

28
20

00361



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO

ESTUDIO COMPARATIVO DE LA CONTAMINACION
BACTERIANA PATOGENA EN PECES DE
IMPORTANCIA COMERCIAL EN LA ZONA DEL
CARIBE MEXICANO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE
MAESTRA EN CIENCIAS (BIOLOGIA)

P R E S E N T A :

ALMA ROSA SALAZAR RUIZ

DIRECTOR DE TESIS: M. EN C. JORGE MANUEL ROMERO JARERO

MEXICO, D. F.

1993

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



UNAM – Dirección General de Bibliotecas 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 imágenes, 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 donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

ÍNDICE

RESUMEN -----	1
INTRODUCCIÓN -----	2
OBJETIVOS -----	6
ANTECEDENTES	
INFORMACION HISTÓRICA -----	7
CONTAMINACIÓN BACTERIANA DEL PESCADO EN SU MEDIO NATURAL	7
CONTAMINACIÓN BACTERIANA DEL PESCADO DE MERCADO -----	8
CARACTERIZACIÓN BACTERIANA	
<u>Staphylococcus aureus</u> COAGULASA POSITIVA -----	10
<u>Salmonella spp</u> -----	12
ÁREA DE ESTUDIO	
CARIBE MEXICANO -----	16
ACTIVIDADES ANTROPOGÉNICAS EN EL ESTADO DE QUINTANA ROO	17
DESARROLLO TURÍSTICO -----	19
AGUAS DE DESECHO -----	20
METODO	
TRABAJO DE CAMPO -----	22
TRABAJO DE LABORATORIO -----	23
RESULTADOS -----	32
DISCUSIÓN	
ESTUDIO DE MERCADO -----	40
BACTERIAS PATÓGENAS IDENTIFICADAS -----	40
FUENTES DE CONTAMINACIÓN -----	47
PRESENCIA DE BACTERIAS PATÓGENAS EN LA MUESTRA DE PECES	
RECIENTES CAPTURADOS Y DE MERCADO -----	47
PRESENCIA DE BACTERIAS PATÓGENAS EN LAS DIFERENTES	
LOCALIDADES -----	48
PRESENCIA DE BACTERIAS PATÓGENAS EN LAS DIFERENTES	
ESPECIES DE PESCADO -----	49
IMPORTANCIA DE LA PRESENCIA DE BACTERIAS PATÓGENAS EN	
PECES COMERCIALES -----	50
CONCLUSIONES -----	52
RECOMENDACIONES -----	54
LITERATURA CITADA -----	56
ANEXO (FIGURAS Y TABLAS) -----	64
APÉNDICE I -----	94
APÉNDICE II -----	100

RESUMEN

El desarrollo urbano y turístico de la zona costera del Caribe mexicano, ha provocado el incremento de aguas residuales domésticas que se vierten al mar. El riesgo potencial de esto lo constituye el acarreo de heces fecales que contienen gran cantidad de bacterias patógenas. Algunas de ellas sobreviven cierto tiempo en el agua de mar y durante este tiempo pueden infestar a los peces por medio de su alimento. Debido a lo anterior, el objetivo del presente trabajo es realizar un estudio comparativo de la contaminación bacteriana patógena del tipo Salmonella spp. y Staphylococcus aureus en el músculo de peces de interés comercial, en el momento de su captura y del producto procesado para consumo humano.

Los peces muestreados fueron 160, de los cuales se tomaron muestras dobles, la mitad se empleó para el aislamiento de S. aureus, en cuyas muestras no se identificó la presencia de esta bacteria. Sin embargo, 38 % de ellas presentó crecimiento de otras especies como son: Streptococcus faecalis, S. faecium, S. salivarius, S. mutans, y Staphylococcus saprophyticus. El resto de las muestras se utilizó para aislar Salmonella, y el 80 % de ellas presentó crecimiento. Las especies identificadas fueron: Salmonella hirschfeldii, S. schottmuelleri, S. paratyphi A, S. typhi, S. enteritidis, Proteus mirabilis, P. rettgeri, P. vulgaris, Citrobacter freundii, C. amalonaticus y Escherichia coli.

El estudio bacteriológico mostró que el 83 % de las muestras presentó crecimiento bacteriano, el 51 % corresponde al pescado de mercado y el 49 % a los recién capturados, lo que demuestra que los peces en su medio ambiente natural se encuentran contaminados por bacterias patógenas y su manejo en el mercado no incrementa marcadamente la contaminación sobre ellos.

Las ocho localidades muestreadas presentaron contaminación en mayor o menor grado (10-90 %). Los porcentajes más altos de presencia bacteriana se encontraron en Bahía de la Ascensión, Cancún, Tulum y Playa del Carmen. La mayoría de las especies bacterianas identificadas son consideradas indicadoras de contaminación fecal y su presencia indica que el ecosistema marino está contaminado.

INTRODUCCIÓN

El crecimiento de las poblaciones ribereñas y complejos turísticos en la zona costera del Caribe mexicano, establecidos principalmente en Cancún, Tulum, Isla Mujeres y Cozumel, han provocado un incremento en la contaminación del agua marina. De ésta manera la microflora oceánica se ha visto afectada particularmente con las aguas negras que constituyen una fuente potencial de contaminación orgánica (Weibel et al., 1974).

La fuente principal de contaminación del agua marina lo constituyen las aguas domésticas, debido fundamentalmente al acarreo de heces fecales, ocasionando la introducción de bacterias patógenas en el medio marino costero y en aquellas aguas adyacentes a las desembocaduras oceánicas, estableciéndose una distribución de bacterias en las capas superficiales, en el fondo y a gran distancia de la costa, debido a las corrientes y los vientos. A pesar de que en ellas se llevan a cabo mecanismos de dilución y mezcla, estas aguas pueden ser incapaces de reabsorber la contaminación, cuando sus concentraciones rebasan la capacidad autodepuradora del océano (Weibel et al., 1974).

En algunas regiones costeras de México, se han realizado trabajos en donde niveles bacteriológicos de coliformes fecales han rebasado los límites permisibles (Romero y Rodríguez, 1982), lo cual es de gran importancia ya que la presencia de coliformes va acompañada de patógenos entéricos, algunos de los cuales proceden del hombre y otros de los animales (American Public Health Association, 1971).

Particularmente en las aguas marinas contaminadas son frecuentes los patógenos intestinales como Salmonella typhi y S. paratyphi A y B, responsable de la fiebre tifoidea, paratifoidea y gastroenteritis. Las infecciones causadas por esta bacteria pueden ser transmitidas no sólo por el consumo de agua, sino por la ingestión de pescado y mariscos provenientes de aguas contaminadas. También son muy comunes: Escherichia coli, Shigella dysenteriae, Streptococcus faecalis, S. faecium, Yersinia enterocolitica, Campylobacter jejuni y Clostridium causantes de gastroenteritis y diarreas (Izquierdo-Vicuña, 1981). En países tropicales son frecuentes Vibrio parahaemolyticus y Vibrio cholerae, responsables del cólera. Las bacterias no entéricas pueden ser patógenas, como Staphylococcus aureus, que causa la mayor parte de las intoxicaciones alimentarias, y provoca enfermedades tóxicas

como la exfoliatina y el síndrome del shock tóxico (Kingsbury et al., 1989).

Existen algunas bacterias indicadoras de contaminación con riesgo sanitario como Salmonella y Staphylococcus aureus cuyo estudio e identificación es de mayor relevancia, sobre todo para vigilar la calidad higiénica de los productos pesqueros, debido a su importancia como principales productores de infecciones alimentarias, por el número de personas afectadas a nivel mundial, y por la gravedad de las enfermedades que provocan en el hombre.

La cantidad mínima de bacterias que causa las enfermedades entéricas varía de mil a diez millones de células según la bacteria considerada. Sin embargo, esto no siempre se cumple, puesto que se han detectado infecciones tóxicas de salmonelas causadas por la ingestión de dosis muy pequeñas de bacterias (Frazier, 1976).

Referente a la sobrevivencia y viabilidad de las enterobacterias patógenas en el agua de mar, se tienen antecedentes de que no sobreviven mucho tiempo en el agua de mar y eventualmente en las aguas del interior, lo cual va a depender del tipo de enterobacteria y de los factores fisicoquímicos y biológicos del medio marino que pueden concurrir en la destrucción de las bacterias de origen humano y conferir a este medio un poder autodepurador (Rodríguez y Romero, 1981).

Recientemente se demostró que las bacterias patógenas en el mar evolucionan hacia un estado en el que se manifiesta una profunda modificación estructural y metabólica. La sobrevivencia y resistencia al choque osmótico a causa del incremento de sales disueltas se debe a la producción por parte de la célula de glicina betaína que restaura el metabolismo de las células estresadas por el choque osmótico y de esta manera aminoran la evolución hacia el letargamiento (Grimes y Colwell, 1986).

Algunos autores registran que la salinidad es el factor más sobresaliente sobre la viabilidad de las bacterias entéricas, cuya pared celular les confiere cierta resistencia a los cambios en la presión osmótica, los cambios bruscos les provocan la muerte, ya que en soluciones hipertónicas, los microorganismos se pueden encoger y desecarse, mientras que en las hipotónicas la célula se hincha y revienta (Atlas, 1990). Las bacterias de la fiebre tifoidea presentan una sorprendente

capacidad de sobrevivencia, incluso en condiciones adversas y permanecen viables en el agua de mar entre 2 a 12 semanas (Rodríguez y Romero, 1981). Algunas cepas de Staphylococcus sobreviven durante periodos prolongados en aguas saladas, dada su capacidad de crecer en presencia de sal o sin ella, las cepas tolerantes pueden crecer a concentraciones mayores al 10 ‰ (Atlas, 1990). Durante el tiempo de sobrevivencia los patógenos permanecen virulentos, de aquí que las regiones marinas contaminadas con aguas negras puedan ser peligrosas fuentes de infección.

Los peces y otros organismos marinos que viven en aguas costeras contaminadas poseen una microflora microbiana dependiente de la que existe en las aguas donde viven. En la mucosidad que recubre la superficie externa del pez se han identificado bacterias de los siguientes géneros: Pseudomonas, Salmonella, Micrococcus, Sarcina, Serratia y Vibrio. Independientemente del tipo de alimentación del pez (planctónico, detritívoro, carnívoro, herbívoro), estos ingieren bacterias en su alimento encontrándose un gran número de ellas en su tracto digestivo, en el cual se han identificado especies de Pseudomonas, Escherichia, Salmonella, Streptococcus, Staphylococcus, Clostridium y Vibrio (Izquierdo-Vicuña, 1981).

Las bacterias que se encuentran en la piel y en el contenido gastrointestinal del pez en vida, no invaden el paquete muscular estéril ya que el organismo está protegido por sus defensas naturales. Cuando muere, las bacterias de la piel y branquias se difunden hacia el sistema vascular y muscular y las del tubo digestivo atraviesan la pared del estómago e intestino. Por lo tanto los músculos que primero resultan afectados son los de la cavidad branquial, los riñones y la pared abdominal, y los últimos los de la región caudal (Kietzmann et al., 1974).

El número de bacterias en la mucosidad y piel de un pez recién capturado en el océano puede oscilar desde cien por centímetro cuadrado a varios millones y el fluido intestinal puede contener desde mil por mililitro a cien millones (González, 1978). El número de microorganismos crece lentamente al principio, pero después aumenta rápidamente. En términos generales, cuanto mayor sea la carga bacteriana del pescado, más rápida será su alteración (Frazier, 1976).

Asimismo, las enterobacterias patógenas entran en contacto con el pescado como consecuencia de la manipulación por personas infectadas o portadores sanos, durante la captura, transporte y procesos de elaboración y preparación.

A menudo a estos factores se suman factores favorables como calentamiento inadecuado, cocido insuficiente, refrigeración insuficiente, utensilios sucios, mal lavado del producto, y la ingestión de alimento crudo, como el ceviche.

Algunos exámenes bacteriológicos confirman que filetes y productos congelados procedentes de industrias pesqueras, contienen cantidades considerables de *S. aureus* que en condiciones favorables de temperatura y número adecuado de células, producen concentraciones de enterotoxinas, que cuando son ingeridas en el alimento su resultado es una enfermedad aguda (García y Vázquez, 1979).

Por lo tanto, los peces pueden ser considerados como portadores potenciales de bacterias patógenas responsables de enfermedades en el hombre, lo cual resulta de particular importancia en aquellos estados de la República en donde se comercializan los recursos del mar, como es el caso del Caribe mexicano cuya producción pesquera para el año de 1988 fué de 0.35 % de la producción total nacional en peso vivo (Secretaría de Pesca, 1990). Además, representa una importante fuente de alimentos principalmente a nivel regional (consumo por parte de los lugareños y turistas) y en menor proporción a nivel nacional e internacional.

En los últimos años el estado de Quintana Roo ha incrementado su captura (bajo algunas excepciones), ocupando los primeros lugares en la producción escamera para el año 1988. Las especies contribuyentes fueron: mero (843 ton.), tiburón (233 ton.), pargo (159 ton.), ojoton (95 ton.), picuda (90 ton.), mojarra (89 ton.) y rubia (73 ton.) (Secretaría de Pesca, 1990).

Paralelamente al incremento de las bacterias patógenas en los peces marinos, deben aumentar las exigencias en cuanto a calidad bacteriológica de los alimentos. Este hecho representa un problema para algunos países que, como el nuestro, son exportadores de especies de escama, los que deben además colocar su industria a un nivel de calidad competitiva.

Al respecto se tiene conocimiento de que el consumo de productos pesqueros enteros y crudos ha sido la causa de epidemias de fiebre tifoidea y de altos índices de mortalidad en nuestro país a causa de gastroenteritis (Salud Pública de México, 1963) y epidemias de hepatitis infecciosa (Mason y MacLean, 1962).

Por estas razones se ha dado principal atención a la detección de Salmonella y S. aureus coagulasa positiva en los peces de interés comercial, como indicadoras de contaminación.

OBJETIVO GENERAL

Realizar un estudio comparativo de la contaminación bacteriana patógena del tipo Salmonella spp. y Staphylococcus aureus en el músculo de peces de interés comercial, en el momento de su captura y del producto procesado para consumo humano.

OBJETIVOS PARTICULARES

Analizar el riesgo potencial que involucra la presencia de estas bacterias en los peces de interés comercial, para la salud humana.

Hacer una comparación de la presencia de bacterias patógenas entre localidades y entre las diferentes especies de pescado.

ANTECEDENTES

Información Histórica. Los primeros estudios realizados acerca de las bacterias patógenas de origen entérico en el agua de mar se iniciaron con el bacilo de la tifoidea y el vibrio del cólera concentrando su atención en la sobrevivencia en el ambiente marino (Izquierdo-Vicuña, 1981).

Hacia fines de la década de 1880 ya se presentaban avances significativos sobre la incapacidad de Salmonella typhi (entonces Bacillus typhi) para sobrevivir por largo tiempo en aguas costeras. Posteriormente surgió mayor interés por comprobar si el poder patógeno de las bacterias entéricas se conserva en el medio marino. Como resultado de estos estudios se determinó que algunas especies de enterobacterias continúan siendo virulentas y que además pueden penetrar al interior de los organismos marinos por medio de su alimento. Por lo tanto, la evaluación bacteriológica del riesgo potencial ligado a la ingestión de alimentos contaminados resultó ser de mayor importancia en el ámbito de la investigación (Izquierdo-Vicuña, 1981).

Hasta el momento, en nuestro país la mayoría de las investigaciones se han enfocado principalmente hacia los organismos bentónicos filtradores (moluscos), los cuales son importantes debido a su forma de alimentación por filtración, pudiendo acumular altas concentraciones de bacterias. Por otra parte, normalmente estos organismos se consumen enteros y crudos, de manera que el peligro de infección, especialmente por bacterias intestinales es grande. Sin embargo, la manifestación constante de enfermedades gastrointestinales por consumo de pescado ha aumentado el interés de su estudio, particularmente en las áreas desarrolladas del mundo. En algunos países es difícil determinar la importancia del envenenamiento alimenticio, porque además del hecho de que otros problemas pueden ser de una importancia más inmediata, es difícil determinar la importancia de las enterobacterias en los disturbios digestivos comunes.

Contaminación Bacteriana del Pescado en su Ambiente Natural. A continuación se presentan los estudios que se han realizado al respecto.

La mayoría de las investigaciones se han llevado a cabo en el extranjero. Se han hecho análisis en piel y en el

contenido gastrointestinal de algunos peces de aguas marinas contaminadas por aguas residuales de origen doméstico. Las especies bacterianas identificadas son las siguientes: Escherichia coli, Enterobacter cloacae, Citrobacter sp., Salmonella paratyphi A y B, S. enteritidis, S. amsterdam, S. give, S. suipestifer, Proteus vulgaris, P. rettgeri, P. mirabilis, P. morgani, Clostridium botulinum, Enterobacter del grupo C, Serratia sp., Vibrio parahaemolyticus, Streptococcus faecalis, S. faecium, S. agalactiae, S. pyogenes y Staphylococcus epidermidis, entre otros (Gil de Rodriguez y Bastardo, 1975; Morse y Duncan, 1976; Prost, 1977; Austin y Austin, 1986). Estas bacterias no forman parte de la flora normal del tracto intestinal del pez y su presencia se considera como resultado directo de la asociación de los peces con aguas contaminadas, ya que las bacterias pueden adherirse a la piel del pez ó penetrar al tracto intestinal por medio de su alimento, algunas de ellas pueden sobrevivir y multiplicarse en el intestino y causarle enfermedades, o simplemente el pez puede ser vector de enfermedades para el hombre (Volterra et al., 1988).

Contaminación Bacteriana Del Pescado de Mercado. Las investigaciones que se han realizado sobre la contaminación enterobacteriana del pescado durante su procesamiento y preparación para consumo humano, son muy escasas, ya que desafortunadamente en la actualidad en nuestro país no se cuenta con normas de sanidad que establezcan estándares bacteriológicos para productos comestibles. Dichas normas se basan principalmente en las características organolépticas y en procedimientos físicos y químicos y algunas no toman en cuenta el punto de vista microbiológico o lo abordan de manera general, dando sólo algunos niveles de riesgo para algunas especies bacterianas. Se tiene conocimiento de algunos estudios que se han realizado al respecto como son los siguientes:

Bear et al. (1976) y Alexander y Austin (1986) llevaron a cabo un estudio para establecer la calidad sanitaria de peces y mariscos procesados y congelados. El análisis se realizó en músculo de pescado entero, filetes, filetes ahumados y salmuera, en la mayoría de los casos se detectó la presencia de Escherichia coli y Staphylococcus aureus. En los productos recientemente preparados de salmuera y pescado entero fresco encontraron un número insignificante de Pseudomonas, detectando que posteriormente al proceso de fileteado se incrementa el contenido bacteriano e inmediatamente después del ahumado las poblaciones bacterianas decrecen, seguido por un incremento gradual al paso del tiempo. También se identificaron, Vibrio spp. y algunas

especies de Acinetobacter.

Existen otros autores que también abordan el tema de la infección y toxicoinfección causada por el consumo de pescado y en general de productos pesqueros. En el análisis bacteriológico detectaron la presencia principalmente de coliformes totales, Staphylococcus aureus y Vibrio parahaemolyticus (Caramello *et al.*, 1986). Además mencionan que las bacterias predominantes en el pescado procesado varían dependiendo de la temperatura en la que se haya conservado el producto. A las temperaturas de refrigeración predominan especies de Pseudomonas, Achromobacter y Flavobacterium y cuando las temperaturas de conservación son más elevadas se encuentran los géneros Micrococcus, Bacillus, Escherichia, Proteus, Sarcina, Serratia y Clostridium (Fuentes, 1989).

A continuación se presentan los resultados de los trabajos realizados por varios autores en los que se exponen géneros y especies bacterianas identificados en varias especies de peces, tanto procedentes de aguas costeras contaminadas como de pescado procesado.

ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS EN PECES PROCEDENTES DE AGUAS COSTERAS CONTAMINADAS.

PEZ	PORTE DEL CUERPO ANALIZADA	ESPECIES BACTERIANAS INDICADORAS	ÁREA DE ESTUDIO	AUTOR
corocoro <u>Githanostis tubar</u>	contenido gastro-intestinal	<u>Escherichia coli</u> , <u>Citrobacter</u> , <u>Salmonella</u> , <u>Proteus vulgaris</u> , <u>Proteus mitsubii</u> , <u>Proteus morgani</u> , <u>Proteus retigeri</u> .	Venezuela	Gil de Rodri- quez y Bastardo (1975)
peces marinos	piel y contenido intestinal	<u>Salmonella anatum</u> , <u>Salmonella giva</u> .	USA	Hoize y Dunham (1976)
peces	contenido gastro-intestinal	<u>Salmonella catalyphi</u> A y B, <u>Salmonella enteritidis</u> , <u>Escherichia coli</u> , <u>Clostridium botulinum</u> tipo E, y <u>Vibrio parahaemolyticus</u> .	USA, Japón, Canadá	Prost (1977)
anguila de cola amarilla <u>Ariopsis olongradialis</u>	contenido gastro-intestinal	<u>Streptococcus faecalis</u> , <u>Streptococcus faecium</u> , <u>Streptococcus agalactiae</u> .	Japón, América	Kusuda y Komatsu (1978)
salmonidos, pez gato y sucas especies de peces	músculo, piel y contenido intestinal	<u>Clostridium botulinum</u> , <u>Staphylococcus epidermidis</u> , <u>Streptococcus agalactiae</u> , <u>Streptococcus faecalis</u> , <u>Streptococcus faecium</u> , <u>Vibrio cholerae</u> .	USA Inglaterra, Japón, Dinamarca, Suecia	Austin y Austin (1986)
peces	músculo	<u>Aeromonas</u> , <u>Escherichia</u> , <u>Aeromonas</u> , <u>Staphylococcus</u> .	Nigeria	Ogbondehinu, Okese (1986)
peces	contenido gastro-intestinal y piel	<u>Salmonella</u> , <u>Streptococcus</u> , <u>Escherichia</u> .	Italia	Valettera et al. (1988)
peces marinos	contenido intestinal y músculo	<u>Shigella</u> , <u>Escherichia</u> , <u>Enterobacter</u> , <u>Citrobacter</u> .	-	Sangthavong et al. (1977)
pez gato	contenido gastro-intestinal	<u>Escherichia coli</u> , <u>Enterobacter cloacae</u> .	USA	Trost (1975)

ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS EN PESCADO PROCESADO PARA CONSUMO HUMANO.

PEZ	PORTE DEL CUERPO ANALIZADA	ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS	AREA DE ESTUDIO	AUTOR
pezado desamado, filete de pescado, y <i>Melanogrammus aeglefinus</i>	músculo y piel	<i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> .	USA	Daer et al. (1976)
varias especies	músculo y piel	<i>Shigella</i> , <i>Salmonella</i> , <i>Campylobacter</i> , <i>Staphylococcus</i> , <i>Moraxella</i> , <i>Clostridium</i> , <i>Vibrio</i> .	México	González (1978)
pezes	músculo y piel	<i>Salmonella gallinarum</i> B	-	Hazem (1978)
<i>Melanogrammus aeglefinus</i>	contenido gastro-intestinal y músculo	<i>Acinetobacter</i> , <i>Brevibacterium</i> , <i>Vibrio</i> spp.	USA	Alexander y Austin (1986)
productos pesqueros	músculo y piel	Coliformes Totales, <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Vibrio parahaemolyticus</i> .	-	Caramello et al. (1986)
pezes	músculo y piel	<i>Staphylococcus faecalis</i> , <i>Staphylococcus faecium</i> , y Enterococos.	-	Kanoy y Abe (1988)
mojarra blanca <i>Clepterus alathanicus</i>	músculo	<i>Brevibacterium</i> , <i>Aerobacter</i> , <i>Blautia</i> , <i>Staphylococcus</i> , <i>Escherichia</i> , <i>Enterococcus</i> , <i>Streptococcus</i> , <i>Clostridium</i> .	México	Fuentes (1989)

CARACTERIZACIÓN BACTERIANA

Staphylococcus aureus (Rosenbach, 1884), ocupa una posición única entre los patógenos microbianos, vive en íntima asociación con el hombre, y aunque su virulencia varía, todas las especies son potencialmente capaces de causar enfermedades, la relación huésped-parásito es relativamente estable, ocurriendo la infección solamente cuando hay un deterioro del mecanismo de defensa del hombre.

Los estafilococos patógenos producen sustancias biológicamente activas "las enterotoxinas", que son sustancias que juegan un papel importante en la contaminación de alimentos, provocando en el hombre intoxicación. El resultado de la ingestión de una de las cinco enterotoxinas, entre una y seis horas después de la ingestión, provoca náuseas, vómitos y en algunos casos, diarreas. También provoca exfoliatina y el síndrome de shock tóxico (SST) que es de consecuencias frecuentemente mortales.

Forma parte de la familia Micrococcaceae y se caracteriza por tener un cuerpo celular esférico. Típicamente se presenta como racimos de uvas, aproximadamente de 0.7 a 1.2 micras de diámetro. El arreglo espacial de las células en racimos es más frecuentemente observado en medio sólido que en medio líquido, y la ocurrencia en caldos de cultivo en pares, cadenas cortas y racimos de pocas células es común. Son no móviles y no esporulados. En cultivos muy jóvenes pueden formar cápsulas, pero éstas desaparecen en pocas horas, las células se tiñen fácilmente con colorantes básicos de anilina, pero poco con colorantes ácidos. Presentan metabolismo respiratorio o fermentativo, aerobios o anaerobios facultativos. Son Gram positivos en cultivos jóvenes (18 a 24 horas), pero tienden a variar de Gram cuando el cultivo envejece.

En un medio líquido nutricionalmente adecuado, S. aureus tiene un abundante desarrollo, es un cultivo inmóvil caracterizado por una gran turbidez, sedimentación y en muchas especies por la formación de un anillo de crecimiento en la interfase aire-líquido. Existe la formación de pigmento en caldo de cultivo agitado, pero es menos frecuente en cultivo estático. Sobre medio sólido, tales como Agar Soya Trypticosa ó Medio de Estafilococos No. 110, produce colonias circulares, enteras, levantadas en relieve, convexas que son lisas y pigmentadas de forma característica en tintes que varían del crema al anaranjado, tanto las colonias pigmentadas como

aquéllas que lo son ligeramente, después de una incubación secundaria por unos pocos días a una temperatura ambiente ó a 30° C, llegan a presentar una pigmentación más oscura.

