, H, Z, G; Chavez, C, M, R; Reynoso, L, F. (2017). Pathogenic Bacteria in Oreochromis Niloticus Var. Stirling Tilapia Culture. Fish Aqua J vol 8(2): 7pp. DOI:10.4172/2150-3508.1000197
59. Trzová, L; Schumann, P; Sproep, C; Sedláček, I; Verburg, S; Kroppenstedt, R, M; Páková, Z. (2005). Polyphasic taxonomic study of strain CCM 2783 resulting in the description of *Arthrobacter stackebrandtii* sp. nov. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 55:805-808. DOI 10.1099/ijs.0.63428-0. Recuperado de: <https://www.microbiologyresearch.org/content/journal/ijsem/10.1099/ijs.0.63428-0?crawler=true>
60. Scheldeman, P; Rodriguez, M, D; Goris, J; Pil, A; Clerck, E, D; Herman, L; Vos, P, D; Logan N, A; Heyndrickx, M. (2004). Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, Vol 54(4): 1355-1364. DOI: 10.1099/ijs.0.63095-0. Recuperado de: <https://www.microbiologyresearch.org/content/journal/ijsem/10.1099/ijs.0.63095-0?crawler=true>
61. Fresco, A, T; Serra, I; Fernandez, J, L; Acebal, C; Arroyo, M; Terreni, M; Mata, I. (2014). Nucleoside 2'-Deoxyribosyltransferase from Psychrophilic Bacterium *Bacillus psychrosaccharolyticus*-Preparation of an Immobilized Biocatalyst for the Enzymatic Synthesis of Therapeutic Nucleosides. MDPI. Molecules vol 19:11231-11249. DOI:10.3390/molecules190811231. Recuperado de: <https://www.mdpi.com/1420-3049/19/8/11231>
62. Larkin, J, M; Stokes, J, L. Taxonomy of Psychrophilic Stains of *Bacillus*. ASM Journals. Journal of Bacteriology Vol 94(4): 889-895. DOI: <https://doi.org/10.1128/jb.94.4.889-895.1967>
63. Song, Y, L; Liu, C, X; McTeague, M; Finegold, S, M. "*Bacteroides nordii*" sp. nov. and "*Bacteroides salyersae*" sp. nov. Isolated from Clinical Specimens of Human Intestinal Origin. American Society of Microbiology. Journal of Clinical Microbiology Vol 42(12): 5565-5570. DOI: <https://doi.org/10.1128/JCM.42.12.5565-5570.2004>
64. Hoyles, L; Inganas, E; Falsen, E; Drancourt, M; Weiss, N; McCartney, A, L; Collins, M, D; (2002). *Bifidobacterium scardovii* sp. nov., from human sources. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 52:995-999. DOI: 10.1099/ijs.0.02065-0. Recuperado de: <https://www.microbiologyresearch.org/content/journal/ijsem/10.1099/00207713-52-3-995?crawler=true>
65. Barberis, C, M; Cittadini, R, M; Almuzara, M, N; Feinsilberg, A; Famiglietti, A, M; Soledad, M, R; Vay, C, A. (2012). Recurrent Urinary Infection with *Bifidobacterium scardovii*. American Society of Microbiology. Journal of Clinical Microbiology vol 50(3):1086-1088. DOI: <https://doi.org/10.1128/JCM.06027-11>
66. Liu, C; Li, J; Zhang, Y; Philip, A; Chi, X; Meng, J. (2015). Influence of glucose fermentation on CO2 assimilation to acetate in homoacetogen *Blautia coccooides* GA-1. OXFORD Academic. SIMB (Society of Industrial Microbiology and Bacteriology). J Ind Microbiol Biotechnol vol 42:1217-1224. DOI: 10.1007/s10295-015-1646-1. Recuperado de: <https://academic.oup.com/jimb/article/42/9/1217/5995343?login=true>
67. Rojas, F. U. R; Lopez, D, S; Meza, G, R; Mendez, A, C; Ibarra, J. A; Estrada, P, S. (2018). El controvertido complejo *Burkholderia cepacia*, un grupo de especies promotoras de crecimiento vegetal y patógenos de plantas, animales y humanos. ELSEVIER. Rev Argent Microbiol. vol 51(1):84-92. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ram.2018.01.002>
68. Silva, S; Negri, M; Henriques, M; Olivera, R; Williams D, W; Azeredo, J. (2011). *Candida glabrata*, *Candida parapsilosis* and *Candida tropicalis*: biology, epidemiology, pathogenicity and antifungal resistance. Oxford Academic. FEMS (Federation of European Microbiological Society). Microbiology reviews Vol 36(2): 288-305. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1574-6976.2011.00278.x>

69. Shamanth, A, S, N; Shiva P, M, R; Arunaloke, C; Dipika, S; Saikat, P; Nandini, S; Harsimran, K; Anup, K, G. (2018). Molecular Typing and Antifungal Susceptibility of *Candida viswanathii*, India. NCBI. PMC. Emerg Infect Disp vol 24(10):1956-1958. DOI: [10.3201/eid2410.180801](https://doi.org/10.3201/eid2410.180801)
