

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS BÁSICAS



Problemas respiratorios en Delfín Nariz de Botella (*Tursiops truncatus*)

Por:

JESÚS ENRIQUE ITURRALDE FUENTES

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Torreón, Coahuila, México

Junio 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS BÁSICAS

Problemas respiratorios en Delfin Nariz de Botella (*Tursiops truncatus*).

Por:

JESÚS ENRIQUE ITURRALDE FUENTES

MONOGRAFÍA

Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Aprobada por:




M.C. ESEQUIEL CASTILLO ROMERO
Presidente



DR. RAMIRO GONZÁLEZ AVALOS
Vocal



M.C. BLANCA PATRICIA PEÑA REVUELTA
Vocal



DR. JUAN LEONARDO ROCHA VALDEZ
Vocal Suplente



M.C. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal



Torreón, Coahuila, México
Junio 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS BÁSICAS

Problemas respiratorios en Delfin Nariz de Botella (*Tursiops truncatus*).

Por:

JESÚS ENRIQUE ITURRALDE FUENTES

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA


Aprobada por el Comité de Asesoría:



DR. RAMIRO GONZÁLEZ AVALOS
Asesor Principal


M.C. BLANCA PATRICIA PEÑA REVUELTA
Coasesor

DR. JUAN LEONARDO ROCHA VALDEZ


M.C. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal

Torreón, Coahuila, México
Junio 2019

AGRADECIMIENTOS

A DIOS. Por darme la dicha de cumplir mi sueño, de realizarme profesionalmente

A MIS PADRES. María de Lourdes Fuentes y P. Jaime Iturralde Franco, por apoyarme su apoyo incondicional todo el tiempo, por sus palabras de aliento para nunca rendirme y luchar para cumplir mi sueño, por enseñarme que cuando se quiere se puede. Infinitas gracias los amo.

A MIS HERMANOS. María Lourdes Iturralde Fuentes, Sofía A. Iturralde Fuentes, Jaime Alonso Iturralde Fuentes, Rodrigo Alejandro Iturralde Fuentes, por su apoyo, dándome ánimos cuando más lo necesitaba, gracias.

A MIS FAMILIARES. Por sus buenos deseos, por sus palabras, por su cariño, gracias.

A MI ASESOR. Dr. Ramiro González Avalos por la oportunidad de realizar mi trabajo de titulación, por toda su disposición y paciencia para llevarlo a cabo.

A MIS AMIGOS. Rosalinda García Zamora, Luis Carlos Loya Rodríguez, Karla Estefanía Gonzáles Salazar, Mitzy Estefanía Centeno de la Rosa, Tomas Valles Serrano, Daniel Molinar Balderrama, Maribel Baca Loya, María de los Ángeles Ramos Montes por sus palabras de aliento, apoyo y por ayudarme a seguir adelante en los momentos complicados de la carrera.

A MI ALMA TERRA MATER Por haberme dejado ser parte de esta grandiosa casa de estudio, que a lo largo de este camino me preparo para ser un excelente profesionista.

RESUMEN

Las infecciones bacterianas juegan un papel muy importante en la morbilidad y en la mortalidad de los delfines nariz de botella. Se ha observado que el confinamiento de mamíferos marinos en acuarios y delfinarios ha predispuesto a diversas enfermedades, por ejemplo, en los cetáceos se presenta una alta incidencia en enfermedades respiratorias de origen bacteriano y se ha reportado a la neumonía como una de las principales causas de muerte.

Debido a que existen escasos reportes acerca de la microbiota normal en el delfín nariz de botella, no ha sido posible determinar con exactitud la patogenicidad y potencial zoonótico según la literatura; por lo que el objetivo de este trabajo fue identificar las bacterias presentes en el aparato respiratorio de los delfines nariz de botella (*Tursiops truncatus*) que generan alguna afección; así también pretende proporcionar un precedente para futuras investigaciones de esta índole, por lo que permitirá un mayor conocimiento de la microbiota normal y aquella potencialmente patógena para los delfines y para el personal que labora con ellos, así como un mejor manejo de estos cetáceos.

Palabras claves: Delfín nariz de botella, Neumonía, Bacterias, Hongos, Parásitos.

ÍNDICE GENERAL

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	i
RESUMEN	ii
ÍNDICE GENERAL	iii
ÍNDICE DE CUADROS	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	v
1. INTRODUCCION	1
2. REVISION DE LITERATURA	3
2.1 Distribución global.....	6
2.2 Hábitats del delfín nariz de botella	7
2.3 Anatomía del delfín nariz de botella (<i>T. truncatus</i>)	8
2.4 Dimorfismo sexual	9
2.5 ANATOMÍA DEL SISTEMA RESPIRATORIO DEL DELFÍN NARIZ DE BOTELLA (<i>Tursiops truncatus</i>).....	10
2.5.1 Espiráculo.....	10
2.5.2 Laringe	11
2.5.3 Tráquea y bronquios.....	11
2.5.4 Pulmones.....	12
2.5.5 Respiración.....	13
2.6 Enfermedades comunes de aparato respiratorio en delfines.....	15
2.6.1 Bacterias.....	16
2.6.2 Hongos y levaduras	18
2.6.3 Parásitos.....	20
2.6.4 Virus	23
3 Microbiota normal	24
4 CONCLUSIONES	27
5 LITERATURA CITADA	28

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1	Clasificación taxonómica del delfín nariz de botella (<i>T. truncatus</i>).	4
Cuadro 2	Clasificación de grupos sociales según su hábitat.	8

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Imagen de cetáceos odontocetos.	5
Figura 2.	Imagen de cetáceos misticetos.	5
Figura 3.	Imagen de la distribución global del delfín nariz de botella (<i>Tursiops Truncatus</i>).	6
Figura 4.	Imagen los tipos de hábitat del delfín nariz de botella (<i>T. truncatus</i>).	7
Figura 5.	Imagen de las Diferencias externas entre el macho y la hembra delfín nariz de botella (<i>T. truncatus</i>).	9
Figura 6.	Imagen del Esquema del aparato respiratorio de <i>T. truncatus</i> .	11
Figura 7.	Imagen de la tráquea y bronquios de un delfín nariz de botella.	12
Figura 8.	Imagen de Pulmones y posición anatómica en el delfín nariz de botella.	13
Figura 9.	Imagen de la respiración del delfín.	14
Figura 10.	Imagen <i>Aspergillus</i> spp.	19
Figura 11.	Imagen <i>Candida</i> spp.	20
Figura 12.	Imagen <i>Anisakis</i> spp	21
Figura 13.	Imagen Nasitrema.	22
Figura 14.	Imagen <i>Halocercus</i> spp.	23
Figura 15.	Imagen <i>Kyarioiecus cetarius</i> .	23
Figura 16.	Imagen de lesiones causadas por Morvillivirus.	24

1. INTRODUCCION

El delfín de nariz de botella *Tursiops truncatus* es quizás el delfín más conocido y el mejor estudiado a causa de la facilidad con que se adapta al cautiverio, también es el mayor de los delfines, llegando a medir cuando es adulto hasta 2.20 m con un peso de 250 Kg (Harrison y Bryden, 1991) y su gran adaptabilidad a ambientes artificiales como delfinarios y zoológicos alrededor del mundo (Folkens *et al.*, 2002; Bejder *et al.*, 2006; ACS, 2007; CITES, 2007).

Tursiops truncatus es una especie cosmopolita distribuida en todos los océanos templados y tropicales del mundo siendo la especie de mamífero marino costal más común en el Golfo de México (Waring *et al.*, 2000).

A principios de este siglo los delfines comenzaron a tener importancia para fines recreativos, y hasta hace pocos años con fines científicos. Por ejemplo, el estudio de los delfines en cautiverio ha proporcionado los conocimientos científicos suficientes para el control adecuado de la calidad de agua de los delfinarios (Martín, 1990). La mayoría de los cetáceos en cautiverio en los últimos 50 años se capturaron directamente en el medio silvestre, aunque existen datos de que en 1983 el 32% de los delfines cautivos en los Estados Unidos había nacido en delfinarios (Reeves y Leatherwood, 1987).