El género se diferencia de los otros de la familia por fermentar el manitol y ser coagulasa positiva. Se emplean varias reacciones de cultivo y pruebas bioquímicas para su identificación, como la producción de coagulasa, fermentación del manitol, producción de hemolisinas y licuefacción de la gelatina para distinguir entre especies virulentas y no virulentas. A pesar de esto, ninguna de ellas se relaciona con la patogenicidad. Solamente la producción de coagulasa es aceptada como mejor indicación de patogenicidad y la producción de enterotoxina con raras excepciones es restringida a especies coagulasa positiva.

Los estafilococos se encuentran ampliamente distribuidos en el medio ambiente, localizándose en el aire y en el polvo, también en el agua, leche, alimentos, heces fecales y aguas negras. El principal hábitat de estos organismos son las membranas mucosas del conducto nasofaríngeo y la piel del hombre y animales. La colonización por S. aureus del pasaje nasal del hombre es común, y una gran proporción de personas normales portan este organismo en la nariz, de donde son aislados con más frecuencia aunque la garganta y la piel son igualmente fuentes importantes.

La frecuencia de aparición de estafilococos en alimentos no es de sorprenderse, sobre todo aquellos que están sujetos al contacto íntimo con manipuladores, ya que el principal portador de ésta bacteria es el hombre.

El intervalo de temperaturas para el desarrollo óptimo es de 35 a 40° C, aunque éste ocurre en un intervalo mucho más amplio de aproximadamente 10 a 45° C. Los organismos crecen mejor en presencia de oxígeno, son aerobios y anaerobios facultativos, no se desarrollan en ausencia de CO₂ y utilizan una amplia variedad de carbohidratos con producción de ácidos.

El género parece ser más resistente a condiciones difíciles del medio ambiente que muchos otros tipos de microorganismos no esporulados, resisten bien la desecación y la congelación suave, que generalmente reduce los miembros viables, pero en los alimentos pueden resistir el almacenamiento bajo congelación por largos períodos. Las especies de estafilococos envenenadores de alimentos no se

multiplican en ellos a temperaturas internas abajo de 5.56° C. La temperatura más baja en la cual la producción de enterotoxinas ha sido registrada es de 18° C. Aunque no son tan vulnerables al calor su tolerancia al calor húmedo debe ser considerada alta para un organismo no esporulado.

Esta especie se desarrolla bien en presencia de altas concentraciones de sal. Este hecho ha sido ventajosamente aplicado en el desarrollo de métodos de enriquecimiento para el cultivo de números pequeños de estafilococos de cultivos mezclados.

En muestras de alimentos, sin tomar en cuenta los que puedan provenir de envenenamiento alimenticio, S. aureus coagulasa positiva representa una cantidad relativamente pequeña del total de la flora del alimento. A causa de esto se ha recurrido al uso de medios selectivos para obtener el desarrollo abundante durante el cultivo primario, lo que ha impedido que se puedan cuantificar en alimentos, ya que los medios usados son en algún modo inhibitorios al estafilococo. Se han empleado para el aislamiento en alimentos, Agar de Sal de Manitol y Medio Estafilococos No. 110. La selectividad se atribuye principalmente a la concentración de cloruro de sodio presente en el medio. Se ha encontrado que generalmente estos medios permiten el desarrollo paralelo de muchos otros tipos bacterianos, por lo que es necesario probar las numerosas colonias para producción de coagulasa con un procedimiento confirmatorio.

Consecuentemente, el rango mínimo de estafilococos que puede ser enumerado constantemente en alimentos es aproximadamente 1×10^3 a 1×10^4 por gramo. Los alimentos involucrados en brotes característicos contienen más estafilococos que esta cantidad (Frazier, 1976).

Salmonella (Eberth y Gaffky, 1884), esta relacionada con el tracto intestinal de los humanos y otros animales, incluyendo peces, anfibios, reptiles y aves. La mayoría de los integrantes del género presentan una escasa especificidad de hospedero. Está considerada como patógeno entérico, y se les puede encontrar formando parte de la flora nativa de individuos sanos. Todas sus especies son potencialmente patógenas para el ser humano.

El género Salmonella se caracteriza por ser bacilos

Gram negativos, aerobios y anaerobios facultativos, que miden de 2 a 3 micrómetros de largo y de 0.4 a 0.6 micrómetros de diámetro. Las células en rápido crecimiento se asemejan a coccobacilos, son móviles, poseen flagelos peritricos no pigmentados, y presentan cápsula, particularmente durante el aislamiento inicial. Las colonias típicas en la mayoría de los medios bacteriológicos son circulares, convexas y brillantes o mucoides. La pérdida de cápsula produce colonias rugosas planas, irregulares y de aspecto granular. En cultivo sobre agar, se observa un singular patrón de agrupamiento. La mayoría de las enterobacterias no poseen pigmentos, aunque algunas de ellas sí lo producen, sobre todo de color rojo, rosa, amarillo y azul.

Salmonella forma parte de la familia Enterobacteriaceae y se caracteriza por utilizar el citrato como única fuente de carbono, ataca a los azúcares por fermentación con producción de gas, con algunas excepciones, son indol negativo, producen ácido sulfhídrico en medio Agar de Hierro y Triple Azúcar (TSI), rojo de metilo positivo, Voges-Proskauer negativo, catalasa positivo, oxidasa negativo, reduce los nitratos a nitritos, no fermenta la lactosa o lo hace muy lentamente y no presenta crecimiento en medio KCN. Se utilizan varias de estas reacciones y pruebas bioquímicas para la identificación de ciertos serotipos.

El género Salmonella presenta tres especies principales: S. typhi, S. choleraesuis y S. enteritidis. En cada una de ellas existe una variedad de serotipos. S. typhi difiere de la mayor parte de las salmonelas por ser citrato negativa y no produce gas cuando utiliza azúcares. Uno de los serotipos de esta última es S. paratyphi A, el cual es atípico en ciertos caracteres, algunas cepas producen ácido sulfhídrico en TSI, no utilizan el citrato como fuente de carbono, no forman ácido de la xilosa, ni descarboxilan la lisina.

S. choleraesuis y S. enteritidis producen sulfuro de hidrógeno, y gas por la fermentación de carbohidratos, en tanto que S. typhi no produce ninguno de los dos. Sin embargo, produce CO₂ y H₂ por fermentación de glucosa y presenta requerimientos de triptófano.

Las especies de salmonela contienen antígenos O y H en la capa externa de la pared celular, el primero denominado antígeno somático, compuesto de lipopolisacáridos y el segundo conforma las proteínas flagelares, las cepas más virulentas

poseen un polisacárido capsular denominado antígeno Vi. El análisis detallado de los antígenos de Salmonella ha hecho posible establecer cientos de serotipos, lo que resulta de gran importancia, sobre todo en epidemiología.

En un medio líquido de enriquecimiento, las salmonelas presentan abundante crecimiento, su uso es muy útil sobre todo cuando se sospecha que el material de estudio contiene bajas concentraciones. Sobre medios sólidos tales como Agar para Salmonella y Shigella, se presenta un desarrollo abundante de salmonelas lactosa negativas que dan colonias claras y colonias formadoras de sulfuros. También en Agar Verde Brillante se desarrollan colonias lactosa negativas de color rosa claro, transparentes y rodeadas de un halo rojo brillante. S. typhi se desarrolla abundantemente en Agar Sulfito y Bismuto, las colonias son elevadas con centro negro y bordes claros, que posteriormente se vuelven negras. Se presenta crecimiento de otras salmonelas, ya sea productoras de ácido sulfhídrico, o verdosas si no lo producen como S. paratyphi A. Las temperaturas óptimas de desarrollo en estos medios de cultivo se presentan de 35 a 40° C, y normalmente crecen a 37° C.

Las especies de salmonela pueden causar un conjunto de afecciones identificadas como salmonelosis. Las tres categorías principales de salmonelosis son: fiebre entérica, septicemia y gastroenteritis. Generalmente la fiebre entérica es causada por S. typhi y algunas veces recibe el nombre de fiebre tifoidea. La fiebre entérica también puede ser causada por S. enteritidis, serotipo paratyphi, y probablemente es provocada por otros serotipos.

En el origen de las infecciones suele estar involucrado uno de los 2 000 a 2 300 tipos de salmonelas, pertenecientes a una sola especie, todas ellas potencialmente patógenas para el ser humano y los animales.

Los brotes de fiebre tifoidea están relacionados con los suministros de agua contaminada y el manejo de productos alimenticios por individuos infectado. Las temperaturas ambientales favorecen su desarrollo cuando están presentes en los alimentos hasta concentraciones peligrosas para la salud, ya que pueden provocar intoxicaciones alimentarias por la ingestión de dichos alimentos. Por lo tanto, el mejor medio de controlar el número creciente de casos de salmonelosis, es la prevención a través de medidas higiénicas, aplicadas tanto a nivel de cría de animales como de la preparación de los alimentos.

El número de salmonelas presente en las heces fecales de los individuos enfermos puede ser de 100 000 hasta 100 000 000 por gramo de materia fecal (Thompson, 1955). Aunque el tratamiento que se dá a las aguas negras reduce el contenido de patógenos y de nutrientes bacterianos, la población de Salmonella en aguas estuarinas puede variar de 1 a 1000 por litro (Romero y Rodríguez, 1982).

ÁREA DE ESTUDIO

Caribe mexicano. En las costas del Caribe mexicano se localiza el estado de Quintana Roo, en el cual se ubica el área de estudio en la zona comprendida entre Isla Contoy y Bahía de la Ascensión, entre los paralelos 21° 15' y 18° 15' latitud Norte y los meridianos 86° 30' y 87° 30' de longitud Oeste (Contreras et al., 1988) (Fig. 1).

El Estado de Quintana Roo cuenta con una extensión litoral de de 860 kilómetros de longitud, mismo que presenta un sistema de lagunas costeras y arrecifes coralinos, de los cuales 680 kilómetros se localizan en el Mar Caribe y el resto en el Golfo de México (Secretaría de Pesca, 1987).

La entidad presenta características muy particulares, el subsuelo de naturaleza carbonatada soluble hace que el agua que se precipita se filtre, dando lugar a la formación de acuíferos subterráneos llamados cenotes. El territorio carece de ríos, y la línea costera está bordeada por formaciones arrecifales con numerosos bancos y cayos próximos a la misma, los más extensos son el Banco Arrowsmith al Norte y el Banco Chinchorro al Sur, y otros menores alrededor de Islas Mujeres y Cozumel (Secretaría de Pesca, 1979). También cuenta con tres bahías importantes, la de Ascensión, Espíritu Santo y Chetumal, y cuatro islas: Cozumel, Mujeres, Contoy y Holbox.

En el Estado de Quintana Roo, hay dos tipos de clima, el cálido subhúmedo en la porción del continente y el cálido húmedo que se registra en la Isla de Cozumel. Las precipitaciones y temperaturas medias anuales son de 1 400 mm a 1 570 mm y 25.5 a 26° C (Secretaría de Pesca, 1987).

El Caribe mexicano consiste de una serie de cuencas cuyas profundidades varían de 2 a 2 000 m. Oceanográficamente esta afectada por las aguas adyacentes del Atlántico Norte. Las corrientes ecuatoriales, tanto la del Atlántico Norte como la del Sur, penetran en el área del Caribe y se dispersan a través del sistema de giro de todo el Atlántico Norte. Su ingreso al Mar Caribe es a través de los pasajes menos profundos de las Antillas Menores y se convierten en la corriente del Caribe (Atwood, 1971), la cual pasa a través del Caribe, al llegar al sur de la Isla Cozumel, el núcleo de la corriente tuerce hacia el norte y se alinea con la costa para dirigirse con gran velocidad hacia el canal de Yucatán

formando la corriente del mismo nombre, posteriormente ingresa la corriente al Suroeste del Golfo de México y el Estrecho de la Florida, desarrollando a su paso corrientes y remolinos pequeños que varían estacionalmente, como las corrientes del Caribe Norte, del Lazo de Panamá y del Lazo del Golfo (Fig. 2). También se forman corrientes superficiales que se originan de acuerdo con la dirección de los vientos. Estas corrientes abarcan desde la superficie hasta una profundidad aproximada de 200 m con dirección al Norte (Atwood, 1971).

Existe la formación de surgencias sobre el talud oriental de la plataforma de Yucatán frente a Cabo Catoche. Hay la presencia de un domo de agua fría pesada explicable por un proceso de ascenso de agua profunda, presentándose con máxima intensidad durante la primavera y verano (Merino, 1992).

El Mar Caribe presenta marcadas fluctuaciones en la salinidad superficial. Entre enero y mayo las salinidades son relativamente altas, mayores a 35.5 ‰. En febrero y marzo alcanzan sus valores máximos que superan las 36.5 ‰. Las salinidades bajas se observan entre junio y diciembre, con un mínimo de 34.5 ‰ (Secretaría de Marina, 1984).

Las temperaturas superficiales son muy uniformes y en promedio se presentan de 27° C. Las fluctuaciones no pasan de 3° C.

Las costas del Caribe mexicano presentan lagunas litorales y deltas inundados que son el hábitat de una gran variedad de especies de flora y fauna. Las comunidades vegetales acuáticas y subacuáticas dominantes son las algas fijadas como Chaetomorpha antenina, el mangle como Rhizophora mangle y Avicennia sp., vegetación de pantanos como el popal, vegetación flotante y sumergida como Thalassia testudinum, y también existe una fauna muy variada de crustáceos, moluscos, peces y corales (Contreras et al., 1988).

Actividades antropogénicas en el estado de Quintana Roo. Las actividades antropogénicas desarrolladas son muy variadas. Para la década de los 70's, el 42 ‰ de la población económicamente activa estaba dedicada a la silvicultura, la agricultura, la ganadería, la caza y la pesca. La silvicultura era el renglón más sobresaliente de la economía agropecuaria del estado. En la actualidad aún se considera que cuenta con un enorme potencial, a pesar de la explotación irracional que ha reducido enormemente las áreas de maderas preciosas como

son: cedro, caoba, roble y palo de rosa (Secretaría de Pesca, 1981).

En la actualidad la pesca es una actividad a la cual la presente administración dedica parte de sus esfuerzos, para aprovechar integralmente los recursos pesqueros. Estudios Cubano-Soviéticos reportan la existencia de 165 mil toneladas de peces de fondo capturables en la plataforma de la Península de Yucatán, de las que se estima podrían aprovecharse unas 30 mil para Quintana Roo (Secretaría de Pesca, 1987).

Algunas de las especies de escama de mayor importancia comercial en las costas del Caribe mexicano son Megalops atlanticus (sábalo), Epinephelus atriatus y E. morio (mero), Caranx latus (jurel), Gerres cinereus (mojarra blanca), Lutjanus spp. (huachinango), Ocyurus spp. (pargo), Scomberomorus spp. (sierra), Centropomus undecimalis (robalo), Gerres cinereus (mojarra blanca), Mugil cephalus (lisa), tiburones, rayas y cazones de familias muy variadas (Raz-Guzman y Sanchez, 1990).

Con la finalidad de localizar la captura de los principales recursos pesqueros la entidad se divide en tres zonas: la Zona Norte del estado que abarca entre Holbox e Isla Mujeres es una de las más productivas en especies de alto valor proteínico como el mero, lisa, carpa, mojarra, pargo, huachinango, pámpano, corvina, robalo, sierra, bonito y pulpo. En la Zona Centro, ubicada entre Cozumel y Punta Allen, se localizan dos grandes bahías subexplotadas, que adecuadamente trabajadas dotarían con alimentos a la población de esa zona. Las principales especies que capturan son: pargo, mero, mojarra, chaecchi y coronado. La Zona Sur comprende el área de Xcalak, y es refugio de valiosas y variadas especies de escama como la mojarra y pargo que también son subexplotadas (Secretaría de Pesca, 1987).

El conjunto de estas especies en su gran mayoría se obtiene de la pesca ribereña, que es una actividad prioritaria desde el punto de vista de generación de empleos, alimentos (autoconsumo y mercado local), y contribuye al desarrollo regional, aportando en el primer trimestre de 1989, 428 009 toneladas, equivalente al 37.3 % del volumen total nacional y al 63.3 % del consumo humano directo (Secretaría de Pesca, 1989), lo que significa que gran parte de la población tiene acceso a estos productos por su calidad, presentación y precio.

A pesar de que la pesca se ha orientado en los pasados diez años hacia el camarón, langosta y caracol, para el año de 1985 la captura de escama fué mayor (4253 toneladas de especies de escama y 3 247 toneladas de crustáceos) (Secretaría de Pesca, 1985).

La comercialización se realiza por las emparadoras que operan en el estado. Su forma de presentación para la venta es congelado, entero ó fileteado y en menor proporción en fresco. Parte de la producción se destina para consumo local, se vende directamente en la playa a través de los propios pescadores o por distribuidores particulares. Otra porción de la producción se importa hacia el Pacífico, Golfo y entidades sin litoral, cuyo valor se estima, para el año 1990, en 56 177 dólares. El resto se exporta a otros países como Canadá y Estados Unidos, con un valor comercial aproximado para el año 1990 de 457 244 dólares (Secretaría de Pesca, 1990).

Las embarcaciones son catalogadas como menores de escama de poco calado. Aproximadamente cuentan con 27 unidades para la pesca de altura y 811 unidades para la pesca ribereña, esta última generalmente presenta sus áreas de pesca cercanas a la costa. La captura se lleva a cabo con diversas artes de pesca, entre las que destacan principalmente la red agallera fija y el palangre. La mayoría de los pescadores están integrados en sociedades cooperativas de producción pesquera.

El motivo por el cual el potencial pesquero de la entidad no se desenvuelve en su totalidad, se debe en gran parte a la falta de infraestructura portuaria y de servicios adecuados.

Desarrollo turístico. Desde principios de la presente década, la actividad económica del Estado de Quintana Roo, tradicionalmente arraigada al sector de actividades primarias, empieza a sufrir un cambio gradual en la medida que el apoyo oficial al desarrollo del turismo genera sus primeros efectos. Desde entonces la evolución demográfica de la entidad muestra un crecimiento explosivo, la población ha aumentado de 11 mil personas en 1930, a 226 mil en 1980 y en 1985 a 402 mil. Es decir, en 55 años el volumen de la población se ha multiplicado 36 veces (Secretaría de Pesca, 1987).

Es importante señalar que las altas tasas de crecimiento de la población del estado se deben fundamentalmente a la población inmigrante causada por las

transformaciones económicas y políticas de la entidad provocadas principalmente por los grandes montos de inversión vía proyecto Cancún, que crean una demanda de mano de obra originando una redistribución de la población, lo cual reorienta la economía del estado enfocada a una actividad turística.

Los asentamientos humanos con mayor concentración de población se encuentran localizados en Cancún, Chetumal, Cozumel, Isla Mujeres y Felipe Carrillo Puerto. El crecimiento acelerado se presentó básicamente en Cancún.

La afluencia turística alcanzó para 1984 las 2 069 991 personas y hasta marzo de 1985 han recibido 543 206 turistas (Secretaría de Pesca, 1987).

La demanda generada por turismo en la entidad se estima en 60 mil millones de pesos (206 millones de dólares) 35 % superior a la de 1983 (Secretaría de Pesca, 1987).

Aguas de desecho. La eliminación de aguas de desecho presenta un panorama desalentador en la zona de Quintana Roo. El 93 % de la población costera carece del servicio de drenaje, el 70 % de los habitantes vierten sus aguas negras a fosas sépticas o directamente sobre el suelo. Los estudios realizados sobre la permeabilidad del suelo a grandes profundidades y en pozos excavados para medir el grado de contaminación de las aguas subterráneas, demuestran la presencia de altas concentraciones de materia orgánica, detergentes y sales (Contreras et al., 1988).

No existen suficientes plantas de tratamiento de aguas negras y éstas se vierten directamente a la zona costera. En la región turística de Cancún, algunas de las plantas existentes presentan saturación o retraso en su construcción, otras tantas aún no operan, y el drenaje es conducido a la laguna de Bojórquez sin tratamiento o con un tratamiento ineficiente (Contreras et al., 1988). Merino y Gallegos (1986), Merino et al. (1990) y Reyes y Merino (1991) señalan que la laguna Bojórquez se encuentra bajo un proceso de eutroficación causado tanto por las actividades asociadas al desarrollo turístico (dragados y descargas cloacales principalmente), como por una reducida capacidad de la laguna para asimilar estos impactos.

La contaminación de aguas superficiales y subterráneas que desembocan en el mar, es causa de las descargas de aguas negras que acarrearán desechos sólidos y materia fecal, producto del drenaje municipal de la población que se confina a lo largo del estado de Quintana Roo y sobre todo integrada por los miles de turistas que visitan principalmente Cancún, Cozumel e Isla Mujeres.

METODO

Trabajo de campo. El estudio se llevó a cabo en las principales localidades turísticas y de producción pesquera del Caribe mexicano, durante el período comprendido de octubre a noviembre de 1989. Los sitios de muestreo fueron: Isla Contoy, Isla Mujeres, Cancún, Puerto Morelos, Playa del Carmen, Isla Cozumel, Tulum y Bahía de la Ascensión (Fig. 3).

Las encuestas se realizaron a los pescadores y cooperativistas que proporcionaron los organismos para el muestreo. Las encuestas constaron de las siguientes preguntas: ¿Cuáles son las especies de mayor venta en esta región?, ¿Cuántos kilogramos vende diariamente y/o semanalmente?, ¿En qué área se captura el producto y cada cuando se abastecen del mismo?, ¿Cuál es la mejor temporada para la pesca y venta de este producto?, y ¿Cuánto tiempo tiene que se estableció este mercado, cooperativa y/o otros? (Apéndice I).

Dos tipos de muestreo se llevaron a cabo: el del pescado recién capturado y el del pescado de mercado, entendiéndose por el primero aquél que tiene pocas horas de haber sido capturado, que fue obtenido directamente de las embarcaciones de los pescadores locales, durante su arribo a la playa, durante el cual lo evisceraron y no sufrió ningún proceso de conservación excepto el enfriamiento. Y la muestra del pescado de mercado comprendió aquel producto que es transportado a centros de distribución y que ha sido sometido a manipulación durante la limpieza, descamado, fileteado, etc., y después conservado en refrigeración. La muestra fué tomada de pescaderías, cooperativas y empacadoras procedentes de los mismos lugares de recolección antes mencionados. Las embarcaciones empleadas para la captura eran pequeñas, con motor fuera de borda, principalmente utilizan redes, como la agallera fija y en menor proporción palangre.

Al azar se tomaron 20 ejemplares en cada localidad de las especies de pescado comerciales más importantes, la mitad de ellas correspondientes a peces recién capturados y la mitad restante a los de mercado.

Los peces fueron identificados (Castro-Aguirre, 1976) y medidos (longitud total). A cada uno de ellos se les hizo un corte en la región media ventral y se les extrajo un trozo de músculo de la pared de la cavidad abdominal, de aproximadamente dos gramos. Se colocó en bolsas de plástico

estériles y se mantuvieron en una hielera hermética por un lapso no mayor de 10 horas, hasta su traslado al laboratorio del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Estación "Puerto Morelos", Quintana Roo.

Trabajo de Laboratorio. La preparación de los medios fue de acuerdo con el Manual Bioxon, Medios de Cultivo y Reactivos de Diagnóstico, 1989.

Se prepararon los medios líquidos selectivos y de enriquecimiento Tioglicolato para el aislamiento de Staphylococcus y Tetracionato para el aislamiento de Salmonella.

El Medio Líquido de Tioglicolato es empleado para el enriquecimiento de microorganismos aerobios y anaerobios, los primeros se desarrollan en la capa superficial del tubo y los segundos en el fondo.

Base de Caldo Tetracionato es el medio de enriquecimiento empleado para aislar Salmonella Typhi y otras salmonelas provenientes de alimentos.

En condiciones asépticas se inocularon los medios de enriquecimiento. Se colocó un trozo de músculo de aproximadamente un gramo en cada frasco y se dejó incubar a temperatura ambiente. A los siete días de incubación se hizo una dilución de éstos en los mismos medios: se tomó una alícuota de 100 microlitros del medio con crecimiento bacteriano con una micropipeta con puntas estériles, y se virió en nuevos frascos con los medios antes mencionados. Se dejaron incubar a temperatura ambiente hasta su procesamiento.

Los cultivos se pasaron varias veces a través de los medios de enriquecimiento, para eliminar unas cuantas generaciones de microorganismos competitivos.

Aislamiento y Purificación de Bacterias

Para Staphylococcus se emplearon dos medios de cultivo:

Agar para Estafilococos No. 110. Es un medio altamente selectivo para el aislamiento de Staphylococcus, sobre todo para aquellos que contaminan alimentos diversos y que producen intoxicaciones alimentarias.

Base de Agar Sangre. Utilizado para el aislamiento, cultivo y actividad hemolítica de gérmenes de difícil crecimiento.

Para Salmonella se utilizaron tres medios de cultivo:

Agar para Salmonella y Shigella (S-S). Utilizado para el aislamiento de enterobacterias patógenas. Medio selectivo muy empleado para aislar salmonelas de alimentos.

Agar Verde Brillante (V-B). Es un medio altamente selectivo empleado para aislar Salmonella, excepto S. typhi y Shigella de alimentos.

Agar Sulfito de Bismuto (S-B). Es un medio altamente selectivo para aislar Salmonella typhi, así como otros bacilos entéricos de aguas negras y diversos alimentos.

Las Técnicas de Inoculación en Placa fueron las siguientes: las placas se inocularon en condiciones asépticas con una alícuota de 100 microlitros, la cual fue vertida sobre el medio, y se esparció usando un rastrillo de vidrio previamente pasado por alcohol y flameado, se distribuyó bien por toda la superficie de la placa, se incubó a 37° C durante 24 horas, después se tomó la lectura de las colonias y se refrigeraron.

En las placas que presentaron crecimiento bacteriano denso y sobreposición de colonias, se realizaron las siguientes diluciones:

Inoculación por medio de dilución en caldo nutritivo. Se tomó una asada de las colonias bacterianas crecidas en las placas anteriores y se colocaron directamente en tubos de ensayo con Caldo Nutritivo, se colocó en el agitador por varios minutos para homogeneizar la mezcla, de ésta se tomó una asada y se esparció en estrias sobre la superficie de la placa, se incubó a 37° C durante 24 horas, se tomó la lectura de las colonias y se refrigeraron.

Inoculación por medio de dilución por estrias. Se utiliza para obtener colonias de bacterias separadas, a partir de suspensiones concentradas de células, se inicia la siembra tomando una asada del cultivo bacteriano, y se estria un cuarto de la superficie de la placa se flamea ligeramente el asa de siembra y se coloca en estrias en la otra cuarta parte de la superficie del agar y así sucesivamente hasta cubrir totalmente la superficie de la placa. Se incubaron a 37° C, durante 24 horas, se observaron los resultados y se refrigeraron.