70. Kobayashi, H; Tanizawa, Y; Sakamoto, M; Nakamura, Y; Ohkuma, M; Tohno. (2020). Reclassification of *Clostridium diolis* Bielbl and Sproer 2003 as a later heterotypic synonym of *Clostridium beijerinckii* Donker 1926 (Approved Lists 1980) emend. Keis et al. 2001. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 70(4):2463-2466. DOI: <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.004059>
71. Woo, P, C, Y; Lau, S, K, P; Chan, K-m; Fung, A, M, Y; Tang, B, S, F; Yuen, K-y. (2005). *Clostridium* bacteraemia characterised by 16S ribosomal RNA gene sequencing. BMJ journals. J Clin Pathol vol 58:301-307. DOI:10.1136/jcp.2004.022830. Recuperado de: <https://jcp.bmj.com/content/58/3/301.short>
72. Sasaki, Y; Takikawa, N; Kojima, A; Norimatsu, M; Suzuki, S; Tamura, Y. (2001). Phylogenetic positions of *Clostridium novyi* and *Clostridium haemolyticum* based on 16S r DNA sequences. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 51(3):901-904. DOI:<https://doi.org/10.1099/00207713-51-3-901>
73. Biddle, A, S; Leschine, S; Huntemann, M; Han, J; Chen, A; Kyrpide, N; Markowitz, V; Palaniappan, K; Ivanova, N; Mikhailova, N; Ovkhinnikova, G; Schaumberg, A; Pati, A; Stamatis, D; Reddy, T; Lobos, E; Goodwin, L; Nordberg, P; Cantor, M, N; Hua, S, X; Woyke, T; Blanchard, J, L. (2014). The Complete Genome Sequence of *Clostridium indolis* DSM 755. BMC part of Springer Nature. Environmental Microbiome. Standards in Genomic Sciences vol 9:1089-1104. DOI:10.4056/sigs.5281010. Recuperado de: <https://environmentalmicrobiome.biomedcentral.com/articles/10.4056/sigs.5281010>
74. Acha, N, Pedro; Szyfes, Boris. (2001). Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al Hombre y a los Animales. Volumen I. Bacteriosis y Micosis. Publicación Científica y técnica No. 580. Tercera edición. Washington:EUA. Organización Panamericana de la Salud. Recuperado de: <https://iris.paho.org/bitstream/handle/10665.2/709/9275315809.pdf>
75. Himansu, K; Yu Na, J; Kwangmin, K; Junhyung, P; Min, J, W; Jong-Eun, P. (2020). Compositional and Functional Characteristics of Swine Slurry Microbes through 16S rRNA Metagenomic Sequencing Approach. MDPI. Animals vol 10(8):1372. DOI: <https://doi.org/10.3390/ani10081372>
76. Pallab, R; Anindita, D; Kundan, S; Anil, B; Yadav, T, D. (2003). *Clostridium tertium* in Necrotizing Fasciitis and Gangrene. NCBI. PMC. Emerg Infect Dis vol 9(10):1347-1348. DOI: [10.3201/eid0910.030287](https://doi.org/10.3201/eid0910.030287)
77. Weir, B, S; Johnston, P, R; Damm, U. (2012). The Colletotrichum gloeosporioides species complex. ELSEVIER. Studies in Mycology vol 73:115-180. DOI: <https://doi.org/10.3114/sim0011>
78. Rassoulia, S, L, B; Cookson, B, T; Carlson, Ld, C; Bernard, K, A; Coyle, ; B. (2001). Diversity within References Stains of *Corynebacterium matruchotii* Includes *Corynebacterium durum* and a Novel Organism. American Society for Microbiology. Journal of Clinical Microbiology vol 39(3):943-948. DOI:<https://doi.org/10.1128/JCM.39.3.943-948.2001>
79. Riegel, P; Heller, G, P; Jehl, F; Monteil, H. (1997). *Corynebacterium durum* sp. nov., from Human Clinical Specimens. Microbiology Society. International Journal of Systematic Bacteriology vol 47(4):1107-1111. DOI:<https://doi.org/10.1099/00207713-47-4-1107>
80. Verlinden, R, A, J; Hill, D, J; Kenward, M, A; Williams, G, D; Piotrowska-Seget, Z; Radecka, I,K. (2011). Production of polyhydroxyalkanoates from waste frying oil by *Cupriavidus necator*. Springer Link. Verlinden et al. AMB Express vol 1:11. DOI:<https://doi.org/10.1186/2191-0855-1-11>
81. Rocha, V, N, M; Schwab, C; Krych, L; Voney, E; Geirnaert, A; Braegger, C; Lacroix, C. (2019). OXFORD Academic. FEMS Microbiology Ecology vol 95(1). DOI:<https://doi.org/10.1093/femsec/fiy215>

82. Rodriguez Angeles Guadalupe, M. (2002). Principales Características y Diagnóstico de los Grupos Patógenos de *Escherichia coli*. SciELO. Laboratorio de Bacteriología Molecular, Departamento de Biología Molecular. Instituto de Diagnóstico y Referencia Epidemiológicos. México D.F. México. Recuperado de: https://www.scielosp.org/article/ssm/content/raw/?resource_ssm_path=/media/assets/spm/v44n5/14036.pdf