Los delfines nariz de botella tienen una sociedad fisión-fusión, en donde la composición y estabilidad del grupo varía a lo largo del día (Vázquez *et al.*, 2009; Foley *et al.*, 2010; Randic *et al.*, 2012). Por lo general los machos son los que entran y salen de los grupos, aunque en algunas sociedades estos pueden formar alianzas de hasta más de 20 años, mientras que, las hembras pueden mantenerse en el grupo en forma más permanente (Folkens *et al.*, 2002; Martínez-Serrano *et al.*,

2011; Randic *et al.*, 2012). En Australia, los delfines nariz de botella pueden formar dos niveles distintos de alianzas, conformando redes sociales de hasta 400 individuos (Foley *et al.*, 2010; Martínez-Serrano *et al.*, 2011; Lodi y Monteiro-Neto, 2012).

2. REVISION DE LITERATURA

Los cetáceos son el grupo de mamíferos marinos más diverso y antiguo, con evidencia fósil que data de unos 40 a 52 millones de años. Los datos aportados por análisis fósiles, así como estudios bioquímicos indican que los cetáceos comparten un antecesor común con los ungulados el *Mesonychidae*, que ocupó las planicies de lo que ahora es África en el Eoceno Temprano. Comprenden aproximadamente 80 especies diferentes de ballenas, delfines, marsopas, con tamaños que varían desde un metro hasta 30 metros de longitud, incluyendo a los animales más grandes del mundo (las ballenas azules). Son mamíferos exclusivamente acuáticos que viven principalmente en los océanos y algunas especies de delfines habitan en ríos y lagos de Sudamérica y Asia (Avalos, 2005). Los delfines son mamíferos marinos que están estrechamente relacionados con las ballenas y otros cetáceos. Son de sangre caliente como el ser humano. Hay unas 40 especies de delfín en todo el mundo, algunos de ellos viven en océanos y algunos en ríos (Miniland, 2018). El delfín nariz de botella es una de las especies más conocidas, en parte debido al hábitat costero de muchas poblaciones y se encuentra ampliamente distribuida en casi todos los mares tropicales y templadas de ambos hemisferios, ocupando tanto aguas costeras como mar abierto (Reid *et al.*, 2003).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*), (Fernández, 1991; Gorostieta, 2003).

Reino:	Animal
Filo:	Chordata
Subfilo:	Vertebrados
Clase:	Mamífero
Orden:	Cetartidactyla
Suborden:	Odontoceti
Familia:	<i>Delphinidae</i>
Genero	<i>Tursiops</i>
Especie:	<i>Truncatus</i>
Nombre común:	Delfín nariz de botella, tursiones, delfín mular, tonina, bufeo
Nombre científico:	<u><i>Tursiops truncatus</i></u> del latín turbio que significa cara y truncare “cortada”

Orden cetácea es a su vez dividida en 3 subórdenes:

1. Odontocetos, en este grupo pertenecen los delfines, marsopas, ballenas dentadas, se caracterizan por presentar dentición homogénea; a su vez este grupo se divide en 9 familias donde se encuentra la familia *Delphinidae*, la cual está conformada por 17 géneros y 32 especies, donde pertenece el *Tursiops truncatus* (Figura 1).

2. *Mysticetos*, está conformado por las ballenas azules, ballenas grises, ballenas jorobadas y su característica principal es la presencia de una placa o laminas córneas en lugar de dientes (Figura 2).

3. *Archeocetos*, grupo extinto de ballenas donde solo quedan fósiles.

El orden Cetácea, se encuentra representado en México con 37 especies (cerca del 50% del total mundial), los cuales el 78% son odontocetos y el 22% son misticetos.



Figura 1.- Odontoceto, Delfín nariz de botella (*T. truncatus*), (<http://cetaceos-lavidaenlosoceanos.blogspot.com/2013/08/os-presento-los-mysticetos-y-los.html>)

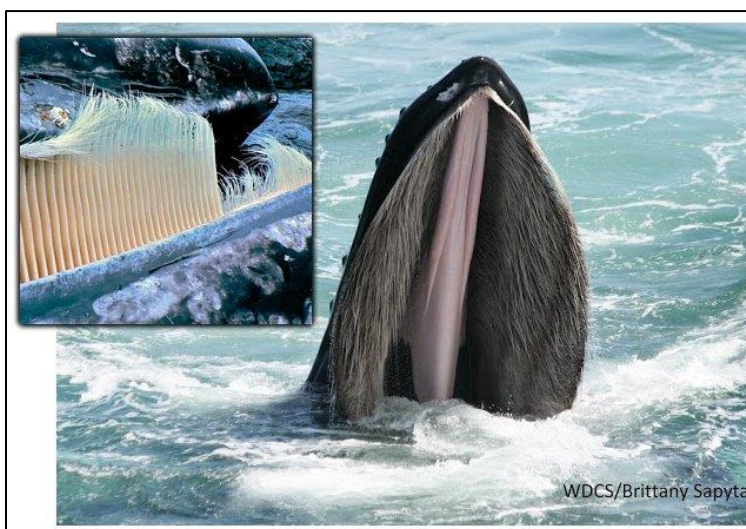


Figura 2.- Mysticeto, Ballena jorobada, (<https://twitter.com/DrBioblogo/status/108881144230457347>)

2.1 Distribución global

Los delfines nariz de botella son encontrados en aguas templadas y tropicales de alrededor del mundo (especie cosmopolita). Puede habitar una variedad de ecosistemas marinos y costero de los océanos Pacífico, Atlántico e Índico, así como el mar mediterráneo (Ridway y Harrison, 1999, Figura 3).

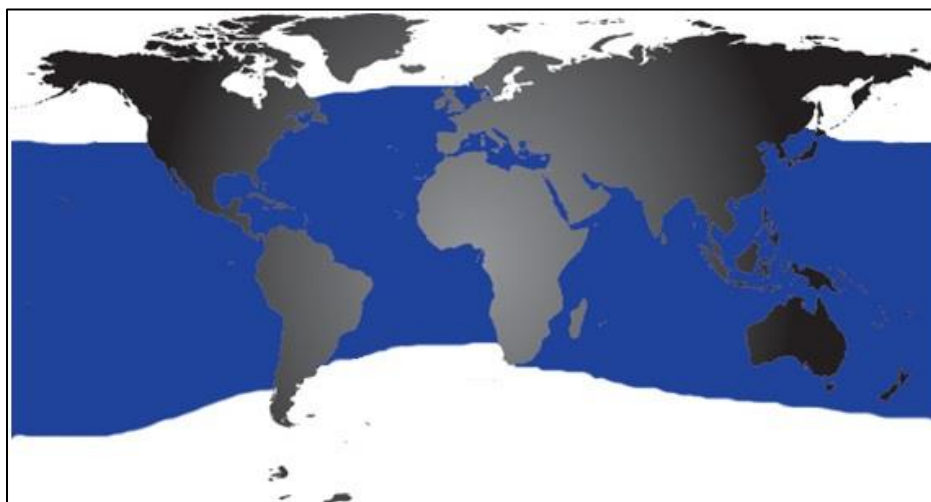


Figura 3.- Zonas de distribución global del delfín nariz de botella (<http://www.delfinpedia.com/donde-viven-delfines-nariz-botella/>).

En el Atlántico, los delfines nariz de botella son encontrados desde nueva escocia hasta Patagonia y desde Noruega hasta Sudáfrica. Ellos son la especie de delfín más abundante en la costa de Estados Unidos, desde Cape Cod hacia el Golfo de México (Reeves *et al*, 2002).

Otros tipos de delfín nariz de botella son encontrados en los océanos Pacífico e Índico, desde el sur del mar de Okhotsk, las islas Kuril y California central. Al sur, son localizados hasta Australia y Nueva Zelanda (Alliance, 2017).

2.2 Hábitats del delfín nariz de botella

Habitano aguas templadas y cálidas, adaptándose a una variedad de ecosistemas marinos y estuarios, incluyendo ocasionalmente ríos (Ridway y Harrison, 1999). El uso de hábitat es influenciado por la heterogeneidad ambiental; esto significa que estos animales se distribuyen a través de un ecosistema dependiendo de factores como la disponibilidad de alimento, profundidad, temperatura del agua, tipos de sedimento, (Ingram y Rogan, 2002, Figura 4).