En cada uno de los medios de cultivo empleados para el aislamiento y purificación se llevaron a cabo las siembras y diluciones necesarias para la purificación de las cepas.

La observación morfológica de las bacterias se realizó en microorganismos vivos con microscopio óptico y la observación con tinción de Gram en microscopio óptico de contraste de fases. Para la observación de las bacterias en vivo se colocó una gota de agua destilada estéril filtrada sobre un portaobjetos. En ella se puso una asada del cultivo, se cubrió con un cubreobjetos y se observó al microscopio. Para la observación de las bacterias con tinción, se fijó el material a observar en un portaobjetos con una gota de agua destilada, estéril filtrada, el cultivo se mezcló bien y se dejó secar, posteriormente se pasó el portaobjetos tres veces por la parte más alta de la flama del mechero para fijar la muestra.

Técnica de Tinción

La tinción de Gram separa en dos grandes grupos a las bacterias (Gram + y -), en base al contenido de mucopéptidos, mureína y ácidos teicoicos que forman la capa externa de la pared celular.

Caracterización e Identificación Bacteriana por Medio de Pruebas Bioquímicas.

Después de haber realizado la purificación de cada una de las cepas bacterianas, y la observación morfológica y fisiológica, se hizo la diferenciación de cada grupo de bacterias por medio de pruebas bioquímicas.

Para la identificación de Staphylococcus se siguió el procedimiento de acuerdo con MacFaddin (1981) y Cowan y Steel (1985).

Las cepas bacterianas utilizadas en las pruebas bioquímicas se mantuvieron en Agar para Estafilococos No. 110, procurando siempre la presencia de cultivos nuevos, de 18 a 24 horas de incubación.

Prueba de la Catalasa. Se emplea para comprobar la presencia de la catalasa, que es una enzima que descompone el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) en oxígeno más agua, algunas bacterias contienen esta enzima que las protege contra la toxicidad de esta sustancia. El peróxido de hidrógeno se forma como uno de los productos finales del metabolismo oxidativo de los carbohidratos.

Prueba de la Motilidad. Se usó el Medio SIM. Es un medio semisólido para identificación de cultivos puros de enterobacterias, que detecta la movilidad de las mismas.

Prueba de la Reducción de Nitratos. Se empleó el Medio de Indol Nitrito (Tripticaseína y Nitrato), para diferenciar microorganismos que presentan la capacidad de reducir el nitrato en nitrito o en nitrógeno libre.

Reacción de la Ureasa. Se usó la Base de Agar Urea (de Christensen) para la diferenciación de microorganismos con capacidad de hidrolizar la urea.

D-Nasa Desoxirribonucleasa. Se utilizó el Agar para prueba D-Nasa (desoxirribonucleasa). Detecta la desoxirribonucleasa en los estafilococos infecciosos y productores de toxinas en los alimentos. Los estafilococos patógenos producen la enzima D-Nasa que despolimeriza el DNA del medio, formando un halo claro rodeando el crecimiento bacteriano.

Fermentación de los Carbohidratos. Utilizada para determinar la capacidad de un organismo de fermentar un carbohidrato específico incorporado a un medio básico, con producción o no de gases, junto con la producción o no de ácido sulfhídrico.

Licuefacción de la Gelatina. Utilizada para determinar la habilidad de un organismo para producir enzimas proteolíticas (gelatinasas) que licuan la gelatina.

Voges-Proskauer y Rojo de Metilo. Se utilizó el Caldo RM-VP empleado para efectuar las reacciones de Rojo de Metilo (RM) y Acetil Metil Carbinol (VP).

La prueba de Rojo de Metilo distingue a los microorganismos que producen y mantienen estables los productos terminales ácidos de la fermentación de la glucosa y vencen la capacidad amortiguadora del sistema, utilizando al rojo de metilo como indicador.

La reacción de Voges-Proskauer fue empleada para determinar la capacidad que presentan algunos organismos de producir un producto final neutro, el Acetil Metil Carbinol (acetoína) a partir de la fermentación de la glucosa.

Formación de Pigmento. Se utilizó el Agar de Cerebro y Corazón. Medio adecuado para el cultivo de bacterias exigentes y de difícil desarrollo. La presencia en el medio del carbohidrato fermentable favorece la producción de pigmento bacteriano.

Reacción de la Yema de Huevo. Empleada para observar la actividad de la lecitinasa.

Hemólisis. La actividad hemolítica es la capacidad que presentan ciertos microorganismos de destruir completa o incompletamente los eritrocitos.

Prueba de la Coagulasa. Es la prueba más eficaz para diferenciar entre las variedades de Staphylococcus infecciosos y productores de toxinas en los alimentos, de los no patógenos. Los estafilococos coagulasa positiva liberan una sustancia (procoagulasa) que se combina con un activador presente en el plasma normal, para formar un agente coagulante, la coagulasa.

Para la identificación de Salmonella se siguió el procedimiento de acuerdo con Buchanan y Gibbons (1974) y MacFaddin (1981).

Las cepas puras de salmonela se mantuvieron en Agar de Hierro de Kligler para su uso en las pruebas bioquímicas. Este medio se utiliza para diferenciar bacilos entéricos Gram negativos que fermentan la glucosa y lactosa junto con la formación de sulfuros.

Paralelamente a la utilización del Agar de Hierro de Kligler se usó el Agar de Hierro y Triple Azúcar (TSI), empleado para la diferenciación e identificación de enterobacterias patógenas con capacidad de fermentar lactosa, sacarosa y glucosa con formación de ácido y gas, así como su capacidad para producir sulfuro de hidrógeno. También se usó como medio inicial para la purificación de las cepas y como medio inicial a partir del cual se tomó el inóculo para la siembra en los distintos medios, para las pruebas bioquímicas.

Prueba de la Fermentación de la Glucosa con Producción de Gas a 37° C. Se utilizó Caldo Rojo Fenol y Dextrosa para estudios de fermentación de la glucosa.

Prueba del Cianuro de Potasio. Se utilizó la Base de Caldo KCN de Moeller para la diferenciación de enterobacterias

con capacidad de vivir y reproducirse rápidamente en presencia de cianuro de potasio.

Fermentación de los Carbohidratos. Los fundamentos y metodo de esta prueba fueron iguales a los empleados para S. aureus.

Prueba del Citrato. Se empleó el Agar Citrato de Simmons, para diferenciar las bacterias entéricas Gram negativas que utilizan el citrato como única fuente de carbono para su metabolismo, provocando alcalinidad.

Prueba del Malonato. Se usó el Caldo de Malonato de Ewing Modificado, empleado para la diferenciación de enterobacterias por su capacidad de utilizar el malonato de sodio como única fuente de carbono, con la consiguiente alcalinidad. Es especialmente utilizada para distinguir Salmonella arizonae de otras especies del mismo género.

Pruebas de las Descarboxilasas. Empleadas para medir la capacidad enzimática de un organismo para descarboxilar un aminoácido y formar una amina, con la consiguiente alcalinidad, los aminoácidos descarboxilados son:

Arginina-Deshidrolasa. Se usó la Base Moeller Descarboxilasa, que es un medio basal al cual se le añadió el aminoácido L-Arginina, para determinar la actividad de la descarboxilación de las bacterias.

Lisina-Descarboxilasa. Se empleó el Caldo de Lisina Descarboxilasa, útil en la identificación de enterobacterias, se basa en la descarboxilación de la lisina.

Ornitina-Descarboxilasa. Se empleó el Medio MIO, para la identificación de enterobacterias que producen ornitina descarboxilasa.

Prueba del Indol, Movilidad y Sulfuros. Se utilizó el Medio SIM (sulfuros, indol y movilidad), que es un medio semisólido para diferenciación e identificación de cultivos puros de enterobacterias que producen sulfuros, indol y presentan movilidad.

Prueba de la Fenilalanina. Se empleó Agar de Fenilalanina, para identificar enterobacterias, por su capacidad de transformar la fenilalanina por desaminación oxidativa, en ácido fenil pirúvico.

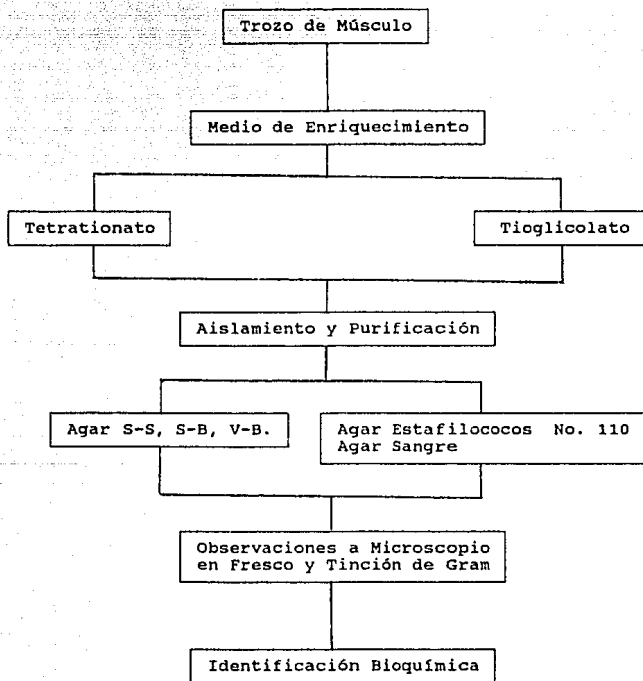
Voges-Proskauer y Rojo de Metilo. Se utilizó el caldo RM-VP. Se empleó como indicador de las reacciones el Reactivo VP y el Indicador Rojo de Metilo. El método empleado y la interpretación es semejante a la utilizada para S. aureus.

Para todas las pruebas bioquímicas se emplearon tubos de control sin inocular y tubos con cepas puras de S. aureus y S. typhi, obtenidas del cepario de la Facultad de Química de la Universidad Nacional Autónoma de México.

COEFICIENTE DE JACCARD

Se aplicó el Coeficiente de Jaccard con el fin de establecer la similitud entre las respuestas a las pruebas bioquímicas obtenidas en el presente trabajo y las obtenidas por otros autores (Spiegel, 1977).

Diagrama de flujo del procedimiento empleado para el aislamiento e identificación de Salmonella y Staphylococcus.



CARACTERÍSTICAS PRINCIPALES DE LAS PRUEBAS BIOQUÍMICAS
EMPLEADAS PARA LA IDENTIFICACIÓN DE STAPHYLOCOCCUS.

STAPHYLOCOCCUS AUREUS

PRUEBA	MEDIO	REACTIVO	INCUBACIÓN
Catalasa	Base Agar Sangre	Peróxido de Hidrógeno	37° C 24 hrs.
Movilidad	Medio SIM	-	37° C 18-24 hrs.
Reducción de Nitratos	Medio Indol Nitrito	Reactivo de Gries	37° C 24 hrs.
Urea	Base Agar Urea Christensen	-	37° C 12,24 y 48 hrs.
Rojo de Metilo	Caldo RM-VP	Indicador Rojo de Metilo	37° C 5 días
Voges Proskauer	Caldo RM-VP	Reactivo VP	37° C 5 días
Licuefacción de la Gelatina	Medio Gelatina Nutritiva	-	37° C. 24 hrs. hasta 14 días
Formación de Pigmento	Agar Cerebro y Corazón	-	37° C 24-72 hrs.
Producción de H ₂ S	Agar Hierro de Kligler	-	37° C 24 hrs.
Reacción a la Yema de huevo	Medio Especial con Medio Basal	-	37° C 24 hrs.
D-Nasa	Agar para D-Nasa	Acido Clorhídrico	37° C 18-24 hrs.
Maltosa	Base Caldo Rojo Fenol Maltosa	-	37° C 24 hrs.
Dextrosa	Base Caldo Rojo Fenol Dextrosa	-	37° C 24 hrs.
Sacarosa	Base Caldo Rojo Fenol Sacarosa	-	37° C 24 hrs.
Manitol	Base Caldo Rojo Fenol Manitol	-	37° C 24 hrs.
Lactosa	Base Caldo Rojo Fenol Lactosa	-	37° C 24 hrs.
Coagulasa	Infusión Cere- bro y Corazón	Plasma con Oxalato	37° C 4, 18 y 24 hrs.
Hemólisis	Base de Agar Sangre	-	37° C 24 hrs.

CARACTERÍSTICAS PRINCIPALES DE LAS PRUEBAS BIOQUÍMICAS EMPLEADAS PARA LA IDENTIFICACIÓN DE SALMONELLA.

S A L M O N E L L A

PRUEBA	MEDIO	REACTIVO	INCUBACIÓN
Fenilalanina	Agar de Fenilalanina	Cloruro Férrico	35° C 4, 18 y 24 hrs.
Lisina Descarboxilasa	Caldo Lisina Descarboxilasa	-	35° C. 24 hrs. hasta 4 días
Ornitina Descarboxilasa	Medio MIO	-	35° C 24 hrs.
Arginina Descarboxilasa	Base Moeller Descarboxilasa +	-	35° C. 24-48 hrs. 4 días
Crecimiento en KCN	L - Arginina Base Caldo KCN de Moeller	Cianuro de Potasio	35° C. 48 hrs. hasta 4 días
Producción de Indol, Movilidad y Sulfuros	Medio SIM	Reactivo de Ehrlich	35° C 18-24 hrs.
Malonato	Caldo Malonato Ewing Modificado	-	35° C 24-48 hrs.
Citrato	Agar Citrato de Simmons	-	35 a 37° C 24-48 hrs.
Producción de Gas Glucosa	Caldo Rojo Fenol y Dextrosa	-	37° C 24 hrs.
Rojo de Metilo	Caldo RM-VP	Indicador Rojo de Metilo	35° C 5 días
Voges Proskauer	Caldo RM-VP	Reactivo VP	35° C 5 días
Manitol	Caldo Rojo fenol Manitol	-	35° C 24 hrs.
Xilosa	Caldo Rojo fenol Xilosa	-	35° C 24 hrs.
Sacarosa	Caldo Rojo Fenol Sacarosa	-	35° C 24 hrs.
Arabinosa	Caldo Rojo Fenol Arabinosa	-	35° C 24 hrs.
Maltosa	Caldo Rojo Fenol Maltosa	-	35° C 24 hrs.
Producción de H ₂ S y Gas	Agar Hierro Kligler y Agar TSI	-	35° C 24 hrs.

RESULTADOS

La información del estudio de mercado se obtuvo únicamente de los pescadores, emparadoras, cooperativas y mercados que proporcionaron los organismos para el análisis (Apéndice 1). A manera de síntesis se presenta a continuación la información obtenida de las encuestas: las especies que con mayor frecuencia se venden para consumo humano en la zona comprendida entre Isla Contoy y Bahía de la Ascensión son principalmente pargo, mero, huachinango y boquinete. Los kilogramos que se venden diariamente varían aproximadamente de 20 a 40 Kg por embarcación y de 15 a 150 kg para establecimientos pequeños y de una a seis toneladas al día para emparadoras y cooperativas. El área de pesca en las ocho localidades se ubica en los alrededores de cada zona (pesca costera), y se abastecen del mismo de una a dos veces al día. La mejor temporada para la pesca varía para cada especie, generalmente ésta se presenta de febrero a noviembre, y las mejores ventas son durante la cuaresma. Los mercados, cooperativas y pescaderías se encuentran establecidos desde tiempos variables. Los hay recientes de cuatro meses a varios años y hasta 30 años como es el caso del establecimiento del señor Argüelles que es el más antiguo y se encuentra ubicado en la Isla Cozumel.

El total de peces analizados fue de 160, de los cuales la mitad se obtuvo de mercado y el resto del pescado recién capturado. De cada pescado se tomó doble muestra de músculo (360 muestras), de éstas la mitad se utilizó para el aislamiento de Salmonella y las restantes para el aislamiento de Staphylococcus. La información obtenida del muestreo se presenta en la Tabla 1, contiene los nombres comunes de los peces, la longitud total que presentan, así como la clave utilizada para cada uno y la localidad a la que pertenecen, para la muestra en fresco y para la de mercado.

En la Fig. 4, se observa la abundancia de cada especie de pez que formó parte de la muestra. A continuación se señalan de mayor a menor frecuencia las 11 especies con sus respectivos nombres científicos:

Lutjanus synagris (pargo biajaiba)
Larimus argenteus (boquinete)
Epinephelus morio (mero)
Seriola dumerili (coronado)
Haemulon plumieri (chaecchi)
Scomberomorus maculatus (sierra)

Calamus pennatula (mojarra)
Caranx crysos (cojinuda)
Myceteroperca bonaci (abadejo)
Mugil curema (liseta)
Lutianus campechanus (huachinango)

La composición de especies de peces por localidad se presenta en las Fig. 5 y 5.1, en la mayoría de las estaciones de muestreo se encontró presente el pargo, identificándose con mayor frecuencia en Isla Cozumel, Cancún y Puerto Morelos el mero se encontró en mayor proporción en Puerto Morelos y Cancún, el boquinete fué más frecuente en Tulum, Isla Contoy y Playa del Carmen y el coronado en Isla Mujeres y Playa del Carmen. Estos cuatro organismos representan a las principales especies de interés comercial, que forman parte de la captura de la zona de estudio, en la temporada de otoño.

Medios Selectivos de Enriquecimiento, Aislamiento y Purificación para Staphylococcus.

En el Medio Líquido de Enriquecimiento Tioglicolato se presentó crecimiento de gérmenes en el 100 % de las muestras, el crecimiento se manifestó por la turbidez del medio, sedimentación de microorganismos que forman una capa de color blanco y en algunos casos la formación de un anillo de crecimiento blanquecino nítido en la interfase aire-líquido de la capa superficial del medio se tomó el inóculo para la siembra en Agar Estafilococos No. 110 y Agar Sangre, las colonias bacterianas desarrolladas en estos medios presentaron las siguientes características morfológicas: colonias pequeñas circulares, enteras, levantadas en relieve, convexas, puntiformes con variación de color de blanco a amarillo paja, con crecimiento escaso e irregular, no se presentó producción de ácido sulfhídrico.

De las 160 muestras que se procesaron en estos medios selectivos se presentó crecimiento bacteriano en el 37.5 % de los cuales el 62 % pertenece a los peces recién capturados y el 38.3 % a los de mercado.

De las observaciones hechas a microscopio con preparaciones in vivo de las cepas puras, se determinó que todas ellas presentaron crecimiento de formas esféricas, algunas más pequeñas que otras, todas fueron inmóviles, excepto la cepa I8, cuatro cepas (I6, IV2, VIII10 y VIIIa4) mostraron agrupación en racimos irregulares y pares y las

restantes presentaron agrupación en pares y cadenas de diferentes tamaños, de las cuales, las cepas III3 y VIII7 tuvieron deformación celular.

Al aplicar la técnica de Tinción de Gram, todas las cepas resultaron ser positivas en un cultivo joven, la coloración que presentaron a la tinción fue azul violáceo, algunas mostraron variación en el tamaño celular, así como en su positividad al Gram, este último sobre todo cuando las cepas están viejas, no se observó la presencia de esporas.

Medios Selectivos de Enriquecimiento, Aislamiento y Purificación para Salmonella.

En el medio de enriquecimiento Caldo Tetrationato se presentó crecimiento bacteriano en el 100 % de las muestras, el crecimiento se manifestó por la turbidez del medio, sin perder su aspecto lechoso, sobre todo al agitarlo, de éste se tomó el inóculo para la siembra en los medios utilizados para el aislamiento y purificación.

En el Agar para Salmonella y Shigella, se obtuvieron cultivos bacterianos no fermentadores de la lactosa, considerados como patógenos, presentando las siguientes características morfológicas: colonias claras, transparentes e incoloras, las bacterias formadoras de sulfuros presentan colonias con un centro negro y un halo claro alrededor como el género Proteus y algunas especies de Salmonella, las coliformes formaron colonias pequeñas con color que varía del rosa al rojo.

En el Agar Verde Brillante los microorganismos lactosa negativos como Salmonella formaron colonias con las siguientes características morfológicas: colonias de color rosa pálido, transparentes, rodeadas de un halo rojo brillante, Proteus formó colonias rojas, las coliformes presentaron un crecimiento escaso e inhibido, formaron colonias verde-amarillentas, opacas, rodeadas de un halo amarillento.

En la última fase del aislamiento se utilizó el Agar Sulfito de Bismuto las cepas cultivadas presentaron las siguientes características morfológicas: las colonias de S. typhi fueron elevadas con centro negro, bordes claros y translúcidos, colonias denominadas "ojo de conejo", se volvieron uniformemente negras a las 48 horas de incubación,

en el medio de cultivo se formó entre las 18 a 24 horas un halo negro grisáceo con brillo metálico alrededor de la colonia. Para Salmonella spp. las colonias fueron elevadas de 2 a 4 mm de diámetro, generalmente más pequeñas que las de S. typhi, si producían ácido sulfhídrico (H₂S) presentaban una coloración negra, después de 36 a 48 horas de incubación formaron un halo negro grisáceo con brillo metálico. También se presentó crecimiento de colonias pequeñas verdosas no formadoras de sulfuros como S. paratyphi. Las colonias del género Citrobacter fueron grandes y elevadas, negras grisáceas como gotas de plomo, con un halo gris negro y brillo metálico. Se presentó desarrollo ocasional de cultivos de coliformes y Proteus, formaron colonias de color verdoso, cafés y negras, las últimas más pequeñas que las de S. typhi, por lo general no presentaron brillo metálico rodeando a la colonia.

De las 160 muestras que se procesaron en estos medios selectivos se presentó crecimiento bacteriano en el 70.62 %, de las cuales el 46 % pertenece a los peces recién capturados y el 54 % a los de mercado.

En las observaciones microscópicas de los cultivos puros en vivo, se determinó que todas las cepas bacterianas estaban formadas por bacilos cortos o largos, algunos más nutridos que otros, móviles y muy pocos inmóviles, sin arreglo definido (aislados, pares, cúmulos, cadenas), con flagelos peritricos, no presentaron esporas y por lo general sin cápsula.

Con la técnica de tinción de Gram se determinó que todas las cepas fueron Gram negativas, presentaron una coloración rosa-rojo.

Caracterización e Identificación Bacteriana por Medio de Pruebas Bioquímicas.

Para la diferenciación y caracterización de Staphylococcus aureus se realizaron 21 pruebas bioquímicas, cuyos resultados se presentan en las Tablas 2 - 2.2. Se caracterizaron las siguientes especies:

Orden Eubacteriales

Suborden Eubacteriineae

Familia MICROCOCCACEAE (Atlas, 1990)
Staphylococcus saprophyticus

Familia STREPTOCOCCACEAE
Streptococcus faecalis. Grupo D de Lancefield,
miembro del grupo enterococci.

Streptococcus faecium. Grupo D de Lancefield,
miembro del grupo enterococci.

Streptococcus mutans. Perteneciente al grupo
viridans.

Streptococcus salivarius. Perteneciente al grupo
viridans.

Ninguna de las cepas bacterianas resultó ser S. aureus, esta determinación se basó principalmente en algunas características morfológicas de las células bacterianas, como es la agrupación celular en racimos, además de las respuestas a algunas pruebas bioquímicas como son: catalasa positiva, coagulasa positiva y la fermentación positiva del manitol, que corresponden básicamente a las pruebas bioquímicas confirmativas, el resto de las pruebas se utilizaron como complementarias. En la misma tabla se presentan los resultados obtenidos de las pruebas bioquímicas para las cinco especies identificadas de manera indirecta con el método utilizado para S. aureus.

Estos géneros fueron caracterizados basándose en los resultados obtenidos por MacFaddin (1981), Starr et al. (1981) y Cowan y Steel (1985) (Tablas 2 - 2.2).

Para la diferenciación y caracterización de Salmonella se hicieron 20 pruebas bioquímicas específicas para el grupo de enterobacterias los resultados obtenidos se presentan en las Tablas 3 - 3.5 debido a las respuestas de las pruebas bioquímicas fue posible la caracterización de las siguientes especies:

Orden Eubacteriales

Suborden Eubactiriineae

Familia ENTEROBACTERIACEAE (Atlas, 1990)

Salmonella typhi

Salmonella enteritidis

Salmonella paratyphi (bacilo paratífico A)

Salmonella scochttmuelleri (bacilo paratífico B)

Salmonella hirschfeldii (bacilo paratífico C)

Citrobacter freundii

Citrobacter amalonaticus

Proteus rettgeri

Proteus mirabilis

Proteus vulgaris

Escherichia coli

En la tabla se presentan los resultados de las 11 especies de bacterias identificadas. Se realizó una comparación de estos resultados con los obtenidos por MacFaddin (1981) y Cowan y Steel (1985), los cuales se tomaron como base para la caracterización.

Para conocer la similitud de las respuestas a las pruebas bioquímicas de las cepas obtenidas, con referencia a las registradas por otros autores se empleó el Coeficiente de Jaccard, de donde se obtuvo para los miembros de las familias Micrococcaceae y Streptococcaceae un coeficiente para la mayoría de las especies igual a 1.0 (Tabla 2.1).

Para el caso de la familia Enterobacteriaceae el Coeficiente de Jaccard en la mayoría de las especies fue de 1.0 a excepción de S. paratyphi A (0.87), P. rettgeri (0.83), S. enteritidis (0.92) y E. coli (0.90) (Tabla 3 - 3.5).

Para la identificación de las cepas a nivel de género para Staphylococcus y Streptococcus se empleó la tabla de primera etapa para bacterias Gram positivas propuesta por Cowan (1985) (Tabla 4) en la cual se hace referencia a caracteres morfológicos y fisiológicos de un limitado número de pruebas que se aplican en la primera etapa de la identificación y que lleva a separar entre grupos mayores.

De esta manera se determinó que un 93.3 % de las cepas pertenecen al género Streptococcus y el 7 % restante al género Staphylococcus para la identificación a nivel de especie de estos grupos se tomaron en cuenta únicamente los caracteres bioquímicos distintivos que se presentan en la Tabla 5.

Los caracteres bioquímicos distintivos de los géneros de la familia Enterobacteriaceae identificados se presentan en la Tabla 6, con base a estos resultados se determinó que el 67.3 % de las cepas pertenecen al género Salmonella, el 9.73 % a Citrobacter, el 21.2 % a Proteus y el 1.8 % a Escherichia. La identificación de las especies de estos grupos se hizo tomando en cuenta los caracteres bioquímicos distintivos, expuestos en la Tabla 7.

Las especies bacterianas identificadas para cada pez, tanto para los recién capturados como para los de mercado, se presentan en las Tablas 8 - 8.1.