83. Villamil, L, M, D; Esguerra, D, R. (2017). *Enterococcus, Myroides y Exiguobacterium*: Géneros Bacterianos con Potencial Probiótico Para el Cultivo de Tilapia Nilotica (*Oreochromis niloticus*). Acta biológica colombiana vol 22(3):331-339. DOI:<https://doi.org/10.15446/abc.v22n3.59974>
84. Sharman, A; Kohli, P; Singh, Y; Schumann, P; Lal, R. (2016). *Fictibacillus halophilus sp. nov.*, From a Microbial Mat of a Hot Spring Atop the Himalayan Range. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 66(6):2409-2416. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijsem.0.001051>
85. Van Trappen, S; Vandecandelaere, I; Mergaert, J; Swings, J. (2005). *Flavobacterium fryxellicola sp. nov.* and *Flavobacterium psychrolimnae sp. nov.*, novel psychrophilic bacteria isolated from microbial mats in Antarctic lakes. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 55(2):759-772. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijms.0.03056-0>
86. Yue, M; Yang, F; Yang, J; Bei, W; Cai, X; Chen, L; Dong, J; Zhou, R; Jin, M; Jin, Q; Chen, H. (2009). Complete Genome Sequence of *Haemophilus parasuis* SH0165. American Society for Microbiology. Journal of Bacteriology vol 191(4):1359-1360. DOI: <https://doi.org/10.1128/JB.01682-08>
87. Takarada, H; Sekine, M; Kosugi, H; Matsuo, Y; Fujisawa, T; Omata, S; Kishi, E; Shimizu, A; Tsukatani, N; Tanikawa, S; Fujita, N; Harayama, S. (2008). Complete Genome Sequence of the Soil Actinomycete *Kocuria rhizophila*. American Society for Microbiology. Journal of Bacteriology vol 190(12):4139-4146. DOI:<https://doi.org/10.1128/JB.01853-07>
88. Becker, K; Rutsch, F; Uekötter, A; Kripp, F; König, J; Marquardt, T; Peters, G; Von Eiff, C. (2008). *Kocuria rhizophila* Adds to the Emerging Spectrum of Micrococcal, Species Involved in Human Infections. American Society for Microbiology. Journal of Bacteriology vol 46(10):3537-3539. DOI:<https://doi.org/10.1128/JCM.00823-08>
89. Agnieszka Pękala-Safińska. (2018). Contemporary Threats of Bacterial Infections in Freshwater Fish. PMC. J Vet Res vol 62:261-267. DOI:[10.2478/jvetres-2018-0037](https://doi.org/10.2478/jvetres-2018-0037)
90. Sims, D; Brettin, T; Detter, J, C; Han, C; Lapidus, A; Coperland A; Glavina, T DR; Nolan, M; Cheng, F; Lucas, S; Tice, H; Cheng, JF; Bruce, D; Goodwin, L; Pitluck, S; Ovchinnikova, G; Pati, A; Ivanova, N; Mavromatis, K; Che, A; Palaniappan, K; D'haeseleer, P; Chain, P; Bristow, J; Eisen, J, A; Markowitz, V; Hugenholtz, P; Schneider, S; Goker, M; Pukall, R; Kyrpides, N, C; Klenk, HP. (2009). Complete Genome Sequence of *Kytococcus sedentarius* Type Strain. BMC Part of Springer Nature. Environmental Microbiome. Standards in Genomic Science vol 1:12-21. DOI:<https://doi.org/10.4056/sigs.761>
91. Fang, F; Xu, J; Li, Q; Xia, X; Du, G. (2018). Characterization of a *Lactobacillus brevis* Strain With Potential Oral Probiotic Properties. BMC Part of Springer Nature. Environmental Microbiome. BMC Microbiology vol 18:221. DOI:<https://doi.org/10.1186/s12866-018-1369-3>
92. Rahman, M; Aktar, S; Faruk, M, O; Uddin, M, S; Ferdouse, J; Anwar, N. (2018). Probiotic Potentiality of *Lactobacillus coryniformis subs. Torquens* MTi1 and *Lactobacillus coryniformis* MTi2 Isolated from intestine of Nile Tilapia: An In Vitro Evaluation. Researchgate. Journal of Pure and Applied Microbiology, vol 12(3):1037-1045. DOI:<http://dx.doi.org/10.22207/JPaM.12.3.01>
93. Zhao Wei y Gu Chun Tao. (2019). *Lactobacillus homohiochii* is a later heterotypic synonym of *Lactobacillus fructivorans*. Microbiology society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 69(6):1720-1723. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijsem.0.003380>

94. Oh, S, N; Yeon, J, J; Lee, J, Y; Kim, Y. (2018). Probiotic and Anti-inflammatory Potential of *Lactobacillus rhamnosus* 4B15 and *Lactobacillus gasseri* 4M13 Isolated From Infant Feces. PLoS ONE vol 13(2). DOI:<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0192021>
95. Rosli, F, N; Hazemi, M, H, F; Akbar, N, A; Basir, S; Kassim, H; Bunawan, H. (2020). Stingless Bee Honey: Evaluating its Antibacterial Activity and Bacterial Diversity. MDPI. Insects vol 11(8):500. DOI:<https://doi.org/10.3390/insects11080500>
