



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN**

**“Revisión bibliográfica sobre neumonías
nosocomiales de origen bacteriano”**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
LICENCIADA EN BIOQUÍMICA DIAGNÓSTICA**

PRESENTA

BRENDA LOBATO AYALA

ASESORA: Q. F. B. LETICIA CUBILLO CARRILLO

CUAUTITLÁN IZCALLI, ESTADO DE MÉXICO, 2023



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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 esta 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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
SECRETARÍA GENERAL
DEPARTAMENTO DE TITULACIÓN**

**DR. DAVID QUINTANAR GUERRERO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE**

ASUNTO: **VOTO APROBATORIO**



**UNAM
CUAUTITLÁN
DEPARTAMENTO
DE TITULACIÓN**

ATN: DRA. MARIA DEL CARMEN VALENTINA BRAVO
Jefa del Departamento de Titulación
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la: **Tesis y Examen Profesional**

Revisión bibliográfica sobre neumonías nosocomiales de origen bacteriano.

Que presenta la pasante: **Brenda Lobato Ayala**

Con número de cuenta: **314093123** para obtener el título de: **Licenciada en Bioquímica Diagnóstica.**

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO.**

ATENTAMENTE

"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"

Cuautitlán Izcalli, Méx. a 01 de Junio de 2023.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	Q.F.B. Ladislao Palomar Morales	
VOCAL	Q.F.B. Leticia Cubillo Carrillo	
SECRETARIO	M. en C. Socorro Sandra Martínez Robles	
1er. SUPLENTE	Q.F.B. Jonathan Pablo Paredes Juárez	
2do. SUPLENTE	Q.F.B. Alma Susana García Barrón	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional

MCVB/cga*

DEDICATORIA

Con mucho cariño dedico este trabajo a mis padres Alejandra Ayala y Raúl Lobato por todo el apoyo y motivación que me han brindado para poder llegar hasta aquí, por sus enseñanzas y su comprensión. Gracias por su amor incondicional, por su sacrificio y por enseñarme a nunca rendirme, por ser mi luz en los momentos de oscuridad. A mi hermano Diego Lobato por estar contigo y creer en mí, estoy orgullosa de ti, sigue persiguiendo tus sueños.

A la memoria de mis amados abuelos Enriqueta Álvarez, Isabel Aragón y Gabriel Lobato, por darme su cariño, por sus enseñanzas y ser una motivación para seguir cada día, espero que se sientan orgullosos desde dónde estén, siempre están en mi corazón y guardo su recuerdo con mucho amor. Este logro es en su honor.

A mis padrinos Elodia Flores, Mauricio Aguilar y a mi tío Alfredo Mota por confiar en mí, por brindarme todo su apoyo y motivarme con mucho cariño a seguir adelante.

A mi pareja José María por todo su amor, por alentarme a continuar y no rendirme, por escucharme y estar para mí en cada momento.

A Marlen Cervantes, por su cariño, su calidez, su confianza y todo su apoyo, por escucharme y ayudarme a no rendirme gracias por estar ahí siempre Nee-chan. A Mauricio por ser una fuente de apoyo, sabiduría y mucho ánimo en mi vida gracias canadiense. Gracias por ser todos los momentos de alegría y tristeza que hemos compartido y por su amistad incondicional.

A mis amigas y compañeros de carrera por las risas y el estudio. Por las conversaciones y todos los momentos que compartimos juntos.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la profesora Leticia Cubillo Carrillo por darme la oportunidad de ser su tesista, por sus enseñanzas y su guía para realizar este trabajo. Por su paciencia y comprensión, por brindarme su tiempo para resolver mis dudas y hacerme sugerencias tan acertadas.

A todos los profesores por su dedicación y las enseñanzas que me dieron a lo largo de la carrera, por brindarme las herramientas necesarias para realizar este trabajo y poder desarrollarme laboralmente.

Especialmente quiero agradecer a la profesora María Esther Revuelta Miranda, la profesora Marta Patricia Zúñiga Cruz, a la profesora Rosa María de los Ángeles López Cabrera, a la profesora Idalia Carmen Ávila Miyazawa, a la profesora María Llasbeth Hernández Calderón, al profesor David Ladislao Sánchez, al profesor José Luis Arias Téllez, al profesor Mauro Isidoro Romero Acosta, no solo son profesores excelentes son unas grandes personas y fueron una guía académica.

ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS

ÍNDICE DE TABLAS

ABREVIATURAS

1 INTRODUCCIÓN	1
2 JUSTIFICACIÓN	2
3 OBJETIVOS	3
4 MARCO TEÓRICO.....	4
4.1 Importancia epidemiológica	4
4.2 Mortalidad	5
4.3 Anatomía del sistema respiratorio.....	5
4.3.1 Anatomía macroscópica	5
4.3.2 Anatomía microscópica.....	11
4.4 Tipos de neumonías.....	14
4.5 Factores de susceptibilidad del huésped	15
4.6 Muestras utilizadas para el diagnóstico	17
4.6.1 CRITERIOS DE MURRAY	18
5 BACTERIAS FRECUENTES.....	18
6 MICROORGANISMOS ATÍPICOS	24
7 DIAGNÓSTICO	26

7.1 Exámenes preliminares.....	27
7.2 Toma de muestra	29
7.3 Pruebas microbiológicas	33
7.3.1 Cultivo de Esputo.....	35
7.3.2 Hemocultivo	37
7.3.3 Antígenos microbianos en orina	41
7.3.4 Estudios microbiológicos de bronco aspirado.....	43
7.3.5 Estudios microbiológicos de líquido pleural	43
7.3.6 Estudios serológicos	47
7.3.7 Determinación de galactomanano en sangre y secreciones respiratorias	49
8 PREVENCIÓN.....	50
9 CONCLUSIONES.....	54
10. REFERENCIAS.....	55
11. ANEXOS.....	65
Anexo 1: Diagrama diagnóstico de neumonías nosocomiales.....	66
Anexo 2: Medios de Cultivo	67
Anexo 3: Antibiograma método de Kirby Bauer	72

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Nariz y fosas nasales	6
Figura 2: Cavidad oral	6
Figura 3: Anatomía de la faringe	7
Figura 4: Laringe	7
Figura 5: Tráquea.....	8
Figura 6: Bronquios	9
Figura 7: Sacos alveolares	9
Figura 8: Alvéolos.....	10
Figura 9: Pulmones	10
Figura 10: Histología de la cavidad oral	11
Figura 11: Corte frontal de la laringe	12
Figura 12: Histología tráquea	12
Figura 13: Bronquiolo corte longitudinal	13
Figura 14: Luz de un alvéolo	14
Figura 15: Neumonía de lóbulo inferior izquierdo.....	27
Figura 16: Radiografía de tórax de persona sana	28
Figura 17: Imágenes de TC representativas de diferentes tipos de neumonía	28
Figura 18: TC de tórax de persona sana.....	29
Figura 19: Aspiración de un tubo de traqueostomía.....	29

Figura 20: Broncoscopia	30
Figura 21: Toma de muestra líquido pleural	31
Figura 22: Toma de muestra	32
Figura 23: Toma de muestra para hemocultivo.....	33
Figura 24: Inoculación de hemocultivo.....	33
Figura 25: Frascos de hemocultivo BACT/ALERT®.....	38
Figura 26: Toma de muestra para hemocultivo con mariposa.	39
Figura 27: Hemocultivo positivo y negativo BACT/ALERT®	39
Figura 28: BD BACTEC FX.	40
Figura 29: Fundamento de detección de los frascos de hemocultivos Bactec	40
Figura 30: Prueba de Inmunocromatografía.....	41
Figura 31: Ejemplo de kit de detección para <i>S. pneumoniae</i> y <i>Legionella</i> CerTest.	42
Figura 32: Diferencia entre trasudado y exudado.....	45
Figura 33: Técnica de fijación del complemento	47
Figura 34: Reacción de inmunofluorescencia.....	48
Figura 35: Método de Kirby-Bauer	73

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Criterios de Murray	18
Tabla 2: <i>Staphylococcus aureus</i> sensible a la meticilina (MSSA).....	20
Tabla 3: <i>Staphylococcus aureus</i> resistente a la meticilina (MRSA).....	20
Tabla 4: <i>Streptococcus pneumoniae</i>	21
Tabla 5: <i>Haemophilus influenzae</i>	21
Tabla 6: <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	22
Tabla 7: <i>Acinetobacter baumannii</i>	23
Tabla 8: <i>Klebsiella pneumoniae</i>	24
Tabla 9: Características del esputo	35
Tabla 10: Características y probables causas del derrame pleural	44
Tabla 11: Diferencias entre trasudado y exudado (Criterios de Light).....	45

ABREVIATURAS

ADC	Acinetobacter-derived cephalosporinase
AI	Aspergilosis invasora
ATS	American Thoracic Society
BP	Neumonía bacteriana
DP	Derrame pleural
EPOC	Enfermedad pulmonar obstructiva crónica
EDTA	Ácido etilendiaminotetraacético
EIA	Enzimoinmunoanálisis
ELISA	Enzyme-linked immunoassay
FAN	Bacterias fastidiosas
ICT	Test inmunocromatográficos
IDSA	Infectious Diseases Society of America
IFD	Inmunofluorescencia directa
GM	Galactomanano
Hib	Haemophilus influenzae serotipo capsular b
LBA	Broncoscopia con lavado broncoalveolar
LDH	Lactato deshidrogenasa
LP	Líquido pleural
MIF	Microinmunofluorescencia
MP	Neumonía por micoplasma
MRSA	Staphylococcus aureus resistente a la meticilina
MSSA	Staphylococcus aureus sensible a la meticilina

NACS	Neumonía asociada a los cuidados de salud
NAH	Neumonía intrahospitalaria
NAV	Neumonía asociada al ventilador
NN	Neumonía nosocomial
PBP	Penicillin-binding proteins
PSB	Cepillo para muestras protegidas
PSS	Polianetol sulfonato de sodio
SEL	Emulsión de líquidos
SNC	Sistema nervioso central
TBAS	Aspiración traqueobronquial a ciegas
TC	Tomografía computarizada
UCI	Unidad de cuidados intensivos
VP	Neumonía viral

1 INTRODUCCIÓN

La neumonía nosocomial (NN) se puede definir como aquella que se desarrolla después de 48 horas de ingresar al hospital, ausente al ingreso del paciente al hospital y no estaba en periodo de incubación (Shebl, 2021).

La neumonía nosocomial o intrahospitalaria (NAH) es la segunda infección más frecuente de origen hospitalario. Se produce con una frecuencia de 5 a 10 casos por cada 1 000 ingresos hospitalarios siendo la causa más común de infección en Europa y Estados Unidos (Shebl, 2021).

La neumonía adquirida en el hospital es frecuente en niños y adultos siendo la primera causa de infección nosocomial en el área de cuidados intensivos y se asocia principalmente a la ventilación mecánica, provocando una prolongación de la estancia hospitalaria, teniendo así un aumento en los costos de los recursos sanitarios (Vizmanos, 2017).

Las neumonías intrahospitalarias pueden clasificarse según el tiempo de aparición en: tempranas o precoz que se producen entre las 48 y 96 horas del ingreso del paciente al hospital; y la tardía que se presenta después de 96 horas (Vizmanos, 2017).

Otra clasificación que tiene una guía para el manejo de adultos con neumonía nosocomial se divide en neumonía asociada al ventilador (NAV) y neumonía asociada a los cuidados de salud (NACS) (Arroyo, 2016).

Estas infecciones surgen del resultado de un ambiente propicio, los factores de susceptibilidad del huésped y la presencia de patógenos oportunistas en el medio (los principales tipos de neumonía son bacteriana, vírica, por micoplasma, y por otros patógenos menos frecuentes).

En el presente trabajo se realiza una recopilación bibliográfica de información actualizada sobre neumonías nosocomiales, para proponer estrategias de prevención, diagnóstico y tratamiento adecuados para disminuir la frecuencia de esta infección intrahospitalaria.

2 JUSTIFICACIÓN

Las neumonías intrahospitalarias actualmente se han convertido en un problema de salud relevante y cada vez más frecuente. Es importante analizar las causas principales de las neumonías intrahospitalarias, por medio de la siguiente recopilación informática para conocer las bacterias más frecuentes y algunos microorganismos atípicos, así como los factores de susceptibilidad de los pacientes.

3 OBJETIVOS

Realizar una investigación bibliográfica de información de los últimos 10 años de diferentes países acerca de neumonías nosocomiales enfocado a bacterias atípicas y frecuentes así como a formas de abordar las neumonías provocadas por diferentes agentes infecciosos para realizar un algoritmo de diagnóstico adecuado.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Proporcionar una fuente de consulta para personas dedicadas al área de salud acerca de las bacterias más frecuentes, y los microorganismos atípicos causantes de neumonías intrahospitalarias, así como el algoritmo de diagnóstico.
2. Proporcionar información que permita generar nuevos protocolos para prevenir y disminuir la incidencia de neumonías intrahospitalarias.

4 MARCO TEÓRICO

4.1 Importancia epidemiológica

La neumonía se define como la inflamación del tejido pulmonar debida a un agente infeccioso que estimula la respuesta inflamatoria y resulta en lesión pulmonar. Los microorganismos causales pueden ser bacterias, virus, hongos o parásitos. Sin embargo, la alta mortalidad de la neumonía se atribuye, en mayor parte, a los agentes de etiología bacteriana, así como a la falta de un acceso rápido y apropiado al tratamiento (García-Elorriaga G., 2015).

La neumonía adquirida en el hospital es la segunda causa de infección nosocomial, después de la infección urinaria, con una incidencia del 10 – 20 % de altas hospitalarias (Elselvier conect, 2018).

Los datos publicados en la literatura médica de neumonía adquirida en el hospital sobre incidencia y prevalencia pueden variar dependiendo del país o zona geográfica, así como del nivel o categoría del hospital (Vizmanos, 2017).

Se produce con una frecuencia de 5 a 10 casos por cada 1 000 ingresos hospitalarios siendo la causa más común de infección en Europa y Estados Unidos. Es generalmente producida por infecciones bacterianas, incrementando la morbilidad y la mortalidad, prolongando la estancia hospitalaria de los pacientes lo cual origina un aumento en los costos sanitarios (Shebl, 2021).

Entre las infecciones nosocomiales representan alrededor del 40 %. La probabilidad de adquirir una neumonía nosocomial se multiplica, de forma global por más de 20 veces en pacientes que están recibiendo ventilación mecánica estimándose que en la primera semana de ventilación mecánica este riesgo es del 3 %, disminuye al 2 % en la segunda semana y se mantiene alrededor del 1 % en la tercera semana de ventilación mecánica y posteriores (Vizmanos, 2017).

4.2 Mortalidad

La neumonía puede causar una mortalidad y morbilidad graves en todo el mundo, especialmente entre niños y ancianos. La mortalidad cruda por neumonía nosocomial es alta entre los pacientes que la contraen y se sitúa entre un 30 – 70 %, sin embargo, este elevado porcentaje de mortalidad puede estar influenciada por otros factores como son comorbilidad y enfermedades subyacentes de los pacientes. Probablemente la mortalidad por esta entidad podría estar situada entre un 30 - 50 % de los pacientes (Jareño, J. et al.).

4.3 Anatomía del sistema respiratorio

El aparato respiratorio está diseñado para realizar importantes funciones como, ventilar la vía aérea desde la atmósfera hasta los alvéolos, permitir el intercambio gaseoso y transporte de gases hacia y desde los tejidos a través del sistema vascular. Además, cumple funciones metabólicas, de filtración o limpieza de material no deseado por el organismo y como reservorio de sangre (Asenjo C., 2017).

4.3.1 Anatomía macroscópica

La estructura anatómica del sistema respiratorio se puede dividir en vía aérea alta y baja.