Las características observadas en cuanto a las respuestas a la Tinción de Gram, forma celular, agrupación y movilidad en fresco de cada una de las especies identificadas se presentan en la Tabla 9.

En la Fig. 6 se presenta el porcentaje de las frecuencias de las especies bacterianas identificadas para las familias Micrococcaceae y Streptococcaceae en la que se observa en orden de mayor abundancia los siguientes resultados: Streptococcus faecalis 65 %, Streptococcus faecium 20 %, Staphylococcus saprophyticus 6.6 %, Streptococcus salivarius 5 % y S. mutans 3.3 %.

En la Fig. 7 se observa el porcentaje de frecuencias de las especies bacterianas identificadas de la familia Enterobacteriaceae, los resultados son: Salmonella hirschfeldii 31 %, S. schottmuelleri 16.8 %, S. paratyphi A 12.4 %, Proteus mirabilis 11.5 %, P. rettgeri 6.2 %, Salmonella typhi 5.3 %, Citrobacter freundii 5.3 %, C.

amalonaticus 4.4 %, Proteus vulgaris 3.5 %, Salmonella enteritidis 1.8 %, y Escherichia coli únicamente se identificó en el 1.7 % de las muestras, su crecimiento se vio inhibido por la alta selectividad del medio utilizado, ya que el objetivo principal era el aislamiento de Salmonella.

La frecuencia de las especies bacterianas identificadas para la muestra de pescado recién capturado y la muestra de mercado se presentan en las Fig. 8 y 9, en la primera se observa para ambas muestras mayor frecuencia de S. faecalis. En la Tabla 10 se señalan los porcentajes correspondientes para cada especie. Igualmente se expone en la Fig. 9 la frecuencia de especies para ambas muestras, el pico mayor que se observa en la figura corresponde a S. hirschfeldii. En la Tabla 11 se mencionan los porcentajes para cada especie.

Del 83 % de las muestras que presentaron identificación bacteriana, el 49 % correspondió a la muestra de pescado recién capturado y el 51 % a la muestra de mercado.

En las Fig. 10 y 11 se observa el porcentaje de peces contaminados para cada localidad para las muestras de pescado recién capturado y para las de mercado. En la primera figura se presenta la muestra empleada para el aislamiento de S. aureus, en la cual se observa para el pescado fresco mayor cantidad de organismos contaminados correspondientes a la localidad de Bahía de la Ascensión (90 %) y para la de mercado los mayores puntos se observan para Tulum e Isla Contoy (50 %). En la Fig. 11 se muestra mayor contaminación por enterobacterias para la muestra de pescado fresco en las localidades de Playa del Carmen y Bahía de la Ascensión (90 %), y para las muestras de mercado corresponden los picos más altos a Tulum y Playa del Carmen (100 %).

DISCUSIÓN

Estudio de Mercado

Aún cuando las investigaciones de mercado sólo pueden mostrar cierta información, es evidente que la explotación de los recursos marinos de escama en la zona comprendida entre Isla Contoy y Bahía de la Ascensión se concentra en una gran variedad de especies, entre las que destacan principalmente: mero, pargo, huachinango y tiburón. Existiendo un elevado consumo de estas especies cuyos volúmenes de producción son altos, lo suficiente para satisfacer la demanda y vender los productos a precios accesibles. Por estas razones están al alcance de la población, formando parte de su dieta, principalmente de la población local y en menor grado en las ciudades del interior del país.

Entre los pescadores, centros de distribución y consumidor se establece una dinámica constante de captura-compra-venta en donde todo el pescado es vendido el mismo día de su captura o al día siguiente.

El área de pesca está concentrada exclusivamente en las zonas cercanas a las costas, hasta donde posiblemente las aguas residuales provenientes de los complejos turísticos y poblados ribereños llegan por la acción de las corrientes y el viento.

Bacterias Patógenas Identificadas

En ninguna de las muestras analizadas se identificó Staphylococcus aureus coagulasa positiva (estafilococo dorado), la ausencia total de esta bacteria probablemente se deba a lo siguiente: a) No estuvo presente en el músculo de los peces, b) Si estuvo presente pero se encontró en baja cantidad, ya que la importancia de su detección en los productos alimenticios depende del número de microorganismos presentes capaces de producir las enterotoxinas responsables de la estafiloenterocoxis en el hombre (Mossel, Ratto e Indacochea, 1971), lo cual ha sido comprobado en una gran variedad de estudios realizados acerca de la calidad higiénica del pescado, puesto que la especie es utilizada como indicador de contaminación. Por lo tanto, el hecho de que no se haya identificado en el muestreo se puede considerar como relativo,

porque es probable que la especie estuviera presente en pequeñas cantidades, que al ser sometidas al proceso de enriquecimiento fueron desplazadas por los grupos bacterianos más abundantes.

Es importante considerar que la viabilidad en el agua de mar de S. aureus también es un factor determinante para que se encuentre presente en las muestras de pescado recién capturado. Sin embargo, según varios autores (García y Vázquez, 1979; Atlas, 1990) han considerado que los estafilococos son resistentes a condiciones ambientales difíciles, debido a sus características fisiológicas adaptativas. Se desarrollan en presencia de altas concentraciones de cloruro de sodio, consecuentemente es posible que sobrevivan un cierto tiempo en el agua de mar, por lo tanto el motivo de su ausencia en las muestras colectadas puede ser otro.

Asimismo, era de esperarse que las muestras obtenidas de las empacadoras, cooperativas, pescaderías y mercados presentaran mayor incidencia, ya que durante la manipulación, en la captura, transporte y procesamiento para consumo humano se incrementa el contenido bacteriano, debido a que los estafilococos se encuentran ampliamente diseminados en el medio ambiente y por lo general el hombre es portador de esta bacteria en la piel, fosas nasales y cavidad bucal, siendo el portador principal de ellas (Kingsbury et al., 1989). Al respecto, se ha determinado que el 30 % del pescado que se manipula abordo, se filetea en tierra y se vende después como fresco está contaminado por S. aureus (Kietzman et al., 1974), el cual produce sustancias extracelulares, provocando enfermedades toxigenas por consumo de pescado contaminado. Sin embargo, a pesar de las referencias anteriores no se detectó su presencia. Esto se atribuye en cierto modo a que todas las muestras de mercado fueron tomadas de pescado que había sido capturado el mismo día en las costas de la localidad y muy pocos fueron capturados en aguas adyacentes y transportados. Además, el pescado se vende entero, no descamado y eviscerado, esto último, se realiza generalmente abordo o al arribo en la playa, después es lavado con agua de mar. Por lo anteriormente expuesto se considera que el pescado llega al mercado relativamente fresco, se consume rápidamente y se manipula muy poco, lo que contribuye a evitar que S. aureus y bacterias afines contaminen el pescado y proliferen.

Austin y Austin (1986) y Ogbondeminu y Okaeme (1986) mencionan que S. aureus vive en aguas marinas contaminadas por aguas residuales domésticas y se ha detectado su presencia en el músculo, piel y contenido intestinal de varias especies de

peces. También es considerado como el causante principal de intoxicaciones alimentarias por consumo de diversos productos alimenticios.

A pesar de que se utilizaron medios selectivos para obtener el desarrollo abundante de Staphylococcus, mediante el empleo de sustancias químicas, control de la temperatura, oxígeno, pH, etc., adecuados para su crecimiento, se desarrollaron más sus competidoras, ya que generalmente existen en los cultivos bacterianos mezclas microbianas con requerimientos nutricionales similares, por lo que normalmente crecen varios tipos de organismos, predominando entonces aquellos que fueron más abundantes y con mayor capacidad adaptativa. Por lo tanto se presentó crecimiento de otros tipos bacterianos en el 38 % de las muestras, pertenecientes a las familias Micrococcaceae, género Staphylococcus y Streptococcaceae, género Streptococcus. El grupo predominante fue Streptococcus, representando el 93.3 %, éste se encuentra dentro del grupo de bacterias patógenas más importantes, causantes de una alta morbilidad en el hombre, es un género oportunista que aprovecha los nutrientes, las condiciones presentes en el medio y compiten por espacio con las demás bacterias. Las especies identificadas fueron:

Streptococcus faecalis (65 %) cuya fuente de aislamiento son las heces fecales, es un habitante común de las vías respiratorias, vías genitouterinas y tracto gastrointestinal de los humanos. Entre las enfermedades que provoca se encuentra la peritonitis, infecciones biliares y del tracto urinario (Starr *et al.*, 1981), no son nutricionalmente exigentes por lo que proliferan en casi todos los medios bacteriológicos comunes, es considerado muy resistente a las condiciones adversas del ambiente marino, motivo por el cual fue de los más frecuentes en ambas muestras (pescado recién capturado y de mercado).

Desde hace varios años se ha considerado a S. faecalis un indicador de contaminación fecal crónica (Carballo, 1985), otros autores han catalogado su presencia en organismos marinos como indicadores de contaminación fecal, se le ha identificado en ostión y en varias especies de peces (Austin y Austin, 1986).

S. faecium (20 %) se aísla de las heces fecales, forma parte de la flora normal del tracto digestivo de los humanos, capaz de producir enfermedad cuando el conjunto de condiciones se reúnen, es causante de las mismas enfermedades que S. faecalis, nutricionalmente no es exigente por lo que prolifera en la mayor parte de los medios. Se considera resistente a las

condiciones adversas del medio ambiente.

Su uso como indicador de contaminación fecal (Kusuda y Komatsu, 1978; Austin y Austin, 1986), no es tan frecuentemente, sin embargo, la abundancia con la que se presentó en las muestras y las enfermedades que provoca, lo hacen también un grupo indicador fecal importante.

S. salivarius (5 %) y S. mutans (3.3 %) fueron las especies identificadas con un bajo porcentaje, son habitantes comunes de la boca y conducto intestinal de hombre, el primero es un organismo exigente en sus requerimientos nutricionales ricos en proteínas, causa caries dental y endocarditis bacteriana y el segundo es considerado de mayor virulencia, provoca caries dental, formación de sarro y endocarditis bacteriana.

Hasta el momento no se han empleado estas especies como indicadores de contaminación en organismos marinos y puesto que sólo se identificaron en muestras de mercado, es posible que éstas provengan del personal que manipula el producto.

El género menos abundante estuvo representado por la especie Staphylococcus saprophyticus (6.6 %) forma parte de una de las tres especies del género de mayor importancia médica, se localiza normalmente en la piel y fosas nasales de los humanos, y es causante de serias infecciones de las vías urinarias (Starr et al. ., 1981). No se ha comprobado con certeza el tiempo que sobrevive en el agua de mar, pero sí se ha demostrado que puede subsistir por mucho tiempo sobre superficies ambientales y en el aire (Kingsbury et al., 1989).

S. saprophyticus no es considerado como patógeno, ni indicador de contaminación en organismos marinos, y debido a que en el presente trabajo se presentó con poca frecuencia, siendo ésta más evidente en las muestras de mercado, se puede decir que su presencia fue "casual", provocada posiblemente por la manipulación del pescado durante su captura y procesamiento, más que por contaminación del agua marina por aguas residuales

De las muestras empleadas para el aislamiento de Salmonella, se obtuvo crecimiento bacteriano de varias especies en el 70.62 %. El análisis bacteriológico realizado demostró la presencia de varios géneros pertenecientes a la

familia Enterobacteriaceae: Salmonella, Proteus, Citrobacter y Escherichia.

Salmonella (67.2 %) fue el género mejor representado en las muestras. Sin duda alguna, en el medio marino uno de los riesgos más importantes se debe a la presencia de bacterias patógenas, entre las que requieren principal atención las salmonelas. Tienen gran importancia tanto en patología humana como animal, y su aislamiento en organismos que se utilizan como alimento para el hombre constituye un hecho de interés, ya que éstos son el principal vehículo de transmisión de las enfermedades en humanos.

La importancia médica de las salmonelas radica en la gran variedad de enfermedades que produce, lo cual va a depender de la especie y el serotipo. Entre ellas: Salmonella hirschfeldii (31 %) causa bacteremia sin participación intestinal. S. schottmuellerie (16.8 %) es causante de la fiebre paratífica. S. paratyphi A (12.4 %) también es causante de la fiebre paratífica, caracterizada por gastroenteritis y bacteremia, esta enfermedad normalmente se transmite por ingestión de alimentos contaminados. S. typhi (5.3 %) provoca la fiebre tifoidea, caracterizada por ser una infección generalizada, transmitida por la ingestión de agua, mariscos y pescado contaminado y en general por alimentos y portadores sanos o enfermos, y S. enteritidis (1.8 %) y sus numerosos serotipos son en general los agentes etiológicos de la salmonelosis.

El hábitat común de las cinco especies anteriores son las heces de los enfermos o portadores sanos del microorganismo. La contaminación fecal en el agua marina o dulce contribuye a su diseminación, cuando las salmonelas se detectan en aguas contaminadas se relacionan con brotes de salmonelosis, que son comunes en las áreas litorales donde los núcleos de población son evidentes y se carece de los servicios básicos de salud e higiene. La presencia de microorganismos patógenos en estos desechos afecta la calidad de los productos pesqueros destinados para consumo humano.

Se han realizado estudios experimentales sobre la sobrevivencia de las enterobacterias en el agua de mar, sin que los resultados obtenidos sean coincidentes. Se ha comprobado que la mayoría de las salmonelas sobreviven en el agua de mar entre 2 a 12 semanas (Weibel et al., 1974; Romero et al., 1986).

Son muchas las investigaciones en donde se considera a las salmonelas como indicadores de contaminación fecal en mariscos y peces marinos, debido a la abundancia con que estas se presentan y a la importancia de las enfermedades que provoca (Sayler et al., 1975; Cortesi y Della, 1977; Prost, 1977; Levin, 1978; Volterra et al., 1988).

El género Proteus (21.2 %) ocupó el segundo lugar en abundancia entre las enterobacterias. Constituye un grupo oportunista, y dada su capacidad de crecer en "oleadas" en la mayor parte de los medios, es posible que se haya encontrado como grupo representativo. Además por las ventajas que presenta en su crecimiento, en ocasiones desplaza por completo al cultivo deseado.

Se identificaron tres especies de Proteus: P. mirabilis (11.5 %), P. rettgeri (6.2 %) y P. vulgaris (3.5 %), consideradas como patógenos oportunistas en caso de enfermedades urinarias, bacteremia y otras enfermedades patológicas. Se tiene conocimiento de algunas investigaciones que involucran a Proteus como indicador de contaminación fecal en peces marinos, aunque su uso como tal no es frecuente (Gil de Rodríguez y Bastardo, 1975; González, 1978).

Se identificaron miembros del grupo coliforme: Citrobacter 9.7 % y Escherichia 1.8 %. El primero estuvo representado por las especies C. freundii (5.3 %) y C. amalonaticus (4.4 %) consideradas habitantes comunes del agua y alimentos, así como del intestino del hombre. Citrobacter aparece esporádicamente como patógeno oportunista, se les ha catalogado como "casuales", cuando han sido identificadas en enfermedades de las vías urinarias y gastroenteritis, por lo que se consideran patógenos intestinales "condicionales", es decir que pueden ser patógenos cuando se presenta la oportunidad.

Se ha catalogado al género Citrobacter, como de poca importancia sanitaria, puesto que se detecta en menor número en las heces fecales, a pesar de esto, su mayor importancia radica en la capacidad que tiene para multiplicarse en agua contaminada.

Algunos estudios realizados en peces marinos y filetes congelados han demostrado la presencia de Citrobacter en el contenido intestinal y en músculo, por lo que también son consideradas como indicadores de contaminación fecal, aunque no se manifieste comunmente en los análisis bacteriológicos de

productos alimenticios y por consiguiente no se presenten frecuentemente causando enfermedad (Sangjindavong et al., 1977).

Escherichia coli, a pesar de estar considerada como la especie más cercanamente asociada con la contaminación fecal en los medios acuáticos contaminados, su presencia en las muestras analizadas fue muy escasa, debido probablemente al empleo de medios de cultivo selectivos, puesto que el objetivo principal era verificar la presencia de Salmonella.

Es un integrante normal de la flora nativa del tracto intestinal de los humanos y de los animales, pero se puede transformar en patógeno, provocando enfermedades entre las que se encuentra la gastroenteritis.

Con respecto a la viabilidad de E. coli en el agua de mar se sabe que muere un 90 % a las 30 horas (Carpenter et al., 1938; Ketchum et al., 1952). Varios autores han demostrado su presencia en el intestino de los peces, también se ha determinado que las bacterias coliformes pueden sobrevivir en el intestino por varios días, semanas y hasta meses, y la posible consecuencia de estas asociaciones puede provocar infecciones de pez a pez y estos ser vectores que provoquen enfermedades en el hombre (Troast, 1975).

La mayoría de las bacterias patógenas identificadas en el presente trabajo, han sido reportadas como indicadoras de contaminación fecal en peces marinos en otros países. Retomando sus experiencias, dichos microorganismos se podrían considerar también en nuestro país indicadores de contaminación fecal. Lamentablemente hasta el momento no contamos con normas que señalen los límites permisibles; de hecho, las que se tienen están basadas únicamente en la medida de un número de bacterias indicadoras de contaminación fecal (coliformes totales 500 ct en 100 ml, coliformes fecales 100 ct en 100 ml y Streptococos fecales 100 en 100 ml) (Secretaría de Turismo, 1991), que reflejan sobre todo la contaminación del agua, con una cierta capacidad de previsión de especies patógenas, pero no son lo suficientemente consistentes en términos de salud pública.

Cabe señalar que los resultados obtenidos de las pruebas bioquímicas fueron comparados con los de otros autores (Tablas 2 y 3), tomando como punto de apoyo aquellos resultados cuyo Coeficiente de Jaccard de similitud obtenido fuera de 1.0 ó lo más cercano a él, por esta razón se

considera que las cepas correspondieron a las especies bacterianas identificadas.

Las pruebas bioquímicas presentaron semejanzas en algunas respuestas en los diferentes grupos identificados, ya que los géneros y especies presentan características fisiológicas comunes, por lo que fué necesario tomar como base solamente las pruebas diferenciales útiles en la identificación.

Fuentes de Contaminación

Ninguna de las especies identificadas forma parte de la flora normal de los peces de aguas marinas y su presencia se debe básicamente a contaminación, la cual proviene de dos fuentes: de la contaminación del agua marina con aguas residuales domésticas, cuyo componente principal son las heces fecales que acarrean grandes cantidades y una amplia gama de patógenos, existe la posibilidad de que los peces se contaminen cuando proceden de estas aguas. La vía de penetración en el pez es principalmente oral, por medio del alimento, siendo entonces su tracto intestinal un reservorio de bacterias ajenas al medio ambiente marino. El intestino constituye una barrera al paso de bacterias, y si el proceso de evisceración no se realiza adecuadamente, su contenido se vierte en la cavidad abdominal, iniciándose la infestación de la masa muscular. De antemano se asume que el músculo del pez vivo no presenta crecimiento bacteriano, por lo que las bacterias identificadas en el músculo de la cavidad abdominal reflejan en mayor o menor medida la composición cualitativa de la flora acuática circundante.

La segunda fuente de contaminación del pescado se manifiesta, sobre todo, abordo de las embarcaciones, durante el transporte por tierra y durante los procesos de preparación y elaboración para su consumo, etc. interviniendo entonces, entre otros microorganismos las enterobacterias y bacterias patógenas no entéricas, durante este lapso de tiempo el contenido bacteriano aumenta gradualmente.

Presencia de Bacterias Patógenas en los Peces Recién Capturados y los de Mercado

El análisis bacteriológico realizado mostró que el

83 % de las muestras presentaron crecimiento bacteriano, el 51 % correspondió al pescado de mercado y el 49 % a los recién capturados. Lo cual demuestra que los peces desde que están en el medio ambiente natural se encuentran contaminados por bacterias patógenas de origen humano y animal y su manejo en el mercado no incrementa marcadamente la contaminación sobre ellos debido a que las muestras como se expuso anteriormente para S. aureus, se consideran relativamente frescas.

A pesar de que en el análisis global de contaminación bacteriana para ambas muestras no presentan marcadas diferencias, sí se observa que varios grupos bacterianos identificados tuvieron mayor incidencia en la muestra de mercado como son los siguientes: Streptococcus faecium, Salmonella hirschfeldii, S. schottmuelleri, S. paratyphi A y Citrobacter freundii, (Fig. 8 y 9), este comportamiento se puede atribuir a dos aspectos importantes: el personal que manipula el producto desde el momento de su captura hasta su venta puede albergar en su cuerpo estos patógenos, actuando como vector y trasmisor hacia los productos que maneja, y las bacterias contenidas en: intestino, piel y branquias del pez vivo, pueden proliferar al morir el pescado, entonces las especies que fueron identificadas más frecuentemente en la muestra de mercado también pueden provenir del pez en vida.

Presencia de Bacterias Patógenas en las Muestras de Peces de las Diferentes Localidades

Los peces recién capturados en las ocho localidades presentaron contaminación por bacterias patógenas en mayor o menor grado. Las estaciones con los porcentajes de contaminación más altos (70 - 80 %) fueron: Bahía de la Ascensión en el caso de las muestras utilizadas para el aislamiento de S. aureus y Cancún, Playa del Carmen y Bahía de la Ascensión para las empleadas en el aislamiento de Salmonella.

La mayor incidencia de patógenos en el medio ambiente natural se presentó en Bahía de la Ascensión, lo cual se puede deber a su geomorfología semicerrada cuya dinámica e hidrología semejante a la de una laguna costera depende principalmente del equilibrio entre las descargas de los ríos y las mareas. En la península de Yucatán se presentan condiciones que difieren de las anteriores (Merino, 1987). Por un lado, la naturaleza kárstica y el escaso relieve de la península permiten la libre filtración del agua de lluvia hacia el subsuelo (López-Ramos, 1974), lo que determina la

ausencia de ríos. Por otro lado las mareas son de muy escasa amplitud, sobre todo en el margen oriental de la península, lo cual determina un bajo intercambio del agua del sistema con el mar que no permite que exista un intercambio de masas de agua. Además la Bahía está sujeta a una contaminación permanente procedente de las zonas de descargas costeras, lo que favorece la estancia de bacterias ajenas al ambiente marino el tiempo suficiente para contaminar a los peces. En lo referente a Cancún y Playa del Carmen, estas son zonas con complejos turísticos importantes, sobre todo la primera, y poblados ribereños abundantes que vierten sus desechos en sus aguas marinas costeras, aumentando el riesgo de contaminación de los organismos marinos. Contribuye a lo anterior que entre las zonas de captura de algunos pescadores ribereños de Cancún se ubica la salida de la laguna Bojórquez en donde existe un escaso intercambio del agua con el mar en el cual se ha estimado un tiempo de residencia del agua de aproximadamente dos años (Merino *et al.*, 1990). Sin embargo, a pesar de que presentaron elevados índices de contaminación, es relativo tomar a un organismo de vida libre para decidir si una localidad cercana a otra está contaminada o no, ya que el pez se alimenta y vive en la zona de su captura y en las aguas adyacentes, por esta razón se considera que la contaminación bacteriana identificada en la muestra de pescado recién capturado es representativa de la zona de estudio y no de una localidad en especial.

Igualmente para las muestras de mercado se detectó la presencia de bacterias patógenas en todas las localidades. Los mayores porcentajes (90 - 100 %) se presentaron en Bahía de la Ascensión, Playa del Carmen y Tulum, estas zonas también presentaron alta incidencia en la muestra de pescado recién capturado, lo que pone de manifiesto que en estas localidades, los peces en su medio ambiente natural y durante su procesamiento para consumo humano, presentan mayor carga bacteriana patógena que en las localidades adyacentes.

Presencia de Bacterias Patógenas en las Diferentes Especies de Pescado

En todas las especies de peces se detectó la presencia de bacterias patógenas, a pesar de la baja representatividad de algunas de ellas en las muestras.

Los peces colectados presentaron un amplio rango de longitud, desde 20 cm hasta 105 cm. La mayor cantidad de peces contaminados se concentro en las tallas de 26 a 35 cm, estas

longitudes fueron las más abundantes en la muestra.

A pesar de que las tallas mayores estuvieron poco representadas, la mayoría de ellas también resultaron contaminadas. Por lo tanto, los peces, sean pequeños o grandes, al estar en contacto con aguas contaminadas, pueden ser portadores de patógenos y susceptibles a ser contaminados.

La incidencia bacteriana en los peces no fue selectiva es decir, no se presentó mayor o menor tendencia de ciertas especies bacterianas, a contaminar sólo alguna o algunas especies de peces en especial.

Importancia de la Presencia de Patógenos en Peces de Interés Comercial

Los altos porcentajes de muestras contaminadas y las especies bacterianas identificadas indican claramente contaminación antropogénica. El conocimiento de estos resultados es importante, puesto que en la zona de estudio se encuentran pesquerías de escama importantes, siendo los peces portadores indirectos de enfermedades para el hombre, representando un serio problema de salud pública, sobre todo por la presencia de los indicadores de contaminación: Salmonella, Streptococcus, Proteus, Citrobacter y Escherichia, demostrando el riesgo potencial que involucra el consumo de pescado, especialmente el que se consume crudo o semicocido, para la salud humana y la importancia que representa el uso de las playas del Caribe mexicano para la recreación. Sin embargo, hay dos aspectos que se deben separar: los problemas sanitarios planteados por el contacto directo con el agua de mar, y los causados por el consumo de organismos marinos contaminados, ya que los dos casos difieren en la naturaleza de las enfermedades transmitidas, en su forma de transmisión y las dosis infecciosas.

A pesar de que se detectó la presencia de bacterias patógenas en el músculo de peces de interés comercial, no es posible prohibir su consumo ya que para ello se requiere hacer un análisis cuantitativo y compararlo con los valores límite permisibles para organismos comestibles, aunque hasta el momento no exista un criterio que establezca claramente la escala en que la presencia de bacterias patógenas puedan ser consideradas como potencialmente dañinas para la salud.

El conocimiento de los resultados obtenidos en el presente trabajo está circunscrito a tres aspectos de gran importancia: "Económico", ya que en esta zona hay importantes pesquerías de escama que reducen su calidad con la presencia de los patógenos identificados. Además, los productos pesqueros mexicanos no se pueden colocar a nivel competitivo con los productos de exportación. "Impacto sobre poblaciones naturales", que generalmente no sólo involucra la contaminación de peces, sino en general de organismos marinos y el ecosistema. Y "la amenaza sanitaria", que representan los peces como vectores de bacterias patógenas que han causado epidemias por el consumo de pescado y mariscos no sólo en nuestro país, Estados Unidos, Perú y en las zonas del mediterráneo en Europa (Sayler et al., 1975; Cortesi y Della, 1977 y Levin, 1978). La contaminación de las aguas recreacionales pueden provocar enfermedades transmitidas por contacto y en una medida aún no definida, enfermedades entéricas, como es el caso de la gastroenteritis causada por Salmonella. Durante el año de 1939, se registraron casos en Estados Unidos y Canadá relacionados con personas que enfermaron después de tener contacto con el agua marina para uso recreativo (Cox, 1941) y en años recientes se ha observado un aumento en las infecciones gastrointestinales entre los bañistas que acudieron a las playas del Mar Mediterráneo (Cabelli, 1979; Evison y Tosti, 1980).