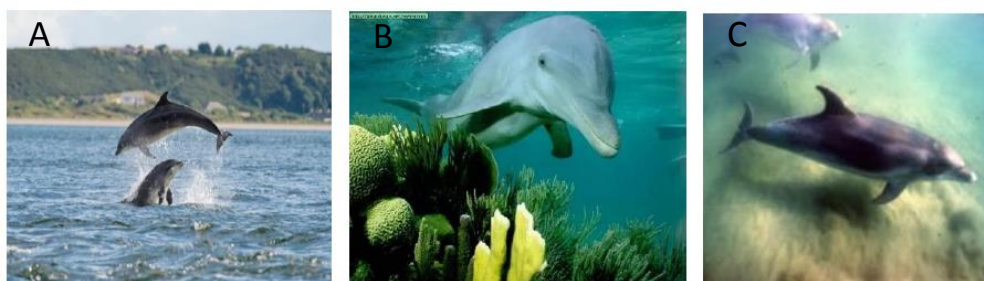


Figura 4.- Tipos de hábitat del delfín nariz de botella; A.- Ejemplo de delfines en un hábitat profundo y de aguas frías; B.- Hábitat de baja profundidad; C.- Hábitat de profundidad media y sedimento suelto (Delphinus, 2010).

Los científicos teorizan que las características ecológicas que existen a lo largo de la amplia distribución de esta especie, han generado diferencias entre las poblaciones, de manera que se han identificado dos ecotipos con variantes anatómicas, fisiológicas, comportamentales, genéticas y ecológicas: Costeros y Oceánicos, (Hersh y Duffield, 1990, pag. 129; Diaz, 2003; Segura *et al.*, 2006, Cuadro 2).

Cuadro 1.- Clasificación de grupos sociales según su hábitat (Delphinus, 2010).

COSTERO	OCEÁNICO
<ul style="list-style-type: none"> • Grupos <20 • Caletas, bahías, ríos, costas • Hasta 7.5 km desde la costa • 3 mts de profundidad (Noreste del Atlántico), • Grande y robusto (Golfo de California). • Color del dorso claro (Golfo de California). • Otras diferencias ecológicas: interacciones inespecíficas (con otras especies). 	<ul style="list-style-type: none"> • Grupos >100 • Aguas profundas lejanas a la costa. • >34 km desde la costa • 34 mts de profundidad (Noreste del Atlántico). • Pequeño y esbelto (Golfo de California). • Color del dorso oscuro (Golfo de California).

2.3 Anatomía del delfín nariz de botella (*T. truncatus*)

Los delfines se caracterizan por tener un cuerpo fusiforme o hidrodinámico. Sus extremidades anteriores se transformaron en aletas pectorales (estabilizadores), desaparecieron sus miembros posteriores y se sumaron una aleta dorsal y una caudal, ambas con soporte fibrocartilaginoso. La aleta caudal es horizontal (a diferencia de los peces que la tienen en posición vertical), con dos lóbulos laterales iguales, es la responsable de la propulsión por medio de movimientos hacia arriba y abajo. Los cetáceos actuales en general no tienen pelos en su cuerpo, aunque este puede aparecer como vibrisas. Estos animales poseen una gruesa capa de grasa subcutánea que los protege del frío llamada blubber (Avalos, 2005).

2.4 Dimorfismo sexual

La morfología externa de la región genital de los delfines se presenta de acuerdo a las necesidades hidrodinámicas del ambiente acuático. En ambos hembras o machos, la expresión externa del tracto reproductivo se concentra en una simple hendidura genital. En el macho la hendidura genital (equivalente al orificio prepucial) se encuentra posicionado más craneal relativamente al ano y ombligo que en la hembra. En la hembra la hendidura genital incorpora la abertura vulvar y en la comisura caudal el orificio anal, además en la hembra se encuentran unas pequeñas hendiduras a los lados de la abertura genital las cuales corresponden a la abertura de las glándulas mamarias, las cuales se extienden hacia adelante al nivel del ombligo (Delphinus, 2010, Figura 5).

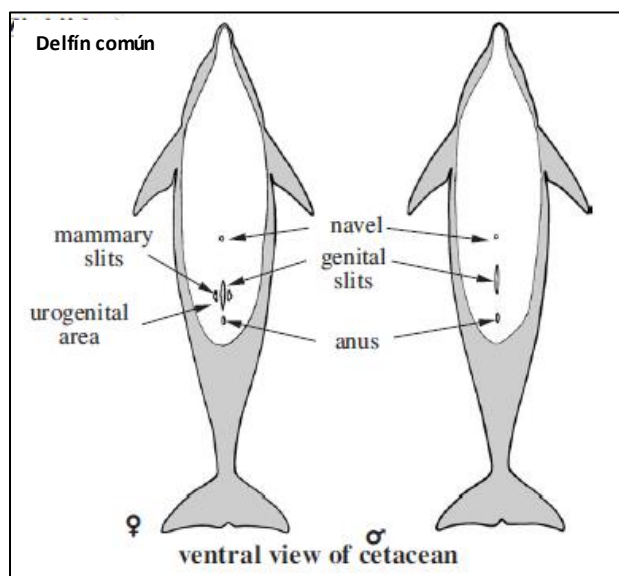


Figura 5.- Diferencias externas de la hembra y el macho delfín nariz de botella, (<http://www.fao.org/tempref/docrep/fao/009/y0870e/y0870e67.pdf>).

2.5 Anatomía del sistema respiratorio del delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*)

2.5.1 Espiráculo

Las narinas externas en los cetáceos se encuentran en la parte superior de la cabeza, es una abertura llamada espiráculo en forma de media luna. Las narinas no se encuentran siempre abiertas como sucede con las fosas nasales de los animales terrestres, para permitir el paso de aire se requiere de un movimiento voluntario del animal. La apertura del espiráculo se produce por una contracción del músculo esquelético, mientras que el cierre es un proceso pasivo, cuando se encuentran dentro del agua hay una contracción continua para no permitir la entrada de agua al sistema respiratorio (Annalisa *et al.*, 2006).

El pasaje nasal de los delfines se encuentra fusionado en una sola vía a diferencia de los cetáceos. Posteriormente se encuentran los sacos vestibulares que se van dividiendo con un *septum* nasal. Al final del pasaje se encuentra una estructura de forma valvular llamados labios fonéticos o también “labios de mono” que se encargan de la producción de sonidos cuando pasa el aire pasa a través de ella debajo del pasaje nasal se encuentra una masa de tejido conectivo y músculo llamado tapones nasales que sobresalen a la luz, durante el flujo de aire el músculo empuja hacia adelante para que el pasaje nasal se abra en dos largos tubos y se facilite el intercambio de gases (Cozzi *et al.*, 2016, Figura 6).

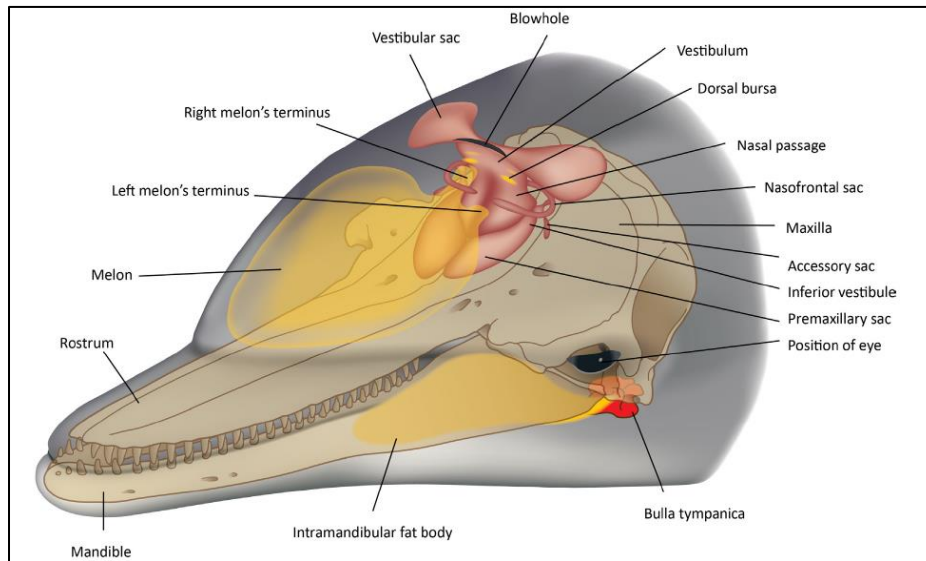


Figura 6. Esquema respiratorio de *T. truncatus*, (Dierauf y Gulland, 2001).