96. Chen, YT; Yang, NS; Lin, YC; Ho, ST; Li, KY; Lin, JS; Liu, JR; Chen, MJ. (2018). A Combination of *Lactobacillus mali* APS1 and Dietin Improved the Efficacy of Obesity Treatment Via Manipulating Gut Microbiome in Mice. Scientific Reports vol 8:6153. DOI:<https://doi.org/10.1038/s41598-018-23844-y>
97. Wang, J; Huang, J; Laffend, H; Jiang, S; Zhang, J; Ning, Y; Fang, M; Liu, S. (2020). Optimization of Immobilized *Lactobacillus pentosus* cell fermentation for Lactic Acid Production. Springer Link. Bioresources and Bioprocessing vol 7:15. DOI:<https://doi.org/10.1186/s40643-020-00305-x>
98. Wels, M; Francke, C; Derkhoven, R; Kleerebezem, M; Sienzen, R, J. (2006). Predictin cis-actin Elements of *Lactobacillus plantarum* by Comparative Genomics With Different Taxonomic Subgroups. Oxford Academic. Nucleic Acids Research vol 34(7):1947-1958. DOI:<https://doi.org/10.1093/nar/gkl138>
99. Nowicki, G; Barylski, J; Kujawa, N; Goździcka, A, J. (2014). Complete Genome Sequence of *Lelliottia podophage* pH2B. American Society for Microbiology. Viruses vol 2(6). DOI:<https://doi.org/10.1128/genomeA.01046-14>
100. Hou, H; Chen, Z; Tian, L; Sun, Z. (2018). *Leptotrichia trevisanii* Bacteremia in a Woman With Systemic Lupus Erythematosus Receiving High-dose Chemotherapy. BMC Infectious Diseases vol 18:661. DOI:<https://doi.org/10.1186/s12879-018-3495>
101. Orsi, Renato, H; Wiedmann, Martin. (2016). Characteristics and Distribution of *Listeria* spp., Including *Listeria* Species Newly Described Since 2009. Springer Link. Appl Microbiol Biotechnol vol 100:5273-5287. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00253-016-7552-2>
102. Weon, HY; Yoo, SH; Kim, SJ; Kim, YS; Anandham, R; Kwon, SW. (2010). *Massilia jejuensis* sp. nov. and *Naxibacter suwonensis* sp. nov., Isolated from Air Samples. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 60(8):1938-1943. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijs.0.015479-0>
103. Kovaleva, J; Degener, J, E; van der Mei, H, C. (2014). *Methylobacterium* and Its Role in Health Care-Associated Infection. American Society for Microbiology. Journal of Clinical Microbiology vol 52(5):1317-1321. DOI:<https://doi.org/10.1128/JCM.03561-13>
104. Young, C, C; Busse, H, J; Langer, S; Chum JN; Schumann, P; Arun, A, B; Shen, FT; Rekha, P, D; Kampfer, P. (2010). *Microbacterium agarici* sp. nov., *Microbacterium humi* sp. nov. and *Microbacterium pseudoresistens* sp. nov., isolated from the base of the mushroom *Agaricus blazei*. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 60(4):854-860. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijs.0.014092-0>
105. Kim, YJ; Kim, M, K; Nam, T, P, B; Kim, HN; Srinivasan, S; Yang, DC. (2010). *Microbacterium ginsengiterrae* sp. nov., a β -glucosidase-producing Bacterium Isolated From Soil of a Ginseng Field. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 60(12):2808-2812. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijs.0.015784-0>
106. Parra, R, L; Hernandez, L, A; Garcia, G, E; Loza, E, R. (2020). Isolation of Actinomycetes From Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) Cultivated in Semi-Intensive Systems From Morelos, Mexico Central Zone. SciELO. Latin American Journal of Aquatic Research vol 48(5):758-767. DOI:<http://dx.doi.org/10.3856/vol48-issue5-fulltext-2500>

107. Pękala, A; Paździor, E; Antychowicz, J; Bernard, A; Głowacka, H; Więcek Beata, Niemczuk, W. (2018). *Kocuria rhizophila* and *Micrococcus luteus* as Emerging Opportunist Pathogens in Brown Trout (*Salmo trutta* Linnaeus, 1758) and Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792). ELSEVIER. *Aquaculture* vol 486:285-289. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.12.028>
108. Ingen, J; Boeree, J; Lange, W, C, M; Hoefsloot, W; Bendien, S, A; Magis, C, E; Dekhuijzen, R; Soolingen, D. (2008). *Mycobacterium xenopi* Clinical Relevance and Determinants, the Netherlands. PMC. *Emerg Infect Dis* vol 14(3):385-389. DOI:[10.3201/eid1403.061393](https://doi.org/10.3201/eid1403.061393)