Por lo anteriormente expuesto, se tiene la necesidad de crear medidas inmediatas para el tratamiento de las aguas negras que se vierten al mar, para evitar la transmisión de enfermedades ya sea por contacto en las playas empleadas para la recreación o por la ingestión de productos pesqueros.

CONCLUSIONES

En ninguna de las muestras analizadas se detectó la presencia de Staphylococcus aureus coagulasa positiva.

En los medios selectivos empleados para el aislamiento de S. aureus se presentó paralelamente crecimiento en el 38 % de las muestras de los siguientes tipos bacterianos: Streptococcus faecalis 65 %, S. faecium 20 %, S. salivarius 5 %, S. mutans 3.3 % y Staphylococcus saprophyticus 6.6 %.

En las muestras empleadas para el aislamiento de Salmonella se identificó la presencia de enterobacterias en el 71 % de las muestras. Las especies involucradas fueron las siguientes: Salmonella hirschfeldii 31 %, S. schottmuelleri 16.8 %, S. paratyphi A 12.4 %, S. typhi 5.3 %, S. enteritidis 1.8 %, Proteus mirabilis 11.5 %, P. rettgeri 6.2 %, P. vulgaris 3.5 %, Citrobacter freundii 5.3 %, C. amalonaticus 4.4 % y Escherichia coli 1.8 %.

Se presentó crecimiento de bacterias patógenas en el 83 % del total de las muestras analizadas, representando éste un alto grado de contaminación.

La mayoría de las bacterias identificadas en el músculo de las principales especies de peces de interés comercial son consideradas indicadoras de contaminación fecal.

La presencia de especies indicadoras de contaminación son una prueba de que el ecosistema marino está contaminado, por lo que, hay riesgo potencial para la salud humana por la transmisión de microorganismos vía alimentos.

Los porcentajes de incidencia bacteriana encontrados en las muestras de peces recién capturados (49 %) y los de mercado (51 %), demuestran que los peces desde que viven en el medio ambiente natural están contaminados por bacterias patógenas y su manejo en el mercado no incrementa marcadamente

la contaminación sobre ellos.

Las ocho localidades en estudio presentaron contaminación por bacterias patógenas en mayor o menor grado. Para la muestra de pescado recién capturado las zonas con mayores porcentajes de contaminación fueron Bahía de la Ascensión (80 ‰), Cancún (70 ‰) y Playa del Carmen (80 ‰), y para la muestra de mercado Bahía de la Ascensión (90 ‰), Playa del Carmen (90 ‰) y Tulum (90 ‰).

La longitud de los peces no es un mecanismo de selección de la presencia de bacterias patógenas.

No se observó selectividad bacteriana para contaminar especies determinadas de peces.

La zona del Caribe mexicano está expuesta al aporte constante de aguas residuales domésticas y su influencia no sólo se presenta en las desembocaduras de los desagües sino hasta las áreas de pesca. Esto puede ser demostrado por las especies indicadoras de contaminación en el área de estudio.

RECOMENDACIONES

Es necesario hacer evaluaciones cuantitativas de coliformes totales, fecales, enterobacterias y bacterias patógenas no entéricas en agua y productos pesqueros comestibles, para tener resultados conjuntos que permitan comparar y reafirmar el impacto que el ecosistema recibe por la llegada de contaminantes a la zona y así poder establecer índices de contaminación que ayuden a determinar si en la zona de estudio los niveles de contaminación permiten usarla con fines recreativos o para la pesca.

Es recomendable efectuar regularmente monitoreos bacteriológicos en los organismos marinos principalmente en peces, crustáceos y moluscos que sirven de alimento al hombre para controlar y evitar posibles epidemias ocasionadas por el consumo de productos contaminados.

Para disminuir la contaminación del agua marina en el estado de Cancún y áreas adyacentes se deben poner a funcionar las plantas de tratamiento de aguas residuales que aún no operan, y las que están en funcionamiento lo hagan a su máxima capacidad.

Posterior a la elaboración de los trabajos propuestos anteriormente, si los resultados obtenidos indican altas niveles de microorganismos patógenos, contemplar la construcción de nuevas plantas de tratamiento de aguas residuales. Por lo tanto los medios de prevención y saneamiento de los efluentes competen según el artículo 117 de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente (1988) fracción II, al estado y la sociedad, prevenir la contaminación de aguas marinas y el artículo 119 fracción V, señal que a los estados y municipios les compete el control de las descargas de aguas residuales y a quien genere dichas descargas y estas no satisfagan las normas técnicas ecológicas que se expidan, deberán colocar sistemas de tratamiento de aguas residuales.

La Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente (1988) tiene una reglamentación sobre la protección del medio marino y en su artículo 121 menciona que

no podrán descargarse o infiltrarse en el medio marino, aguas residuales que contengan contaminantes, sin previo tratamiento. Si bien esta ley es un esfuerzo en nuestro país para proteger las zonas costeras, aún hace falta la creación de normas de calidad que señalen los criterios en que se basan para indicar que una zona esta o no contaminada, hasta el momento no se conocen los valores límite de algunas variables físicas, químicas o biológicas, no se dan valores estándar que ayuden a emitir un juicio sobre el estado de contaminación. Por lo tanto, debido a que la contaminación en nuestro país ha ido en aumento en los últimos años, es urgente la vigilancia de la calidad higiénica de los recursos marinos así como la necesidad de formular normas de calidad más completas que las que actualmente existen, ya que las zonas costeras en nuestro país revisten principal importancia por ser centros turísticos o de recreo, así como áreas donde se localizan recursos marinos de alto valor para la economía nacional.

LITERATURA CITADA

- Alexander, B. y B. Austin. 1986. Bacterial Microflora Associated with a Commercial Fish Smoker. Fems. Microbiol. Lett. 34: 309-312.
- American Public Health Association. 1971. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 13 th. ed. American Public Health Association Inc., Washington, D.C. 1193 p.
- Atlas, R. M. 1990. Microbiología, Fundamentos y aplicaciones. Edit. Continental. México. 887 p.
- Atwood, K.D. 1971. La Oceanografía Regional con Respecto a los Problemas Actuales y Futuros de la Contaminación y de los Recursos Vivos-Caribe. Coloquio Sobre Investigaciones y Recursos en el Mar Caribe y Regiones Advacentes. UNESCO. Paris: 44-76.
- Austin, B. and D.A. Austin. 1986. Bacterial Pathogens of Fish. J. of Applied Bacteriology. 58(1-6): 483-506.
- Baer, E.F., A.P. Duran, H.V. Leninger, R.B. Read, A.H. Schwab y A. Swartzentruber. 1976. Microbiological Quality of Frozen Breaded Fish and Shellfish Products. Appl. Environmental Microbiol. 31(3): 337-341.
- Buchanan, R.E. y N.E. Gibbons. 1974. Bergey's Manual of Determinative Bacteriology. Eighth Edition. The Williams and Wilkins Co. Baltimore. 345 p.
- Cabelli, V.J. 1979. In: Biological Indicators of Water Quality. Jamenson, A. and L. Evison. Wiley, London: 67-86.
- Carpenter, L.V., L.R. Setter y M. Weinberg. 1938. Chloromanie Treatment of Sea Water. Amer. J. Publ. Health. 28: 929-932.

- Carballo, C.R. 1985. Caracterización de Bacterias Heterótrofas en los Aportes de la Laguna de Términos en la Sonda de Campeche. Tesis Profesional. Fac. de Química. Univ. Nal. Autón. México. 145 p.
- Caramello, S., G. Amisano, E. Adriano, F. Maury y L. Borea. 1986. Results of a Microbiological Study on Fishery Products. IG. MOD. 86(4): 257-278.
- Castro-Aguirre A. 1976. Catálogo de Peces Marinos Mexicanos. Subsecretaría de Pesca. Instituto Nacional de Pesca. México. 462 p.
- Contreras, F., M. Herzig y A.V. Botello. 1988. Atlas del Golfo y Caribe de México. Diagnóstico Ambiental. Secretaría de Pesca. Primera Edición. México, D.F. 44 p.
- Cortesi, M. y G. Della. 1977. Indagini Microbiologicite Quantitative su Mitili Vivi del Comercio. Arch. Vet. Ital. 28: 205-211.
- Cowan, S.T y K.J. Steel. 1985. Manual para la Identificación de Bacterias de Importancia Médica. Segunda Edición. Editorial Continental. México. 320 p.
- Cox, C.R. 1941. Gastroenteritis And Basic Public Water Supplies. "A Symposium on Hydrobiology". Madison. Wis. University of Wisconsin Press. 260 p.
- Davey, G.R. 1986. Food Poisoning in New South Wales: 1977-84. Food Technol. Aust. 37(10). 453 p.
- Diario Oficial de la Federación. 1982. Ley Federal de Protección al Ambiente. 11 de Enero de 1982.
- Evison, L. y E. Tosti. 1980. Bathing Water Quality in the North Sea and the Mediterranean. Marine Pollution Bulletin. 11: 72-75.
- Frazier, W. C. 1976. Microbiología de Alimentos. Edit.

Acribia, 2a. Edición. Zaragoza, España: 86-104.

Fuentes, L.A.B. 1989. Determinación del Grado de Frescura de la Mojarra Blanca (Diapterus olisthostomus) Entera y Eviscerada Almacenada en Hielo. Tesis Profesional. Fac. Química. Univ. Nal. Autón. México. 95 p.

García I.J.F. y M.J.F. Vázquez. 1979. Enterotoxinas de Staphylococcus aureus; Determinación e Identificación en Alimentos. Tesis Profesional. Fac. Química. Univ. Nal. Autón. México. 137 p.

Gil de Rodríguez, C.T. y J.W. Bastardo. 1975. Investigation of Enterobacteria in the Gastrointestinal Tract of Corocoro, Orthopristis ruber (Pisces, Perciformes, Pomadasyidae). Bol. Inst. Oceanogr. Univ. Oriente. 14(2): 149-156.

González, T.J. 1978. Estudio Sobre el Aprovechamiento de los Pescados, Mariscos y Crustáceos de la República Mexicana y la Importancia de una Normalización. Tesis Profesional. Fac. Química. Univ. Nal. Autón. México. 116 p.

Grimes, D.J. y R.R. Colwell. 1986. Viability and Virulence of Escherichia coli Suspended by Membrane Chamber in Semitropical Ocean Water. Fems. Microbiol. Lett. 34 (1-3): 161-165.

Hazem, A.S. 1978. Salmonella paratyphi in Animals and the Environment. Dtsch. Tierarztl. Wochenschr. 85(7): 296-303.

Izquierdo-Vicuña, F.B. 1981. Estudio Monográfico Acerca de la Microbiología Marina. Monografía. Tesis. Facultad de Química. Univ. Nal. Autón. México. 255 p.

Kanoe, M. y T. Abe. 1988. Enterococcal Isolated From Environmental Sources. Microbios. Lett. 38(149): 15-20.

Ketchum, B.M., J.C. Ayers and R.F. Vaccaro. 1952. Processes Contributing to the Decrease of Coliform Bacteria in a Tidal Estuary. Ecology. 33: 247-258.

- Kietzmann, V., U.K. Priebe y D. Rakow. 1974. Inspección Veterinaria de Pescados. Editorial Acribia, Zaragoza, España. 326 p.
- Kingsbury, T. D., E.G. Wagner y P.G. Segal. 1989. Microbiología Médica. Primera Edición. Editorial Limusa. México. 505 p.
- Kusuda, R. y I. Komatsu. 1978. Comparative Study of Fish Pathogenic Streptococcus Isolated From Saltwater and Freshwater Fishes. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 44(10): 1073-1078.
- Levin, M. 1978. Fish and Shellfish Associated Disease Outbreaks. J. Water Poll. Control Fed. 50: 1377-1381.
- López-Ramos, E. 1983. Geología de México. Tomo III. 3a. ed. Litográfica Resendiz. 453 p.
- MacFaddin, J.F. 1981. Biochemical Tests for Identification of Medical Bacteria. Second Edition. Williams and Wilkins Co. Baltimore. 527 p.
- Manual de Bacteriología Bioxón. 1989. Medios de Cultivo y Reactivos de Diagnóstico. Bioxón de México. S.A. de C.V. 87 p.
- Mason, J. O. y W.R. MacLean. 1962. Infectious Hepatitis Traced to Consumption of Raw Oysters. Am. Jour. Hyg., 75: 90-111.
- Merino, M y M. Gallegos. 1986. Evaluación del Impacto Ambiental Generable Sobre el Sistema Lagunar Nichupté por el Dragado Programado para Rellener el Lote 18 "A" en Cancún, Q. Roo. Informe Final del Convenio de Asesoría Técnica. P/ADISA-UNAM. 97 p.
- Merino, M. 1987. The Coastal Zone of Mexico. Coastal Management. 15: 27-42.

- Merino, M., S. Czitrom, E. Jordan, E. Martin, P. Thome y O. Moreno. 1990. Hidrology and Rain Flushing of the Nichupté Lagoon Systems. Cancún, México. Estuarine, Coastal and Shelf Science. 30: 223-237.
- Merino, I.M. 1992. Afloramiento en la Plataforma de Yucatán: Estructura y Fertilización. Tesis Doctoral. Inst. Cienc. Mar y Limnol. UNAM: 10-90.
- Molinari, R.L. y J. Morrison. 1988. The Separation of the Yucatan Current From the Campeche Bank and in Trusion of the Coop Current Into the Gulf of Mexico. Journal of Geophysical Research, 93 (C9): 10645-10654.
- Morse, E.V y M.A. Duncan. 1976. Salmonella as Monitors of Fecal Pollution in the Aquatic Environment. J. Environ. Sci. Health. Part. A. 11(10-11): 591-601.
- Mosell, D.A.A., M.A. Ratto y L. Indacochea. 1971. El Control de la Calidad Microbiológica en la Industria Alimentaria. España. No. 36: 45 p.
- Ogbondeminu, F.S. y A.N. Okaeme. 1986. Bacterial Flora Associated with an Organic Manure-Aquaculture System in Kainji Lake Basin Area, Nigeria. Int. J. Zoonoses. 13(1): 54-58.
- Prost, M. 1977. Fish as a Source of Infections and Parasitic Infestations in Man. Med. Water. 33(11): 641-646.
- Raz-Guzman, A. y A.J. Sanchez. 1990. Atlas Nacional de México. Vol. II. Sección Naturaleza, Tema Oceanografía. Carta IV. 9.4. Biología Marina II. Flora y Vertebrados. Inst. de Geografía. Univ. Nal. Autón. México.
- Reyes, E. y M. Merino. 1991. Primary Production and Eutrophication in Bojórquez Lagoon, Cancún, México. Estuaries. (en prensa)

- Rodríguez, S.H. y J.J. Romero. 1981. Niveles de Contaminación Bacteriana en Dos Sistemas Fluvio-Lagunares Asociados a Laguna de Términos, Campeche. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México. 8(1): 63-68.
- Romero, J.J. y S.H. Rodríguez. 1982. Niveles Actuales de Contaminación Coliforme en el Sistema Lagunar del Carmen-Machona, Tabasco. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México. 9(1): 121-126.
- Romero, J.J., J.G. Ferrara, L.P. Lizárraga y H.S. Rodríguez. 1986. Variación Estacional de las Poblaciones de Enterobacterias en la Laguna de Términos, Campeche, México. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México. 13(3): 73-86.
- Salud Pública de México, Secretaría de Salubridad y Asistencia. México. 1963. 5:143-145.
- Sangjindavong, M., J. Gjerde y S. Fiskidir. 1977. Classification of Coliform Bacteria Isolated from Marine Environment and Marine Fish Products. Fiskidir. SKR. Ser. Ernaer. 1 (3): 67-74.
- Sayler G., J. Nelson, A. Justice y R. Colwell. 1975. Distribution and Significance of Fecal Indicator Organisms in the Upper Chesapeake Bay. Appl. Microbiol. 30: 625-638.
- Secretaría de Desarrollo Urbano y Ecología. 1988. Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente. Colgate-Palmolive. S.A. de C.V. Diario Oficial 28-1-88. México. 138 p.
- Secretaría de Marina. 1984. Carta Náutica SM924. Isla Mujeres a Isla Cozumel. D.G.O.N. Dirección de Hidrografía.
- Secretaría de Pesca. 1979. La Pesca en el Estado de Quintana Roo. Dirección General de Tecnología Pesquera. Sec. Gral. de Recursos Pesqueros. Depto. de Pesca. México: 85 p.

- Secretaría de Pesca. 1981. Avance de la Actividad Pesquera, 1977 - 1980. Síntesis de la Actividad Pesquera en el Estado de Quintana Roo. Dirección General de Evaluación. México: 76-89.
- Secretaría de Pesca. 1985. Anuario Estadístico de Pesca. Dirección General de Programación e Informática. México: 65-69.
- Secretaría de Pesca. 1987. Carpeta Informativa del Estado de Quintana Roo. Banco Nacional Pesquero y Portuario, S.N.C. Sucursal Cancún. Q. Roo. 85 p.
- Secretaría de Pesca. 1989. Análisis de la Actividad Pesquera. Dirección General de Programación e Informática. Anal. Act. Pesq. México. No. 19. 65 p.
- Secretaría de Pesca. 1990. Anuario Estadístico de Pesca. Dirección General de Programación e Informática. Primera Edición. México: 101-120.
- Secretaría de Pesca. 1990. Indicadores de la Producción Pesquera. Dirección General de Informática y Registro Pesquero. México: 72 p.
- Secretaría de Turismo, Secretaría de Salud, Organización Panamericana de la Salud y Organización Mundial de la Salud. 1992. Turismo y Salud en México II, Conclusiones del Segundo Congreso Nacional de Turismo y Salud Celebrado en Puerto Vallarta 9 al 11 de Noviembre de 1991. México. 138 p.
- Spiegel, M.R. 1977. Probabilidad y Estadística. McGraw-Hill, Book, Co. Inc., USA: 372 p.
- Starr, H.P., H. Stolp, H.G. Truper, A. Balows y H.G. Schlegel. 1981. The Prokaryotes. A Handbook on Habitats, Insolation and Identification of Bacteria. Vol. II. Springer Verlag. Berlin. Heidelberg. New York. 218 p.
- Thompson, S. 1955. The Number of Pathogenic Bacilli in Intestinal Diseases. J. Hyg. 53: 217-224.

Troast. J.L. 1975. Antibodies Against Enteric Bacteria in Brown Bullhead.

Volterra, L., L. Mancini, F.A. Aulicino y S. Marilungo. 1988. Fish as Vectors of Microorganisms: A Review. IG. MOD. 90(6): 782-795.

Weibel. S.R., J. Anderson y R. Woodward. 1974. Urban Land Runoff as a Factor in Stream Pollution. J. Water Poll. Contr. Fed. 36: 914-924.

A N E X O
F I G U R A S
Y
T A B L A S

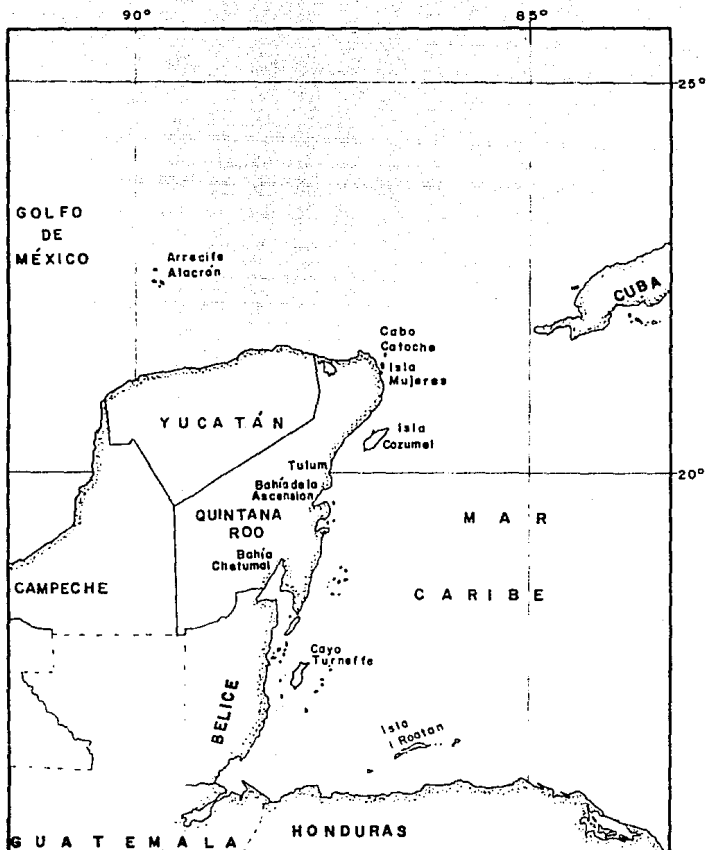


FIGURA No. 1 UBICACION DEL ESTADO
DE QUINTANA ROO, MÉXICO.

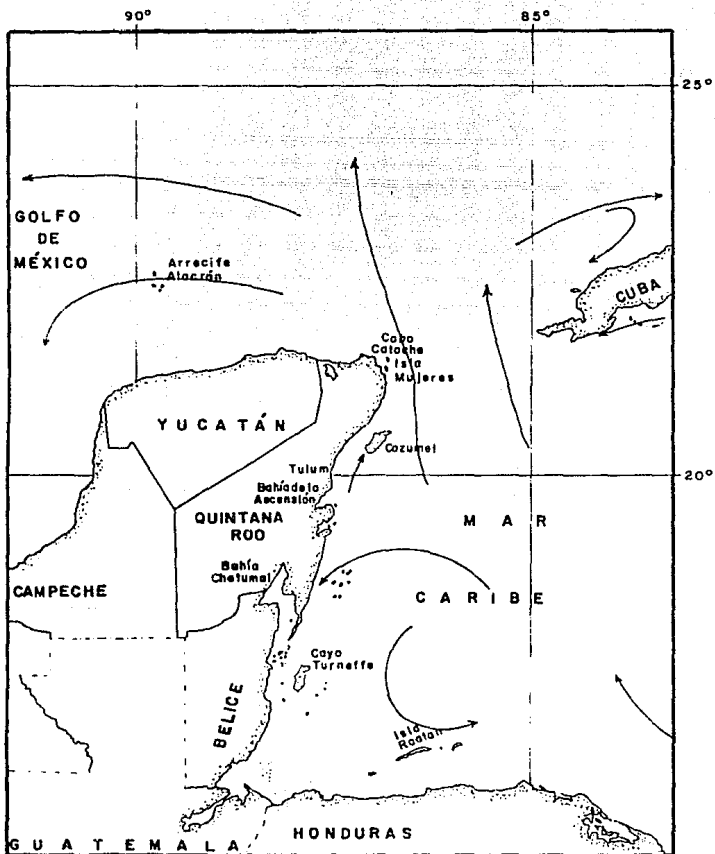


FIGURA No. 2 CORRIENTES PRINCIPALES QUE LLEGAN AL ÁREA DE ESTUDIO EN LA TEMPORADA DE OTOÑO - INVIERNO.

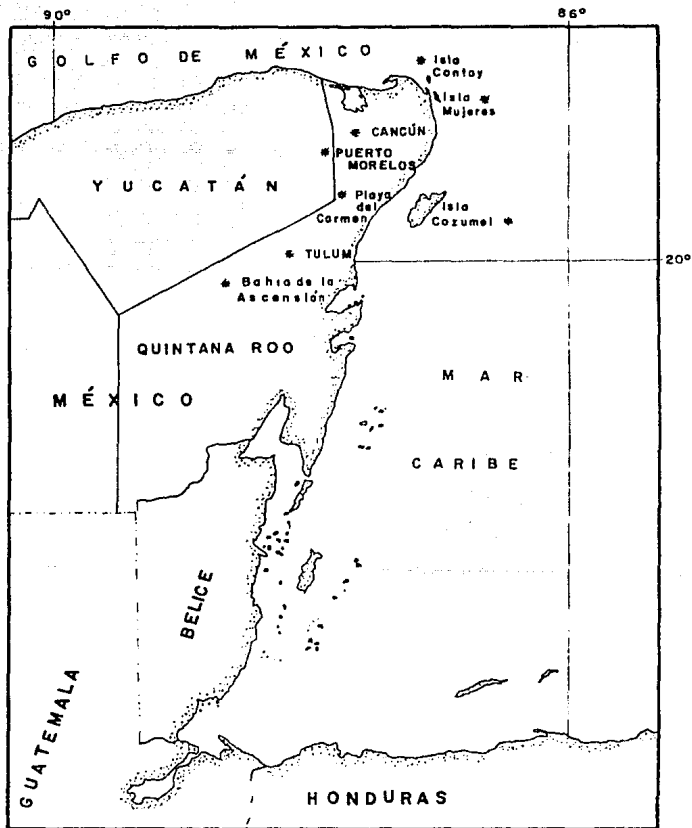
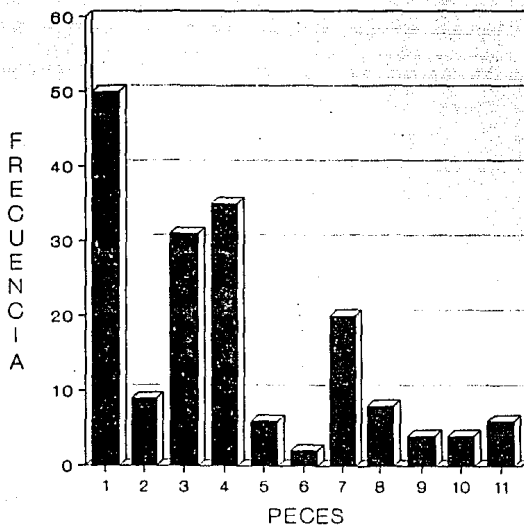
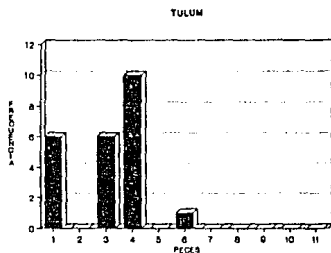
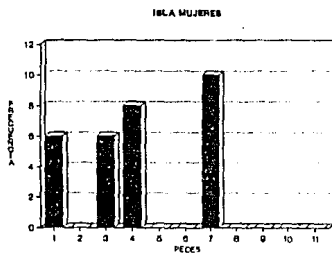
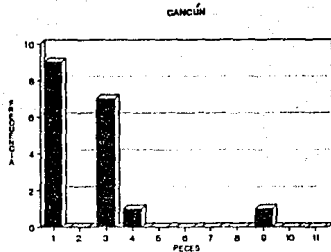
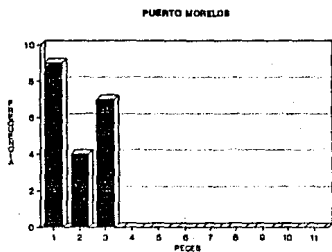


FIGURA N.º 3 LOCALIZACIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO.