2.5.2 Laringe

Está compuesta por la epiglotis y el cartílago aritenoides que esta elongado en forma de un tubo que es conocido como “pico de ganso”. Se proyecta en un ángulo casi de 90° para comunicarse al espiráculo y tráquea. Se presenta un esfínter palatofaríngeo que mantiene la forma piramidal del cartílago y en posición intranarial para asegurar que no entre agua ni comida al sistema respiratorio durante la deglución (Cozzi *et al.*, 2016).

2.5.3 Tráquea y bronquios

La laringe está conectada a los pulmones a través de la tráquea. En los cetáceos es bastante corta pero relativamente grande en diámetro. Los anillos cartilagosos son completamente circulares conectados irregularmente con los siguientes por medio de anastomosis y los huecos son llenados por tejido conectivo.

Posteriormente la tráquea termina donde inician los bronquios, (Figura 7). En los bronquios se ve desde una estructura fibrosa hasta ramificaciones de calibre relativamente pequeño a lo largo del árbol bronquial, en los bronquios se encuentran válvulas mioelásticas las cuales se abren y cierran para capturar oxígeno, esto en conjunto con la extensa ramificación capilar arteriovenosa en torno a los alveolos hacen que casi el 90% del oxígeno llegue a sangre (Avalos, 2005).



Figura 7.- Tráquea y bronquios de delfín nariz de botella, (Dierauf y Gulland, 2001).

2.5.4 Pulmones

Los pulmones de los cetáceos no tienen segmentación externa ni lóbulos. Los cetáceos que realizan inmersiones por menos tiempo como los delfines tienen una mayor masa pulmonar que los mamíferos terrestres (Piscitelli *et al*, 2013).

La arquitectura de los pulmones de delfines (Ito *et al.*, 1967; Fanning y Harrison, 1974) solo sigue parcialmente el plan básico del órgano como se conoce en el hombre y en los mamíferos terrestres, en el que los bronquios más grandes se ramifican en subdivisiones cada vez más pequeñas con cartílago más delgado.

Un análisis morfométrico detallado del árbol bronquial del delfin mular y otros cetáceos, incluyendo los diámetros de las divisiones posteriores. Los bronquiolos de los mamíferos terrestres no tienen más cartílago y conducen a los sacos alveolares y alvéolos circundantes por vasos sanguíneos delgados donde se producen intercambios de gases (Cozzi *et al.*, 2016, Figura 8).

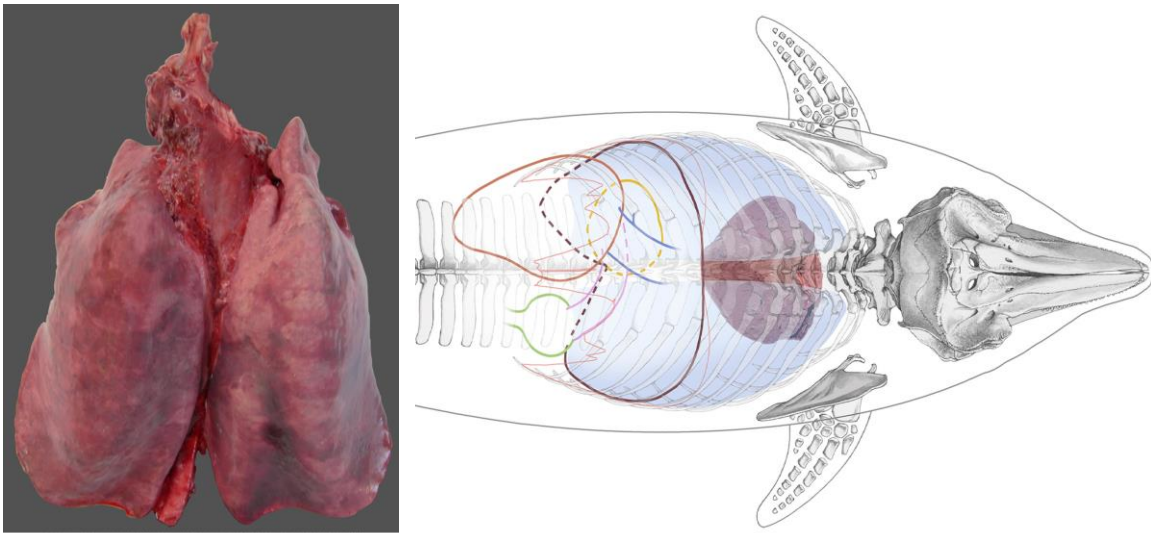


Figura 8.- Pulmones y posición anatómica en *T. truncatus*, (Dierauf y Gulland, 2001).

2.5.5 Respiración

Un respiro en el que se lleva a cabo un intercambio gaseoso (entrada de oxígeno y salida de CO₂) se puede realizar en menos de un segundo (Fahlman *et al.*, 2015). Su sistema respiratorio es tan efectivo que en 0.3 segundos pueden intercambiar del 75 al 90% del total del volumen pulmonar (Annalisa *et al.*, 2006).

El delfín se dirige a la superficie, abre el espiráculo y descarga aire lleno de dióxido de carbono, en ese momento el diafragma empuja hacia adelante, los músculos costales retraen el tórax hacia arriba y las costillas giran hacia adentro.

Inmediatamente después viene la aspiración de aire, los músculos respiratorios alargan el tórax, las costillas se expanden hacia afuera y se crea la presión negativa dentro de la cavidad pleural. El delfín cierra su espiráculo y se sumerge. Pueden exhalar fuera del agua, pero es poco común que respiren a través de la boca ya que el tracto digestivo no está en comunicación con las vías aéreas, sin embargo, tienen la capacidad de desplazar la laringe al momento de tragar (Cozzi *et al*, 2016, Figura 9).



Figura 9.- Respiración de los cetáceos, (<http://www.delfinpedia.com/>).

Una vez debajo de la superficie, hay vasoconstricción lo que hace que incremente el volumen de sangre en el tórax. Cuando el delfín continúa en descenso aumenta la presión hidrostática extrema, el gas dentro de los alveolos es comprimido y el tórax flexible se comprime hacia adentro, los pulmones reducen su volumen hasta que colapsan, esto ocurre a una profundidad de 70 metros (Ridgway *et al.*, 1979).

Los más importantes almacenes de oxígeno en los mamíferos marinos son la hemoglobina de los glóbulos rojos y la mioglobina. En algunas especies pueden presentar más glóbulos rojos por unidad de volumen de sangre, lo que puede elevar el hematocrito y consecuentemente la hemoglobina. El músculo esquelético en

estas especies es tolerante a las condiciones de hipoxia, mantiene siempre niveles bajos de metabolismo aerobio, cuando este se agota sus almacenes de oxígeno en mioglobina puede ser privado de la circulación y del oxígeno ligado a la hemoglobina de la sangre, al igual que otros órganos como riñones y órganos digestivos, esto resulta de suma importancia debido a que el oxígeno ligado a la mioglobina es más eficiente que el ligado a la hemoglobina, así permite que la sangre irrigue a órganos vitales como el cerebro que es menos tolerante a la hipoxia (Annalisa *et al*, 2006).

2.6 Enfermedades comunes de aparato respiratorio en delfines

Las enfermedades de origen no infecciosos en aparato respiratorio son poco usuales, una enfermedad congénita reportada en el delfín nariz de botella es la transposición de la arteria pulmonar y la aorta. Pudieran presentarse casos de neumonía o bronconeumonía sin la presencia de algún agente infeccioso, sin embargo, es poco frecuente. Daños causados por traumatismos severos podrían causar fracturas en costillas y consecuentemente hemorragias pulmonares. Casos de neoplasias se han encontrado en el delfín *Tursiops truncatus* reticuloendoteliosis en pulmones (Frances *et al*, 2001).

Con más frecuencia se encuentran cuadros patológicos causados por agentes infecciosos como se mencionan a continuación.