109. Yazdankhah Siamak P & Caugant A. Dominique. (2004). *Neisseria meningitidis*: an overview of the carriage state. Microbiology Society. *Journal of Medical Microbiology* vol 53(9):821-832. DOI:<https://doi.org/10.1099/jmm.0.45529-0>
110. Yasuike, M; Nishiki, I; Iwasaki, Y; Nakamura, Y; Fujiwara, A; Shimahara, Y; Kamaishi, T; Yoshida, T; Nagai, S; Kobayashi, T; Katoh, M. (2017). Analysis of the Complete Genome Sequence of *Nocardia seriolae* UTF1, The Causative Agent of Fish Nocardiosis: The First Reference Genome Sequence of the Fish Pathogenic *Nocardia* Species. PLoS ONE. vol 12(3). DOI:<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0173198>
111. Arias, I, M, M; Nuño, F, J, M; Viejo, G, G; Garcia, L, A. (2005). Nocardiosis. ELSEVIER. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología* vol 23(10):637-638. DOI: 10.1016/S0213-005X(05)75050-3
112. Hong, DJ; Kim, KHMT; Kim, JOBS; Hong, JSBS; Jeong, SHMP; Lee, KMD. (2016). First Case Reported of Human Infection With *Ochrobactrum tritici* Causing Bacteremia and Cholecystitis. PMC. *Ann Lab Med* vol 36:278-280. DOI:[10.3343/alm.2016.36.3.278](https://doi.org/10.3343/alm.2016.36.3.278)
113. Ofaim, S; Zarecki, R; Porob, S; Gat, D; Lahav, T; Kashi, Y; Aly, R; Eizenberg, H; Freilich, S. (2020). Genome-Scale Reconstruction of *Paenarthrobacter aurescens* TC1 Metabolic Model Towards The Study of Atrazine Biodegradation. *Scientific Reports* vol 10(13019). DOI:<https://doi.org/10.1038/s41598-020-69509-7>
114. BACAMAP Genome Atlas. (2006). *Arthrobacter aurescens*. Recuperado de: <http://bacmap.wishartlab.com/organisms/434#biography>
115. Medina, M; Sotil, G; Flores, V; Fernandez, C; Sandoval, N. (2020). In Vitro Assessment of Some Probiotic Properties and Inhibitory Activity Against *Yersinia ruckeri* of Bacteria Isolated from Rainbow Trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). ELSEVIER. *Aquaculture Reports* vol 18:100447. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2020.100447>
116. Szanianiawski Matthew Alan & Spivak Adam Mitchell. (2019). Recurrent *Paenibacillus* infection. Oxford Academic. *Oxford Medical Case Report*. vol 2019(5):216-218. DOI:<https://doi.org/10.1093/omcr/omz034>
117. Bac Dive. (2020). *Paeniglutamicibacter gangotriensis* Lz1y. Recuperado de: <https://bacdive.dsmz.de/strain/7610>
118. Kouzuma Shousei & Fujii Katsuhiko. (2018). Biochemical Characteristics of Cellulose and a Green Alga Degradation by *Gilvimirinus japonicas* 12-2, and its Application Potential for Seaweed Saccharification. Oxford Academic. *Bioscience, Biotechnology and Biochemistry* vol 82(12):2198-2204. DOI:<https://doi.org/10.1080/09168451.2018.1516542>
119. Coenye, T; Falsen, E; Hoste, B; Ohlén, M; Goris, J; Govan, J, R, W; Gillis, M; Vandamme, P. (2000). Description of *Pandoraea* gen. nov. With *Pandoraea apista* sp. nov., *Pandoraea pulmonicola* sp. nov., *Pandoraea pnomenusa*, sp. nov., *Pandoraea sputorum* sp. nov. and *Pandoraea norimbergensis* comb. nov. Microbiology Society. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* vol 50(2):887-899. DOI:<https://doi.org/10.1099/00207713-50-2-887>

120. Loch, T, P; Faisal, M. (2007). Isolation of *Pantoea* agglomerans From Brown Trout (*Salmo trutta*) From Gilchrist Creek, Michigan, USA. Research Gate. Bull Eur Ass Fish Pathol vol 27(5):200-2004. Recuperado de: https://www.researchgate.net/publication/266203564_Isolation_of_Pantoea_agglomerans_from_Brown_Trout_Salmo_trutta_from_Gilchrist_Creek_Michigan_USA
121. Meyer, S, E; Cnockaert, M; Moulin, L; Howieson, J, G; Vandamme, P. (2018). Symbiotic and Non-Symbiotic *Paraburkholderia* Isolated From South African *Lebeckia ambigua* Root Nodules and the Description of *Paraburkholderia fynbosensis* sp. nov. Microbiology Society. Int J Syst Evol Microbiol vol 68(8):2607-2614. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijsem.0.002884>
122. Bithell, S, L; Stewart, A. (2001). Evaluation of the Pathogenicity of *Phoma exigua* var. *exigua* on Californian Thistle. New Zealand Plant Protection vol 54: 179-183. DOI:<https://doi.org/10.30843/nzpp.2001.54.3718>