- | | |
|----------------|--------------|
| 1. PARGO | 7. CORONADO |
| 2. CHAECCHI | 8. SIERRA |
| 3. MERO | 9. ABADEJO |
| 4. BOQUINETE | 10. LISETA |
| 5. MOJARRA | 11. COJINUDA |
| 6. HUACHINANGO | |

FIGURA 4. FRECUENCIA DE PECES OBTENIDOS EN EL MUESTREO.



1. PARGO
2. CHAECCHI
3. MERO
4. BOQUINETE
5. MOJARRA
6. HUACHINANGO

7. CORONADO
8. SIERRA
9. ABADEJO
10. LISETA
11. COJINUDA

FIGURA 5. COMPOSICIÓN DE PECES EN LA CAPTURA PARA PUERTO MORELOS, CANCÚN, ISLA MUJERES Y TULUM.

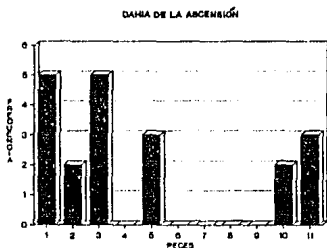
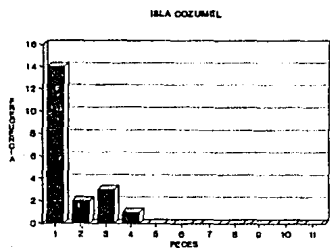
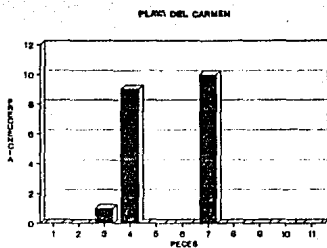
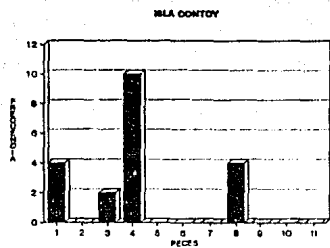
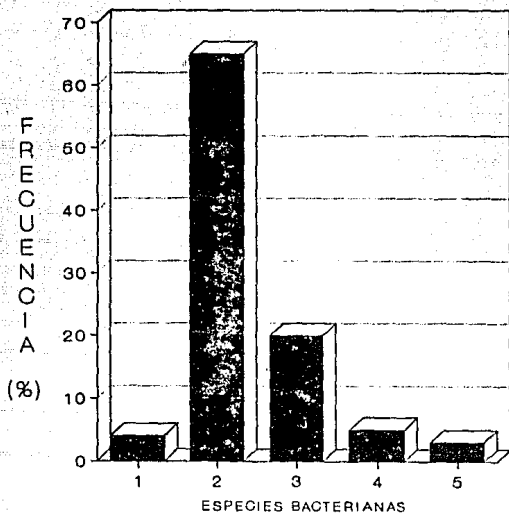
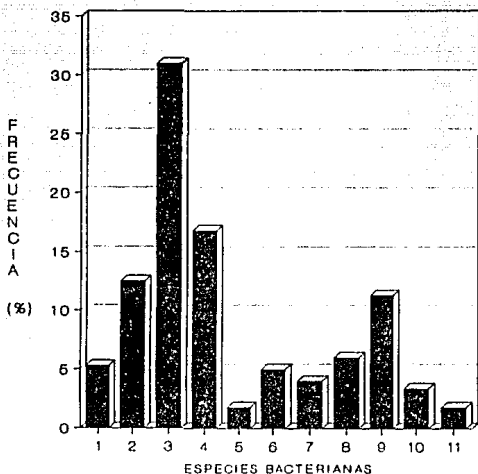


FIGURA 5.1 COMPOSICIÓN DE PECES EN LA CAPTURA PARA ISLA CONTOY, PLAYA DEL CARMEN, ISLA COZUMEL Y BAHÍA DE LA ASCENSIÓN.



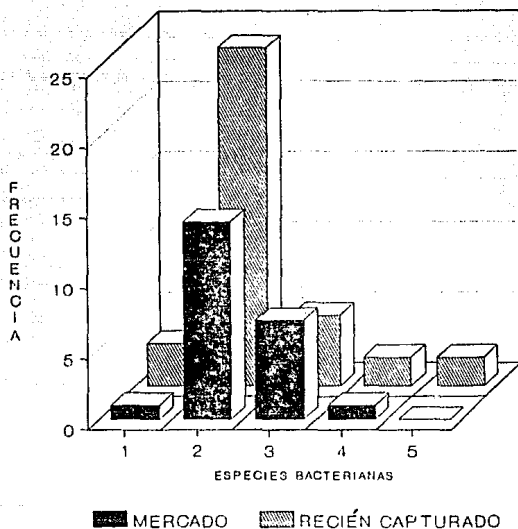
- | | |
|--|------------------------------------|
| 1. <u>Staphilococcus saprophyticus</u> | 4. <u>Streptococcus salivarius</u> |
| 2. <u>Streptococcus faecalis</u> | 5. <u>Streptococcus mutans</u> |
| 3. <u>Streptococcus faecium</u> | |

FIGURA 8. ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS PARA LAS FAMILIAS MICROCOCCACEAE Y STREPTOCOCCACEAE PARA AMBAS MUESTRAS.



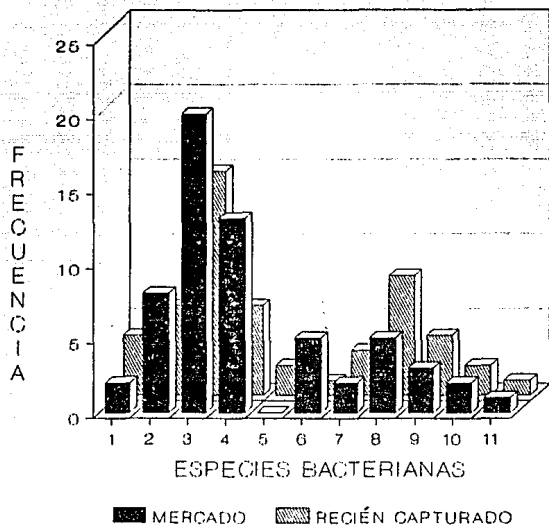
- | | |
|---|---|
| 1. <u><i>Salmonella typhi</i></u> | 7. <u><i>Citrobacter amalonaticus</i></u> |
| 2. <u><i>Salmonella paratyphi</i> A</u> | 8. <u><i>Proteus rettgeri</i></u> |
| 3. <u><i>Salmonella hirschfeldii</i></u> | 9. <u><i>Proteus mirabilis</i></u> |
| 4. <u><i>Salmonella schottmulleri</i></u> | 10. <u><i>Proteus vulgaris</i></u> |
| 5. <u><i>Salmonella enteritidis</i></u> | 11. <u><i>Escherichia coli</i></u> |
| 6. <u><i>Citrobacter freundii</i></u> | |

FIGURA 7. ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS DE LA FAMILIA ENTEROBACTERIACEAE PARA AMBAS MUESTRAS.



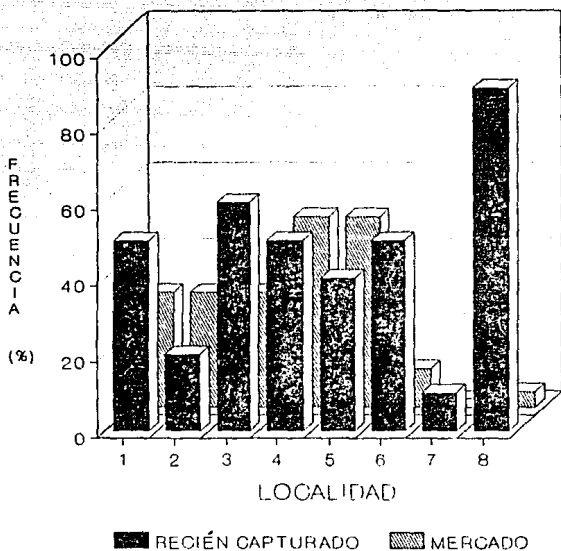
1. *Staphylococcus saprophyticus* 4. *Streptococcus salivarius*
 2. *Streptococcus faecalis* 5. *Streptococcus mutans*
 3. *Streptococcus faecium*

FIGURA 8. ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS DE LAS FAMILIAS MICROCOCCACEAE Y STREPTOCOCCACEAE PARA LAS MUESTRAS DE MERCADO Y PESCADO RECIÉN CAPTURADO.



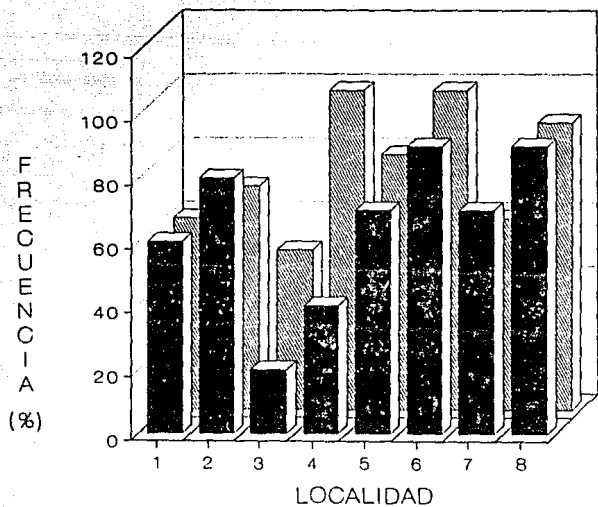
- | | |
|---|---|
| 1. <u><i>Salmonella typhi</i></u> | 7. <u><i>Citrobacter amalonaticus</i></u> |
| 2. <u><i>Salmonella paratyphi A</i></u> | 8. <u><i>Proteus mirabilis</i></u> |
| 3. <u><i>Salmonella hirschfeldii</i></u> | 9. <u><i>Proteus rettgeri</i></u> |
| 4. <u><i>Salmonella schottmulleri</i></u> | 10. <u><i>Proteus vulgaris</i></u> |
| 5. <u><i>Salmonella enteritidis</i></u> | 11. <u><i>Escherichia coli</i></u> |
| 6. <u><i>Citrobacter freundii</i></u> | |

FIGURA 9. ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS DE LA FAMILIA ENTEROBACTERIACEAE PARA LAS MUESTRAS DE MERCADO Y DE PESCADO RECIÉN CAPTURADO.



- | | |
|-------------------|--------------------------|
| 1. PUERTO MORELOS | 5. ISLA CONTOY |
| 2. CANGÚN | 6. PLAYA DEL CARMEN |
| 3. ISLA MUJERES | 7. COZUMEL |
| 4. TULUM | 8. BAHÍA DE LA ASCENSIÓN |

FIGURA 10. PECES CONTAMINADOS POR LOCALIDAD PARA LAS MUESTRAS RECIÉN CAPTURADAS Y DE MERCADO (FAMILIAS MICROCOCCACEAE Y STREPTOCOCCACEAE).



■ RECIÉN CAPTURADO ▨ MERCADO

1. PUERTO MORELOS
2. CANCÚN
3. ISLA MUJERES
4. TULUM

5. ISLA CONTOY
6. PLAYA DEL CARMEN
7. COZUMEL
8. BAHÍA DE LA ASCENSIÓN

FIGURA 11. PEGES CONTAMINADOS POR LOCALIDAD PARA LA MUESTRAS RECIÉN CAPTURADAS Y DE MERCADO (FAMILIA ENTEROBACTERIACEAE).

TABLA 1.- NOMBRE COMÚN Y LONGITUD DEL PESCADO DE LA MUESTRA EN FRESCO Y DE MERCADO.

FRESCO				MERCADO			
LOCALIDAD	CLAVE	PEZ	LONG. CM	LOCALIDAD	CLAVE	PEZ	LONG. CM
PUERTO MORELOS	11	pargo	30	PUERTO MORELOS	1a1	mero	30
	12	chacchi	20		1a2	mero	28
	13	chacchi	19		1a3	mero	30
	14	pargo	28		1a4	mero	32
	15	pargo	27		1a5	mero	31
	16	chacchi	20		1a6	mero	30
	17	pargo	30		1a7	mero	34
	18	chacchi	20		1a8	pargo	29
	19	pargo	32		1a9	pargo	28
	110	pargo	29		1a10	pargo	34
CANCÚN	111	abadejo	1.30	CANCÚN	11a1	pargo	27
	112	abadejo	1.01		11a2	pargo	28.5
	113	mero	81		11a3	pargo	28
	114	mero	67		11a4	boquinete	29
	115	mero	64		11a5	pargo	28
	116	mero	71		11a6	mero	48
	117	mero	64		11a7	pargo	30
	118	mero	72		11a8	pargo	27
	119	pargo	79		11a9	pargo	27
	1110	pargo	60		11a10	pargo	28
ISLA MUJERES	1111	coronado	1.21	ISLA MUJERES	111a1	mero	49
	1112	coronado	1.11		111a2	mero	52
	1113	coronado	1.08		111a3	pargo	51
	1114	coronado	1.02		111a4	mero	79
	1115	coronado	1.05		111a5	pargo	62
	1116	coronado	1.24		111a6	pargo	48
	1117	coronado	1.16		111a7	boquinete	28
	1118	coronado	1.39		111a8	boquinete	28
	1119	coronado	1.10		111a9	boquinete	28.5
	11110	coronado	1.16		111a10	boquinete	30
TULUM	1V1	mero	58	TULUM	1Va1	boquinete	35
	1V2	huachinango	29		1Va2	boquinete	31
	1V3	mero	52		1Va3	boquinete	31
	1V4	pargo	28.5		1Va4	boquinete	29
	1V5	boquinete	33		1Va5	boquinete	28
	1V6	boquinete	35		1Va6	pargo	32.5
	1V7	mero	72		1Va7	pargo	37
	1V8	boquinete	30		1Va8	pargo	33
	1V9	boquinete	28.5		1Va9	pargo	42
	1V10	boquinete	28		1Va10	pargo	44

TABLA 1. CONTINUACION.

FRESCO

MERCADO

LOCALIDAD	CLAVE	PEZ	LONG. CM	LOCALIDAD	CLAVE	PEZ	LONG. CM
	V3	boquinete	31		Va3	boquinete	30
	V4	mero	38		Va4	boquinete	29.5
	V5	boquinete	32		Va5	boquinete	30
	V6	boquinete	30		Va6	boquinete	34
	V7	sierra	43		Va7	pargo	42
	V8	sierra	39		Va8	pargo	55
	V9	sierra	41		Va9	pargo	57
	V10	sierra	43.5		Va10	pargo	47
PLAYA DEL CARMEN	V11	boquinete	32	PLAYA DEL CARMEN	Via1	coronado	97
	V12	boquinete	36		Via2	coronado	95
	V13	boquinete	29		Via3	coronado	98
	V14	mero	65.5		Via4	coronado	1.00
	V15	boquinete	30		Via5	coronado	1.04
	V16	boquinete	30		Via6	coronado	1.03
	V17	boquinete	46		Via7	coronado	95
	V18	boquinete	27		Via8	coronado	98
	V19	boquinete	30		Via9	coronado	97
	V110	boquinete	40.3		Via10	coronado	96
ISLA COZUMEL	V111	mero	1.02	ISLA COZUMEL	Via11	pargo	42
	V112	mero	57		Via12	pargo	45
	V113	mero	42		Via13	boquinete	51
	V114	pargo	28		Via14	pargo	45
	V115	pargo	29		Via15	pargo	30
	V116	pargo	34		Via16	pargo	51
	V117	pargo	30		Via17	chacchi	25.5
	V118	pargo	26		Via18	chacchi	24
	V119	pargo	26		Via19	pargo	31
	V1110	pargo	27		Via110	pargo	47
BANJA DE LA ASCENSIÓN	V1111	pargo	33	BANJA DE LA ASCENSIÓN	Via111	pargo	29
	V1112	pargo	43		Via112	pargo	24
	V1113	pargo	34		Via113	mojarra	21
	V1114	pargo	12		Via114	mojarra	22
	V1115	mero	15		Via115	liseta	32
	V1116	mero	32		Via116	cojinuda	33.5
	V1117	chacchi	22		Via117	cojinuda	24.5
	V1118	mero	27		Via118	cojinuda	33
	V1119	mero	27		Via119	liseta	33
	V11110	mero	33		Via1110	mojarra	19

TABLA 2. REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *STREPTOCOCCUS SAPROPHITICUS* Y *STREPTOCOCCUS GALLIVARIUS*.

STREPTOCOCCUS SAPROPHITICUS

STREPTOCOCCUS GALLIVARIUS

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Starr 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Catalasa	+	+	+	+
Movilidad	-	-	-	-
Reducción de Nitritos	-	-	-	-
Urea	-	-	-	-
Rojo de Metilo	+	-	+	+
Voges Proskauer	-	-	+	+
Licuefacción de la Gelatina	-	-	+	+
Formación de Pigmento	-	-	-	-
Kligler	Ac	Ac	Ac	Ac
Producción de Acido Sulfhídrico	-	-	-	-
Reacción a la Tasa de Huevo	-	-	+ δ -	+ δ -
D-Nasa	-	-	+ δ -	+ δ -
Crecimiento Aeróbico	+	+	+	+
Crecimiento Anaeróbico	W	+ δ -	+ δ -	+ δ -
Fermentación de los Azúcares	-	-	-	-
Maltosa	-	+	+	+
Dextrosa	-	+	+	+
Sacarosa	-	+	+	+
Lactosa	-	+ δ -	+	+
Manitol	-	+ δ -	+ δ -	+ δ -
Prueba de la Coagulasa	-	-	-	-
Hemólisis	-	-	-	-
% de Similitud	1.0	1.0	1.0	

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Catalasa	-	-	-
Movilidad	-	-	-
Reducción de Nitritos	-	-	-
Urea	-	-	-
Rojo de Metilo	-	-	+
Voges Proskauer	-	d	+
Licuefacción de la Gelatina	-	-	-
Formación de Pigmento	-	-	-
Kligler	Ac	Ac	Ac
Producción de Acido Sulfhídrico	-	-	-
Reacción a la Tasa de Huevo	-	-	-
D-Nasa	-	-	-
Crecimiento Aeróbico	+	+	+
Crecimiento Anaeróbico	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Maltosa	-	+	+
Dextrosa	-	+	+
Sacarosa	-	+	+
Lactosa	-	+	+
Manitol	-	-	-
Prueba de la Coagulasa	-	-	-
Hemólisis	-	-	-
% de Similitud	1.0	1.0	

W= reacción tardía y débil

Ac= ácido

d= del 16 - 84 % de las cepas son +

- = no determinado

TABLA 2.1 REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *Streptococcus mutans* Y *Streptococcus faecalis*.

STREPTOCOCCUS MUTANS

STREPTOCOCCUS FAECALIS

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Catalasa	-	-	-
Movilidad	-	-	-
Reducción de Nitratos	-	-	-
Urea	-	-	-
Rojo de Metilo	-	-	+
Voges Proskauer	-	+	+
Licuefacción de la Gelatina	+	-	+
Formación de Pigmento	-	-	-
Kligler	Ac	Ac	Ac
Producción de Ácido Sulfhídrico	-	-	-
Reacción a la Yema de Huevo	V	-	V
D-Nasa	-	-	+
Crecimiento Aeróbico	+	-	+
Crecimiento Anaeróbico	-	-	-
Fermentación de los Azúcares			
Maltosa	+	+	+
Dextrosa	+	-	+
Sacarosa	+	+	+
Lactosa	+	+	+
Manitol	-	+	+
Prueba de la Coagulasa	-	-	-
Hemólisis	-	-	-
% de Similitud	0.90	1.0	

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Catalasa	-	-	-
Movilidad	-	-	-
Reducción de Nitratos	-	-	-
Urea	-	-	-
Rojo de Metilo	-	-	+
Voges Proskauer	-	-	+
Licuefacción de la Gelatina	-	d	+
Formación de Pigmento	-	-	-
Kligler	Ac	Ac	Ac
Producción de Ácido Sulfhídrico	-	-	-
Reacción a la Yema de Huevo	V	-	V
D-Nasa	-	-	+
Crecimiento Aeróbico	+	-	+
Crecimiento Anaeróbico	-	-	-
Fermentación de los Azúcares			
Maltosa	+	-	+
Dextrosa	-	-	+
Sacarosa	V	d	+
Lactosa	+	-	+
Manitol	+	+	+
Prueba de la Coagulasa	-	-	-
Hemólisis	-	-	-
% de Similitud	0.90	1.0	

W= reacción tardía y débil

Ac= ácido

d= del 16 - 36 % de las cepas son +

** no determinado

TABLA 2.2 REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *STREPTOCOCCUS FACILIS*.

STREPTOCOCCUS FACILIS

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	McC. Padjin 1981	Cowan 1983	Reacciones Obtenidas
Catalasa	-	-	-
Movilidad	-	d	-
Reducción de Nitratos	-	-	-
Urea	-	-	-
Bojo de Metilo	+	+	+
Voges Proskauer	-	+	+
Liquefacción de la Gelatina	-	-	-
Formación de Pigmento	-	-	-
Eligier	Ac	Ac	Ac
Producción de Acido Sulfhídrico	-	-	-
Reacción a la Yema de Huevo	V	-	V
D-Nasa	-	-	+
Crecimiento Aeróbico	+	+	+
Crecimiento Anaeróbico	-	-	-
Fermentación de los Azúcares			
Maltosa	+	+	+
Dextrosa	+	+	+
Galactosa	+	+	+
Lactosa	+	+	+
Manitol	+	+	+
Prueba de la Coagulasa	-	-	-
Hemólisis	-	-	-
% de Similitud	1.0	1.0	

W= reacción tardía y débil
 Ac= ácido
 d= del 16 - 84 % de las cepas son +
 += no determinado

TABLA 3. REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *Salmonella typhi* Y *Salmonella paratyphi* A.

SALMONELLA TYPHI

SALMONELLA PARATYPHI A

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Fenilalanina	-	-	+
Lisina Descarboxilasa	+	+	+
Ornitina Descarboxilasa	-	-	-
Arginina Descarboxilasa	-	-	+
Crecimiento en ECM	-	-	-
Producción de Sulfuros	-	-	+
Producción de Indol	-	-	-
Movilidad	+	+	+
Melónato	-	-	-
Citrato de Diamoni	-	-	-
Producción de Gas Glucosa	Ac	-	-
Rojo de Metilo	+	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares			
Manitol	Ac	+	+
Xilosa	V	d	V
Sacarosa	-	-	-
Arabinosa	-	-	Ac
Melitosa	-	+	+
Aligler 5/P	Al/AC	Al/AC	Al/AC
Gas/H ₂ S	+/+	-/-	-/-
Triplic Azúcar 5/P	Al/AC	Al/AC	Al/AC
Gas/H ₂ S	-	-	-/-
% de similitud	1.0	1.0	

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Fenilalanina	-	-	+
Lisina Descarboxilasa	-	-	-
Ornitina Descarboxilasa	+	+	+
Arginina Descarboxilasa	-	-	+
Crecimiento en ECM	-	-	-
Producción de Sulfuros	-	-	-
Producción de Indol	-	-	-
Movilidad	+	+	+
Melónato	-	-	-
Citrato de Diamoni	-	-	-
Producción de Gas Glucosa	Ac	-	+
Rojo de Metilo	+	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares			
Manitol	Ac	-	+
Xilosa	-	-	-
Sacarosa	-	-	-
Arabinosa	-	-	Ac
Melitosa	-	-	-
Aligler 5/P	Al/AC	Al/AC	Al/AC
Gas/H ₂ S	+/+	-/-	-/-
Triplic Azúcar 5/P	-	-	Al/AC
Gas/H ₂ S	-	-	-/-
% de similitud	0.87	0.87	

V= variable
Al= alcalino
Ac= ácido
d= 16 - 84 % cepas +
5/P= superficie/fondo
Gas/H₂S= gas/ácido sulfhídrico
+ = no determinado

TABLA 3.1 REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *SALMONELLA HIRSCHFELDI* Y *SALMONELLA SCHOTTHUELLERI*.

SALMONELLA HIRSCHFELDI

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddis	Cowan	Reacciones
	1981	1985	Obtendidos
Fenilalanina	-	-	-
Lisina Descarboxilasa	-	-	-
Ornitina Descarboxilasa	-	-	-
Arginina Descarboxilasa	-	+	+
Crecimiento en KCN	-	-	-
Producción de Sulfuros	-	+	+
Producción de H ₂ Sol	-	-	-
Movilidad	-	+	+
Meliorato	-	-	-
Citrato de Simons	-	-	-
Producción de Gas Glucosa	-	+	+
Royo de Metilo	-	+	+
Vozes Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Manitol	-	+	+
Glucosa	-	+	+
Sacarosa	-	+	+
Arabinosa	-	-	-
Maltosa	-	+	V
Kilger 5/F	-	Al/Ac	Al/Ac
Gas/H ₂ S	-	+/+	V/+
Triple Azúcar 5/F	-	-	Al/Ac
Gas/H ₂ S	-	-	V/+
% de similitud	1.0	1.0	

SALMONELLA SCHOTTHUELLERI

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddis	Cowan	Reacciones
	1981	1985	Obtendidos
Fenilalanina	-	-	-
Lisina Descarboxilasa	-	-	-
Ornitina Descarboxilasa	-	-	-
Arginina Descarboxilasa	-	+	+
Crecimiento en KCN	-	-	-
Producción de Sulfuros	-	+	+
Producción de H ₂ Sol	-	-	-
Movilidad	-	+	+
Meliorato	-	-	-
Citrato de Simons	-	-	-
Producción de Gas Glucosa	-	+	+
Royo de Metilo	-	+	+
Vozes Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Manitol	-	+	+
Glucosa	-	+	+
Sacarosa	-	+	+
Arabinosa	-	-	-
Maltosa	-	+	V
Kilger 5/F	-	Al/Ac	Al/Ac
Gas/H ₂ S	-	V/+	V/+
Triple Azúcar 5/F	-	-	Al/Ac
Gas/H ₂ S	-	-	V/+
% de similitud	1.0	1.0	

V= variable
 Al= alcalino
 Ac= ácido
 d= 14 - 84 % cepas
 5/F= superficie/fondo
 Gas/H₂S= gas/ácido sulfhídrico
 += no determinado

TABLA 1.2 REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *Salmonella enteritidis* Y *Citrobacter freundii*.