Vía aérea alta:

- **Nariz y fosas nasales:** es el inicio de la vía aérea la cual se comunica con el exterior por medio de las fosas nasales. Se comunica interiormente con la nasofaringe a través de las coanas, glándulas lagrimales y senos paranasales a través de los cornetes nasales (Pituitaria roja), tienen un tabique nasal intermedio y con la lámina cribiforme del etmoides en su techo

(Pituitaria amarilla). Tiene las funciones de olfato, filtración, humidificación y calentamiento aéreo. (Ver figura 1: Nariz y fosas nasales)

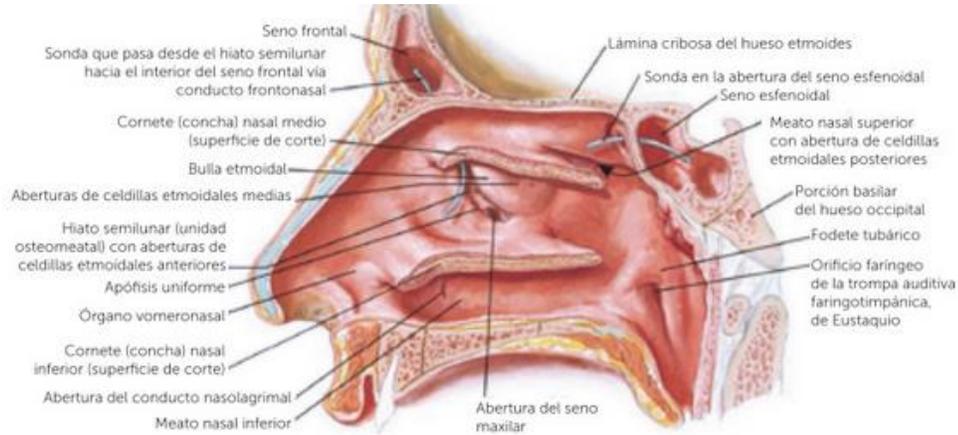


Figura 1: Nariz y fosas nasales. Tomada de Netter F. H., 2014.

- **Cavidad oral:** está formada por un vestíbulo, una cavidad oral y el istmo de las fauces, también se encuentran los pilares faríngeos (glosopalatinos y faringopalatinos), el paladar blando y duro, la lengua, así como la primera porción del esófago. (Ver figura 2: Cavidad oral)

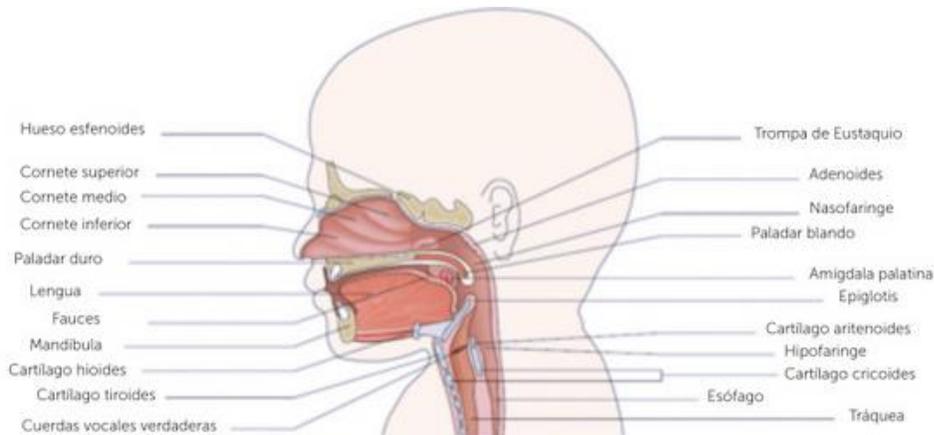


Figura 2: Cavidad oral Tomada de Hutchison A. A., 2014.

- **Faringe:** es una estructura tubular la cual abarca del espacio ubicado entre la base del cráneo hasta la parte superior de la tráquea y el esófago. La faringe se divide en 3 porciones que son: nasofaringe (superior: coanas), orofaringe (media: istmo de las fauces) e hipofaringe (inferior: unión laringe)

con esófago a nivel de C4 - C6 y comunicación con laringe a través de la glotis). (Ver figura 3: Anatomía de la faringe)

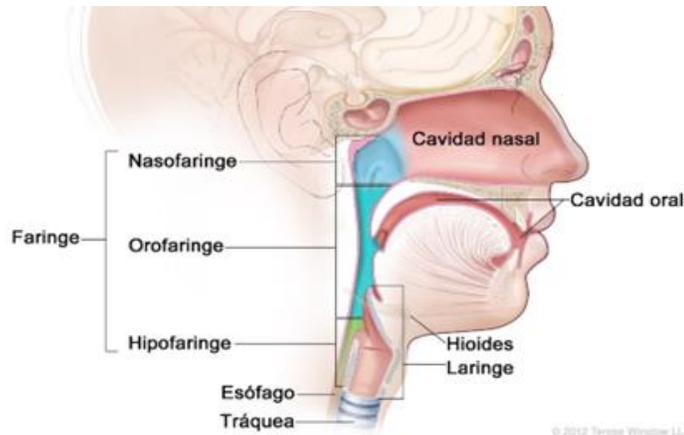


Figura 3: Anatomía de la faringe. Tomada de Diccionario NCI Instituto Nacional del Cáncer de los Institutos Nacionales de la Salud de EE. UU.

- **Laringe:** es una estructura tubular-cartilaginosa ubicada a la altura de la C4 y C6. Formada por nueve cartílagos articulados unidos por músculos y membranas (Impares: epiglotis–cricoides–tiroides; pares: aritenoides–corniculados–cuneiformes) y la Glotis; en esta última se pueden diferenciar tres partes la epiglotis (zona superior, se encuentran las cuerdas vocales falsas), la glotis (zona media, se encuentran las cuerdas vocales verdaderas) y la subglotis en la zona más inferior. (Ver figura 4: Laringe)

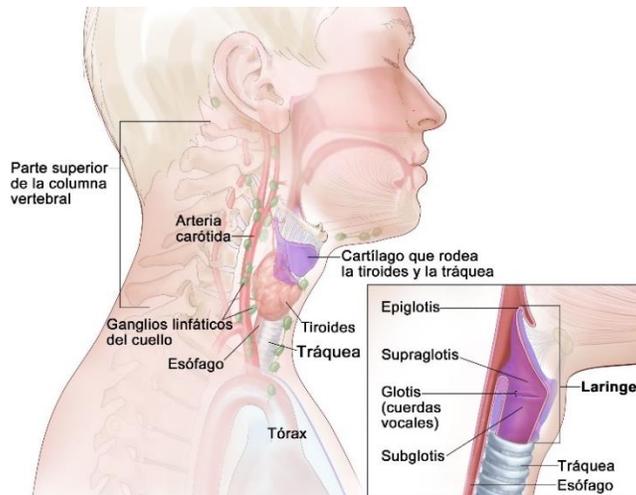


Figura 4: Laringe. Tomada de Diccionario NCI Instituto Nacional del Cáncer de los Institutos Nacionales de la Salud de EE. UU.

Vía aérea baja:

- **Tráquea:** estructura tubular ubicada en el mediastino superior, formada por 15-20 anillos cartilagosos con el borde posterior aplanado. Se extiende desde la laringe y por delante del esófago a nivel de la T4, donde se divide dando origen a los bronquios principales (vía aérea de conducción). (Ver figura 5: Tráquea)

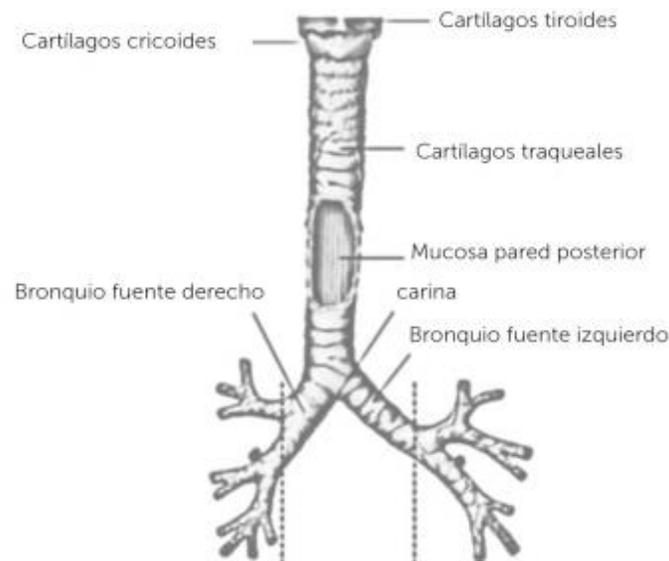


Figura 5: Tráquea. Tomada de Netter F. H., 2014.

- **Bronquios:** Conductos tubulares formados por anillos fibrocartilaginosos completos conducen el aire a través del pulmón hasta los alvéolos. Los bronquios principales se subdividen en bronquios lobares (Derecho: superior, medio e inferior/ Izquierdo: superior e inferior), luego en bronquios segmentarios y subsegmentarios (10 a la derecha y 8 a la izquierda), continuando las dicotomizaciones hasta formar bronquiolos terminales y respiratorios. (Ver figura 6: Bronquios)

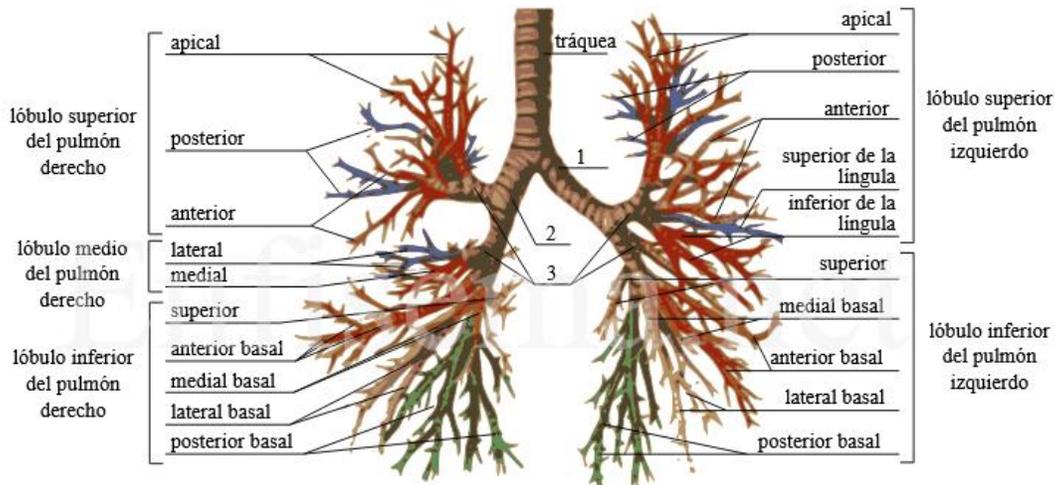


Figura 6: Bronquios; 1 bronquio principal izquierdo, 2 bronquio principal derecho y 3 bronquios lobulares. Tomada de Manual Salud, 2020.

- **Bronquiolos:** tienen un diámetro de 0.3-0.5 mm y son los bronquiolos terminales los que dan fin al espacio muerto anatómico, ya que en los bronquiolos respiratorios existe intercambio gaseoso. Los bronquiolos respiratorios se comunican con los sacos alveolares a través de los conductos alveolares y canales como los de Martin, Lambert y a nivel alveolar con los poros de Kohn. (Ver figura 7: Sacos alveolares)

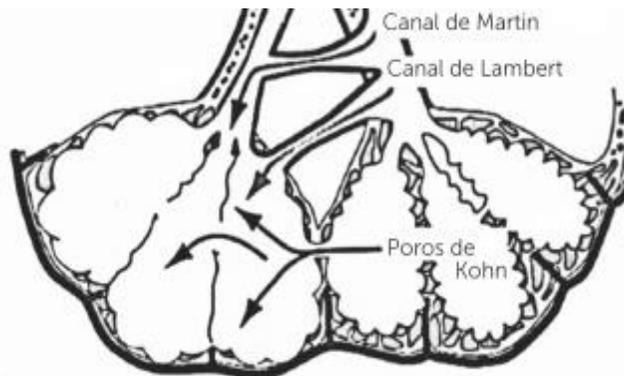


Figura 7: Sacos alveolares. Tomada de Asenjo C. A., 2017.

- **Alvéolos:** se encuentran en la porción final del árbol bronquial, son diminutas casillas en racimo similar a un panal de abeja, conformando los sacos alveolares cuya función es llevar a cabo el intercambio gaseoso. (Ver figura 8: Alvéolos)

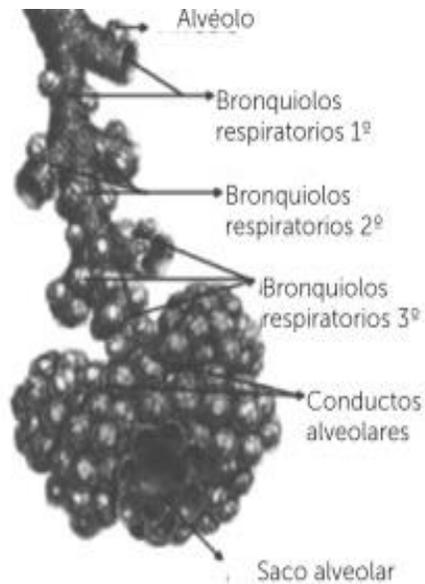


Figura 8: Alvéolos. Tomada de Netter F. H., 2014.

- **Pulmones:** órgano par con forma cónica, se encuentran dentro de la caja torácica sobre el diafragma separado por el mediastino y un ápice o vértice ubicado a 3 cm por delante de la primera costilla. El pulmón derecho es el de mayor tamaño y tiene 3 lóbulos, mientras que el pulmón izquierdo posee solo 2 lóbulos. (Ver figura 9: Pulmones)

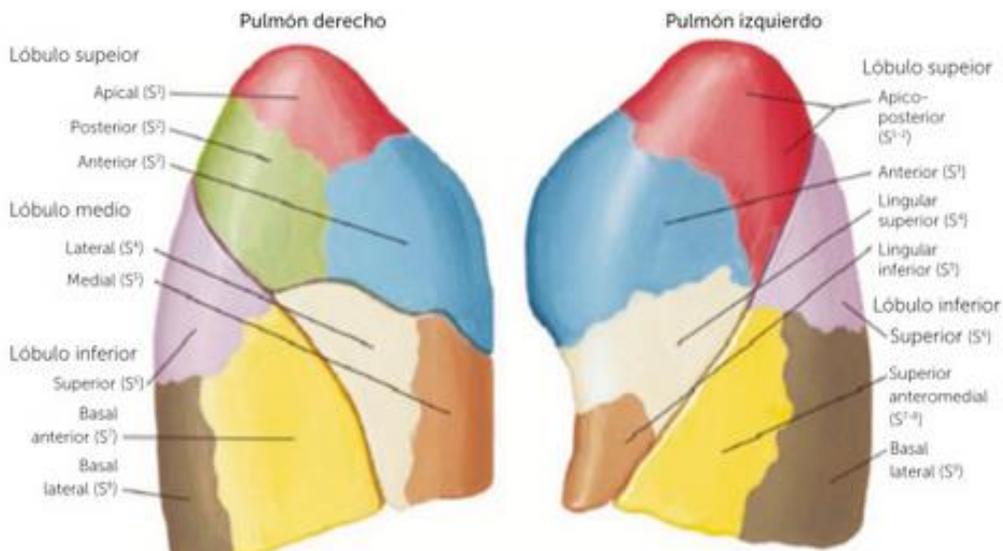


Figura 9: Pulmones. Tomada de Netter F. H., 2014.

4.3.2 Anatomía microscópica

- ❖ **Nariz y fosas nasales:** la nariz está tapizada por la mucosa olfatoria, constituida en su tercio más externo por epitelio escamoso estratificado queratinizado rico en células productoras de moco y los 2/3 siguientes por epitelio escamoso estratificado no queratinizado.
- ❖ **Cavidad oral:** se encuentra tapizada por un epitelio cilíndrico estratificado que descansa sobre una membrana basal fina, después se encuentra la lámina propia de tejido conjuntivo laxo, se continúa con una capa de abundantes fibras musculares lisas (Ver figura 10: Histología de la cavidad oral)



Figura 10: Histología de la cavidad oral. Tomado de <https://xdocs.pl/doc/histologia-de-la-cavidad-bucal-4ol255690ynm>

- ❖ **Faringe:** en la pared nasofaríngea hay tejido linfático difuso y nódulos linfáticos; la concentración de los nódulos linfáticos en el límite entre las paredes superior y posterior de la faringe recibe el nombre de amígdala faríngea.
- ❖ **Laringe:** se encuentra tapizada por membrana mucosa con epitelio escamoso estratificado no queratinizado; en la subglotis comienza el epitelio columnar ciliado pseudoestratificado que tapiza la mayor parte de la vía aérea intratorácica (Ver figura 11: Corte frontal de la laringe)

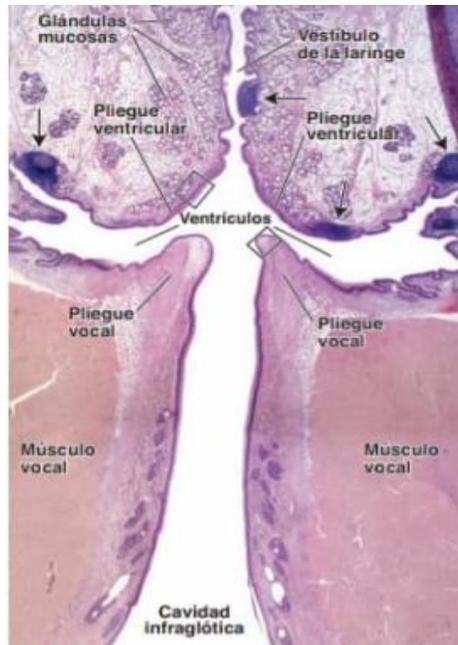


Figura 11: Corte frontal de la laringe. Tomada de Ross M. H., 2016.