2.6.1 Bacterias

Los cetáceos tienen una alta susceptibilidad a las enfermedades respiratorias de origen bacteriano, se ha observado a la neumonía como principal causa de muerte (Dunn, 1990).

Existen reportes de microorganismos causantes de neumonía como *Aerobacter* spp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp. Hemolítico, *Proteus mirabilis*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, los signos que presentan son depresión, halitosis, disnea (Medway, 1973, Medway, 1980, Higgins, 2000).

Staphylococcus aureus. Ha sido implicado como uno de los causantes de neumonía en delfines en cautiverio. Es considerado parte de la microbiota normal del espiráculo en los delfines (Moeller, 1998). El *Staphylococcus aureus* se puede aislar comúnmente de los delfines en cautividad, no había evidencia de infección cruzada entre los delfines y los humanos (MM y CG, 1976).

Streptococcus spp.- Un coco forma, las bacterias Gram positivas, implicado en la mortalidad y morbilidad entre los mamíferos marinos. Se ha informado que muchas especies están aisladas de *T. truncatus*, como *S. zooepidemicus* y *Streptococcus* B-hemolítico de abscesos de la piel, bronconeumonía, pielonefritis, miocarditis, metritis, envenenamiento de la sangre y osteomielitis; Se mencionó que aunque no representa un riesgo para animales de vida libre, debe tenerse en cuenta en cautiverio, especialmente en áreas confinadas, debido al hecho de que un animal infectado puede transmitir directamente la bacteria a otros mamíferos marinos o Pescado (R, 2010). Además, se han recuperado dos *Streptococcus* de muestras de tejido pulmonar de delfines cautivos con muerte asintomática, pero la autopsia mostró neumococos (Van der Linden, 2009).

Pasteurella spp.- Bacilo Gram negativo, agente causal de la pasteurelosis, que se observa como bronconeumonía hemorrágica, así también se ha aislado a *Pasteurella multocida* como causante de enteritis y a *Mannhemia haemolytica* como causante de traqueítis hemorrágica (Dunn, 1990).

Aeromonas spp.- Comprende un grupo de microorganismo distribuidos en el ambiente acuático. *Aeromonas hydrophila* ha sido causante de dermatitis ulcerativa y neumonía, se ha aislado en el sistema tegumentario, hígado, pulmón, bazo, riñón y sangre del corazón de delfín nariz de botella (Cusik y Bullock, 1973; Higgins, 2000).

Nocardia spp.- La nocardiosis pulmonar no presenta signos clínicos específicos. La enfermedad puede ser aguda o crónica, y puede provocar neumonía, formación de abscesos o ambos. Las infecciones generalmente implican una respuesta supurativa y puede ser granulomatosa (Dierauf y Gulland, 2001). *Nocardia* spp. Bacterias filamentosas Gram positivas, aisladas como causantes de nocardiosis, han sido descritas en nuevas especies de cetáceos, ocasionan enfermedad pulmonar y cutánea. (Flower, 1993).

Brucella spp.- Has sido identificado en muchas especies de mamíferos marinos. Este organismo ha sido aislado del delfín nariz de botella de un aborto en cautiverio, en lesiones cutáneas, neumonías, en los linfonodos e hígado, ocasionando en estos órganos una inflamación granulomatosa multifocal (Dunn, 1990; Higgins, 2000, Foster *et al*, 2002).

Pseudomonas aeruginosa.- En los delfines mulares causa bronconeumonía, dermatitis, osteomielitis y septicemia. Además, está presente en la necrosis y

ulceración de la piel, problemas respiratorios y depresión. *Pseudomonas spp.* ha sido aislada del sistema respiratorio y digestivo de belugas (Dunn *et al.*, 2001).

2.6.2 Hongos y levaduras

Los hongos y las levaduras son usualmente oportunistas o invasores secundarios; estos microorganismos son un riesgo en la salud de los animales que están inmunocomprometidos (Avalos, 2005). Las infecciones fúngicas más comunes en mamíferos marinos son la aspergilosis pulmonar, la infección local o sistémica con *Candida albicans*, (Reidarson *et al.*, 2001).

Aspergillus fumigatus en algunos delfines puede causar neumonía necrotizante y encefalitis, generalmente tiene afección por vías respiratorias bajas. Otra afección común en mamíferos marinos (R. *et al.*, 2010). Las esporas de *A. fumigatus* ingresan principalmente por inhalación y producen varias formas de enfermedad, como aspergilosis alérgica, aspergilosis necrotizante crónica, bolas fúngicas aspergilaes (aspergilomas) y aspergilosis invasiva (Haque, 1992).

Aspergillus (Figura 10). Este género se encuentra con relativa frecuencia en los delfines con micosis sistémicas, se caracterizan por afectar el sistema respiratorio inferior, manifestándose en nódulos pulmonares que se observan en las placas radiográficas (Medway, 1973).

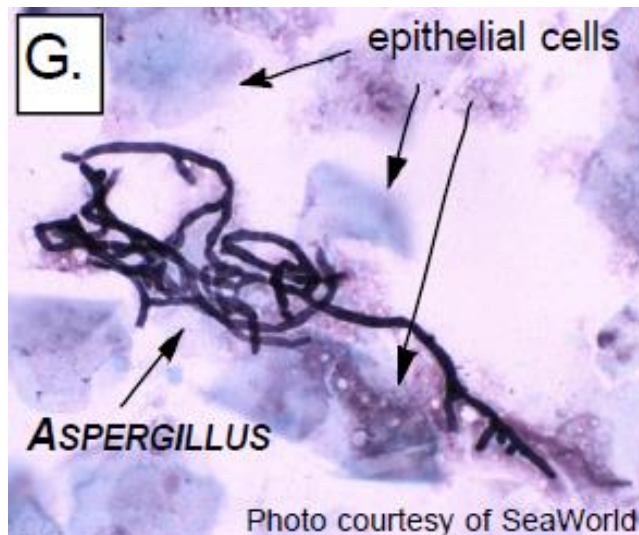


Figura 10.- *Aspergillus spp.* Observado en una impronta de respiráculo de *T. truncatus*, (Jay *et al*, 2003).

Candida albicans. Microorganismo considerado como patógeno. Agente causal de candidiasis, esta enfermedad puede ser generalizada, pero se manifiesta principalmente alrededor de las heridas, asociada en las uniones mucocutáneas y el espiráculo, (Medway, 1973). *C. albicans*, se considera un oportunista, parte de la microbiota normal de la mucosa donde reside. Se ha aislado aproximadamente del 4 al 54% en delfines *T. truncatus* de vida libre en Florida, cifra similar a la de los cetáceos mantenidos en acuarios (Reidarson *et al*, 2001, Figura 11).

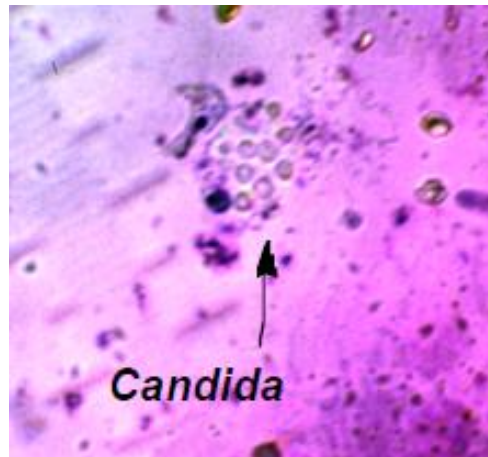


Figura 11.- *Candida* spp. Observada en una impronta de respiráculo de *T. truncatus*, (Jay et al, 2003).

2.6.3 Parásitos

Existen dos familias de nematodos que se pueden encontrar en mamíferos marinos, *Pseudaliidae* y *Crassicaudidae*, con cuatro géneros *Halocercus*, *Pharurus*, *Pseudalius* y *Stenurus* (Murray, 2001). Los síntomas de la infestación de lombrices pulmonares varían con el huésped y las especies de parásitos, así como con la intensidad de la infección. Incluyen tos, disnea, letargo y potencialmente muerte, (Dierauf y Gulland, 2001). El diagnóstico mediante detección de larvas en heces o muestras de moco de respiráculo (Murray, 2001).