SALMONELLA ENTERITIDIS

CITROBACTER FREUNDII

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones obtenidas
Fenilalanina	-	-	-
Lisina Descarboxilasa	+	+	+
Ornitina Descarboxilasa	+	+	+
Arginina Descarboxilasa	+	+	+
Crecimiento en KCN	-	-	-
Producción de Sulfuros	+	-	-
Producción de Indol	-	-	-
Movilidad	-	+	+
Malonato	-	-	-
Citrato de Siamon	-	+	+
Producción de Gas Glucosa	-	+	+
Rolo de Matico	-	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Manitol	+	+	+
Alfosa	+	+	+
Sacarosa	-	-	-
Araabinosa	-	+	+
Maltosa	+	+	+
Eligler S/F	Al/AC	Al/AC	Al/AC
Gas/H ₂ S	-/+	-/+	-/+
Triple Azúcar S/F	+	-	Al/AC
Gas/H ₂ S	+	+	-/+
% de Similitud	1.0	0.92	

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones obtenidas
Fenilalanina	-	-	-
Lisina Descarboxilasa	-	+	+
Ornitina Descarboxilasa	-	d	-
Arginina Descarboxilasa	-	+	+
Crecimiento en KCN	+	+	+
Producción de Sulfuros	-	-	-
Producción de Indol	-	-	-
Movilidad	-	+	+
Malonato	-	-	-
Citrato de Siamon	-	+	+
Producción de Gas Glucosa	-	+	+
Rolo de Matico	-	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Manitol	+	+	+
Alfosa	+	+	+
Sacarosa	-	d	-
Araabinosa	-	+	+
Maltosa	+	+	+
Eligler S/F	Al/AC	Al/AC	Al/AC
Gas/H ₂ S	+/+	+/+	-/+
Triple Azúcar S/F	-	-	Al/AC
Gas/H ₂ S	-	+	+/+
% de Similitud	1.0	1.0	

V= variable
 Al= alcalino
 AC= ácido
 d= 15 - 25 % cepas
 S/F= superficie/fondo
 Gas/H₂S= gas/ácido sulfhídrico
 += no determinado

TABLA 3.3 REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *CITROBACTER AMALONATICUS* Y *PROTEUS MIBARIJIS*.

CITROBACTER AMALONATICUS

PROTEUS MIBARIJIS

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Fenilalanina	-	-	-
Lisina Descarboxilasa	-	-	-
Ornitina Descarboxilasa	+	-	+
Arginina Descarboxilasa	-	-	+
Crecimiento en KCV	-	+	+
Producción de Sulfuros	+	-	+
Producción de Indol	+	+	+
Movilidad	-	-	+
Malonato	-	-	-
Citrato de Simmons	+	-	+
Producción de Gas Glucosa	+	-	+
Bojo de Metilo	+	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Manitol	-	-	-
Xilosa	-	-	-
Sacarosa	+	-	+
Arabinosa	-	-	-
Maltosa	-	+	+
Kligler S/F	Al/Ac	Al/Ac	Al/Ac
Gas/H ₂ S	-/+	+/+	-/+
Triple Azúcar S/F	-	-	Al/Ac
Gas/H ₂ S	-	-	-/+
% de Similitud	1.0	1.0	

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Fenilalanina	+	+	+
Lisina Descarboxilasa	-	-	-
Ornitina Descarboxilasa	-	+	+
Arginina Descarboxilasa	+	+	+
Crecimiento en KCV	+	+	+
Producción de Sulfuros	-	-	-
Producción de Indol	-	-	-
Movilidad	+	+	+
Malonato	-	-	-
Citrato de Simmons	+	+	+
Producción de Gas Glucosa	+	+	+
Bojo de Metilo	+	+	+
Voges Proskauer	-	d	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Manitol	-	-	-
Xilosa	-	-	-
Sacarosa	-	+	+
Arabinosa	-	-	-
Maltosa	-	+	+
Kligler S/F	Al/AC	Al/AC	Al/AC
Gas/H ₂ S	+/+	+/+	+/+
Triple Azúcar S/F	-	-	Al/AC
Gas/H ₂ S	-	+	+/+
% de Similitud	1.0	1.0	

V= variable
 Al= alcalino
 Ac= ácido
 d= 16 - 84 % cepas
 S/F= superficie/fondo
 Gas/H₂S= Gas/ácido sulfhídrico
 += no determinado

TABLA 3.4 REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *Proteus solitarius* Y *Proteus vulgaris*.

PROTEUS SOLITARIUS

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Fenilalanina	+	+	+
Lisina Descarboxilasa	-	-	-
Ornitina Descarboxilasa	-	-	-
Arginina Descarboxilasa	-	-	+
Crecimiento en KCN	+	+	+
Producción de Sulfuros	-	-	+
Producción de Indol	+	+	+
Movilidad	-	+	+
Malconato	-	-	-
Citrato de Simmons	+	+	+
Producción de las glucosa	-	+	+
Sojo de Metlio	-	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Amilol	+	+	+
Alfosa	-	d	+
Sacarosa	-	d	+
Arabinosa	-	-	-
Maltosa	-	-	-
Kligler S/F	-	Al/Ac	Al/AC
Gas/H ₂ S	-	-/+	-/+
Triple Azúcar S/F	-	-	Al/AC
Gas/H ₂ S	-	-	-/+
% de Similitud	0.81	1.0	

PROTEUS VULGARIS

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Faddin 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Fenilalanina	+	+	+
Lisina Descarboxilasa	-	-	-
Ornitina Descarboxilasa	-	-	-
Arginina Descarboxilasa	-	-	+
Crecimiento en KCN	+	+	+
Producción de Sulfuros	-	-	+
Producción de Indol	+	+	+
Movilidad	-	+	+
Malconato	-	-	-
Citrato de Simmons	+	d	-
Producción de las glucosa	-	+	+
Sojo de Metlio	-	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares	-	-	-
Amilol	+	+	+
Alfosa	-	d	+
Sacarosa	-	+	+
Arabinosa	-	-	-
Maltosa	-	-	-
Kligler S/F	-	Al/Ac	Al/AC
Gas/H ₂ S	+/+	+/+	-/+
Triple Azúcar S/F	-	-	Al/AC
Gas/H ₂ S	-	+	-/+
% de Similitud	1.0	1.0	

V= variable

Al= alcalino

Ac= ácido

d= 16 - 84 % cepas +

S/F= superficial/fondo

gas/H₂S= gas/ácido sulfhídrico

+= no determinado

TABLA 3.5 REACCIONES BIOQUÍMICAS REPORTADAS POR DIVERSOS AUTORES, Y LAS OBTENIDAS EN EL PRESENTE TRABAJO PARA *Escherichia coli*.

ESCHERICHIA COLI

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	Mac.Fadlilil 1981	Cowan 1985	Reacciones Obtenidas
Fenilalanina	-	-	+
Lisina Descarboxilasa	-	+	+
Ornitina Descarboxilasa	-	d	+
Arginina Descarboxilasa	-	-	+
Crecimiento en ECH	-	-	-
Producción de Sulfuros	+	+	+
Producción de Indol	+	+	+
Movilidad	+	+	+
Malonato	-	-	+
Citrato de Simmons	-	-	-
Producción de Gas Glucosa	+	+	+
Rojo de Mello	+	+	+
Voges Proskauer	-	-	-
Fermentación de los Azúcares:			
Manitol	+	+	+
Xilosa	-	d	+
Glicerol	-	d	+
Arabinosa	+	+	+
Maltosa	-	-	+
Kligler 3/F	Al/Ac	Al/Ac	Al/Ac
Gas/H ₂ S	+/	-/-	-/+
Triple Azúcar 3/F	-	-	Al/Ac
Gas/H ₂ S	-	-	-/-
% de Similitud	1.0	0.90	

V= variable
 Al= alcalino
 Ac= ácido
 d= 1b - 84 % cepas
 3/F= superficial/fondo
 Gas/H₂S= gas/ácido sulfhídrico
 ** no determinado

TABLA 4. CARACTERES DISTINTIVOS DE LOS GÉNEROS *Methylococcus* Y *Methylococcus*.

CARACTERES DISTINTIVOS	GÉNERO	
	<i>Methylococcus</i>	<i>Methylococcus</i>
Forma	Esféricas	Esféricas
Arraigo Celular	Sacosos y Cañones	Pared y Cañones
Movilidad	-	+/
Tinción de Gram	+	+
Crecimiento Aerobio	+	+
Crecimiento Anaerobio	+	+
Catalasa	+	+
Oxidasa	+/	-
Fermentación de Carbohidrato	+	+
Producción de Gas	-	+
Reducción de Nitrato	+/	-
Producción de Indol	-	+
Producción de H ₂ S	-	+

TABLA 5. CARACTERES BIQUÍMICOS DISTINTIVOS DE LAS ESPECIES DE LOS GÉNEROS *Methylococcus* Y *Methylococcus*.

PRUEBAS BIQUÍMICAS	E S P E C I E S				
	<i>Methylococcus</i>	<i>Methylococcus</i>	<i>Methylococcus</i>	<i>Methylococcus</i>	<i>Methylococcus</i>
Catalasa	+	-	-	-	-
Oxidasa	+	+	+	+	+
Motilidad	+	-	-	-	-
Reducción de Nitrato	+	-	-	-	-
D-Nitro	+	-	-	-	-
Liquefacción de la Gel.	-	-	-	-	-
Voceo Proteauze	-	-	-	-	-
Hemólisis	-	-	-	-	-

TABLA 6. CARACTERES BIOQUÍMICOS DISTINTIVOS DE LOS GÉNEROS DE LA FAMILIA ENTEROBACTERIACEAE.

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	GÉNEROS			
	1	2	3	4
Fenilalanina	-	-	+	-
Fermentación de Carbohidratos	+ (V)	+	+	-
Citrato	+	+	+	-
Crecimiento en KCN	-	+	+	-
Lisina Descarboxilasa	-	-	+	-
Producción de Indol	-	+	-	+
Malonato	-	-	-	-
Lactosa	-	-	+	-

- 1.- SALMONELLA
- 2.- CITROBACTER
- 3.- PROTEUS
- 4.- ESCHERICHIA

TABLA 7. CARACTERES BIOQUÍMICOS DISTINTIVOS DE LAS ESPECIES DE LA FAMILIA ENTEROBACTERIACEAE.

PRUEBAS BIOQUÍMICAS	E S P E C I E S										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
Lisina Descarboxilasa	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
Producción de Indol	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	+
Fermentación Glucosa (Gas)	-	-	+	+	+	+	-	-	-	-	-
Citrato	-	-	-	+	+	+	+	+	+	+	-
Ornitina Descarboxilasa	-	+	-	-	+	-	+	+	-	-	-
Producción de Sulfuros	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-
Malonato	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-

- | | |
|------------------------------------|------------------------------------|
| 1. <i>Salmonella typhi</i> | 7. <i>Citrobacter amalonoticus</i> |
| 2. <i>Salmonella paratyphi A</i> | 8. <i>Proteus mirabilis</i> |
| 3. <i>Salmonella hirschfeldii</i> | 9. <i>Proteus vulgaris</i> |
| 4. <i>Salmonella schottmulleri</i> | 10. <i>Proteus rettgeri</i> |
| 5. <i>Salmonella enteritidis</i> | 11. <i>Escherichia coli</i> |
| 6. <i>Citrobacter freundii</i> | |

TABLA 8. ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS EN LA MUESTRA DE PESCADO RECIÉN CAPTURADO.

MUESTRA DE PESCADO RECIÉN CAPTURADO

CLAVE	BACTERIAS IDENTIFICADAS	CLAVE	BACTERIAS IDENTIFICADAS
I1	<i>Streptococcus faecium</i>	V7	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
I1	<i>Streptococcus faecalis</i>	V8	<i>Streptococcus faecalis</i>
I4	<i>Salmonella typhi</i>		<i>Escherichia coli</i>
I5	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	V9	<i>Streptococcus Faecalis</i>
I6	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
	<i>Salmonella paratyphi A</i>	V10	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
I8	<i>Streptococcus faecium</i>	V11	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
	<i>Salmonella schottmuelleri</i>	V12	<i>Citrobacter freundii</i>
I9	<i>Streptococcus faecalis</i>	V13	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Salmonella hirschfeldii</i>		<i>Proteus mirabilis</i>
II10	<i>Salmonella typhi</i>	V14	<i>Streptococcus faecalis</i>
II1	<i>Salmonella hirschfeldii</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
II2	<i>Proteus rettgeri</i>	V15	<i>Proteus mirabilis</i>
II4	<i>Proteus rettgeri</i>	V16	<i>Streptococcus faecalis</i>
II5	<i>Salmonella paratyphi A</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
II6	<i>Streptococcus faecalis</i>	V17	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	V18	<i>Streptococcus faecalis</i>
II8	<i>Proteus mirabilis</i>		<i>Proteus mirabilis</i>
II9	<i>Streptococcus faecalis</i>	V19	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
	<i>Proteus rettgeri</i>	VII1	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
III10	<i>Salmonella schottmuelleri</i>	VII3	<i>Streptococcus faecalis</i>
III1	<i>Streptococcus faecalis</i>	VII4	<i>Proteus mirabilis</i>
III3	<i>Streptococcus mutans</i>	VII5	<i>Salmonella enteritidis</i>
III5	<i>Streptococcus faecalis</i>	VII6	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
III6	<i>Streptococcus faecium</i>	VII7	<i>Proteus rettgeri</i>
III7	<i>Streptococcus faecalis</i>	VII8	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
III8	<i>Salmonella typhi</i>	VII10	<i>Proteus mirabilis</i>
III9	<i>Streptococcus faecalis</i>	VIII1	<i>Streptococcus faecalis</i>
III10	<i>Salmonella paratyphi A</i>		<i>Proteus mirabilis</i>
IV1	<i>Streptococcus faecium</i>	VIII2	<i>Streptococcus faecalis</i>
IV2	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
IV5	<i>Streptococcus salivarius</i>	VIII4	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Proteus vulgaris</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
IV7	<i>Salmonella enteritidis</i>	VIII5	<i>Streptococcus salivarius</i>
IV8	<i>Streptococcus faecium</i>		<i>Proteus vulgaris</i>
	<i>Citrobacter amalonaticus</i>	VIII6	<i>Streptococcus faecalis</i>
IV10	<i>Streptococcus faecalis</i>		<i>Salmonella schottmuelleri</i>
	<i>Salmonella paratyphi A</i>	VIII7	<i>Streptococcus mutans</i>
V1	<i>Streptococcus faecalis</i>		<i>Proteus mirabilis</i>
V2	<i>Streptococcus faecalis</i>	VIII8	<i>Streptococcus faecalis</i>
V3	<i>Salmonella hirschfeldii</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
V5	<i>Citrobacter amalonaticus</i>	VIII9	<i>Salmonella paratyphi A</i>
V6	<i>Salmonella typhi</i>	VIII10	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
			<i>Salmonella paratyphi A</i>

TABLA 8.1 ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS EN LA MUESTRA DE PESCADO DE MERCADO.

MUESTRA DE PESCADO DE MERCADO

CLAVE	BACTERIAS IDENTIFICADAS	CLAVE	BACTERIAS IDENTIFICADAS
Ia1	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Va2	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Ia2	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Va3	<i>Streptococcus faecalis</i>
Ia3	<i>Streptococcus faecium</i>		<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Ia4	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Va4	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Ia5	<i>Citrobacter freundii</i>	Va5	<i>Streptococcus faecalis</i>
Ia6	<i>Salmonella typhi</i>		<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Ia7	<i>Salmonella paratyphi A</i>	Va6	<i>Streptococcus faecium</i>
Ia8	<i>Streptococcus faecalis</i>		<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Ia9	<i>Streptococcus faecalis</i>	Va7	<i>Citrobacter freundii</i>
Ia1	<i>Streptococcus faecium</i>	Va8	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Va9	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Ila2	<i>Streptococcus faecium</i>	Va10	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Proteus rettgeri</i>	Vla1	<i>Streptococcus salivarius</i>
Ila4	<i>Salmonella hirschfeldii</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Ila7	<i>Proteus rettgeri</i>	Vla2	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Ila8	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Vla3	<i>Proteus mirabilis</i>
Ila9	<i>Streptococcus faecalis</i>	Vla4	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Vla5	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Ila10	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Vla6	<i>Salmonella typhi</i>
Illa1	<i>Streptococcus faecalis</i>	Vla7	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
	<i>Salmonella paratyphi A</i>	Vla8	<i>Salmonella schottmuelleri</i>
Illa2	<i>Streptococcus faecium</i>	Vla9	<i>Citrobacter amalonaticus</i>
Illa6	<i>Proteus mirabilis</i>	Vla10	<i>Proteus mirabilis</i>
Illa7	<i>Salmonella paratyphi A</i>	Vlla1	<i>Proteus rettgeri</i>
Illa9	<i>Salmonella paratyphi A</i>	Vlla2	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Illa10	<i>Salmonella schottmuelleri</i>	Vlla1	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Iva1	<i>Salmonella paratyphi A</i>	Vlla6	<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Iva2	<i>Streptococcus faecium</i>	Vlla9	<i>Salmonella paratyphi A</i>
	<i>Salmonella schottmuelleri</i>	Vlla10	<i>Salmonella paratyphi A</i>
Iva3	<i>Streptococcus faecalis</i>	Vlla11	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Proteus mirabilis</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Iva4	<i>Streptococcus faecalis</i>	Vlla2	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Salmonella schottmuelleri</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Iva5	<i>Streptococcus faecalis</i>	Vlla3	<i>Streptococcus faecalis</i>
	<i>Proteus vulgaris</i>		<i>Citrobacter freundii</i>
Iva6	<i>Proteus mirabilis</i>	Vlla4	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
Iva7	<i>Salmonella hirschfeldii</i>		<i>Salmonella hirschfeldii</i>
Iva8	<i>Streptococcus faecium</i>	Vlla5	<i>Salmonella paratyphi A</i>
	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Vlla6	<i>Proteus vulgaris</i>
Iva9	<i>Citrobacter freundii</i>	Vlla7	<i>Citrobacter amalonaticus</i>
Iva10	<i>Salmonella hirschfeldii</i>	Vlla8	<i>Escherichia coli</i>
Va1	<i>Salmonella schottmuelleri</i>	Vlla9	<i>Citrobacter freundii</i>

TABLA 9. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS OBSERVADAS EN LAS ESPECIES BACTERIANAS.

ESPECIES BACTERIANAS	GRAM	FORMA CELULAR	AGRUPACION	MOVILIDAD EN FRESCO
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	positivo	redonda y convexa	racimos irregulares pares y cadenas cortas	negativa
<i>Streptococcus faecalis</i>	positivo	redonda	pares y cadenas cortas	negativa
<i>Streptococcus faecium</i>	positivo	redonda	pares y cadenas cortas	variable
<i>Streptococcus salivarius</i>	positivo	redonda	pares y cadenas cortas	negativa
<i>Streptococcus mutans</i>	positivo	redonda	pares y cadenas cortas, algunos presentan deformidad	negativa
<i>Salmonella typhi</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Salmonella paratyphi A</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Salmonella hirschfeldii</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Salmonella schostomski</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Salmonella enteritidis</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Citrobacter freundii</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Citrobacter amalonaticus</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Proteus mirabilis</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Proteus rettgeri</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Proteus vulgaris</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva
<i>Escherichia coli</i>	negativo	bacilos	sin arreglo definido	positiva

TABLA 10. PORCENTAJE DE ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS DE LAS FAMILIAS MICROCOCCACEAE Y STREPTOCOCCACEAE, EN LOS PECES RECIÉN CAPTURADOS Y DE MERCADO.

ESPECIES BACTERIANAS	FRESCO	MERCADO
	%	%
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	5.0	1.6
<i>Streptococcus faecalis</i>	41.6	23.3
<i>Streptococcus faecium</i>	8.3	11.6
<i>Streptococcus salivarius</i>	3.3	1.6
<i>Streptococcus mutans</i>	3.3	-

TABLA 11. PORCENTAJE DE ESPECIES BACTERIANAS IDENTIFICADAS DE LA FAMILIA ENTEROBACTERIACEAE, EN LOS PECES RECIÉN CAPTURADOS Y DE MERCADO.

ESPECIES BACTERIANAS	FRESCO	MERCADO
	%	%
<i>Salmonella typhi</i>	3.5	1.8
<i>Salmonella paratyphi A</i>	5.3	7.1
<i>Salmonella hirschfeldii</i>	13.3	17.7
<i>Salmonella schottmuelleri</i>	5.3	11.5
<i>Salmonella enteritidis</i>	1.8	-
<i>Citrobacter freundii</i>	0.8	4.4
<i>Citrobacter amalonaticus</i>	2.6	1.8
<i>Proteus rettgeri</i>	3.5	2.6
<i>Proteus mirabilis</i>	7.1	4.4
<i>Proteus vulgaris</i>	1.8	1.8
<i>Escherichia coli</i>	0.8	0.8

A P É N D I C E I
ENCUESTAS REALIZADAS DURANTE
EL TRABAJO DE CAMPO

1.- (CUÁLES SON LAS ESPECIES DE MAYOR VENTA EN ESTA REGIÓN?)

FUENTE DE INFORMACIÓN	PUERTO MORELOS	CANCÚN	ISLA MUJERES	TULUM
PESCADORES	perco grande lunar, chae'chi, cazón, mero, huachinango.	perco, mero, tiburón y coronado.	coronado, mero, perco.	huachinango, mero, boquinate, abadejo.
MERCADO	perco, mero, boquinate, mojarra, huachinango.	coronado, lieta, robalo, huachinango, rubia, boquinate y carito.	mero, huachinango.	mero, robalo, perco, huachinango, abadejo, boquinate, mojarra, chae'chi, cojinuda.

FUENTE DE INFORMACIÓN	ISLA CORTUZ	PLAYA DEL CARMEN	COZUMEL	BAHÍA DE LA ASCENSIÓN
PESCADORES	boquinate, perco, mero, huachinango, alaria.	mero, huachinango, boquinate.	mero, perco.	perco, mojarra, lieta y cojinuda.
MERCADO	perco, mero, abadejo.	coronado, mojarra, perco, lieta, huachinango.	abadejo, mero, chae'chi, perco, huachinango.	mero, huachinango, chae'chi, perco y boquinate.

2.- ¿CUÁNTOS KILOGRAMOS VENDE DIARIAMENTE Y/O SEMANALMENTE?

FUENTE DE INFORMACIÓN	PUERTO MORELOS	CANCÚN	ISLA MUJERES	TULUM
PESCADORES	Varía por especie, por semana se vende aprox. 1 500 kg.	Semanalmente de una a tres toneladas.	Capturan aprox. 200 a 500 kg diarios y los venden el mismo día.	Aprox. 400 kg por día.
MERCADO	Más de una tonelada semanalmente.	Aprox. 200 kilogramos diarios.	Varias toneladas a la semana.	Tonelada y media diarias.

FUENTE DE INFORMACIÓN	ISLA COCTUY	PLATA DEL CARMEN	COZUMEL	BAHÍA DE LA ASCENSIÓN
PESCADORES	Aprox. de 20 a 40 kilos por embarcación diarias.	Es variable, por día aprox. 40 kg por embarcación.	De 30 a 40 kg por embarcación por día.	Es variable.
MERCADO	Es variable, aprox. tonelada y media diarias.	Varía de 15 a 45 kg por día.	Aprox. 50 kilos al día.	Es variable, según la temporada, aprox. de 10-20 kg por especie por día.

3.- ¿EN DÓNDE SE CAPTURA EL PRODUCTO Y CADA CUANDO SE ABASTECE DEL MISMO?

FUENTE DE INFORMACIÓN	PUERTO MORELOS	CANCÚN	ISLA MUJERES	TULUM
PESCADORES	Peaca costera, se captura en Puerto Morelos, dos veces al día, excepto cuando hay mal tiempo.	Se captura en las costas de Puerto Juárez, Cancún y Laguna de Michupitá.	Se captura en las costas de Isla Mujeres y Cancún.	Diariamente se captura frente a Tulum, se tienen 13 embarcaciones trabajando.
MERCADO	Se captura en las costas de Puerto Morelos, Isla Mujeres y Playa del Carmen.	Se captura en las costas de Puerto Juárez, Cancún e Isla Mujeres.	El área de pesca se localiza en las costas de Isla Mujeres y Cancún.	Frente a Tulum y en la zona de Bahía Espíritu Santo.

FUENTE DE INFORMACIÓN	ISLA CANTOY	PLAYA DEL CARMEN	COZUMEL	BAHÍA DE LA ASCENCIÓN
PESCADORES	Frente a Isla Cantoy se abastecen diariamente.	Frente a Playa del Carmen pescan diariamente.	En los alrededores de Isla Cozumel, se abastecen diariamente.	Se captura en los alrededores de la Bahía diariamente.
MERCADO	Se captura diariamente en los alrededores de la isla.	Se captura en Playa del Carmen y hasta Puerto Morelos, se recolecta cerca de la costa, la pesca se lleva a cabo dos veces al día.	En los alrededores de la isla, la captura se realiza diariamente.	Frente a la Bahía y sus alrededores, fuera de la zona de arrecifes, la captura se realiza diariamente.

4.- ¿CUAL ES LA MEJOR TEMPORADA PARA LA PESCA Y VENTA DE ESTE PRODUCTO?

FUENTE DE INFORMACION	PUESTO MORELOS	CANCUN	ISLA MUJERES	TULUM
PESCADORES	De febrero a noviembre, de noviembre en adelante se pesca solo caña.	Todo el año.	Todo el año, baja un poco de noviembre a enero.	De febrero a noviembre.
MERCADO	De febrero a noviembre.	El maro y el pergo se venden todo el año, la liseta en septiembre y octubre y el coronado y carito de septiembre a noviembre.	De febrero a noviembre.	La mejor es de marzo a octubre, baja un poco en noviembre y su mejor venta es durante la cuarema.