- ❖ **Tráquea:** está compuesta por cartílagos hialinos en forma de C, los cuales se encuentran unidos a través de ligamentos y a su vez están revestidos por una membrana mucosa compuesta por epitelio pseudo cilíndrico y una submucosa formada por tejido conjuntivo un poco más denso que la lámina propia, y por último esta la adventicia que es tejido conjuntivo que adhiere la tráquea a las estructuras contiguas. (Ver figura 12: Histología tráquea)

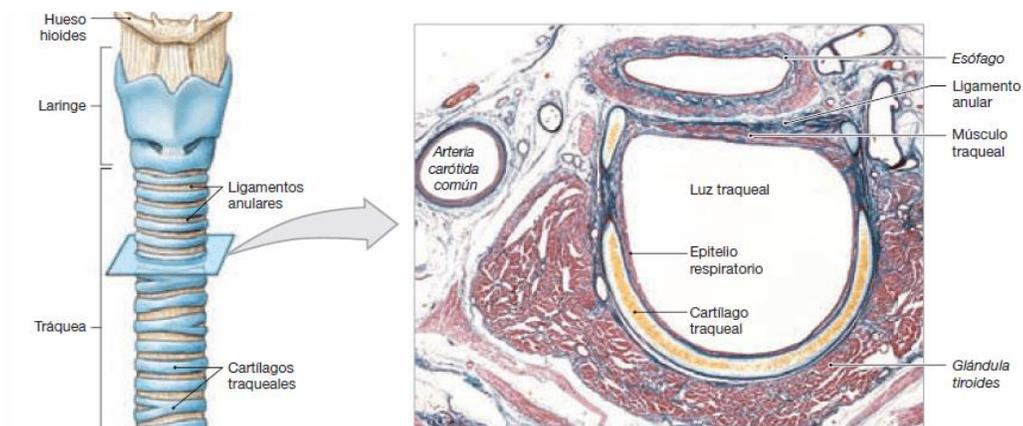


Figura 12: Histología tráquea. Partes de la tráquea. Tomada de https://www.partesdel.com/partes_de_la_traquea.html

- ❖ **Bronquios:** los bronquios están formados por 5 capas, la mucosa compuesta por epitelio pseudoestratificado, la altura de las células va disminuyendo conforme los bronquios reducen su calibre. La capa muscular es continua de músculo liso en los bronquios mayores, en los menores está más adelgazada y menos organizada debido a su trayectoria en espiral. La submucosa está formada por tejido conjuntivo laxo, en los bronquios mayores hay glándulas y tejido adiposo. El cartílago son placas cartilaginosas discontinuas que van reduciendo su tamaño conforme se reduce el diámetro bronquial. La adventicia es tejido conjuntivo con una densidad moderada que continúa con el conjuntivo de las estructuras contiguas como las ramas de la arteria pulmonar y el parénquima pulmonar.
- ❖ **Bronquiolos:** los bronquiolos de mayor tamaño están formados por un epitelio seudo cilíndrico estratificado ciliado, que gradualmente se transforma en epitelio cilíndrico simple conforme el conducto se estrecha. Pueden estar presentes pequeños restos de cartílago especialmente en los puntos de ramificación. Poseen una capa gruesa de músculo liso en la pared de todos los bronquios. Los bronquiolos pequeños tienen un epitelio simple cúbico, mientras que los bronquiolos terminales están revestidos por un epitelio simple cúbico en el cual hay dispersas células Clara entre las células ciliadas. Bajo el epitelio hay una pequeña cantidad de tejido conjuntivo. (Ver figura 13: Bronquiolo corte longitudinal)

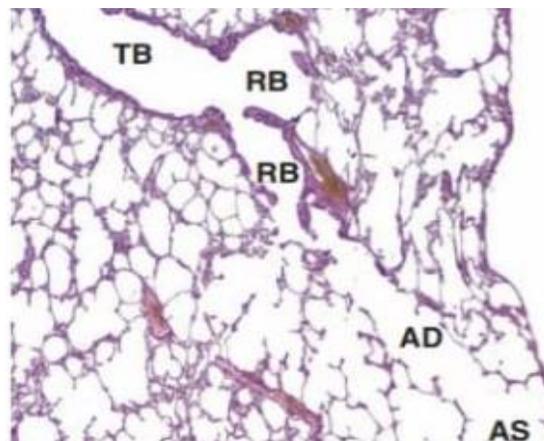


Figura 13: Bronquiolo corte longitudinal. Tomada de Ross M. H., 2016.

- ❖ **Alvéolos:** principalmente formados por un epitelio plano (conformado por neumocitos tipo I y tipo II) y un espacio intersticial a base de elastina y colágeno. Los neumocitos tipo I son células de sostén, abarcan el 95% de la superficie de alveolar, pero solo corresponden al 40% de ésta, su fin fisiológico es aumentar la superficie de intercambio gaseoso. Los neumocitos tipo II son células cuboides, abarcan el 5% de la superficie alveolar y corresponden al 60% de ésta, son responsables de la producción del surfactante para disminuir la tensión superficial creada por la interfase líquido-gaseosa y mecanismos de defensa. (Ver figura 14: Luz de un alvéolo)

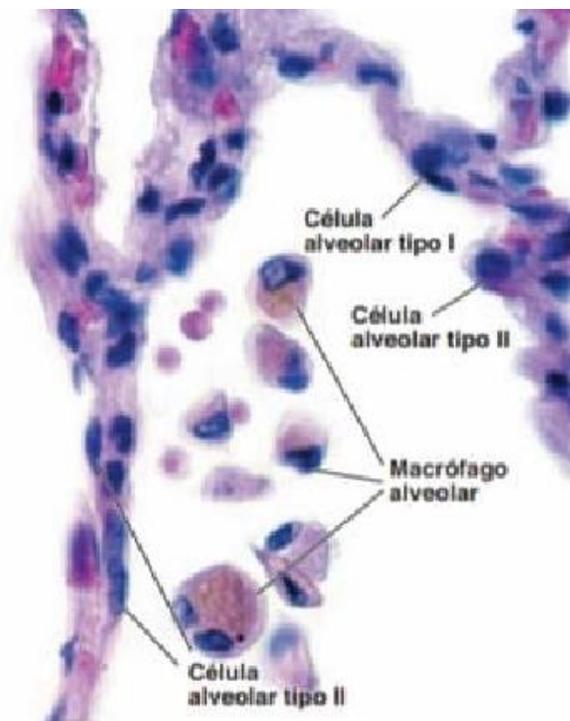


Figura 14: Luz de un alvéolo. Tomada de Ross M. H., 2016.

4.4 Tipos de neumonías

Las neumonías nosocomiales son severas y pueden llegar a ser fatales; la NN: es definida como aquella que ocurre a partir de las 48 horas de su admisión hospitalaria, puede ser manejada en sala general o, cuando es severa, requerir manejo en la Unidad de Cuidados Intensivos (UCI).

La neumonía nosocomial se puede clasificar según el tiempo de aparición y los microorganismos difieren según los siguientes tipos:

- **Precoz:** se produce entre las 48 y las 96 horas de ingreso al hospital.
- **Tardía:** se produce después de las 96 horas del ingreso al hospital o soporte ventilatorio.

Debido a los diferentes microorganismos que pueden provocar estos tipos de neumonía, esta clasificación es de gran importancia para la elección apropiada del tratamiento (Vizmanos, 2017).

La Sociedad Americana de Tórax (American Thoracic Society: ATS) y la Sociedad Americana de Enfermedades Infecciosas (Infectious Diseases Society of America: IDSA) aprobaron las Guías para el manejo de adultos con neumonía adquirida en el hospital:

- **Neumonía asociada a ventilación (NAV):** está suele ocurrir después de 48 horas de iniciado el soporte ventilatorio.
- **Neumonía asociada a los cuidados de salud (NACS):** incluye cualquier paciente que ha estado internado en un hospital para pacientes agudos por 2 o más días dentro de los 90 días de la infección (Arroyo, 2016).

4.5 Factores de susceptibilidad del huésped

Se estima que la incidencia en pacientes con edad inferior a 35 años es de 1 a 5 casos por cada 1 000 ingresos hospitalarios. Los pacientes ingresados en las UCI, tanto pediátricas como neonatales, van a ser los más frecuentemente afectados por infecciones nosocomiales, en torno al 6 – 12 % de los pacientes (Vizmanos, 2017).

Hay factores de riesgo asociados con el huésped los cuales pueden ser intrínsecos o extrínsecos (Elselvier conect, 2018):

- **Intrínsecos:**

- Enfermedades crónicas: Enfermedad pulmonar obstructiva crónica (EPOC) u otras enfermedades pulmonares, enfermedades del SNC, enfermedades neuromusculares, diabetes mellitus, enfermedad renal/diálisis, hepatopatía crónica, consumo de alcohol y tabaco
- Sinusitis
- Traumatismos craneoencefálicos
- Malnutrición
- Colonización anormal orofaríngea
- Colonización gástrica
- Inmunodepresión
- Shock o hipotensión
- Acidosis

- **Extrínsecos:**

- Intubación traqueal
- Traqueostomía
- Aerosoles
- Hospitalización prolongada con encamamiento
- Antibioterapia prolongada/inadecuada
- Pacientes en tratamiento: Antisecretores gástricos, citotóxicos, glucocorticoides, sedantes del SNC.
- Nutrición enteral
- Intervención quirúrgica toracoabdominal complicada
- Transfusión de >4 U de hemoderivados
- Sondas nasogástricas
- Mal control de la infección por parte del personal de salud: No lavarse las manos, no cambiarse los guantes, no aislar correctamente a los pacientes

Según estos factores se puede dividir a los pacientes en dos grupos:

1. **Pacientes de bajo riesgo:** sin alguna enfermedad grave, ni tratamiento de base que se asocie a inmunosupresión, que no hayan estado hospitalizados ni hayan recibido antibioterapia recientemente y que hayan desarrollado la neumonía antes de las 96 horas de hospitalización o ventilación mecánica.
2. **Pacientes de alto riesgo:** con alguna enfermedad o terapia inmunosupresoras, antibioterapia en los últimos 90 días, hospitalización en la unidad de cuidados intensivos, soporte de ventilación.

4.6 Muestras utilizadas para el diagnóstico

- **Espuito:** permite la identificación del agente causal de la neumonía, incluso en el caso de agentes infrecuentes o resistentes a antibióticos.
- **Sangre:** resulta útil para realizar el hemocultivo para determinar la presencia de microorganismos en ella, el aislamiento de un patógeno en la sangre permite conocer el agente causal definitivo de la neumonía, el patrón de sensibilidad del microorganismo y modificar el tratamiento antibiótico empírico si el patógeno resulta ser resistente al mismo.
- **Orina:** es de utilidad en la detección de antígenos específicos de ciertos microorganismos, tiene alta sensibilidad y buena especificidad.
- **Secreciones respiratorias:** son de utilidad para cultivo en pacientes intubados, se pueden obtener mediante métodos no invasivos (aspirado traqueal), o métodos invasivos (lavado broncoalveolar [LBA], LBA no broncoscópico, extracción de líquido pleural).
- **Suero:** utilizada para realizar pruebas serológicas para detectar anticuerpos séricos (clases IgG e IgM), es de utilidad para la fase aguda y convaleciente de la enfermedad, permite la detección de microorganismos atípicos (Jiménez P. et al., 2005).

4.6.1 CRITERIOS DE MURRAY

Los criterios de Murray, Barlett (Q) y Kalim, fueron establecidos para pacientes con neumonía, con motivo de calificar la calidad en las muestras respiratorias fue la de garantizar la procedencia del espécimen de las vías aéreas inferiores y disminuir la posibilidad de crecimiento microbiano por contaminación. (Morales-Múnera O. L., 2020)

Los criterios de Murray son los más utilizados y estos consideran un esputo de buena calidad cuando tiene menos de 10 células epiteliales y más de 25 leucocitos por campo, son los más recomendados de utilizar para el diagnóstico de neumonías y se describen en la siguiente tabla:

Tabla 1: Criterios de Murray (Sesma A. C., 2012.)

Grupo	Recuento de células epiteliales escamosas	Recuento de leucocitos	Muestra apta para el cultivo
5	< 10	> 25	Si
4	10 – 25	25	Si
3	25	25	No
2	10 – 25	25	No
1	25	10	No

Recuento de células por campo con objetivo 10X.

5 BACTERIAS FRECUENTES

La colonización por flora normal (*Streptococcus*, *Staphylococcus* y *Haemophilus spp.*) o patógenos hospitalarios (bacilos gramnegativos o *S. aureus* resistente a la meticilina [MRSA]) precede al desarrollo de la neumonía (Luna C., 2005).

Los microorganismos causantes de las neumonías pueden alcanzar las vías respiratorias inferiores por alguna de las siguientes vías:

1. Por inhalación a través de las vías respiratorias o del tubo endotraqueal si el paciente está intubado;
2. Por aspiración de secreciones colonizadas procedentes de la orofaringe;
3. Por vía hematógica a partir de focos de infección distantes del pulmón o de la propia flora intestinal a través del fenómeno de translocación bacteriana, y,
4. Por contigüidad desde infecciones adyacentes a los pulmones (Díaz E., 2013).

La etiología de las neumonías nosocomiales no es homogénea en todos los hospitales, varía dependiendo del tipo de hospital, así como de los factores de riesgo de la población atendida (Díaz E., 2013).

Las bacterias se pueden clasificar basado en la etiología:

- **Típicos:** Los organismos típicos pueden cultivarse en medios estándar o verse en la tinción de Gram. La neumonía típica se refiere a la neumonía causada por *Streptococcus pneumoniae*, *Haemophilus influenzae*, *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus del grupo A*, *Moraxella catarrhalis*, anaerobios y bacterias aerobias gramnegativas.
- **Atípicos:** no tienen las propiedades de cultivarse en medios estándar o verse con la tinción de Gram. La neumonía atípica es causada principalmente por *Legionella*, *Mycoplasma pneumoniae*, *Chlamydia pneumoniae* y *Chlamydia psittaci* (Sattar S., 2022).

Las neumonías asociadas a la ventilación mecánica o que aparecen en los pacientes ingresados en las Unidades de Cuidados Intensivos (UCI) suelen ser de lenta resolución, como reflejo del deterioro y del mal estado general de estos enfermos y de la comorbilidad habitualmente presente en esos casos.

Tabla 2: *Staphylococcus aureus* sensible a la meticilina (MSSA) es un tipo de neumonía asociada a la ventilación mecánica y suele ser de inicio precoz.

Características	Cocos grampositivos de 0,5 a 1,5 μm de diámetro, que se agrupan en parejas y en tétradas, y que en forma característica se dividen en más de un plano para formar racimos irregulares. Anaerobio facultativo y habitualmente catalasa y coagulasa positivos; no esporulados.
Mecanismo de patogenicidad	El peptidoglicano puede tener actividad endotóxica y estimular la liberación de citoquinas por los macrófagos, activación de la vía del complemento y agregación plaquetaria. La proteína alfa-toxina de 33 kDa que produce formación de poros e induce cambios proinflamatorios en las células de mamíferos. Producen varias enzimas, proteasas, lipasas e hialuronidasas que destruyen tejidos. Estos productos bacterianos pueden facilitar la diseminación de la infección a los tejidos adyacentes.

Tabla 3: *Staphylococcus aureus* resistente a la meticilina (MRSA) es un tipo de neumonía asociada a ventilación mecánica de inicio tardío, y a la atención médica. Es un patógeno muy común de neumonía intrahospitalaria en UCI de adultos.

Epidemiología	MRSA es una causa frecuente de neumonía nosocomial, y su incidencia está en claro aumento. Es el segundo patógeno aislado en los pacientes que fallecen con neumonía nosocomial.
Factores de patogenicidad	La mayoría de los estafilococos producen microcápsulas, y a partir del polisacárido capsular se han identificado 11 tipos diferentes, siendo los tipos 5 y 8 los responsables del 75% de las infecciones humanas. La mayoría de las cepas de <i>S. aureus</i> aisladas meticilino-resistentes son del tipo 5. La producción de β -lactamasas, que destruyen estos fármacos, y el otro es una alteración de las enzimas de la membrana denominadas proteínas de unión a penicilina (PBP, penicillin-binding proteins). <i>S. aureus</i> con un gen mec A produce PBP específicas o modificadas de afinidad baja, que son causantes principalmente de la resistencia frente a las penicilinas antiestafilocócicas, la denominada "resistencia frente a meticilina".