123. Wang, X; Wang, Y; Ning, S; Shi, S; Tan, L. (2020). Improving Azo Dye Decolorization Performance and Halotolerance of *Pichia occidentalis* A2 by Static Magnetic Field and Possible Mechanisms Through Comparative Transcriptome Analysis. Frontiers in Microbiology VOL 11:721. DOI:<https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00712>
124. Ren, YC; Liu, ST, Li, Y; Hui, FL. (2015). *Pichia dushanensis* sp. nov. and *Hyphopichia paragotii* sp. nov., Two Secual Yeast Species Associated With Insects and Rotten Wood. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 65(9):2875-2881. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijms.0.000349>
125. Hatayama, K; Kawai, S; Shoun, H; Ueda, Y; Nakamura, A. (2005). *Pseudomonas azotifigens* sp. nov., A Novel Nitrogen-fixing Bacterium Isolated From a Compost Pile. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 55(4):1539-1544. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijms.0.63586-0>
126. Behrendt, U; Ulrich, A; Sshumann, P. (2003). Fluorescent Pseudomonads Associated With The Phyllosphere of Grasses; *Pseudomonas trivialis* sp. nov., *Pseudomonas poae* sp. nov. And *Pseudomonas congelans* sp. nov. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 53(5):1461-1469. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijms.0.02567-0>
127. Peix, A; Rivas, R; Regina, I, S; Mateos, P, F; Martinez, E, M; Rodriguez, C, B; Velazquez, E. (2004). *Pseudomonas lutea*, sp. nov., A Novel Phosphate-Solubilizing Bacterium Isolated From The Rhizosphere of Grasses. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 54(3):847-850. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijms.0.02966-0>
128. Bollinger, A; Thies, S; Katzke, N; Jaeger, K, E. (2018). The Biotechnological Potential of Marine Bacteria in the Novel Lineage of *Pseudomonas pertucinogena*. Sfam. Microbial Biotechnology vol 13(1):19-31. DOI:<https://doi.org/10.1111/1751-7915.13288>
129. Negrete, P, R; Romero, J, J; Villegas, G, L; Vázquez, VC, S. (2003). Presencia de Plásmidos, en *Pseudomonas* Aisladas de Peces de Ornato. Medigraphic. Vet Méx vol 34(3): 289-295. Recuperado de: <https://www.medigraphic.com/pdfs/vetmex/vm-2003/vm033h.pdf>
130. Morales, M; Sentxhilo, V; Bertelli, C; Komljenovic, A; Kryuchkova, N, M; Bourdilloud, A; Linke, B; Gossmann, A; Harshman, K; Segers, F; Delapierre, F; Fiorucci, D; Seppey, M; Trofimenko, E; Berra, P; ElTaher, A; Loiseau, C; Roggero, D; Sulfiotti, M; Etienne, A; Ruiz, G, B; Pillard, L; Escoriza, A; Moritz, R; Schneider, C; Alfonso, E; Jeddou, F, B; Selmoni, O; Resch, G; Greub, G; Emery, O; Dubey, M; Pillonel, T; Robinson, M, R; Vander, J, R, M. (2016). The Genome of the Toluene-Degrading *Pseudomonas veronii* Stain 1YdBTEX2 and Its Differential Gene Expression in Contaminated Sand. PLoS ONE vol 11(11):e0165850. DOI:<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0165850>
131. Jones, A, L; Brown, J, M; Mishra, V; Perry, J, D; Steigerwalt, A, G; Goodfellow, M. (2004). *Rhodococcus gordoniae* sp. nov., an Actinomycete Isolated From Clinical Material and Phenol-contaminated Soil. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 54(2):407-411. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijms.0.02756-0>

132. Franconieri, F; Join-Lambert, O; Creveuil, C; Labombarda, F; Aouba, A; Verdon, R; La Blanchardiere, A. (2020). *Rothia* spp. Infective Endocarditis: A Systematic Literature Review. ELSEVIER. Infectious Diseases Now vol 51: 228-235. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.medmal.2020.10.021>
133. Toffin, L; Bidault, A; Pignet, P; Tindall, B, J; Slobodkin, A; Kato, C; Prieur, D. (2004). *Shewanella profunda* sp. nov., isolated from deep marine sediment of the Nankai Trough. Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 54(6):1943-1949. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijs.0.03007-0>
134. Kluga, A; Kacaniova, M; Terentjeva, M. (2019). Identification and Antibiotic Susceptibility of Bacterial Microbiota of Freshwater Fish. Crossref. Potravinarstvo Slovak Journal of Food Sciences vol 13(1):408-414. DOI:<https://doi.org/10.5219/1063>