FUENTE DE INFORMACION	ISLA CANTOY	PLAYA DEL CARHEN	CUIMEL	BAHIA DE LA ASCENSION
PESCADORES	De marzo a noviembre y la mejor venta es durante la cuarema.	Varia, la mejor temporada se presenta durante los meses de abril a septiembre.	De febrero a octubre y las mejores ventas se presentan durante la cuarema.	La mejor temporada para la pesca se presenta de abril a septiembre.
MERCADO	De mayo a octubre, las ventas mas altas se tienen durante la cuarema.	De febrero a octubre, durante los cuales se captura coronado, pergo y liseta.	De mayo a junio, por la pesca deportiva.	Varia, pero los meses mas productivos se presentan de febrero a mayo.

4.- ¿CUÁNTO TIEMPO TIENE QUE SE ESTABLECIÓ ESTE MERCADO, COOPERATIVA Y/O OTROS?

FUENTE DE INFORMACIÓN	PUERTO MORELOS	CANCÚN	ISLA MUJERES	TULUM
PESCADORES	Familia integrada por ocho personas, todas ellas dedicadas a la pesca desde 1979.	A partir de 1980.	Se dedican a la pesca desde 1975.	A partir de 1984.
MERCADO	Se estableció a partir de 1987.	A partir de 1983.	A partir de 1978.	A partir del mes de agosto de 1989.

FUENTE DE INFORMACIÓN	ISLA CONTÓI	PLATA DEL CARMEN	COZUMEL	BAHÍA DE LA ASCENSIÓN
PESCADORES	A partir de 1980.	A partir de 1985.	A partir de 1975.	A partir de 1972.
MERCADO	A partir de 1973.	A partir de 1988.	A partir de 1959.	A partir de 1979.

A P É N D I C E II
DESCRIPCIÓN DE MEDIOS DE CULTIVO

I.- DESCRIPCION DE LOS MEDIOS DE CULTIVO

(Todos los medios de cultivo deshidratados que se usaron fueron de la marca Bioxon).

I.1. MEDIOS DE ENRIQUECIMIENTO

Medio Líquido de Tioglicolato

Método: se suspenden 29.5 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se agita y se calienta hasta su disolución. Se colocan 10 ml del caldo en frascos pildoreros, se esteriliza a 121° C durante 15 minutos y se deja enfriar. Se guarda a temperatura ambiente. Los frascos se cubren con papel aluminio para protegerlos de la luz y evitar la oxidación del caldo, lo cual se muestra por la aparición de un color rosado. Se desecha el medio si la oxidación excede un 30 % del volumen del líquido.

Base de Caldo Tetrionato

Método: se suspenden 4.6 g del medio en un litro de agua destilada, se mezcla y calienta hasta ebullición. Se distribuyen 10 ml del medio en frascos pildoreros, se esteriliza en autoclave. Momentos antes de usarlos se les agrega 0.2 ml de solución Yodo Yodurada a cada tubo.

Preparación de la Solución Yodo Yodurada: se disuelven en 20 ml de agua destilada, 6 g de Yodo en cristales y 5 g de Yoduro de Potasio.

I.2. PREPARACIÓN DE LOS MEDIOS DE CULTIVO PARA EL AISLAMIENTO Y PURIFICACIÓN

Agar para Estafilococos No. 110

Método: se disuelven 149 g del medio en un litro de agua destilada, se agita y calienta frecuentemente y se mantiene en ebullición durante un minuto. Se esteriliza a 121° C y se vacía el medio en cajas de petri.

Base de Agar Sangre

Método: se suspenden 40 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se calienta y agita frecuentemente, se deja hervir durante un minuto y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos, se enfría y vacía en cajas de petri.

Agar para Salmonella y Shigella

Método: se disuelven 60 g del medio en un litro de agua destilada. Se agita frecuentemente hasta obtener una suspensión homogénea, se calienta hasta ebullición durante un minuto, no se esteriliza en autoclave y posteriormente se vierte en cajas de petri.

Agar Verde Brillante

Método: se pesaron 58 g del medio y se disuelven en un litro de agua destilada. Se calienta y agita frecuentemente, se deja hervir durante un minuto, se esteriliza en autoclave a 121° C durante 15 minutos y se vacía en cajas de petri. El medio adquiere un color café al principio y pasa a rojo durante la incubación a 37° C.

Los dos medios anteriores se deben inocular con una asada bien cargada con la cepa en estudio, debido a que son medios fuertemente inhibitorios.

Agar Sulfito de Bismuto

Método: se suspenden 52 g del polvo en un litro de agua destilada, se mezcla muy bien y se deja remojar el medio deshidratado de 10 a 15 minutos para obtener un buen gel. Se agita frecuentemente hasta ebullición, no más de un minuto. Se deja enfriar el medio a 45° C y sin dejar de agitar, se vacían 20 ml del fluido en cajas de petri. Las cajas permanecen parcialmente descubiertas hasta que la superficie del medio solidifica.

Una vez solidificadas las placas, presentan una opacidad crema uniforme, y gradualmente adquieren un color verde muy pálido. Al colocarlas en refrigeración, se oxidan hasta adquirir un color francamente verde, y al llegar a este punto, el medio se desecha.

Nota: La selectividad del medio depende en gran parte de la dispersión uniforme del precipitado del Sulfito de Bismuto en el gel final. Es por esta razón que el medio debe mantenerse bien mezclado y no vaciarse mientras este demasiado caliente. El medio caliente, una vez depositado en las placas, tiende a precipitar el sulfito de bismuto en forma irregular y desordenada propiciando que en unas zonas se encuentre demasiado concentrado y en otras casi nada.

Caldo Nutritivo

Método: se disuelven 8 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se vacían 10 ml del medio en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos.

I.3. TÉCNICA DE TINCIÓN

Tinción de Gram

Método: el frotis de la muestra se tiñe con cristal violeta durante 60 segundos, se lava con agua, se cubre el frotis con lugol durante 60 segundos, se lava con agua, se decolora con alcohol al 95 % durante 45 segundos, se lava con agua, la decoloración de contraste se realiza con safranina durante 30 segundos, se lava con agua y se seca con papel filtro, se examina al microscopio.

I.I PRUEBAS BIOQUÍMICAS EMPLEADAS PARA LA IDENTIFICACION DE ESTAFILOCOCOS

Catalasa

Método: las cepas puras se siembran por estría en placas de Agar Sangre, y se colocan a incubar durante 24 horas a 37° C. De las colonias crecidas, se toma con una aguja el centro de la colonia y se coloca sobre un portaobjetos, se agrega una gota de peróxido de hidrógeno al 30 %. No se mezcla con la aguja de inoculación.

Lectura: después de uno a dos minutos se observa la formación de burbujas, correspondiente a la reacción positiva.

Motilidad

Método: se suspenden 30 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se agita y calienta hasta ebullición durante un minuto. Se distribuyen 10 ml del medio en tubos de ensayo y se esterilizan a 121° C durante 15 minutos.

Inoculación: la cepa pura se siembra por picadura, alcanzando ésta 3/4 de la longitud del medio, la incubación se realiza a 37° C durante 18 y 24 horas.

Lectura: los organismos que presentan movilidad migran de la línea de siembra y se difunden en el medio, provocando turbidez.

Reducción de Nitratos

Medio de Indol Nitrito (Tripticaseína y Nitrito)

Método: se suspenden 25 g del polvo en un litro de agua destilada, se agita y calienta hasta ebullición durante un minuto. Se agregan 10 ml del medio a tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos. Los tubos con medio semisólido se dejan solidificar en posición vertical.

El medio se debe usar durante los dos primeros días de su preparación. Si no es así, se funde el medio en baño María y se mantiene en ebullición de uno a dos minutos y algunas veces hasta 10.

Inoculación: Cada tubo se inocula masivamente por punción, se incuba a 37° C durante 24 horas y posteriormente se le agrega un ml de la Solución A y un ml de la Solución B, que en conjunto forman el Reactivo de Gries.

Preparación del Reactivo de Gries: la Solución A contiene 5 g de alfa naftilamina y un litro de ácido acético (5N). El ácido acético 5N se prepara agregando un volumen de ácido acético glacial a 2.5 volúmenes de agua destilada. La Solución B está formada por 8 g de ácido sulfanílico y un litro de ácido acético (5N).

La solución se almacena en refrigeración (4° C). Generalmente ambos reactivos (A y B) son estables

aproximadamente durante 3 meses.

Lectura: si al agregar el Reactivo de Gries se forma un color rojo en 30 segundos indica reducción de nitratos a nitritos (prueba positiva). Si no aparece color (reacción negativa) se agrega a los tubos una pizca de zinc en polvo (libre de nitratos y nitritos) y en 30 segundos se observa si se forma un color rojo (prueba negativa) ó el cultivo permanece incoloro (prueba positiva).

Ureasa

Base de Agar Urea (de Christensen)

Método: se disuelven 29 g del medio deshidratado en 100 ml de agua destilada, se esteriliza por filtración. Por separado se suspenden 15 g de agar en 900 ml de agua destilada durante 10 a 15 minutos. Se agita y coloca a ebullición, se esteriliza en autoclave a 121° C durante 15 minutos, se deja enfriar a 50° C y se agregan a los 100 ml de la base con urea estéril, se mezcla y posteriormente se vacían 10 ml del medio en tubos estériles. Los tubos se dejan solidificar en posición inclinada, procurando obtener fondos profundos.

El medio solidificado debe tener un color amarillo rosado ligero a un pH de 6.8 a 7.0, no se debe volver a fundir el agar inclinado.

Inoculación: se coloca un inóculo abundante sobre la superficie inclinada y se deja incubar a 37° C durante 12, 24 y 48 horas, o más.

Lectura: los organismos capaces de atacar la urea, al liberar amoniaco, originan el cambio de la coloración del agar de rosa de la superficie inclinada a púrpura intenso o rojo azulado.

D-Nasa Desoxirribonucleasa

Agar D-Nasa (desoxirribonucleasa)

Método: se suspenden 42 g del medio en un litro de agua destilada, se agita y se agregan 10 g de manitol y 0.025 g de azul de bromotimol. Se mezcla nuevamente hasta obtener una suspensión homogénea, se calienta a ebullición durante un

minuto y se esteriliza en autoclave a 121° C durante 15 minutos, se deja enfriar a 45° C y se vacía en cajas de petri. El medio caliente toma un color verde y al enfriarse adquiere un tono azul-verdoso.

Inoculación: las placas se inoculan por estria única de 2 cm de longitud, sobre la superficie de la placa y se incuban de 18 a 24 horas a 37° C. Posteriormente se agregan al crecimiento bacteriano de 2 a 4 gotas de ácido clorhídrico 2 N.

Lectura: en presencia del ácido clorhídrico aparece un halo claro rodeando a la estria y el resto de la placa permanece opaco: cepa D-Nasa positiva. La reacción positiva tarda de 5 a 10 minutos en formarse.

Fermentación de Carbohidratos

Agar de Hierro de Kligler

Método: se suspenden 52 g del medio en un litro de agua destilada, se agita y calienta hasta ebullición. Se agregan 10 ml del medio en tubos y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos. Los tubos se dejan enfriar en posición inclinada, con fondos de 1.5 cm de profundidad.

Inoculación: la inoculación del medio se realiza masivamente por picadura en el fondo y estria en la superficie, se deja incubar durante 24 horas a 35° C.

Lectura: los gérmenes que fermentan la lactosa, acidifican el medio (amarillo) y los que no la fermentan acidifican solamente el fondo y el resto permanece de color original (rojo). Los formadores de sulfuros de hidrógeno ennegrecen el medio, y los los productores de gases CO₂ y H₂ forman burbujas en el medio, lo parten o lo desplazan.

Las cepas desarrolladas en Agar de Hierro de Kligler, se resiembran en Base de Caldo Rojo Fenol.

Método: se disuelven 15 g del medio en un litro de agua destilada y se añaden 10 g por litro del carbohidrato deseado: lactosa, dextrosa, manitol, sacarosa y maltosa, más 2 g de

Agar Bacteriológico, se agita y calienta frecuentemente hasta su total disolución, no se deja calentar hasta ebullición. Se colocan 10 ml del medio en tubos de ensayo, se esterilizan en autoclave los carbohidratos lactosa, sacarosa y maltosa durante 3-4 minutos a 121° C. El resto de los carbohidratos se esteriliza de 116 a 118° C durante 15 minutos.

Inoculación: el medio se inocula por picadura y se incuba durante 24 horas a 37° C.

Lectura: el vire del color rojo del agar a amarillo es indicio de producción de ácido.

Licuefacción de la Gelatina

Medio de Gelatina Nutritiva

Método: se prepara Medio de Gelatina Nutritiva que contiene 3 g de extracto de carne, 5 g de peptona, 120 g de gelatina, en un litro de agua destilada. Se agrega la gelatina al agua destilada y se deja reposar de 15 a 30 minutos, se agita y calienta hasta 50° C. Posteriormente se agrega el extracto de carne y la peptona, se agita y calienta nuevamente a 50° C hasta disolver todos los componentes. Es importante no sobrecalentar. Se ajusta el pH de 6.8 a 7.0. Se vacían 5 ml del medio en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos, el medio se deja solidificar en posición vertical y se refrigera a una temperatura de 4-10° C.

Inoculación: se realiza masivamente por picadura y se incuba a 37° C durante 24 horas y hasta 14 días.

Lectura: el crecimiento bacteriano se manifiesta por turbidez y licuefacción de la gelatina. Al final de cada periodo de 24 horas, se colocan los tubos junto con el tubo control en el refrigerador durante 2 horas. Si la gelatina permanece líquida después de la refrigeración la prueba es positiva.

Voges-Proskauer y Rojo de Metilo

Caldo RM-VP

Método: Se disuelven 17 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se mezcla y calienta un poco hasta su total

disolución. Se distribuyen 5 ml del caldo en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos. Los tubos se preparan por duplicado.

Inoculación: se toma una asada de las cepas en estudio y se vierte en el caldo, se incuba durante 5 días a 37° C.

Rojo de Metilo.

Método. Para esta prueba se agrega a la mitad de los tubos 5 gotas del indicador rojo de metilo.

Lectura: la reacción es positiva si el cultivo es lo suficientemente ácido como para permitir que el reactivo RM mantenga un definido color rojo en la superficie del medio y si el medio se torna de color amarillo la prueba es negativa.

Preparación del Indicador Rojo de Metilo. Se disuelve 0.1 g del rojo de metilo en 300 ml de alcohol etílico al 95 %, posteriormente se agregan 200 ml de agua destilada y se agita hasta que adquiera una coloración uniforme y el colorante este completamente disuelto.

Voges-Proskauer.

Método: A las cepas restantes desarrolladas en Caldo RM-VP, se les agrega 5 ml del reactivo VP.

Lectura: la aparición en 20 minutos de un color rojo rosado en la superficie del medio indica la presencia de Acetil Metil Carbinol.

Preparación del Reactivo Voges-Proskauer. Se preparan 960 ml de una solución de KOH al 10 %, a esta se le agrega una solución de 1 g de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ en 40 ml de solución concentrada de NH_4OH .

Formación de Pigmento

Agar de Cerebro y Corazón

Método: Se suspenden 52 g del medio en un litro de agua destilada, se agita y calienta frecuentemente hasta ebullición durante un minuto, se esteriliza a 121° C durante 15 minutos, se deja enfriar a 40° C y se vacía en cajas de petri.

Inoculación: se realiza por estrías masivas en la superficie de la placa y se coloca a incubar a 37° C, de 24 a 72 horas.

Lectura: los pigmentos crema, oro ó amarillo en las cepas bacterianas son característicos de S. aureus.

Reacción de la Yema de Huevo

Método: Se limpia la cáscara de un huevo fresco de gallina, se remoja en etanol al 70 % durante una hora, posteriormente se separa la yema del huevo y se pone en un frasco al cual se le agrega 4 partes de agua destilada, se mezcla y calienta en baño María a 45° C por dos horas. Se deposita la materia particulada por refrigeración de 4-6° C durante toda la noche, se decanta el sobrenadante y se agrega 1 ml por cada 10 ml del Medio Basal.

Preparación del Medio Basal. Se disuelven 3 g de extracto de levadura, 5 g de polipeptona, 10 g de cianuro de sodio en cristales y 15 g de agar bacteriológico en un litro de agua destilada. El medio se esteriliza a 121° C durante 15 minutos, se deja enfriar de 40-45° C y, en condiciones asépticas, se agrega la preparación de la yema. La turbidez en el medio está relacionada con la concentración de sal, el medio se agita y vacía en cajas de petri.

Inoculación: se realiza por estrías en la superficie y se incuba durante 24 horas a 37° C.

Lectura: la reacción positiva se manifiesta por la presencia de opacidad y/o precipitación alrededor del crecimiento bacteriano.

Hemólisis

Medio Base de Agar Sangre

Inoculación: se siembra por estrias en la superficie del agar y se incuba por 24 horas a 37° C.

Lectura: las bacterias hemolíticas destruyen parte de los eritrocitos y se manifiesta por un color verde alrededor de la colonia. Las bacterias hemolíticas lisan completamente los eritrocitos presentándose una zona clara alrededor de la colonia, y las no hemolíticas no presentan efecto alguno visible en el agar.

Coagulasa

Método: La técnica involucra la preparación de plasma. Se usa sangre humana, se le agrega oxalato para evitar su coagulación, se somete a centrifugación para eliminar los glóbulos rojos, y el plasma resultante (sobrenadante) es el que se emplea en la prueba. Se mantiene en refrigeración hasta su uso.

Infusión de Cerebro y Corazón

Método: se suspenden 37 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se agita y calienta ligeramente, se colocan 5 ml de la infusión en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos. Posteriormente se siembran los cultivos puros y se incuban durante 24 horas. Se coloca asépticamente 0.5 ml del cultivo crecido en la infusión, en el fondo de un tubo estéril. A éste se le añade posteriormente 0.5 ml del plasma. Se mezcla por rotación suave del tubo, evitando remover o agitar el contenido. Los tubos se colocan en baño María a 37° C. Se observan los resultados cada 30 minutos durante las primeras 4 horas y a las 18 y 24 horas de incubación.

Lectura: la reacción se considera positiva ante cualquier grado de coagulación visible.

I.II PRUEBAS BIOQUÍMICAS EMPLEADAS PARA LA IDENTIFICACIÓN DE SALMONELLA.

Agar de Hierro de Kligler

Método: la preparación del medio se mencionó en el método empleado para la identificación de Staphylococcus. Se prepara en tubos inclinados.

Inoculación: se realiza por picadura en el fondo y estrías en la superficie, se incuba por 24 horas a 37° C.

Lectura: los gérmenes fermentadores de lactosa acidifican el medio, lo cual se manifiesta por el vire en el color del agar, del rojo al amarillo. Los organismos que no la fermentan acidifican solamente el fondo del medio, los formadores de ácido sulfhídrico ennegrecen el medio, y los productores de gases forman burbujas en el medio o lo parten.

Agar de Hierro y Triple Azúcar (TSI)

Método: Se suspenden 59.4 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada. Se mezcla y calienta frecuentemente hasta ebullición, se distribuyen 10 ml en tubos de ensayo y se dejan enfriar en posición inclinada, procurando mantener fondos profundos.

Inoculación: la forma de inoculación e incubación es semejante a las del medio anterior.

Lectura: su modo de acción es igual que en el medio anterior. Permite el reconocimiento y exclusión de Proteus spp. por la presencia de sacarosa en el medio.

Prueba de la Fermentación de la Glucosa con Producción de Gas a 37° C

Caldo Rojo Fenol y Dextrosa

Método: Se disuelven 20 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se agita hasta su total disolución. Se agregan 5 ml del medio a tubos de ensayo y se colocan campanas

de Durham para colectar los gases producidos durante la fermentación de la glucosa, se esterilizan a 116° C durante 15 minutos, procurando no sobrecalentar.

Inoculación: el caldo se inocula con una asada del cultivo puro y se incuba a 37° C durante 24 horas.

Lectura: el indicador rojo de fenol presenta color amarillo en medio ácido, lo que es una indicación de fermentación.

Prueba del Cianuro de Potasio

Base de Caldo KCN de Moeller

Método: se disuelven 14 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se agita hasta su total disolución y se agregan 10 ml del medio a tubos de ensayo. Se esteriliza a 121° C durante 15 minutos.

Se prepara una Solución de Cianuro de Potasio al 0.5 % (0.5 g en 1000 ml de agua destilada estéril fría) y se agrega en condiciones asépticas 1 ml de la solución a cada tubo.

Inoculación: posteriormente se inocula el Caldo KCN con una asada del cultivo bacteriano de 24 horas de desarrollo en Caldo Nutritivo, se incuba a 35° C durante 48 horas, y hasta 4 días si es necesario.

Lectura: el caldo facilita la identificación especialmente de microorganismos que fermentan lentamente la lactosa pero que se desarrollan con una cierta rapidez en presencia de cianuro. La turbidez del caldo después de la incubación se toma como positivo.

Fermentación de los Carbohidratos

Método: Las cepas se siembran en Agar de Hierro de Kligler y posteriormente en Caldo Rojo Fenol con los siguientes carbohidratos: xilosa, maltosa, sacarosa, arabinosa y manitol. Los primeros cuatro carbohidratos se esterilizan durante 3 minutos a 121° C y el manitol se esteriliza durante 15 minutos a una temperatura de 116 a 118° C.

Lectura: las bacterias que fermentan los carbohidratos acidifican el medio, si no lo fermentan el medio permanece alcalino, las que forman sulfuros lo ennegrecen y las que producen gas lo parten y/o desplazan.

Citrato

Agar Citrato de Simmons

Método: se suspenden 24.2 g del medio en un litro de agua destilada, se mezcla y calienta agitando frecuentemente hasta ebullición y su completa disolución. Se agregan 5 ml del medio a tubos pequeños y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos, los tubos se dejan enfriar en posición inclinada con fondos de aproximadamente un centímetro.

Inoculación: se inocula estriando la superficie y picando el fondo. La incubación se realiza de 24 a 48 horas y hasta 4 días cuando es necesario, a una temperatura de 35 a 37° C.

Lectura: solamente los microorganismos que utilizan el citrato como única fuente de carbono crecen en este medio. La aparición de un crecimiento visible va acompañada del cambio en la coloración del agar del verde al azul intenso (alcalino).

Prueba del Malonato

Caldo de Malonato de Ewing Modificado

Método: Se disuelven 9.3 g del material deshidratado en un litro de agua destilada y se agita hasta su total disolución, se distribuyen 5 ml del caldo en tubos de ensayo, se esteriliza a 121° C durante 15 minutos.

Inoculación: el caldo se inocula con una asada del cultivo y se incuba a 35° C durante 24 y 48 horas, observando si se produce crecimiento al término de cada período.

Lectura: el color original del caldo es de verde a azul claro. La reacción es positiva si se alcaliniza el medio y este cambia a color azul de prusia.

Arginina-Deshidrolasa

Base Moeller Descarboxilasa

Método: El medio se rehidrata en un litro de agua destilada, se agita frecuentemente y se agregan 10 g de L-arginina, se mezcla hasta su total disolución. Se distribuyen 5 ml del medio en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos.

Inoculación: se realiza con una asada del crecimiento bacteriano, en condiciones asépticas se agrega a los tubos 1 ml de aceite mineral estéril, en estas condiciones el oxígeno del medio es consumido por el microorganismo y esto controla el pH. La incubación se realiza a 35° C durante 24 y 48 horas, y hasta 4 días.

Lectura: la reacción positiva se manifiesta por el cambio en la coloración del caldo de color morado a amarillo.

Lisina-Descarboxilasa

Caldo de Lisina Descarboxilasa

Método: Se disuelven 14 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se distribuyen 5 ml del caldo en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos.

Inoculación: se lleva a cabo con una asada del crecimiento bacteriano. En condiciones asépticas se agrega a cada tubo 1 ml de aceite mineral estéril. La incubación es de 24 horas a 35° C, se puede mantener hasta cuatro días para obtener mejores resultados.

Lectura: si la coloración del medio después de 24 horas vira de púrpura a amarillo la reacción es negativa, ya que los bacilos entéricos producen ácido en la fermentación inicial de la dextrosa, y los cultivos que además de esto descarboxilan la lisina, forman cadaverina y después de 24 horas el caldo vuelve a tomar el color púrpura inicial (alcalino), lo que indica una reacción positiva.

Ornitina-Descarboxilasa

Medio MIO

Método: Se disuelven 31 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada. Se agita y calienta hasta ebullición. Se agregan 5 ml del medio en tubos de ensayo, y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos.

Inoculación: el cultivo se inocula por picadura, posteriormente se le agrega un mililitro de aceite mineral estéril, para evitar salida de gases. Se incuba por 24 horas a 35° C.

Lectura: la reacción positiva de la ornitina descarboxilasa es indicada por el color púrpura del medio y la ornitina negativa produce un color amarillo en el fondo que puede ser púrpura al final.

Prueba del Indol, Movilidad y Sulfuros

Medio SIM (sulfuros, indol y movilidad)

Método: Se suspenden 30 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se agita frecuentemente y calienta a ebullición durante un minuto. Se agregan 10 ml del medio en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C durante 15 minutos.

Inoculación: las cepas puras en estudio se siembran por picadura, alcanzando ésta unos 3/4 de la longitud del medio. Se incuban a 35° C durante 18 a 24 horas.

Lectura: la presencia del color negro en el medio indica producción de sulfuros (reacción positiva). Si se presenta desarrollo sólo a lo largo de la punción indica inmovilidad (reacción negativa), la movilidad de la bacteria se manifiesta por turbidez difusa en el seno del medio, y la producción de indol que está asociada con la presencia de la enzima triptofanasa se manifiesta por medio del Reactivo de Ehrlich que produce una coloración rojo-púrpura en la superficie del medio que corresponde a la capa alcohólica (reacción positiva) y es negativa si se presenta una coloración amarilla.

Preparación del Reactivo de Ehrlich: se disuelven 2 g de p-dimetilaminobenzaldehído en 190 ml de alcohol etílico absoluto y 40 ml de ácido clorhídrico concentrado. Se agrega

0.5 ml del reactivo a cada tubo.

Prueba de la Fenilalanina

Agar de Fenilalanina

Método: Se suspenden 23 g del medio deshidratado en un litro de agua destilada, se calienta a ebullición agitando frecuentemente hasta la disolución total del medio, la ebullición se mantiene durante un minuto, se vacían 10 ml del medio en tubos de ensayo y se esteriliza a 121° C, durante 15 minutos. Los tubos se dejan solidificar en posición inclinada.

Inoculación: se siembra un inóculo bacteriano masivo sobre la superficie del agar y se deja incubar durante 4, 18 y 24 horas a 35° C. Posteriormente se agregan de 4 a 5 gotas de cloruro férrico al 10 % a cada tubo.

Lectura: la aparición de un color verde intenso después de uno a cinco minutos indica la presencia de ácido fenil pirúvico.