Tabla 4: *Streptococcus pneumoniae* está asociada a ventilación mecánica de inicio precoz y es la causa más común de neumonía bacteriana en niños.

Características	Coco Gram positivo capsulado, inmóvil y anaerobio facultativo, se agrupa en parejas o en cadenas cortas. Produce una α -hemolisina, crece mejor a temperaturas próximas a 37 °C y en atmósferas que contengan un 5 - 10 % de CO ₂ . La producción de esta hemolisina, junto a su solubilidad en sales biliares, una reacción catalasa negativa y la inhibición por la optoquina, permite su identificación.
Factores de virulencia	Posee una cápsula que le protege de la acción de los fagocitos y, por tanto, favorece la invasión y multiplicación en los tejidos, además de estimular la producción de anticuerpos protectores específicos para cada serotipo. Se han identificado unos 90 serotipos. Los componentes de la pared celular, como el ácido teicoico y el peptidoglicano, protegen al neumococo de la acción osmótica del medio, e inducen una respuesta inflamatoria intensa (migración leucocitaria, aumento de la permeabilidad endotelial, liberación de citocinas). También produce varias sustancias tóxicas entre las que destaca una neumolisina con capacidad hemolítica y dermatotóxica.
Epidemiología	<i>Streptococcus pneumoniae</i> puede causar infección de las vías respiratorias superiores e inferiores del sistema nervioso central, el endocardio, las articulaciones y la cavidad peritoneal.

Tabla 5: *Haemophilus influenzae*, es un tipo de neumonía asociada a ventilación mecánica de inicio precoz.

Características	Cocobacilo Gram negativo inmóvil, que no forma esporas, con requerimientos nutricionales exigentes, crece aeróbica o anaeróbicamente. Puede ser capsulado, con 6 tipos antigénicamente diferentes (a - f), o no capsulado.
Factores de virulencia	La cápsula representa el mayor factor de virulencia de esta bacteria y la mayor parte de las infecciones invasivas serias son causadas por el serotipo capsular b (Hib).
Epidemiología	Hib puede colonizar el tracto respiratorio por largos periodos y alcanzar el torrente sanguíneo, lo que llevaría a una bacteriemia e infección metastásica, gracias a su cápsula polisacárida compuesta por polirribosil fosfato.

Tabla 6: *Pseudomonas aeruginosa* es un tipo de neumonía asociada a ventilación mecánica tardía y a la atención médica. Es un patógeno común de neumonía intrahospitalaria en UCI de adultos.

<p>Características</p>	<p><i>P. aeruginosa</i> tiene forma de bastón aproximadamente de 0.5-1 μm de diámetro y 1.5 - 5 μm de largo. Cuentan con un flagelo polar que le confiere la motilidad necesaria, es una bacteria aerobia facultativa debido a la capacidad que tiene para crecer en medios anaerobios. Puede crecer entre 20 y 43 $^{\circ}\text{C}$, al crecer en altas temperaturas se diferencia del resto de las otras especies de <i>Pseudomonas</i>. Se caracteriza por ser parte del grupo de no fermentadores, (incapacidad de fermentar lactosa), tiene la capacidad de utilizar fuentes de carbono y nitrógeno como acetato y amoníaco, obteniendo energía de la oxidación de azúcares.</p>
<p>Factores de patogenicidad</p>	<p>Produce una serie de proteasas (proteasa alcalina, proteasa IV) y elastasas, enzimas que degradan múltiples proteínas inmunoreguladoras, (proteínas surfactantes A y D, el complemento, inmunoglobulinas y péptidos antibacterianos). El flagelo de <i>P. aeruginosa</i> contiene la proteína flagelar FliD, que le permite adherirse en la mucosa de las vías respiratorias.</p> <p>Además, posee un pili del tipo IV que le confiere la capacidad de adherirse y tener otro tipo de movilidad denominado “<i>swarming</i>”. Este pili IV en asociación con dos lectinas solubles, LecA y LecB presentes en la membrana exterior de la bacteria participan en la adhesión hacia las células del hospedero, induciendo daño y diseminación del patógeno, participando la formación de biopelícula. La bacteria es capaz de producir una cápsula extracelular de alginato. Tiene cinco sistemas de secreción (I, II, III, V y VI); el tipo III (SST3) es el principal mecanismo de patogenicidad asociado a la secreción de toxinas que posee la bacteria; por medio de éste secreta toxinas importantes como: Exo A, Exo T, Exo S, Exo U, y ExoY las que pueden llegar a inducir apoptosis.</p>
<p>Epidemiología</p>	<p><i>P. aeruginosa</i> es un microorganismo relacionado con las infecciones nosocomiales, responsable aproximadamente de 10 a 15% de las infecciones nosocomiales mundiales.</p> <p>Se le considera la segunda causa de neumonía nosocomial, la tercera causa de infecciones urinarias, el cuarto de infecciones de sitio quirúrgico y el séptimo responsable de sepsis. Este patógeno afecta principalmente a pacientes inmunocomprometidos como en el caso de pacientes quemados o que tienen fibrosis quística.</p>

Tabla 7: *Acinetobacter baumannii* es un microorganismo que se relaciona a una neumonía de inicio tardío asociada a ventilación mecánica.

Características	<p><i>A. baumannii</i> es un cocobacilo gramnegativo, aerobio estricto, no fermentador, catalasa positiva, oxidasa positiva, e inmóvil, que ha pasado en los últimos años de ser considerado un microorganismo de poca relevancia clínica, a convertirse en un patógeno cada vez más frecuente en pacientes hospitalizados, por lo que constituye un verdadero paradigma de las infecciones nosocomiales multirresistentes.</p>
Mecanismo de resistencia	<p><i>A. baumannii</i> posee una cefalosporinasa tipo AmpC no inducible denominada ADC (del inglés: <i>Acinetobacter-derived cephalosporinase</i>), siendo éste el mecanismo de resistencia más frecuente de esta bacteria a los β-lactámicos.</p> <p>Cuando esta enzima se expresa en bajo nivel confiere resistencia a ampicilina; sin embargo, cuando está sobreexpresada produce resistencia a cefalotina, piperacilina, cefotaxima, ceftazidima y aztreonam.</p>
Epidemiología	<p><i>A. baumannii</i> es uno de las bacterias más frecuentes en brotes de infección intrahospitalaria por su capacidad de adherencia y persistencia en equipos biomédicos, teclados, cortinas e incluso teléfonos celulares de los trabajadores de salud, siendo usualmente resistente a desinfectantes de nivel bajo o intermedio.</p>
Factores de riesgo	<p><i>Acinetobacter baumannii</i> es una bacteria oportunista de importancia en el ambiente hospitalario.</p> <p>Se considera generalmente que <i>A. baumannii</i> es un microorganismo de baja virulencia, salvo en pacientes críticamente enfermos o inmunocomprometidos.</p> <p>Se han identificado múltiples factores de riesgo para la adquisición de infecciones por este microorganismo, entre los que se incluyen enfermedad de base grave, ventilación mecánica prolongada, antibioticoterapia previa, colonización anterior por <i>Acinetobacter baumannii</i> y estancia prolongada en la UCI.</p>

Tabla 8: *Klebsiella pneumoniae*: es un tipo de neumonía asociada a la ventilación mecánica, en la UCI en adultos y niños.

Características	<i>K. pneumoniae</i> es una bacteria de forma bacilar, gramnegativa, anaerobia facultativa, inmóvil y usualmente encapsulada, en forma de bastón de la familia <i>Enterobacteriaceae</i> , producen lisina descarboxilasa y generalmente son positivas en la prueba de Voges-Proskauer.
Factores de virulencia	Las cápsulas son esenciales para la virulencia de <i>Klebsiella</i> , protege a la bacteria de la fagocitosis por granulocitos polimorfonucleares, y evita la muerte de la bacteria por factores séricos bactericidas. Las adhesinas y fimbrias no flagelares en la superficie de la bacteria, constituidas por subunidades de proteínas poliméricas, le permiten adherirse a las superficies y mantener el contacto con la célula hospedera. Posee además el antígeno O-lipopolisacárido que protege a la bacteria contra la muerte mediada por el complemento, cuenta también con la actividad de la endotoxina, que facilita su multiplicación en los tejidos del hospedero. <i>K. pneumoniae</i> la presencia de betalactamasas sumada a la pérdida o modificación de porinas, lo cual lleva a la disminución de la permeabilidad de la membrana externa bacteriana.
Epidemiología	<i>K. pneumoniae</i> es un patógeno de importancia en el ámbito hospitalario, frecuentemente relacionado con infecciones nosocomiales en unidades de cuidado intensivo y salas de pediatría, desde donde se aíslan cada vez con más frecuencia cepas resistentes a cefalosporinas de tercera generación con resistencia combinada.

6 MICROORGANISMOS ATÍPICOS

Las neumonías no neumocócicas y víricas se incluyen en el grupo denominado neumonías atípicas (Quiles J., 2018).

- ***Aspergillus***: Los hongos como el *Aspergillus* no son agentes infecciosos frecuentes de NAH, pero adquieren una relevancia importante en los pacientes inmunodeprimidos.

- ***Chlamydia pneumoniae***: (o *Chlamydophila*) Bacilos Gram negativos. Son patógenos intracelulares obligados. Presentan un ciclo de vida con dos fases morfológicamente distintas, una intracelular formando un cuerpo reticulado (CR) que utiliza la síntesis de proteínas del huésped y la producción de ATP para su replicación; y otro extracelular, metabólicamente inactivo, que constituye el llamado cuerpo elemental (CE) para su fase infectiva. Diversos grupos han descrito la detección de *Chlamydophila pneumoniae* en casos de infecciones respiratorias bajas. Algunos han documentado ausencia de detección, otros en cambio, han encontrado *Chlamydophila pneumoniae* hasta en 44% de los casos. Es probable que estas variaciones se deban a diferencias en las características demográficas y a las técnicas de diagnóstico utilizadas en dichos estudios (Inostroza E., 2017).
- ***Stenotrophomonas maltophilia***: Bacilo Gram negativo aerobio estricto, no fermentador, móvil, oxidasa negativa, no esporulado con una temperatura óptima de crecimiento de 35 °C. Es un patógeno nosocomial emergente, oportunista y de amplia distribución ambiental. Puede ser responsable de hasta un 5 % de las neumonías nosocomiales asociadas a ventilación mecánica. Posee una resistencia intrínseca que le confiere un carácter de multirresistencia, y en combinación con las resistencias adquiridas por presión selectiva de los antimicrobianos, esto le confiere una ventaja ecológica sobre otros posibles patógenos en el medio hospitalario.
- ***Legionella pneumophila***: es responsable de entre 10 – 20 % de neumonías comunitarias y 10 – 50 % de las intrahospitalarias. Es una bacteria Gram negativa con forma de bacilo y posee un flagelo para desplazarse. *Legionella pneumophila* serogrupo 1 es responsable de la mayoría de las infecciones en humanos, es un patógeno intracelular facultativo que se replica dentro de los macrófagos y monocitos y finalmente causa una neumonía grave conocida como enfermedad del legionario. En la forma neumónica, tiene un periodo de incubación de 2 a 10 días (aunque en algunos brotes se han registrado periodos de hasta 16 días).

- ***Mycoplasma pneumoniae***: se relaciona con más frecuencia con infección de las vías respiratorias superiores y neumonía, mientras que otras especies de *Mycoplasma* no patógenas colonizan la superficie de la mucosa respiratoria. La bacteria se adhiere a las membranas del epitelio del tracto respiratorio a través de una estructura proteica denominada adhesina P1, que regula la interacción entre *Mycoplasma* y las células del epitelio respiratorio, permite la movilidad del microorganismo y puede lesionar directamente las células del epitelio respiratorio y su actividad ciliar. Se han descrito dos cepas principalmente aisladas, tipo 1 y tipo 2, que difieren en la secuencia génica de esta proteína de adhesión. Tras la adhesión, el microorganismo elabora una citotoxina denominada toxina del síndrome de dificultad respiratoria adquirido en la comunidad, que también puede lesionar directamente el tracto respiratorio. Las cepas del tipo 2 muestran una mayor expresión de esta citotoxina. *Mycoplasma* puede producir biofilm que protegen al microorganismo contra la penetración antimicrobiana y la respuesta inmune del huésped. Las tasas de infección son más altas entre los niños en edad escolar y estudiantes universitarios, se han descrito brotes reconocidos en hospitales, centros sanitarios para pacientes crónicos. Tiene un periodo de incubación de dos a tres semanas (Quiles J., 2018).

7 DIAGNÓSTICO

Hay más de 30 causas diferentes de neumonía, y los principales tipos de neumonía son la neumonía bacteriana (BP), la neumonía viral (VP), la neumonía por micoplasma (MP) y otros tipos de neumonía según los patógenos causantes.

En la neumonía nosocomial, y en especial en la NAV, la combinación de diversos datos clínicos como son la presencia de leucocitosis, fiebre, secreciones purulentas y la aparición de un nuevo infiltrado en la radiografía de tórax o extensión de los ya existentes, junto con un deterioro del intercambio de gases serán los aspectos en los que se sustentarán los signos clínicos de sospecha de neumonía (Díaz E., 2013).

7.1 Exámenes preliminares

El diagnóstico de la neumonía se basa en los siguientes signos clínicos:

- ❖ **Exploración física:** Deben evaluarse de manera cuidadosa los síntomas como tos, fiebre, producción de esputo, dolor torácico pleurítico y una auscultación pulmonar anómala. La disnea es el signo temprano más específico y sensible.
- ❖ **Saturación de oxígeno:** La comprobación de la saturación de oxígeno también es un componente importante para determinar el estado del paciente (saturación de oxígeno <84%).
- ❖ **Radiografía simple de tórax:** En la neumonía, los alvéolos, que deberían estar llenos de aire, se llenan de líquido o tejido inflamatorio, por lo que en una radiografía esto se observa de color blanco (Ver figura 15: Neumonía de lóbulo inferior izquierdo), mientras que el espacio lleno de aire aparece de color oscuro (Ver figura 16: Radiografía de tórax de persona sana). La presencia de este color blanco confirma el diagnóstico de la infección.

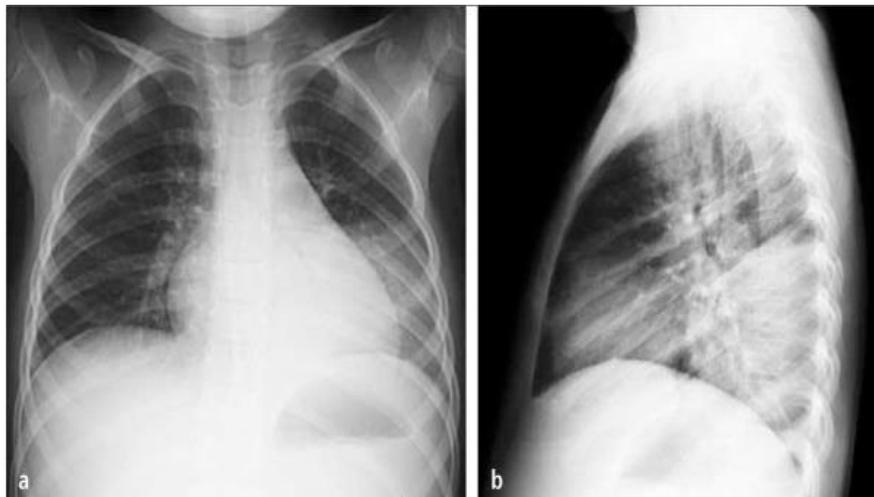


Figura 15: Neumonía de lóbulo inferior izquierdo; a) Rx frontal, b) Rx lateral. Tomada de Moëne B. K., 2013.