135. Metwally, A, M; Ali, S, S; Khatab, I, A; Khairy, M, E. (2020). Antibacterial Potential of Some Seaweeds Species to Combat Biofilm-producing Multi-drug Resistant *Staphylococcus aureus* of Nile Tilapia. Egypt. J. Bot. vol 60(1):9-24. DOI:<http://ejbo.journals.ekb.eg/>
136. Ntaguda, J, Obedi. (2018). Occurrences and Antimicrobial Sensitivity of Bacteria in Rufiji Tilapia and Its Hybrids With The Nile Tilapia Fingerlings at Different Salinity Levels. Tesis Maestría. Health of Aquatic Resources. Sokoine University of Agriculture. Recuperado de: <http://suaire.sua.ac.tz/handle/123456789/3218>
137. Morfin, R. O; Martinez, M, A; V; Lopez, D; Rodriguez, E, N; Garza, E, G. (2012). Isolation of Rare Coagulase-Negative Isolates in Immunocompromised Patients: *Staphylococcus gallinarum*, *Staphylococcus pettenkoferi* and *Staphylococcus pasteurii*. Annals of Clinical Laboratory Science vol 42(2):182-185. Recuperado de: <http://www.annclinlabsci.org/content/42/2/182.full>
138. Aarag, E, G, F; Klingenberg, C; Rohde, H; Frankenberger, S; Gaustad, P; Flaegstad, T; Sollid, J, E. (2009). Biofilm Formation by *Staphylococcus haemolyticus*. American Society for Microbiology. Journal of Clinical Microbiology vol 47(4):1172-1180. DOI:<https://doi.org/10.1128/JCM.01891-08>
139. Bocher, S; Tonning, B; Skov, R, L; Prag, J. (2009). *Staphylococcus lugdunensis*, a Common Cause of Skin and Soft Tissue Infections in the Community. American Society for Microbiology. Journal of Clinical Microbiology vol 47(4):946-950. DOI:<https://doi.org/10.1128/JCM.01024-08>
140. Alekhya C. Iyengar and Subbaiah M. Usha. (2016). Removal of Chromium by *Staphylococcus saprophyticus* subsp. *bovis* stain 1. Biologija vol 62(1):1-8. DOI:<https://doi.org/10.6001/biologija.v62i1.3285>
141. Bac Dive. (2020). *Staphylococcus saprophyticus* subsp. *bovis* KV12. Recuperado de: <https://bacdive.dsmz.de/strain/14669>
142. Svec, P; Petras, P; Pantucek, R; Doskar, J; Sedlacek, I. (2016). Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology vol 66(12):5181-5186. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijssem.0.001493>
143. Harrison, E, M; Paterson, G, K; Holden, M, T, G; Ba, X; Rolo, J; Morgan, F, J, E; Pichon, B; Kearns, A; Zadoks, R, N; Peacock, S, J; Parkhill, J; Holmes, M, A. (2014). A Novel Hybrid SCCmecC region in *Staphylococcus sciuri*. Oxford Academic. J Antimicrob Chemother vol 69(4):911-918. DOI:<https://doi.org/10.1093>
144. Zhou, H; Yao, Z; Shi, H; Wang, B; Li, D; Hou, J; Ma, S. (2017). Draft Genome Sequence of *Staphylococcus succinus* subsp. *succinus* Type Strain DSM 14617, Isolated From Plant and Soil Inclusions Within 25- to 35-Million-Year-Old Dominican Amber. American Society for Microbiology. Genome Announc vol 5(4):e01521-16. DOI:<https://doi.org/10.1128/genomeA.01521-16>

145. Metin, S; Kubilay, A; Onuk, E, E; Didinen, B, I; Yildirim, P. (2014). First Isolation of *Staphylococcus warneri* From Cultured Rainbow Trout (*oncorhynchus mykiss*) Broodstock in Turkey. *Bull Eur Ass Fish Pathol* vol 34(5):165. Recuperado de: https://eafp.org/download/2014-volume34/issue_5/34-5-165-Metin.pdf
146. Kanuparth, A; Challa, T; Meegada, S; Siddamreddy, S; Muppidi, V. (2020). *Staphylococcus warneri*: Skin Commensal and a Rare Cause of Urinary Tract Infection. *Cureus* vol 12(5):e8337. DOI:10.7759/cureus.8337. Recuperado de: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7263002/pdf/cureus-0012-00000008337.pdf>
147. Gonzalok A, S; Hoffmann, V, J; Brinster, L, R; Elkins, W, R; Ding, L; Holland, S, M. (2010). Spontaneous *Staphylococcus xylosus* Infection in Mice Deficient in NADPH Oxidase and Comparison with Other Laboratory Mouse Strains. *PMc. J Am Assoc Lab Anim Sci* vol 49(4):480-486. Recuperado de: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2919191/>
148. Izzatul, N, A, I; Noor, M, A, A; Shohaimi, S; Zamri, M, S; Zahrah, S, A. (2016). Associations of Water Quality and Bacteria Presence in Cage Cultured Red Hybrid Tilapia, *Oreochromis niloticus* x *O. mossambicus*. *ELSEVIER. Aquaculture Reports* 4:57-65. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2016.06.004>