Anisakis spp.- Los nematodos de este género se pueden encontrar en el estómago, su diagnóstico es por inspección fecal, las infecciones no son muy severas y el tratamiento es con antihelmínticos. Cuando los animales son capturados tienen que ser tratados contra estos nematodos, debido a que es frecuente encontrar a los delfines en vida libre con este parásito, cuando los delfines están en cautiverio y son alimentados con pescado congelado el desarrollo de parasitismo gastrointestinal es raro (Sweeney y Ridway, 1975, Figura 12).



Figura 12.- *Anisakis* spp., (<http://nuestrocuerpo-hogardeparasitos.blogspot.com/2011/06/anisakis-spp.html>).

Nasitrema spp. Ocasiona infección parasitaria en los senos paranasales, causa inflamación, mal olor, predispone a infecciones bacterianas que afectan el tracto respiratorio, pueden migrar hacia el cerebro (Sweeney y Ridway, 1975). Las formas adultas de *Nasitrema* residen en los sacos nasales de los odontocetos y se han observado huevos en el moco nasal. Aunque no se ha resuelto el ciclo vital, se sospecha que las formas larvarias se encuentran en peces hospedadores intermediarios. En algunas ocasiones, formas adultas de *Nasitrema* migran de forma aberrante a través de las paredes nasales, causan encefalitis y necrosis cerebral. Por ello se ha pensado que *Nasitrema* juega un papel en el varamiento de odontocetos (Dierauf, 1991, Flower, 1993, Figura 13).

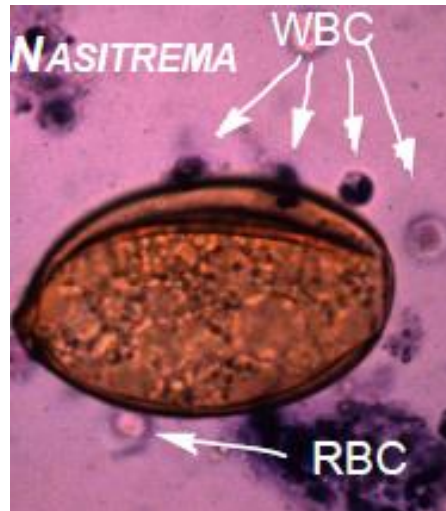


Figura 13.- Nasitrema, (Jay *et al*, 2003).

Halocercus spp.- Nematodos que infectan los pulmones, los vasos sanguíneos pulmonares, los espacios auditivos y los senos aéreos, son de dos familias (*Pseudaliidae* y *Crassicaudidae*), de los cuales cuatro géneros (*Halocercus*, *Pharrurus*, *Pseudalius* y *Stenurus*) son los más comunes (Murray, 2001). Los síntomas de la infestación por lombrices pulmonares incluye tos, disnea, letargo y potencialmente la muerte (Moser y Rhinehart, 1993). El diagnóstico se realiza mediante la detección de larvas de heces o muestras de moco. El tratamiento de los gusanos pulmonares con ivermectina o febendazol ha sido exitoso, aunque la atención de apoyo con antibióticos y mucolíticos también es importante (Pascual *et al.*, 2000, Figura 14).

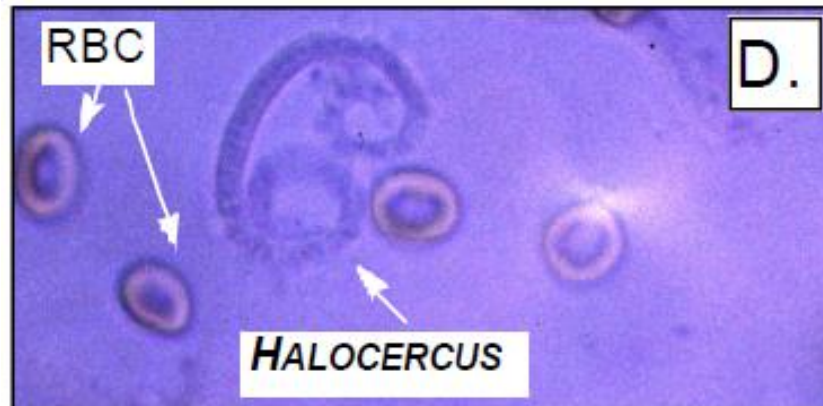


Figura 14.- *Halocercus* spp., (Jay *et al*, 2003).

Kyarioiecus cetarius.- Las infecciones leves de parásitos, como los ciliados holotricos, se consideran hallazgos comunes en los cetáceos. Por ejemplo, *Kyarioiecus cetarius*, (Sniezek *et al.*, 1995, Figura 15) se encuentra comúnmente en el orificio de los delfines mulares, y se encuentra en más del 50% de los animales en libertad (Woodard *et al.*, 1969, Figura 15).

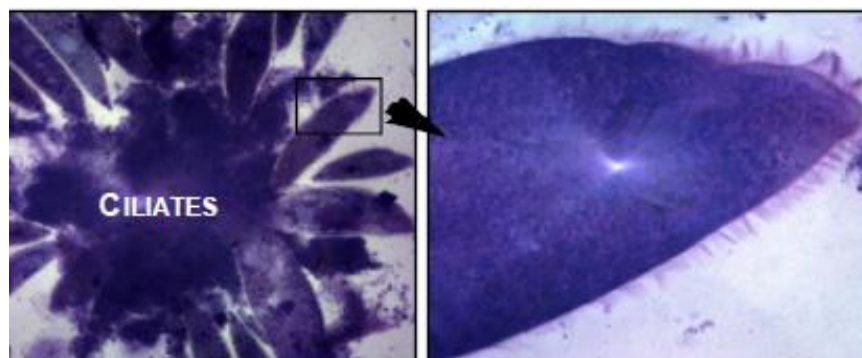


Figura 15.- *Kyarioiecus cetarius* (Jay *et al*, 2003).

2.6.4 Virus

En los últimos años con los avances en biotecnología, se han identificado muchos virus en mamíferos marinos virus en mamíferos marinos, sin embargo, la mayoría de ellos suelen afectar otros tejidos otros tejidos u órganos.

Morvilivirus.- Se han encontrado en el delfín rallado (*Stenella coeruleoalba*), en el delfín común del mar negro (*Delphinus delphis ponticus*) y el delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*) de las costas de Estados Unidos y el Golfo de México. Este virus es llamado Morvilivirus de los Cetáceos (CMV) pertenece a la familia de los *Paramaxoviridae* y generalmente causa estrés respiratorio, neumonía bronquial, alveolitis, pulmones edematosos con áreas de enfisema, neumonía broncointersticial con congestión, edema, exudado fibrinoso dentro de los alveolos, proliferación de neumocitos tipo II e inclusiones intracelulares y citoplasmáticas en pulmón. El diagnóstico se puede realizar con la observación de las lesiones histológicas características y la confirmación a través de PCR o ELISA (Kennedy, 2001, Figura 16).

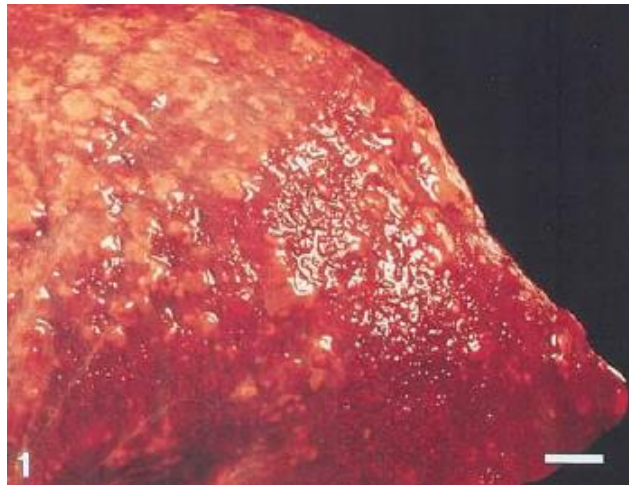


Figura 16.- Lesiones en pulmón causadas por morvilivirus.

3 Microbiota normal

La microbiota normales el término que describe a bacterias, protozoarios, y hongos que habitan en las diferentes regiones anatómicas y que mantienen una estrecha relación con la homeostasis de los animales y el humano. Esta microbiota

está adaptada para vivir en el hospedero sin causar daño o enfermedad (Avalos, 2005).