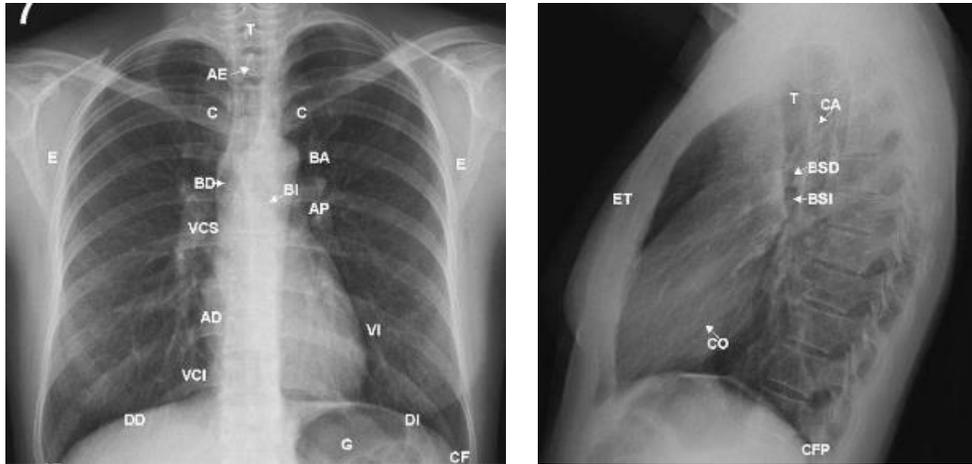


Figura 16: Radiografía de tórax de persona sana. Tomada de Naretto E., s/a.

- ❖ **Tomografía computarizada (TC):** Es muy útil porque muestra de forma clara diferentes tipos de tejidos como los pulmones; esta prueba de imagen informa sobre la localización de la neumonía, su extensión, las posibles complicaciones (presencia de líquido en el pulmón o derrame pleural; presencia de cavidades o cavernas) y la existencia de enfermedades pulmonares asociadas. También, ayuda a confirmar su evolución hacia la progresión o la curación (Torres A., 2018).

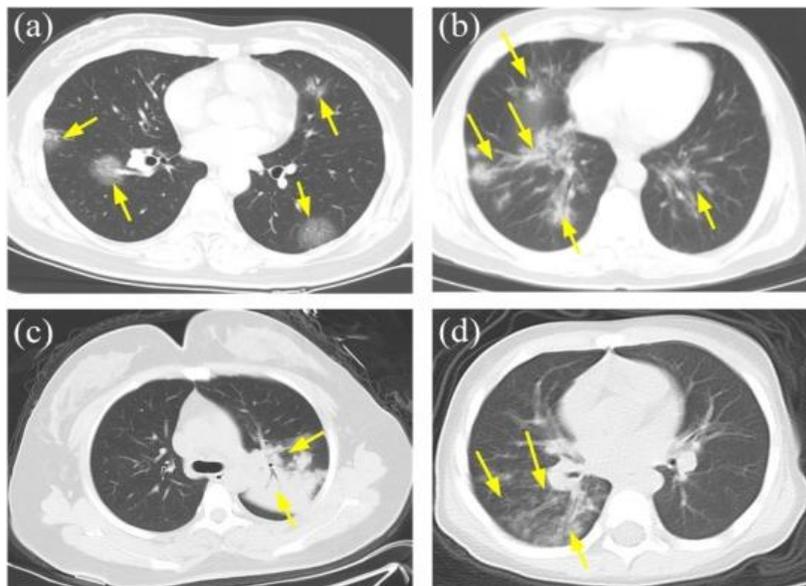


Figura 17: Imágenes de TC representativas de diferentes tipos de neumonía (las flechas amarillas indican lesiones de neumonía en los lóbulos derecho y/o izquierdo): (a) COVID-19, (b) neumonía viral, (c) neumonía bacteriana, (d) neumonía por micoplasma. Tomada de: Kin Wong P., 2022.

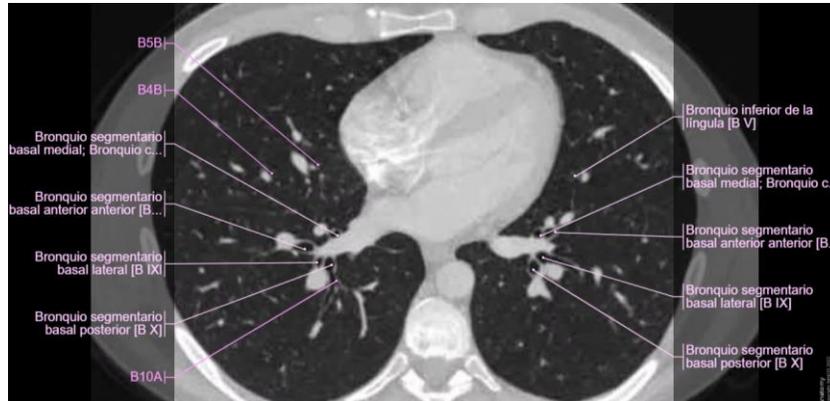


Figura 18: TC de tórax de persona sana. Tomada de: Micheau A., 2014.

7.2 Toma de muestra

Para el diagnóstico del agente causal de la neumonía es necesario el muestreo de las vías respiratorias inferiores para obtener cultivos cuantitativos, se puede realizar de la siguiente manera:

- ❖ **Aspiración traqueobronquial a ciegas (TBAS):** es una técnica no invasiva que se realiza mediante la inserción de un catéter flexible en la tráquea distal a través del tubo endotraqueal. Sin embargo, esta técnica ciega impide el muestreo directo de los segmentos pulmonares que tienen un infiltrado en la radiografía, y esto puede conducir a un aumento de la tasa de falsos negativos. Además, la contaminación del catéter de succión a medida que atraviesa el tubo endotraqueal y las vías respiratorias más proximales puede aumentar la tasa de falsos positivos.

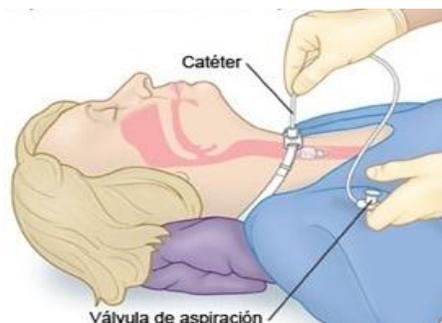


Figura 19: Aspiración de un tubo de traqueostomía. Tomada de <https://www.argentina.gob.ar/salud/inareps/manual-cuidados-respiratorios-pacientes-adultos-traqueotomizados/secreciones>

- ❖ **Broncoscopia con lavado broncoalveolar (LBA):** permite la toma de muestras de los segmentos pulmonares que se sospecha que están afectados por neumonía disminuyendo la tasa de falsos negativos. Pero la técnica depende del operador y la contaminación del broncoscopio puede afectar los resultados. Además, la broncoscopia puede empeorar la hipoxemia que algunos pacientes pueden no tolerar.

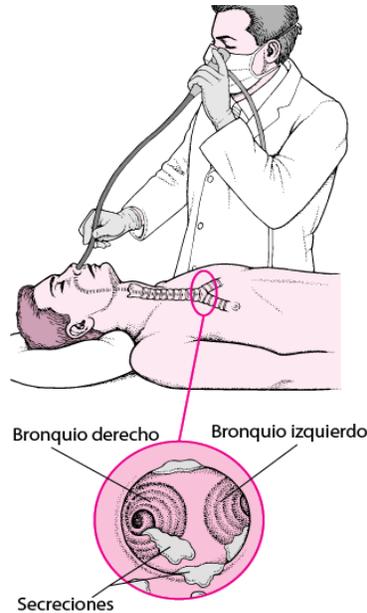


Figura 20: Broncoscopia. Tomada de: <https://www.msmanuals.com/es/hogar/trastornos-del-pulm%C3%B3n-y-las-v%C3%ADas-respiratorias/diagn%C3%B3stico-de-los-trastornos-pulmonares/broncoscopia>

- ❖ **Cepillo para muestras protegidas (PSB):** se puede hacer avanzar a través de un broncoscopio y tiene la ventaja de evitar la contaminación con secreciones de las vías respiratorias superiores, ya que no avanza hasta que se coloca en las vías respiratorias distales.
- ❖ **Líquido pleural** (solo en caso de tener un derrame pleurítico): la muestra se toma mediante un procedimiento llamado toracocentesis. Se limpia una pequeña zona de piel en la espalda. Se inyecta un medicamento insensibilizador (anestésico local) en esa zona. El médico introduce una aguja a través de la piel y los músculos de la pared torácica en el espacio pleural recogiendo el líquido. Se retira la aguja y se coloca un vendaje sobre la piel.

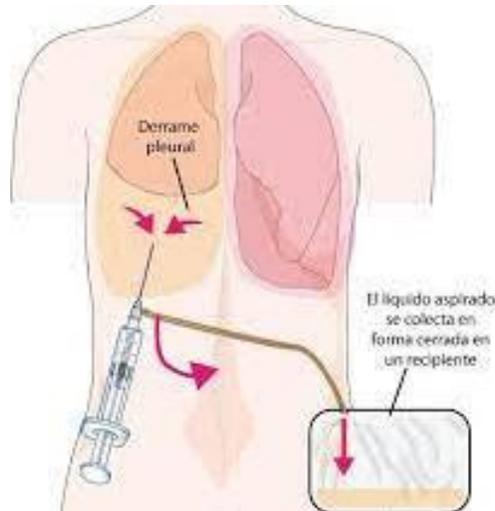


Figura 21: Toma de muestra líquido pleural. Tomada de: https://ocw.unican.es/pluginfile.php/3432/course/section/3095/tema_2.3.pdf

- ❖ **Métodos no invasivos:** incluyen expectoración espontánea, inducción de esputo, succión nasotraqueal en un paciente que no puede cooperar para producir una muestra de esputo (Shebl E., 2022).

Para la realización de otras pruebas microbiológicas se llevan a cabo a partir de las siguientes tomas de muestra como complemento y así realizar un diagnóstico adecuado:

- ❖ **Toma de muestra de suero:** se realiza una inspección preliminar (no estéril) para identificar una vena adecuada: aplique un torniquete, indique al paciente que cierre el puño y palpe con el dedo índice para localizar una vena de gran diámetro que no sea móvil y tenga buena turgencia. Se coloca el torniquete y se limpia el sitio de la piel con solución antiséptica, comenzando en el sitio de inserción de la aguja y haciendo varios círculos hacia afuera, una vez haya secado la solución antiséptica; se inserta la aguja en dirección proximal (es decir, en la dirección del flujo sanguíneo venoso), con el bisel hacia arriba, a lo largo de la línea media de la vena en un ángulo superficial (alrededor de 10 a 30 grados) respecto de la piel. Extraer la sangre y cuando la sangre comience a fluir, retire el torniquete (extracción con jeringa). Cuando se

utilizan tubos de vacío, empuje cada tubo completamente dentro del soporte para el tubo, con cuidado de no desalojar la aguja de la vena.

Obtención de la Muestra Sanguínea

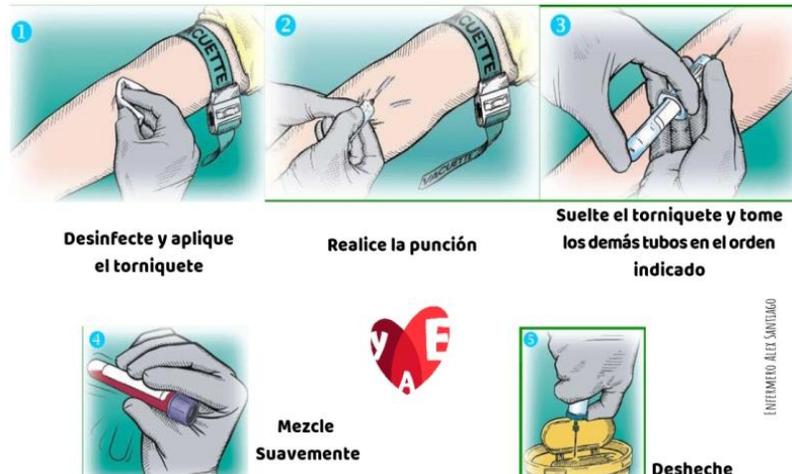


Figura 22: Toma de muestra. Tomada de <https://yoamoenfermeriablog.com/2019/11/24/toma-de-muestras-de-laboratorio/>

- ❖ **Recolección de muestra de orina:** previo a la recolección es necesario realizar un correcto lavado de manos, es necesario realizar un aseo de los genitales para evitar posibles contaminaciones. Se destapa el recipiente sin tocar el interior de la tapa y del frasco, se orina una cantidad pequeña en la taza del inodoro y luego se debe detener el flujo de orina, posteriormente se sostiene el recipiente de la orina a unos cuantos centímetros de la uretra y se orina hasta que el recipiente esté medio lleno. También se puede realizar la recolección por medio de una sonda según sea el caso.
- ❖ **Hemocultivo:** la muestra de sangre para hemocultivo debe extraerse de una vena, utilizándose generalmente las del antebrazo. Cada muestra de sangre se obtendrá de lugares de venopunción diferentes. Para evitar contaminación debido a la microbiota cutánea debe prepararse antes meticulosamente la piel de la zona de extracción. Después de la palpación de la vena elegida para la punción se limpiará la zona con alcohol isopropílico o etílico de 70° durante 30 segundos. Se aplicará a continuación una solución yodada (tintura de yodo al 1-2% durante 30 segundos o povidona yodada al 10%

durante 1 minuto) cubriendo un área circular de 2-4 cm de diámetro, posteriormente se debe limpiar los tapones de los frascos de hemocultivo con un antiséptico que se dejará secar para evitar su entrada en el interior del frasco al inocular la sangre. Se debe inocular en primer lugar el frasco anaerobio, evitando la entrada de aire, seguido del aerobio, invirtiéndolos varias veces para mezclar la sangre y el medio de cultivo (Cercenado E., 2003).



Figura 23: Toma de muestra para hemocultivo. Tomada de: https://www.chospab.es/area_medica/microbiologia/docTomaMuestras/1_Manual_recogida_transporte_conservacion_muestras_microbiologia.pdf



Figura 24: Inoculación de hemocultivo. Tomada de: <http://colbiosa.com.ar/wp-content/uploads/2019/05/Curso-te%C3%B3rico-pr%C3%A1ctico-de-Microbiolog%C3%ADa-editado.pdf>

7.3 Pruebas microbiológicas

Las pruebas microbiológicas son el uso de métodos biológicos, bioquímicos, moleculares o químicos para la detección e identificación de microorganismos. Estas son necesarias e importantes porque permiten determinar cuál puede ser el

microorganismo causante de la neumonía y su epidemiología; además permite saber las posibles resistencias antibióticas de estos microorganismos, lo que ayuda a seleccionar un tratamiento antibiótico adecuado (Torres A., 2018).

El diagnóstico microbiológico en el caso de las neumonías se basa en la presencia de un morfotipo bacteriano predominante en la tinción de Gram de un esputo de calidad y coincidente con el aislado del cultivo o con un recuento de colonias valorables en las secreciones traqueales (Meseguer M., 2008).

El cultivo cuantitativo de las muestras respiratorias permite la distinción entre la colonización y la infección, basándose en la concentración de microorganismos presentes en las muestras respiratorias. Sin embargo, la concentración necesaria para provocar una neumonía varía en función de la virulencia de la bacteria y del estado inmunológico del huésped (Flandes J., 2011).

Debido a la inexistencia de un *gold standard* en el diagnóstico microbiológico de las neumonías se utilizan técnicas no invasivas (pruebas serológicas, sanguíneas, detección de antígenos, lavado nasofaríngeo, cultivo de esputo y de aspirado traqueobronquial) y los procedimientos broncoscópicos (broncoaspirado, cepillado protegido y BAL), que son procedimientos útiles en el diagnóstico de los infiltrados pulmonares, siendo el aspirado bronquial y el BAL las técnicas con mayor rendimiento diagnóstico y mayor impacto en la toma de decisiones terapéuticas (Flandes J., 2011).

La mayor dificultad diagnóstica reside en la identificación del agente etiológico. Este hecho se relaciona con los problemas de la obtención de muestras biológicas adecuadas para el cultivo. También existe el problema de la connotación de la muestra por las secreciones de las vías altas respiratorias; el diagnóstico se complica cuando los pacientes se encuentran con tratamiento de antibióticos o están con soporte ventilatorio.

7.3.1 Cultivo de Esputo

En los pacientes sin ventilación mecánica, el cultivo de esputo es la técnica más utilizada para el diagnóstico microbiológico. Para tener una muestra optima es recomendable que el paciente este en ayunas (si la persona usa prótesis debe retirarla), debe realizar el lavado bucal con cepillo y pasta dental, posteriormente debe realizar un enjuague y hacer gárgaras con clorhexidina o agua yodada (Expósito L., 2011).

El cultivo de esputo es una herramienta muy útil sin embargo en ocasiones la muestra no es óptima para su análisis, lo que genera una baja sensibilidad y especificidad por la cantidad de biota bacteriana asociada a la zona nasofaríngea. Para saber si la muestra es óptima para su análisis se evalúa con la presencia de células epiteliales y leucocitos (criterios de Murray) (Vindas J., 2016).