149. Abbott, Y; Acke, E; Muldoon, E, G; Markey, B, K; Pinilla, M; Leonard, F, C; Steward, K; Waller, A. (2010). Zoonotic Transmission of *Streptococcus equi* subsp. *zooeconomicus* from a dog to a handler. *Microbiology Society. Journal of Medical Microbiology* vol 59(1):120-123. DOI:<https://doi.org/10.1099/jmm.0.012930-0>
150. Denapaite, D; Bruckner, R; Nuhn, M; Henrich, B; Maurer, P; Schahle, Y; Selbmann, P; Zimmermann, W; Wambutt, R; Hakenbeck, R. (2010). The Genome of *Streptococcus mitis* B6 - What Is a Commensal?. *PLoS One* vol 5(2):e9426. DOI:<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0009426>
151. Burton, J, P; Chilcott, C, N; Moore, C, J; Speiser, G; Tagg, J, R. (2005). A Preliminary Study of the Effect of Probiotic *Streptococcus salivarius* K12 on Oral Malodour Parameters. *Sfam. Journal of Applied Microbiology* vol 100(4):754-764. DOI:<https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2006.02837.x>
152. Jin, D; Wang, P; Bai, Z; Jin, B; Yu, Z; Wang, X; Zhuang, G; Z, H. (2013). *Terrimonas pekinensis* sp. nov., Isolated from Bulking Sludge, and Emended Descriptions on the Genus *Terrimonas*, *Terrimonas ferruginea*, *Terrimonas lutea* and *Terrimonas aquatica*. *Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* vol 63(5):1658-1664. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijs.0.036848-0>
153. Song, B; Palleroni, N, J; Kerkhof, L, J; Haggblom, M, M. (2001). Characterization of Halobenzoate-degrading, denitrifying *Azoarcus* and *Thauera* isolates and description of *Thauera chlorobenzoica* sp. nov. *Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* vol 51(2):589-602. DOI:<https://doi.org/10.1099/00207713-51-2-589>
154. Bac Dive. (2020). *Thauera chlorobenzoica* 3CB-1. Recuperado de: <https://bacdive.dsmz.de/strain/1392>
155. Bae JW; Ryeong, J, P; Chang YH; Rhee, SK; Kim, BC; Park, YH. (2004). *Clostridium hastiforme* is a Later Synonym of *Tissierella praeacuta*. *Microbiology Society. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* vol 54(3):947-949. DOI:<https://doi.org/10.1099/ijs.0.63068-0>
156. Duskova, M; Kamenik, J; Karpiskova, R. (2013). *Weissella viridescens* in Meat Products - a Review. *Researchgate. Acta Vet.BRNO* vol 82:237-241. DOI:[10.2754/avb201382030237](https://doi.org/10.2754/avb201382030237)
157. Balbuena R, Edgar, Daniel. (2014). Manual Básico Sobre Procesamiento e Inocuidad de Productos de la Acuicultura. FAO. 33p.

158. Büyükcam, A; Tuncer, Ö; Gür, D; Sancak, B; Ceyhan, M; Cengiz, A, B; Kara, A. (2018). Clinical and Microbiological Characteristics of *Pantoea agglomerans* Infection in Children. ELSEVIER. Journal of Infection and Public Health 11:304-309. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.jiph.2017.07.020>
159. Kandi, V; Palange, P; Vaish, R; Bhatti, A, B; Kale, V; Kandi, M, R; Bhoomagiri, M, R. (2016). Emerging Bacterial Infection: Identification and Clinical Significance of *Kocuria* Species. PMC. Cureus 8(8):e731. DOI:[10.7759/cureus.731](https://doi.org/10.7759/cureus.731)
160. Wang, DI, Zhao, LD; Li, Li; Zhou, MJ. (2019). Septic Shock Caused by *Rhizobium radiobacter* in an Elderly Woman. PMC. Medicine vol 98(49):e18267. DOI:[10.1097/MD.00000000000018267](https://doi.org/10.1097/MD.00000000000018267)
161. Kanuparth A; Challa, T; Meegada, S. (2020). *Staphylococcus warneri*: Skin Commensal and a Rare Cause of Urinary Tract Infection. PMC. Cureus vol 12(5):e8337 DOI:[10.7759/cureus.8337](https://doi.org/10.7759/cureus.8337)
162. Kyoung RL; Jun SS; Soo-young M. (2021). Case Report of Infectious Spondylitis Caused by *Kytococcus sedentarius*. MDPI. Medicina 57:797 DOI:<https://doi.org/10.3390/medicina57080797>
163. Martinucci, M; Roscetto, E; Lula, V, D; Votsi, A; Catania, M, R; De Gregorio, E. (2015). Accurate Identification of Members of the *Burkholderia cepacia* Complex in Cystic Fibrosis Sputum. Sfam. Letters in Applied Microbiology vol 62(3):221-229 DOI:<https://doi.org/10.1111/lam.12537>
164. GUNDERSEN HEALTH SYSTEM (2019). Standard Operating Procedure. recuperado de: <https://www.gundersenhealth.org/app/files/public/4608fc82-436a-481a-b59f-da2bc1fdb31c/Lab-Policies-Vitek-2-Compact---Identification-and-Susceptibility-Testing-Lab-1512.pdf>