Cada región anatómica crea un ambiente donde ciertos microorganismos son favorecidos más que otros, por lo que la microbiota normal puede habitar superficies internas y externas como la cavidad oral, tracto gastrointestinal, respiratorio, genitourinario, mucosa conjuntival y la piel. La microbiota normal es adquirida durante el nacimiento y el transcurso de la vida del animal, por ingestión o inhalación de microorganismos; está determinada por factores tales como edad, raza, hormonales, dieta, estrés, comportamiento sexual, medicación, estación del año, localización geográfica, alojamiento, densidad de población, contacto con otros animales o procedimientos de limpieza (Trujillo, 1992; Ingraham, 2000; Sorum, 2001).

Los microbios de la microbiota normal varían en número y tipo de un sitio a otro, aunque es extensa en diversas regiones del cuerpo, los órganos internos normalmente son estériles como el bazo, el hígado, el riñón, la vejiga, el cerebro, el corazón, además del sistema nervioso central, el musculo, el hueso y la sangre, son libres de microorganismos, pero ocasionalmente llegan a ser colonizados. Diversas especies de bacterias y hongos viven en los animales, algunas son permanentes y otras temporales (IJ, 2000).

Se ha observado también que la microbiota normal puede volverse oportunista cuando se administra tratamiento médico con quimioterapéuticos de amplio espectro (Sorun, 2001).

Aun cuando existen informes de bacterias patógenas en los delfines en cautiverio, el conocimiento acerca de su microbiota normal es limitado y por tanto se desconoce su posible patogenicidad y potencial zoonótico (Avalos, 2005).

4 CONCLUSIONES

En base a la revisión de literatura que se realizó, concluimos que se muestra la presencia de diversos microorganismos en el aparato respiratorio del delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*), por lo que estos microorganismos pueden ser considerados parte de la microbiota normal y convertirse en patógenos oportunistas cuando el animal está inmunodeprimido. Es necesario obtener muestras en determinadas épocas del año, para así determinar cuáles son los microorganismos con mayor frecuencia en el aislamiento y establecer así cuál es la microbiota normal residente y la transitoria. Conocer este tipo de microorganismos que habitan en el sistema respiratorio nos permite establecer indicadores que propicien un control y un manejo adecuado de los animales y sus instalaciones, incluyendo medidas de medicina preventiva, tanto en animales como en las personas que tienen contacto con ellos.

En el área de la microbiota normal no se posee suficiente información como para proporcionar datos específicos y exactos con lo que se abre la puerta a nuevas áreas de investigación respecto a los mamíferos marinos.

5 LITERATURA CITADA

ACS (American Cetacean Society). 2007. American Cetacean Society Fact Sheet. [citado 11 ene 2011] Disponible en: URL: <http://www.acsonline.org/factpack/btlnose.htm>

Cusick. P. K. y Bullock. B. C. 1973. Ulcerative dermatitis and pneumonia associated with *Aeromonas hydrophyla* infection in the bottle-nosed dolphin. J Am Vet Med Assoc; 163:578-579.

Alliance of Marine Mammal Parks and Aquariums (AMMPA). 2017: http://www.ammpa.org/doc_dolphin_factsheet.html

Annalisa, B., Sumich, J. L., y Kovacs, K. M. 2006. Marine mammals: Evolutionary Biology, second edition. The Netherlands. Academic Press. Elsevier. 237.

Bejder, L., Samuels A., Whitehead, H., Gales, N., Mann, J., Connor, R., Heithaus, M.R., Watson-Capps, J., Flaherty, C., y Krutzen M. 2006. Decline in relative abundance of bottlenose dolphins exposed to long-term disturbance. Conservation Biology. 20:1791-1798.

Buck, D. J., y Shepard, L. L. 1987. *Clostridium perfringens* as the cause of death of captive atlantic bottlenosed dolphin (*Tursiops truncatus*). J Wildl Dis. 23:488-491.

CITES (Convención sobre el comercio Internacional de especies amenazadas de fauna y flora silvestre). 2007. Disponible en: URL: Species Database. [citado 16 feb 2007]. Disponible en: URL: <http://www.cites.org/eng/resources/species.html>

Cozzi, B., Huggenberg, S., y Oelshlager, H. 2016. Anatomy of Dolphins, Insights Into Body Structure and Function. Elsevier.

Cusik, P. K., y Bullock, B. C. 1973. Ulcerative dermatitis and pneumonia associated with *Aeromonas hydrophila* infection in te bottle-nosed dolphin, J. Am Vet Med Assoc. Sep. 15;163(6):578-9.

- Diaz, R. 2003. Diferenciación entre Tursiones *Tursiops truncatus* Costeros y Oceanicos en el Golfo de California por medio de Isotopos Estables de Carbono y Nitrogeno. Tesis de Maestria, Departamento de Pesquerias y Biología Marina, Instituto Politecnico Nacional, Mexico.
- Delphinus, 2010, Manual de Estudiantes de Veterinaria. Solidaridad del Carmen. Quintana Roo.
- Dierauf, A. L. 1990. Marine mammal parasitology. In: Dierauf A. L., editors. Handbook of Marine Mammal Medicine: Health, Disease, and Rehabilitation. USA: CRC Press, 89-95.
- Dierauf, Leslie., y Gulland, Frances M, D. 2001. CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation. CRC press.
- Dunn, L. J. Bacterial and mycotic diseases of cetaceans and pinnipeds. Handbook of Marine Mammal Medicine: Health, Disease, and Rehabilitation. USA: CRC Press, 1990.
- Fahlman, A., Loring, S. H., Levine G., Rocho-Levine, J., Austin, T., Brodsky, M., 2015. "Lungs mechanics and pulmonary function testing in cetaceans. J. Exp. Biol. 218, 2030 – 2031.
- Femández, A. Y. 1991. Delfin nariz de Botella, (*Tursiops truncatus*). Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Foley, A., Mcgrath, D., Berrow, S., y Gerritsen, H. 2010. Social structure within the bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) populations in the Shannon estuary, Ireland. Aquatic Mammals. 36: 372-381.
- Folkens, P., Reeves, R., Stewart, B., Clapham, P., y Powell, J. 2002. National Audubon Society: guide to Marine Mammals of the World. Alfred A. Knopf, Inc., New York, USA and Random House of Canada, Limited, Toronto, Canada. pp. 358-361.

- Foster, G., Mcmillan, A. P., Godfroid, J., Howie, F. y, Ross, H. M. A review of *Brucella* sp. Infection of sea mammals with particular emphasis on isolates from Scotland. *Vet Microb* 2002; 90: 563-580.
- Fowler, M. E. 1993. *Cetacea (Whales, dolphins and porpoise) Zoo and Wild Animal Medicine*. 5th ed. Philadelphia: Saunders.
- Frances, M. D., Gulland, L. J., Lowenstine, y Spraker, T. R. 2001. Noninfectious diseases. En: Dierauf, LA., Gulland, FMD. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*, 2nd ed. Florida. CRC Press, pp 521-534.
- G. G. W., Allen, F. J., y Ridway, H. S. 1971. Vaccination of porpoise (*Tursiops truncatus*) against *Erysipelothrix rhusopathiae* infection. *J Wildl Dis.* 7: 292-295.
- Gódinez, R. C. R. 1992. Anatomía reproductiva, ciclo estral, gestación, lactancia y algunas estrategias reproductivas usadas en delfines nariz de botella (*Tursiops truncatus*) en cautiverio, así como bases para el establecimiento de un programa reproductivo en México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. México D. F.
- Gorostieta, G. C. E. 2003. Manual del Delfin Nariz de Botella (*Tursiops truncatus*), cautiverio y delfinoterapia Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Autónoma del estado de México. Toluca, Mex.
- Harrison, R., y M. N. Bryden., 1991. *Ballenas, Delfines y Marsopas*, Ed Encuentro, S.A. Barcelona. 240 pp.
- Hersh, S.L. y D.A. Duffield. 1990. Distinction between Northwest Atlantic Offshore and Coastal Bottlenose Dolphins Based on Hemoglobin Profile and Morphometry. Pp. 129-139. En: Leatherwood, S. and Reeves, R.R. (eds.), *The Bottlenose Dolphin*. New York: Academic Press.
- Higgins, R. 2000. Bacteria and fungi of marine mammals: A review. *Can Vet J.* 41:105-116.