Al tener la muestra de esputo se analiza el aspecto el cuál puede ser: Purulento verde, purulento amarillo, mucopurulento, sanguinolento, sanguinolento con flóculos verdes, gris mucoide, gris espumoso, blanco mucoso, blanco espumoso y acuoso (Expósito L., 2011).

Tabla 9: Características del esputo; algunas bacterias tienen manifestaciones particulares (Sattar S., Sharma S. 2022)

Microorganismo	Característica del esputo
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	Esputo de color rosado sanguinolento
<i>Pseudomonas</i>	Esputo de color verde
<i>Hemophilus influenzae</i>	Esputo de color verde
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Esputo de espeso de color rojizo (similar a jarabe de grosella)
Anaerobios	Esputo maloliente

Se trabaja la parte más purulenta de la muestra. La tinción de Gram de esputo es una prueba útil para orientar el diagnóstico etiológico de forma temprana, lo cual permite, a su vez, la instauración del tratamiento empírico inicial; sin embargo, esta prueba tiene limitaciones por la dificultad para su obtención en algunos pacientes, la calidad de la muestra que es adecuada solo en el 50 a 60 % de los casos. La tinción de Gram directa de la muestra de esputo donde se pueden hacer dos determinaciones: Conteo de leucocitos con lente 10 X, se revisan 25 campos y determinar presencia de pseudohifas a 40 X. Otro método para la determinación de estas estructuras se trata del examen directo con KOH 10 %. Su hallazgo indica una invasión de tejido por parte de *Candida* y confirman el diagnóstico de candidiasis pulmonar (Expósito L., 2011).

Teniendo en cuenta los criterios de Murray el número de células epiteliales en los grupos del 1 al 4 indica contaminación con secreciones orofaríngeas e invalida la muestra. Sólo las muestras del Grupo 5 se consideran clínicamente aceptables. Van Scoy recomienda cultivar también el Grupo 4 (Expósito L., 2011).

Se siembra la muestra de esputo en los medios de cultivo Agar Sangre, Agar Chocolate y Agar Sabouraud con cloranfenicol. El Agar Sangre y Chocolate se deja en incubación 48 horas a 37 °C, mientras que el Agar Sabouraud se deja en incubación 7 días a temperatura ambiente. De existir crecimiento, se identifica el patógeno y se realiza antibiograma por el método de Kirby Bauer, de existir el crecimiento de levaduras u hongo filamentoso en el Agar Sabouraud se realiza la identificación de acuerdo a la existencia o ausencia de pseudohifas y leucocitos en la observación microscópica. (Expósito L., 2011)

Como complemento se puede realizar un sembrado en tubos con Agar Sabouraud Dextrosa de un hisopado bucal, si se realizó una adecuada limpieza bucal no deben crecer levaduras, pero si en las placas donde se realizó el sembrado de la muestra de esputo hay crecimiento de *Candida* es sugerente a una candidiasis pulmonar lo cual está relacionado con la presencia de leucocitos. Cuando *Candida* se encuentra debido a una contaminación de la muestra crece en forma de levadura, al observarse en el microscopio con la tinción de Gram o directamente con KOH

microscópica se observan como células redondas, ovales u oblongas, que se denominan blastosporas o blastoconidias (Expósito L., 2011).

De los cultivos de esputo las bacterias que se han aislado son:

- *Staphylococcus aureus*
- *Streptococcus pneumoniae*
- *Klebsiella pneumoniae*
- *Haemophilus influenzae*
- *Pseudomonas*

7.3.2 Hemocultivo

El hemocultivo se recomienda en casos graves de neumonía, se puede realizar también si el paciente se encuentra en cuidados intensivos, en recuento de leucocitos <4000 células/microlitro, en derrame pleural, y en pacientes con ventilación mecánica. Sin embargo, la sensibilidad de los hemocultivos es baja, alrededor de 20 % en adultos hospitalizados (Zhang et al., 2020).

En el caso de los hemocultivos positivos se han logrado identificar las bacterias *Streptococcus pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Staphylococcus aureus* resistente a la meticilina. Los hemocultivos tienen una limitación que es el tiempo de incubación debido a que el resultado se obtiene después de 48 horas de incubación, y para *S. pneumoniae* se informa hasta después de 72 horas (Zhang et al., 2020).

Existen diferentes frascos de hemocultivo para el crecimiento de bacterias aerobias, anaerobias, hongos, micobacterias, incluso también para pacientes pediátricos. Cada medio de hemocultivo debe contener:

- **Medio basal:** Preparado a partir de medio infusión cerebro corazón, extracto de levadura, cistina, y una mezcla de cofactores, vitaminas y minerales. Su

composición permite el desarrollo de bacterias nutricionalmente exigentes que puedan ser causa de bacteriemias.

- **Polianetol sulfonato de sodio (PSS) 0.03%:** Anticoagulante con actividad anticomplementaria que inhibe parcialmente la capacidad fagocitaria de los leucocitos y a ciertos antibióticos aminoglucósidos y polipeptídicos.
- **Cisteína 0.05%:** Ayuda a mantener un reducido pH y permite el desarrollo de microorganismos que exigen tiol para su desarrollo.
- **Agua purificada:** Con un pH final de 7.3 ± 0.2



Figura 25: Frascos de hemocultivo BACT/ALERT®, frasco azul aerobios para adultos, frasco naranja FAN (bacterias fastidiosas) anaerobias, frasco verde FAN aerobio adultos, frasco amarillo FAN pediátrico, frasco rojo/rosa anaerobios. Tomada de: <https://www.biomerieux-usa.com/bact-alert/culture-media>

La inoculación se debe realizar siempre en un frasco para aerobios y otro para anaerobios. Si la toma de muestra se realiza con jeringa se debe inocular primero el frasco anaerobio para evitar la entrada de aire; si el volumen es menor al requerido (10 mL) se debe inocular primero el frasco de aerobio ya que la mayoría de los casos de bacteriemia son causados por bacterias aerobias y facultativas; si la toma de muestra se realiza con mariposa el frasco aerobio debe rellenarse primero para impedir la transferencia de aire al frasco anaerobio.



Figura 26: Toma de muestra para hemocultivo con mariposa. Tomada de <https://www.consejogeneralenfermeria.org/profesion/guias-clinicas/send/67-guias-clinicas/926-guia-de-practica-clinica-enfermera-sobre-hemocultivos>

De los diferentes frascos de hemocultivo, los de la casa comercial biomérieux los medios de cultivo BACT/ALERT® contienen detección colorimétrica, los Sensores de Emulsión de Líquidos (SEL) especializados se encuentran en la parte inferior de cada frasco de cultivo y cambian visiblemente de color cuando cambia el pH debido al aumento de CO₂, según es producido por los microorganismos.



Figura 27: Hemocultivo positivo y negativo BACT/ALERT® Tomada de: <https://www.biomerieux.es/diagnostico-clinico/productos/medios-de-cultivo-bactalertr>

Actualmente existen sistemas automatizados como es el Bactec (Becton Dickinson) que se incuban a 37 °C con una agitación constante; los frascos de cultivo para aerobios contienen una resina adsorbente no iónica, resina de intercambio catiónico y un sensor químico que detecta los incrementos de CO₂ producidos por el crecimiento de microorganismos. El instrumento monitoriza cada frasco cada 10 minutos, una lectura positiva indica la posible presencia de microorganismos viables dentro del frasco.

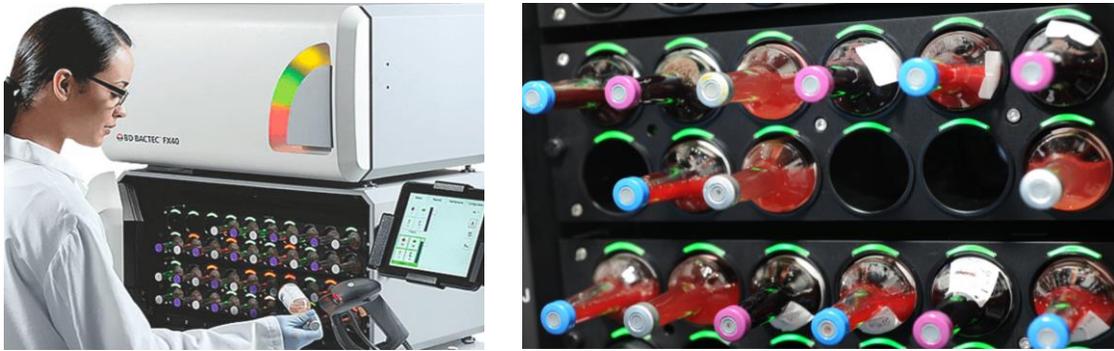


Figura 28: BD BACTEC FX. Tomada de: <https://www.biosystems.com.co/productos/analizadores/bactec-fx40-analizador-becton-dickinson/>

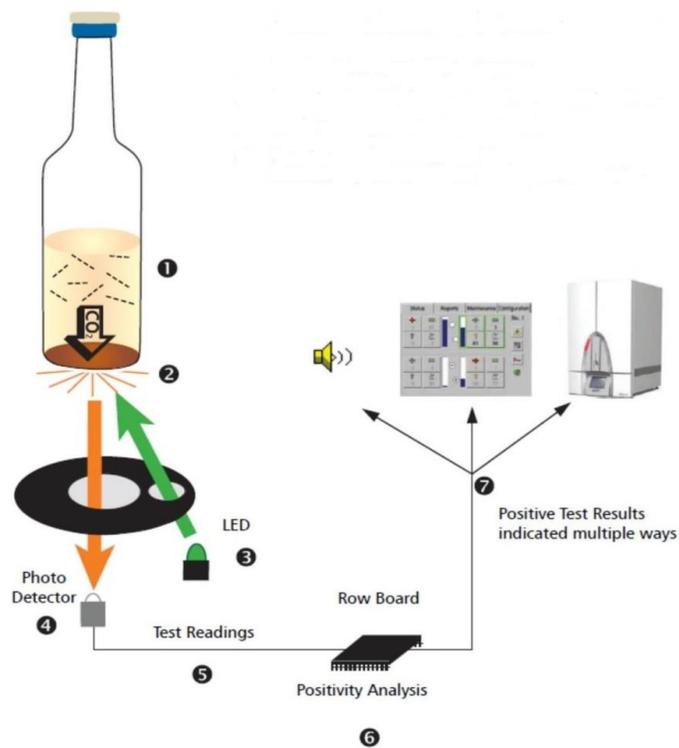


Figura 29: Fundamento de detección de los frascos de hemocultivos Bactec. Tomada de: <https://microbeonline.com/bactec-automated-blood-culture-system/>

Después de obtener un hemocultivo positivo se debe realizar el resembrado en medios de cultivo sólidos (Agar Sangre y Chocolate) para realizar la identificación bacteriana. Los hemocultivos deben analizarse junto con otros resultados microbiológicos como son el cultivo de esputo, las pruebas serológicas y la detección de antígenos en orina para llegar a un diagnóstico adecuado.

7.3.3 Antígenos microbianos en orina

La detección de antígenos microbianos en orina se puede considerar una técnica de diagnóstico rápido debido a que el resultado de la prueba se emite en menos de 7 horas, sin embargo, demostrar la seroconversión (aparición de anticuerpos en el suero) o el serorrefuerzo (aumento de 4 veces el título inicial de anticuerpos) puede tardar semanas o meses para producirse con grandes variabilidades interpersonales.

El antígeno de *Legionella* en orina puede detectarse pocos días después del inicio de los síntomas hasta meses después de estar resuelta la infección. Existen diferentes métodos para la detección del antígeno de *Legionella* en orina: enzimoimmunoanálisis en placas de 96 pocillos (EIA), enzyme-linked immunoassay (ELISA) y los más rápidos, las ICT (test inmunocromatográficos) ya sea en formato de tarjeta o tira, también conocida como test de flujo lateral (Marimon J., 2017).

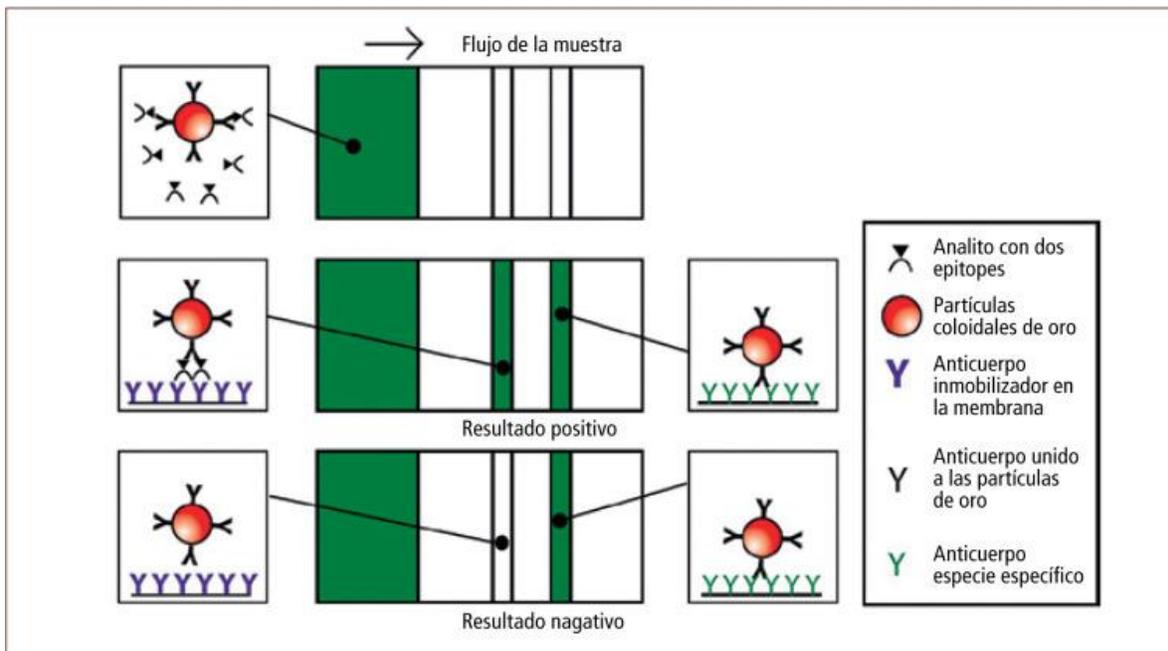


Figura 30: Prueba de Inmunocromatografía. Tomada de (Mühlhauser P. M., 2014).

La detección del antígeno de *Legionella* en orina permite un diagnóstico rápido sensible y específico de *L. pneumophila*, aunque sólo del serogrupo O1. En los test de detección del antígeno urinario de *Legionella*, la concentración del antígeno mediante filtrado aumenta su sensibilidad, así como hervir la orina puede aumentar

la especificidad ya que reduce las interacciones no específicas. Sin embargo, estas mejoras en las técnicas rápidas incrementan el tiempo y la carga de trabajo hasta la obtención del resultado lo que resulta poco viable (Marimon J., 2017).

La inmunofluorescencia directa (IFD) frente a *Legionella* en esputo o en otras muestras respiratorias con equipos adecuados, permite la visualización directa del patógeno en pocas horas y con una alta especificidad. Sin embargo, su sensibilidad oscila entre un 30 y un 70 % ya que para que las muestras sean positivas, se necesita de un inóculo elevado por lo que suele ser útil en neumonías graves.

La detección del neumococo en orina detecta la presencia del polisacárido C de la pared celular del *Streptococcus*, antígeno común a los casi 100 serotipos diferentes conocidos. La sensibilidad del antígeno urinario para el diagnóstico de la neumonía neumocócica mediante ICT varía normalmente entre el 60 – 75 %, siendo en general más altas en estudios de neumonías neumocócicas bacteriémicas. La especificidad también varía según los estudios, pero en general los resultados son más elevados y homogéneos y se sitúan entre el 95 – 99 %. La detección del antígeno en orina, a diferencia del cultivo, no se encuentra prácticamente influenciado por el tratamiento antibiótico previo (Marimon J., 2017).



Figura 31: Ejemplo de kit de detección para *S. pneumoniae* y *Legionella* CerTest. Tomada de: https://kabla.mx/pruebasrapidas/enfermedades-infecciosas/respiratorias/legionella_certest/

7.3.4 Estudios microbiológicos de bronco aspirado

El lavado broncoalveolar es el método utilizado para obtener una muestra representativa de líquido y secreciones de las vías respiratorias bajas, que será útil para el diagnóstico citológico y microbiológico, además la utilización de la broncoscopia y del lavado broncoalveolar disminuye la contaminación en la obtención de muestra; una forma de saber si existe contaminación de la muestra por secreciones orofaríngeas es la existencia de más de un 1 % de células escamosas epiteliales. Este tipo de toma de muestra se recomienda para pacientes con ventilación mecánica (García G., 2015).

Después de la toma de muestra se realiza una centrifugación de esta para realizar la tinción de Gram del sedimento. Se siembra en agar sangre de carnero al 5 % y agar chocolate en una atmósfera aeróbica con CO₂ al 5 % a 37 °C por 48 horas, para el desarrollo de bacterias aerobias y facultativas. El cultivo que se realiza es cualitativo los aislamientos de 10 000 unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL) se considera significativo (García G., 2015).

Una vez logrado el aislamiento puro, se realiza la identificación por medio de la tinción de Gram, pruebas bioquímicas (catalasa, oxidasa, sensibilidad a la optoquina, prueba de satelitismo según el microorganismo aislado).

Las bacterias más comunes que se pueden aislar del lavado bronquial/bronco aspirado son *Streptococcus pneumoniae* y *Haemophilus influenzae*. También se puede detectar la infección de *Legionella spp* por cultivo o por inmunofluorescencia directa (García G., 2015).

7.3.5 Estudios microbiológicos de líquido pleural

El líquido pleural (LP) es un ultrafiltrado del plasma el cual se encuentra entre las capas de la pleura (se le llama espacio pleural), su principal función es mantener la pleura húmeda reduciendo la fricción entre las capas al respirar. Un acumulado de líquido pleural se considera anormal y recibe el nombre de derrame pleural (DP) o

paraneumónico e indica la presencia de una enfermedad pleural, pulmonar o extrapulmonar (Procel J., 2010) .

Tabla 10: Características y probables causas del derrame pleural, estas características pueden proporcionar información útil para guiar el diagnóstico (Procel J., 2010)

Característica	Probable causa
Acuoso de un color amarillo claro	Es indicativa de trasudado (causado por insuficiencia cardiaca o insuficiencia hepática)
Seroso color amarillento	Es indicativa de trasudado
Serohemático (rojizo)	El 50% de casos se debe a neoplasias También puede ser indicativo de un trasudado
Purulento (blanquecino amarillento)	Es indicativo de empiema
Turbio (puede ser amarillento u opalescente)	Es indicativa de exudado (frecuentemente causado por cáncer, neumonía o tuberculosis)
Lechoso (blanquecino)	Es característico de quilotorax (frecuentemente son por cirugía, traumatismos y linfoma), y pseudoquilotorax (son secundarios a tuberculosis)

Para realizar el análisis del líquido pleural se extraen entre 10 a 20 mL de líquido pleural para realizar un análisis completo (pruebas bioquímicas, microbiológicas y citológicas).

El líquido pleural se recolecta en tubos estériles con heparina o con EDTA. Es importante diferenciar si se trata de un trasudado o de un exudado esto se realiza por medio de la muestra de líquido pleural y de una muestra de sangre se determina la concentración de proteínas y de lactato deshidrogenasa (LDH), esto se conoce como criterios de Light.

Tabla 11: Diferencias entre trasudado y exudado (Criterios de Light) (Procel J., 2010)

	Exudado	Trasudado
El cociente de proteínas entre líquido pleural y suero	> 0.5	< 0.5
El cociente de LDH entre líquido pleural y suero	> 0.6	< 0.6
Concentración de LDH en líquido pleural	> dos tercios del límite superior del valor de referencia para LDH en suero (>200 UI)	< dos tercios del límite superior del valor de referencia para LDH en suero

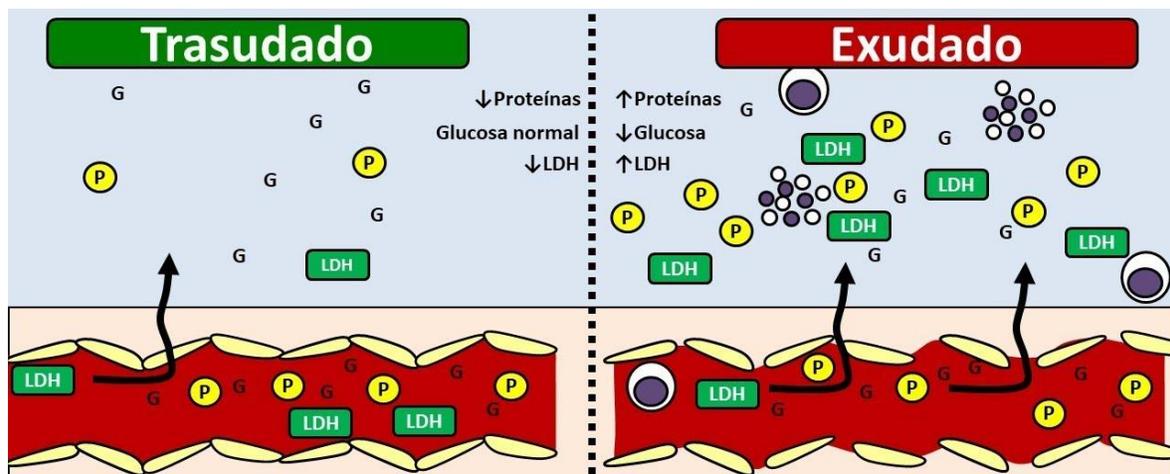


Figura 32: Diferencia entre trasudado y exudado. Tomada de: <https://www.youtube.com/watch?v=llkRH0gkswQ>

La tinción de Gram y los cultivos del LP en medios aerobio y anaerobio tienen interés solo si se sospecha una etiología bacteriana, ya que la identificación de un microorganismo confirma el diagnóstico, permite dirigir una terapia antimicrobiana específica y se considera una indicación para colocar un tubo de drenaje pleural.

Una cuarta parte de los DP paraneumónicos complicados no purulentos tienen cultivos positivos en el líquido pleural. El porcentaje de cultivos positivos es aproximadamente del 70 % en losempiemas. La rentabilidad de los cultivos bacterianos parece superior si el LP se inocula en frascos de hemocultivos (Porcel J., 2010).

Se realiza el cultivo del líquido pleural en Agar Sangre y Chocolate se incuba a 48 horas, Agar MacConkey, Tioglicolato por 72 horas y Agar Sabouraud se incuba a temperatura ambiente 7 días (Vila Y., 2015).

En el caso de derrame pleural provocado por neumonía nosocomial se han encontrado los siguientes microorganismos:

- *Streptococcus pneumoniae*
- *Staphylococcus aureus resistente a la meticilina*
- *Staphylococcus aureus sensible a la meticilina*
- *Pseudomonas aeruginosa*
- *Klebsiella pneumoniae*
- *Escherichia coli*
- *Candida spp*

Menos frecuente se ha llegado a aislar *Burkholderia cepacia* y *Acinetobacter baumannii* (Vila Y., 2015).

Es importante realizar un antibiograma por el método de Kirby-Bauer para que el tratamiento del paciente sea el adecuado. También se puede realizar la detección de antígeno de *Streptococcus* en líquido pleural en derrames paraneumónicos. La detección del antígeno neumocócico mediante ICT en esta muestra estéril ha demostrado ser más sensible (Marimon J., 2017).

7.3.6 Estudios serológicos

La medición serológica de una respuesta de anticuerpos específica tiene interés debido a que puede identificar patógenos que a menudo son difíciles de aislar en cultivos rutinarios, como es el caso para: *M. pneumoniae*, *C. pneumoniae*, *Chlamydomphila psittaci*, *Coxiella burnetii*, y *L. pneumophila*. Este análisis tiene como limitación que requiere un incremento de al menos cuatro veces de los títulos de anticuerpos específicos entre la fase aguda y la convalescente (a las 4 - 9 semanas) de la enfermedad.

En ocasiones, un título elevado de anticuerpos IgM específicos en presencia de enfermedad neumónica aguda puede tener utilidad diagnóstica, como sucede en el caso de *M. pneumoniae*. La técnica clásicamente utilizada para el diagnóstico de infección por *M. pneumoniae* es la fijación de complemento. El título de anticuerpos IgG empieza a incrementarse en la primera semana de la infección, su pico se alcanza en 3-4 semanas (Rodríguez F.).

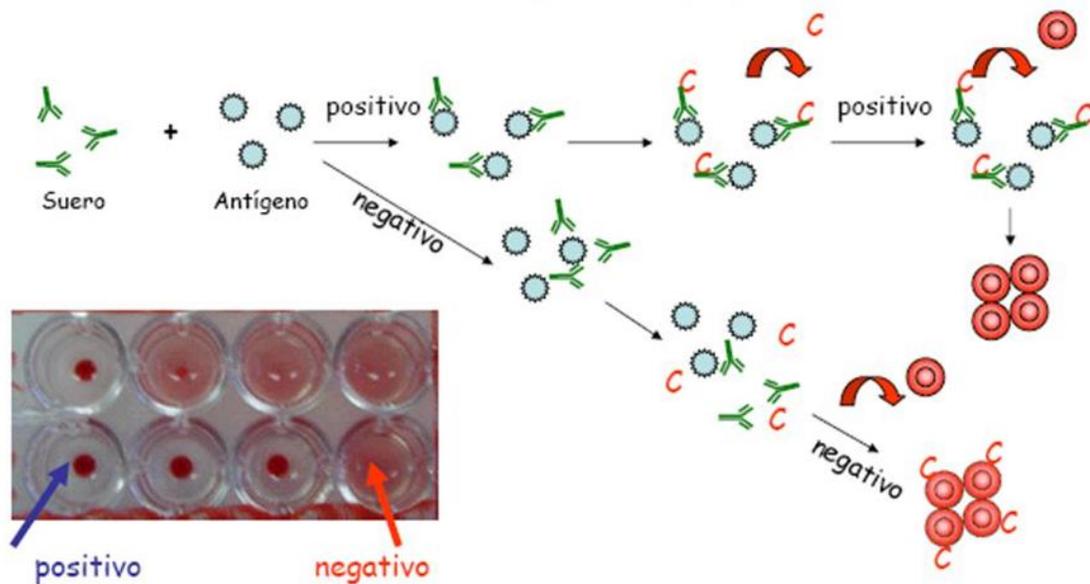


Figura 33: Técnica de fijación del complemento. Tomada de: <https://slideplayer.es/slide/3938203/>

La microinmunofluorescencia (MIF) es la prueba serológica de elección para el diagnóstico de la infección por *C. pneumoniae*. Se han descrito falsos negativos por respuesta inmune pobre, por tratamiento antibiótico adecuado precoz, o por la interferencia de factor reumatoide.

El procedimiento puede variar dependiendo de la casa comercial y el kit utilizado pero en general la muestra de suero del paciente se incuba en los pocillos con el antígeno del microorganismo, de forma que si hay anticuerpos se unirán los antígenos. Tras un lavado con buffer se eliminan todos los anticuerpos que no se unieron al antígeno, posteriormente se agrega una enzima como marcador para poder medir la formación de estos complejos antígeno-anticuerpo.

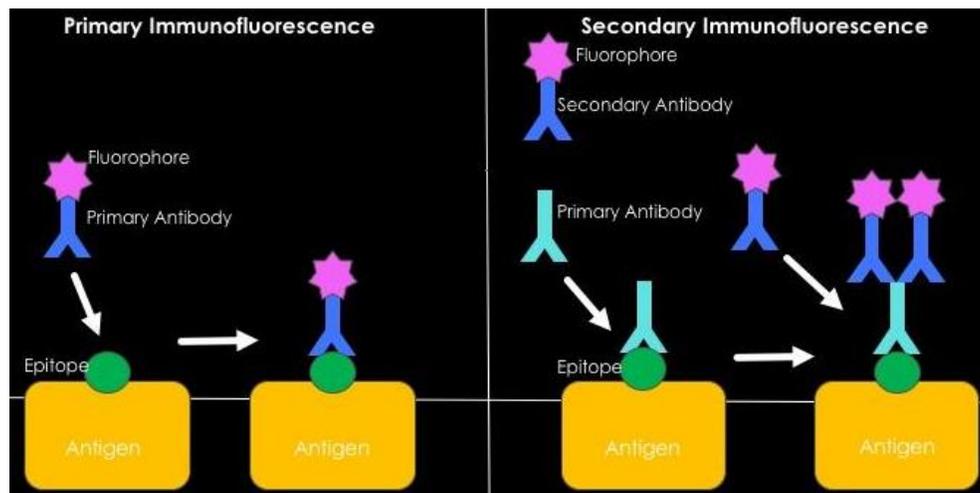


Figura 34: Reacción de inmunofluorescencia. Tomada de: <https://www.lifeder.com/inmunofluorescencia/>

Los estudios serológicos son útiles desde el punto de vista epidemiológico o en ausencia de respuesta a betalactámicos, pero debido a que en más del 20% de los casos no se produce una seroconversión, estos estudios no son útiles en el manejo inicial de la neumonía, ya que la seroconversión se demuestra entre 4-6 semanas (Rodríguez F.).

7.3.7 Determinación de galactomanano en sangre y secreciones respiratorias

El género *Aspergillus* está constituido por hongos filamentosos que pueden causar un amplio espectro de infecciones en el ser humano, pueden ir desde las formas superficiales hasta la aspergilosis invasora (AI) la cual es un reto el realizar el diagnóstico.

La aspergilosis invasora es común en pacientes inmunodeprimidos por esto se han desarrollado técnicas serológicas basadas en la detección de antígenos tales como el polisacárido celular denominado galactomanano (GM) que es un componente de la pared celular del género *Aspergillus* y principal exoantígeno liberado durante la invasión tisular.

En la actualidad, existe una prueba de ELISA para la detección de antígeno GM de *Aspergillus*, el cual utiliza el anticuerpo monoclonal de ratón EB-A2 y reconoce las cadenas laterales de 1-5-D-galactofuranósido de las moléculas de GM. Esta prueba contribuye al diagnóstico precoz de la aspergilosis, presentando una sensibilidad y especificidad muy aceptable, que tiende a aumentar en la medida que se realiza un estudio seriado (muestras de diferentes días) de los niveles de dicho antígeno (Sáenz, V., 2012).

El análisis se puede realizar en muestras de suero y de lavado broncoalveolar. Los anticuerpos monoclonales se utilizan para recubrir los pocillos de la microplaca y unir el antígeno y para detectar el antígeno unido a la microplaca sensibilizada (reactivo conjugado: anticuerpos monoclonales ligados a peroxidasa). Las muestras de suero o LBA se tratan térmicamente en presencia de EDTA para disociar los complejos inmunes y precipitar proteínas que podrían interferir con la prueba. Las muestras tratadas y el conjugado se agregan a los pocillos recubiertos con anticuerpos monoclonales y se incuban. Se forma un complejo anticuerpo monoclonal - galactomanano - anticuerpo monoclonal / peroxidasa, en presencia del antígeno galactomanano. Un resultado se considera positivo si es > 0.5 (Troncoso R., 2022).

8 PREVENCIÓN

La neumonía intrahospitalaria tiene una importante morbilidad y mortalidad sobre todo en pacientes con ventilación mecánica siendo un problema sanitario por el aumento en los costos de los recursos. Debido a esto es necesario la implementación de estrategias preventivas teniendo en cuenta que factores de riesgo se pueden modificar para reducir su incidencia (Ferrer M., 2013).

En los últimos años se han implementado medidas para disminuir la neumonía nosocomial algunas se pueden realizar de manera rutinaria como:

1. Evitar la contaminación de equipos utilizados en la terapia respiratoria:

Es importante en nebulizadores y humidificadores, no deben transferirse de un paciente a otro, así como realizar una limpieza adecuada cada 24 horas y utilizar agua estéril para el llenado de sus depósitos (Custardoy J.).

2. Reducir la microaspiración y macroaspiración de contenido orofaríngeo:

Esto se puede hacer evitando si es posible la utilización de instrumentos en la vía aérea; para evitar el uso de estos instrumentos es necesaria la fisioterapia respiratoria, especialmente en pacientes postoperatorios. En el caso de pacientes con sondas nasogástricas lo recomendable es buscar una posición adecuada del paciente en la cama que impida la micro y macroaspiración (Díaz E., 2013).

3. Evitar la transmisión cruzada entre pacientes:

Esto puede suceder por el personal sanitario, una forma sencilla de prevenirlo es con el lavado constante y adecuado de manos; en el caso de la atención a pacientes intubados con sondas estériles y desechables, se recomienda que el lavado de manos se realice con soluciones alcohólicas (Díaz E., 2013).

4. Mantener la acidez relativa del jugo gástrico:

Se sugiere no utilizar antiácidos (hidróxido de aluminio) ni bloqueadores tipo H2 (cimetidina o ranitidina) que alcalinizan el jugo gástrico lo que favorece la colonización bacteriana y así prevenir la formación de una úlcera de estrés sobre todo en

pacientes con ventilación mecánica, ya que existe una relación entre el empleo de esos fármacos y la adquisición de neumonía nosocomial. Con la utilización de sucralfato en la prevención de la úlcera de estrés se puede conseguir reducir el riesgo de neumonía nosocomial asociada a la ventilación mecánica (Custardoy J.).