- Ingram, S. y E. Rogan. 2002. Identifying Critical Areas and Habitat Preferences of Bottlenose Dolphins *Tursiops truncatus*. Marine Ecology Progress Series, 244: 247-255.
- Ingraham, L. J. 2000. Introduction to Microbiology. 2nd ed. USA: Brooks/Cole.
- Jay, C. Sweeney, V. D. M., Michaelle, L. Reddy., Thomas, P. Lipscomb. D. V. M., Diplomate. A. C. V. P., Jhon, M. Bjorneby. D. V. M. P. h. D., Diplomate A. C. V. P; y Sam, H. Ridway, D. V. M., PhD, 2003, Handbook of Cetacean Cytology, Dolphin Quest, Inc, 3er edition, USA, pp 13.
- Katie, R. P. Pugliares., Andrea, Bogomolni., Kathleen, M. Touhey., Sarah, M. Herzig., Charles, T. Harry., y Michael, J. Moore. 2007. Marine Mammal Necropsy: An introductory guide for stranding responders and field biologists, MANUAL DE NECROPSIA
- Kennedy, S. 1990. Viral diseases in marine mammals. In: Dierauf AL, editors. Handbook of Marine Mammal Medicine: Health, Disease, and Rehabilitation. USA: CRC Press. 97-111.
- Kennedy-Stoskopf, S., 2001. Viral diseases. En: Dierauf, LA., Gulland, FMD. CRC Haanbook of Marine Mammal Medicine, 2nd ed. Florida. 2001: CRC Press, pp 296-298.
- Lodi, L., y Monteiro-Neto, C. 2012. Group size and composition of *Tursiops truncatus* (Cetacea: Delphinidae) in a coastal insular habitat off southeastern Brazil. Biotemas. 25(2), 157-164.
- Martinez-Serrano, I., Serrano, A., Heckel, G. y Schramm. 2011. Distribution and home range of bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) off Veracruz, Mexico. Ciencias Marinas. 37(4A):379-392.
- Massachusetts, US. 2000. Dep Commer, NOAA Tech Memo NMFS NE 162.
- Medway, W. 1973. Respiratory Problems in Captive Small Cetaceans. J Am Vet Med Assoc. 163: 571-573.

Medway, W. 1980. Some bacterial and mycotic diseases of marine mammals. *J Am Vet Med Assoc.* 177: 831-834.

Miniland, S.A., 2018. pp 4.

https://www.skolam.sk/storage/file/5005099057_Anatomy_Dolpin.pdf

Moeller, B. R. 1998. Diseases of marine mammals.

www.afip.org/CLDavids/GrossCourse98/MAMMALS.html

Moser, M., y Rhinehart, H., 1993, The lungworm, *Halocercus* spp. (Nematoda: Pseudallidae) in cetaceans from California, *J. Wildl. Dis.*, 29: 507–508.

Murray, D. D. 2001. Parasitic Diseases. En: Dierauf, LA., Gulland, FMD. CRC Handbook of Marine Mammal Medicine, 2nd ed. Florida. CRC Press Pp. 365 y 366.

Pascual, S., Abollo, E., y Lopez, A., 2000, Elemental analysis of cetacean skull lesions associated with nematode infections, *Dis. Aquat. Organisms*, 42: 71–75.

Piscitelli, M. A., Raverty, S. A., Lillie, M. A., y Sadwich, R. E., 2013. A review of cetacean lung morphology and mechanics. *J. Morphol* 274.

R. Avalos-Téllez., F. Suárez-Güemes., E. M. Carrillo-Casas., y R. Hernández-Castro. 2010. Bacteria and yeast normal microbiota from respiratory tract and genital area of bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*). A. Mendez-Vilas. Ed.

Randic, S., Connor, R.C., Sherwin, W.B. y Krützen, M. 2012. A novel mammalian social structure in Indo-Pacific bottlenose dolphins (*Tursiops* sp.) complex male alliances in an open social network. *Proceeding of Royal Society B Biological Science.* 279: 3083-3090.

Reeves, R. R., Stewart, B. S., Clapham, P. J. y Powell. J. A. 2002. National Audubon Society: Guide to Marine Mammals of the World. New York: Alfred A. Knopf. 528 pages.

- Reeves, R.R. y S. Leatherwood., 1987. The sea word book of dolphin. Harcourt Brace Janvanovich. Publ. New York. 111 pp.
- Reid, J. B., Evans, P., Northridge, S.P. y T. J. N. C. Committee (2003). Atlas of cetacean distribution in north west European waters. T.J.N.C. Committee. 82 pp.
- Reidarson, T. H., McBain, J. F., Dalton, L. M. y Rinaldi, M. G. 2001. Mycotic diseases. En: Dierauf, LA., Gulland, FMD. CRC Haanbook of Marine Mammal Medicine, 2nd ed. Florida. 2001: CRC Press, pp 337-340.
- Reidarson, T. H., McBain, J. F., Dalton, L. M. y Rinaldi, M. G. Mycotic diseases. 2001 In: Dierauf AL, Gulland FMD, editors. Handbook of Marine Mammal Medicine: Health, Disease, and Rehabilitation. USA: CRC Press.
- Ridgway, S. H. y R. Howard. 1979. Dolphin Lung Collapse and Intramuscular Circulation During Free Diving: Evidence from Nitrogen Washout. *Science* 206: 1182–1183.
- Ridgway, S. y R. Harrison. 1999. Handbook of Marine Mammals: The Second Book of Dolphins and the Porpoises. New York: Academic Press, pp. 489.
- Rommel, S. A., Pabst, D. A., McLellan, W.A., 2007. Functional anatomy of the cetacean reproductive system, with comparisons to the domestic Dog, In: Miller, D.L. (Ed.), Reproductive biology and phylogeny of cetacea. Whales, Dolphins and Porpoises, Science, Enfield, NH, USA, pp. 127-146.
- Avalos T. R. 2005. Bacteriaas Asociadas al Aparato Respiratorio y Genital del Delfín Nariz de Botella (*Tursiops truncatus*) en Cautiverio. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Mexico, D. F.
- Segura, I., Rocha-Olivares, A., Flores-Ramirez, S. y L. Rojas-Bracho. 2006. Conservation Implications of the Genetic and Ecological Distinction of *Tursiops truncatus* Ecotype in the Gulf of California. *Biological Conservation*, 133: 336-346.

- Snieszek, J. H., Coats, D.W., y Small, E.B., 1995, *Kyaroikeus cetarius* n. g., n sp.: A parasitic ciliate from the respiratory tract of odontocete cetacea, *J. Eukaryotic Microbiol.*, 42: 260–268.
- Foley, A., McGrath, D., Berrow, S. y Gerritsen, H., 2010. Social structure within the bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) populations in the Shannon estuary, Ireland. *Aquatic Mammals*. 36: 372-381.
- Sorum, H. y Sunde, M. 2001. Resistance to antibiotics in the normal flora of animal. *Vet Res*. 32:227.
- Streitfeld, M. M. y Chapman, C. G. 1976. Staphylococcus aureus infections of captive dolphins (*Tursiops truncatus*) and oceanarium personnel. *Am J Vet Res*, 37(3):303-5.
- Sweeney J.C., Ridway SH. 1975. Common diseases of small cetaceans. *JAVMA*. 167:533-539.
- Trujillo HM. 1992. Determinación de la microflora normal de ojo en equinos del hipódromo de las Americas. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F.
- Van der Linden, M., Al-Lahham, A., Nicklas, W. y Reinert RR. 2009. Molecular characterization of pneumococcal isolates from pets and laboratory animals. *PLoS One*. 4:12.
- Vásquez, C. L., Serrano, A. y Galindo, J. A. 2009. Estudio preliminar sobre la biodiversidad, distribución y abundancia de cetáceos en aguas profundas del golfo de México. *Revista UDO Agrícola*. 9: 992-997.
- Waring, G. T., Quintal, J. M. y Swartz, S. L. 2000. US Atlantic and Gulf of Mexico marine mammal stock assessments.
- Woodard, J.C., Zam, S.G., Caldwell, D.K. y Caldwell, M.C., 1969, Some parasitic diseases of dolphins, *Vet. Pathol.*, 6: 257.