Para el caso de los pacientes con ventilación mecánica se recomiendan las siguientes acciones para la prevención de neumonía asociada a la ventilación mecánica y mejorar el cuidado de los pacientes:

- 1) Valoración diaria de la posibilidad de extubación:** Entre 62 a 73 % de las NAV aparecen a partir del cuarto día de intubación, con mayor riesgo entre los días seis y ocho, debido a esto se recomienda intentar reducir el tiempo de intubación, interrumpiendo diariamente la sedación o la sedación ligera, para realizar la valoración diariamente de la posibilidad de extubación (Arias S., 2022).
- 2) Evitar los traslados intrahospitalarios innecesarios:** En ocasiones es necesario el traslado de los pacientes con ventilación mecánica para la realización de pruebas diagnósticas o terapéuticas, los pacientes permanecen en posición supina por largos períodos de tiempo y las tubuladuras del respirador son manipuladas frecuentemente lo que facilita la aspiración de secreciones contaminadas, lo que aumenta el riesgo de desarrollar NAV (Díaz L., 2010).
- 3) Intubación orotraqueal/sonda orogástrica:** La intubación orotraqueal presenta una menor incidencia de NAV debido a que el inóculo de microorganismos puede ser menor, comparada con la intubación nasotraqueal. También se recomienda la utilización de la vía orofaríngea para la intubación endotraqueal y la inserción de sondas orogástricas, para la disminución de la incidencia de NAV (Díaz L., 2010).

- 4) Uso de tubos endotraqueales recubiertos con plata:** La plata previene la formación de biofilm producido por algunas bacterias en el interior de los tubos endotraqueales, tiene actividad bactericida, reduce la carga bacteriana por lo que retrasa la colonización del tubo endotraqueal y disminuye la inflamación. En pacientes con tubos endotraqueales recubiertos de plata hay una incidencia menor de NAV comparado con pacientes con un tubo similar, pero sin plata (Díaz L., 2010).
- 5) Drenaje de secreciones subglóticas:** El uso de tubo endotraqueal provoca la acumulación de secreciones de la orofaringe o del tracto gastrointestinal y puede haber aspiraciones de secreciones, esto se puede prevenir mediante el uso de tubos endotraqueales dotados de sistemas de aspiración de secreciones subglóticas (Díaz L., 2010).
- 6) Control de la presión del neumotaponamiento:** La función principal del neumotaponamiento del tubo endotraqueal es sellar la vía aérea de tal manera que no permita la fuga de aire al exterior, que no comprometa la perfusión de la mucosa traqueal y que impida el paso de secreciones subglóticas a la vía aérea inferior para evitar esto se recomienda mantener una presión del neumotaponamiento entre 25 y 30cmH₂O (Díaz L., 2010).
- 7) Evitar el cambio de las tubuladuras:** En pacientes con cambios en los circuitos del ventilador cada 24 horas hay mayor incidencia de NAV comparado con pacientes que se realiza el cambio cada 48 horas. Lo adecuado y recomendado es cambiarlas cuando se encuentren visualmente contaminadas de sangre, vómito o secreciones purulentas (Díaz L., 2010).
- 8) Descontaminación orofaríngea:** En pacientes con ventilación mecánica como rutina de cuidados se realiza la higiene bucal con clorhexidina 0.12 - 0.2 % lo cual disminuye la colonización orofaríngea y reduce la probabilidad de NAV (Arias S., 2022).

Respecto al inicio del tratamiento, las guías norteamericanas (ATS/ISDA), europea y latinoamericana (ERS/ESICM/ESCMID/ALAT), así como la española (SEPAR) coinciden en la conveniencia de un inicio precoz cuando se sospecha de NAV. Al mismo tiempo en que se inicia el tratamiento antibiótico empírico se debe realizar la toma de muestras necesarias para llegar a un diagnóstico. En el caso de pacientes en un estado grave o con sepsis el inicio del tratamiento empírico se recomienda lo más pronto posible con antibióticos de amplio espectro para bacterias multirresistentes. También se recomienda que la duración del tratamiento sea de 7 días siendo la duración óptima (Arias S., 2022).

9 CONCLUSIONES

La neumonía nosocomial es un tema de interés clínico por ser la segunda infección más frecuente de origen hospitalario con una importante morbilidad y mortalidad; de acuerdo con la revisión bibliográfica realizada se logró recopilar cuáles son los microorganismos comúnmente aislados, los microorganismos atípicos y poder realizar un algoritmo de diagnóstico microbiológico adecuado a partir de diferentes tomas de muestras, así como el criterio de aceptación de estas como es el caso del esputo.

Se logró conocer la clasificación de los factores de riesgo del huésped y las medidas de prevención más recomendadas a realizar en los hospitales para poder disminuir la frecuencia de neumonías nosocomiales.

10. REFERENCIAS

- ❖ Arias Rivera S., Jam Gatell R., Nuvials Casals X., & Vázquez Calatayud M. (2022) Actualización de las recomendaciones del proyecto Neumonía Zero. Enfermería Intensiva. 33, Sup (1). Obtenido de <https://doi.org/10.1016/j.enfi.2022.05.005>
- ❖ Arroyo Sánchez, A., Leiva Goicochea J., & Aguirre Mejía R. (2016). Características clínicas, epidemiológicas y evolución de la neumonía nosocomial severa en la unidad de cuidados intensivos. 16, (1) Lima. Obtenido de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-558X2016000100002&lng=es&tlng=es
- ❖ Asenjo C., & Pinto R. (2017). Características anátomo-funcional del aparato respiratorio durante la infancia. Revista Médica Clínica Las Condes. 28 (1): 7 – 19. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.rmclc.2017.01.002>
- ❖ Becton Dickinson GmbH (08/2003). BD Fluid Thioglycollate Medium (FTM) Obtenido de: <https://legacy.bd.com/europe/regulatory/assets/ifu/hb/ce/ba/es-ba-257144.pdf>
- ❖ Becton Dickinson GmbH (07/2014). BD MacConkey II Agar. Obtenido de: <https://www.bd.com/resource.aspx?IDX=8770>
- ❖ Bio-Rad (07/2019) SABOURAUD CHLORAMPHENICOL AGAR. Obtenido de: https://commerce.bio-rad.com/webroot/web/pdf/inserts/CDG/es/64644_2019_07_ES.pdf
- ❖ Blanquer J., Aspa J., Anzueto A., Ferrer M., Gallego M., Rajas O., Rello J., Rodríguez de Castro F., & Torres A. (2011) Normativa SEPAR: neumonía nosocomial. Archivos de bronconeumología. 47 (10). Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.arbres.2011.05.013>
- ❖ Chaucha D., & Shames S. R. (2021). Pathogenicity and Virulence of Legionella: Intracellular replication and host response. PubMed Central Virulence. Obtenido de: <https://doi.org/10.1080%2F21505594.2021.1903199>

- ❖ Corral Blanco M., Martínez Vergara A., Hernández Voth A., & Sayas Catalán J. (2022). Neumonía nosocomial. *Medicine-Programa de formación Médica continuada acreditado*. 13 (66) Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.med.2022.10.012>
- ❖ Custardoy J., Ibañez Cuerda M. D., Martínez Galceran J. J., & García Pachón E. (s/a). Neumonía nosocomial en el enfermo neurológico. Primer congreso virtual Iberoamericano de neurología. Obtenido de: <https://www.svneurologia.org/congreso/h-general-7.html>
- ❖ Díaz A., Calvo M., O'Brien G., Mardóñez J., & Saldías F. (2002). Utilidad clínica de los hemocultivos en pacientes hospitalizados por neumonía adquirida en la comunidad. *Revista médica de Chile*. 130 (9). Obtenido de: <http://dx.doi.org/10.4067/S0034-98872002000900005>
- ❖ Díaz E., Martín-Loeches I., & Vallés J. (2013). Neumonía nosocomial. *Enfermedades infecciosas y microbiología clínica*. 31 (10): 692 - 698 Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2013.04.014>
- ❖ Díaz L. A., Llauro M., Rello J., & Restrepo M. I. (2010). Prevención no farmacológica de la neumonía asociada a ventilación mecánica. *Archivos de Bronconeumología*. 46 (4): 188 - 195. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.arbres.2009.08.001>
- ❖ Diccionario NCI Instituto Nacional del Cáncer de los Institutos Nacionales de la Salud de EE. UU. Definición de faringe. Obtenido de: <https://www.cancer.gov/espanol/publicaciones/diccionarios/diccionario-cancer/def/faringe>
- ❖ Diccionario NCI Instituto Nacional del Cáncer de los Institutos Nacionales de la Salud de EE. UU. Definición de laringe. Obtenido de: <https://www.cancer.gov/espanol/publicaciones/diccionarios/diccionario-cancer/def/laringe>

- ❖ Echeverry Toro L. M., & Cataño Correa J. C. (2010). Klebsiella pneumoniae como patógeno intrahospitalario: epidemiología y resistencia. IATREIA. 23 (3). Obtenido de: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0121-07932010000300006
- ❖ Elsevier Connect. (2018) Neumonía intrahospitalaria: factores de riesgo, profilaxis y tratamiento. Obtenido de: <https://www.elsevier.com/es-es/connect/medicina/neumonia-intrahospitalaria-factores-de-riesgo-y-tratamiento>
- ❖ Exposito Boué L. M., Álvarez Masso L., Morales del Castillo Gómez Y., & Salina Quesada C. (2018). Microorganismos causantes de neumonía adquirida en la comunidad en municipio Guantánamo. Rev. Inf. Cient. 97 (4). Obtenido de: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1028-99332018000400788&lng=es&nrm=iso
- ❖ Exposito Boué L. M., Bott Croublet A. B., de la Torre Rosés I., Betancourt Arguello Y., & Sánchez Romero M. (2011). Diagnóstico microbiológico mejorado de infecciones respiratorias bajas a partir de muestra de esputo. Revista Información Científica. 69 (1). Obtenido de: <https://www.redalyc.org/pdf/5517/551757298010.pdf>
- ❖ Fernández de Bobadilla E. L. Planes Reig A., & Rodríguez Creixems M. (2003) Hemocultivos. Procedimientos en microbiología clínica. ISBN: 84-609-2289-8. Obtenido de: https://seimc.org/contenidos/documentoscientificos/procedimientos_microbiologia/seimc-procedimientomicrobiologia3a.pdf
- ❖ Ferrer M., Li Bassi G. L., & Torres A. (2013). Medidas prácticas para la prevención de la neumonía nosocomial. Medicina respiratoria. 6 (1). Obtenido de: <http://www.neumologiaysalud.es/descargas/R6/R6-5.pdf>
- ❖ Flandes Aldeyturriaga J. (2011). El lavado broncoalveolar: un procedimiento sencillo que aporta mucha información. Revista de patología respiratoria. 14 (2): 41 - 42. Obtenido de: <https://www.elsevier.es/es-revista-revista-patologia->

[respiratoria-318-articulo-el-lavado-broncoalveolar-un-procedimiento-X1576989511206784](https://doi.org/10.1016/j.bmhimx.2015.09.004)

- ❖ García-Elorriaga G., Palma-Alaniz L., García-Bolaños C., Ruelas-Vargas C., Méndez-Tovar S., & del Rey-Pineda G. (2015). Microbiología de lavado broncoalveolar en lactantes con neumonía bacteriana adquirida en la comunidad de mala evolución. Boletín médico del hospital infantil de México. 72 (5): 307 - 312. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.bmhimx.2015.09.004>
- ❖ Huertas Franco V., & Lacayo Pallais M. I. (2014). Neumonía por *Stenotrophomonas maltophilia*. Acta méd. costarric. 56 (1). Obtenido de: https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0001-60022014000100006
- ❖ Hurtado M., de la Parte M., & Brito A. (2002). *Staphylococcus aureus*: Revisión de los mecanismos de patogenicidad y la fisiopatología de la infección estafilocócica. Rev. Soc. Ven. Microbiol. 22 (2). Obtenido de: http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-25562002000200003
- ❖ Hutchison A. A., Leclerc F., Nève V., Pillow J. J. & Robinson P. D. (2014). The Respiratory System. In: Rimensberger, P. (eds) Pediatric and Neonatal Mechanical Ventilation. Springer, Berlin, Heidelberg. Obtenido de: https://doi.org/10.1007/978-3-642-01219-8_4
- ❖ Immunizations & Infectious Diseases: An Informed Parent's Guide. (2015). Infecciones por *chlamydia pneumoniae*. Recopilado de: <https://www.healthychildren.org/Spanish/health-issues/conditions/chest-lungs/Paginas/chlamydia-pneumoniae-infections.aspx>
- ❖ Inostroza E., & Pinto R. (2017). Neumonía por agentes atípicos en niños. Revista médica clínica Las Condes. 28 (1). Obtenido de: [10.1016/j.rmclc.2017.01.006](https://doi.org/10.1016/j.rmclc.2017.01.006)
- ❖ Jareño J., Villegas F., & Callol L. (2005). Neumonía intrahospitalaria: introducción, concepto, epidemiología y patogenia. ERGON. IX Neumonías.

103 - 112 Obtenido de: https://www.neumomadrid.org/wp-content/uploads/monogix_6_neumonia_intrahospitalaria_introd.pdf

- ❖ Jimenez P., Calvo M., & Comité de microbiología de la sociedad chilena de infectología. (2005). Diagnóstico microbiológico de la neumonía del adulto adquirida en la comunidad. Rev Chil Enf Respir. 21: 95 – 101. Obtenido de: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/rcher/v21n2/art05.pdf>
- ❖ Kin Wong P., Yan T. Wang H., Neng Chan I., Wang J., Li Y., & Hong Wong C. (2022). Automatic detection of multiple types of pneumonia: Open dataset and a multi-scale attention network. Biomedical Signal Processing and Control. 73. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.bspc.2021.103415>
- ❖ Koulenti D., Myrianthefs P., Dimopoulos G., & Balpoulos G. (2005). Neumonía nosocomial causada por Staphylococcus aureus resistente a meticilina. Enferm Infecc Microbiol Clin. 23 (3): 37 - 45. Obtenido de: <https://www.elsevier.es/es-revista-enfermedades-infecciosas-microbiologia-clinica-28-pdf-S0213005X05752228>
- ❖ Laborclin Produtos para Laboratórios Ltda (08/2022). Agar chocolate. Rev 10. Obtenido de: <https://www.laborclin.com.br/wp-content/uploads/2023/04/172307-10-172307.pdf>
- ❖ Laborclin Produtos para Laboratórios Ltda (07/2022). Agar sangre. Rev.09. Obtenido de: <https://www.laborclin.com.br/wp-content/uploads/2023/04/172310-09-172310-Agar-sangue.pdf>
- ❖ Luna C. M., Monteverde A., Rodríguez A., Apezteguia C., Zabert G., Iltovich S., Menga G., Vasen W., Díez A. R., Mera J. & Por El Grupo Argentino-Latino Americano de estudio de la Neumonía Nosocomial (GALANN). (2005). Neumonía intrahospitalaria: guía clínica aplicable a Latinoamérica preparada en común por diferentes especialistas. Archivos de bronconeumología. 41 (8): 439 – 456. Obtenido de: <https://doi.org/10.1157/13077956>

- ❖ Matas L., & Ausina V. (s/a). Diagnóstico serológico de las infecciones por *Mycoplasma pneumoniae*. Servicio de Microbiología. Hospital Universitari Germans Trias i Pujol, Badalona. Obtenido de: <https://seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/serologia/Mpneumoniae.pdf>
- ❖ Marimón J. M. & Navarro-Mari J. M. (2017). Métodos de diagnóstico rápido de las infecciones respiratorias. *Enferm Infecc Microbiol Clin.* 35 (2): 108 – 115. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2016.11.007>
- ❖ Meseguer M. A., Cacho J. B., Oliver A., & Puig de la Bellacasa J. (2008). Diagnóstico microbiológico de las infecciones bacterianas del tracto respiratorio inferior. *Enferm Infecc Microbiol Clin.* 26 (7): 430 - 436. Obtenido de: <https://doi.org/10.1157/13125641>
- ❖ Miyake M. (2008). Intracellular survival and replication of legionella pneumophila within host cells. Obtenido de: <https://doi.org/10.1248/yakushi.128.1763>
- ❖ Moëne B.K., (2013). Neumonías adquiridas en la comunidad en niños: diagnóstico por imágenes. *Rev. Med. Clin. Condes.* 24 (1): 27 – 35. Obtenido de: [https://doi.org/10.1016/S0716-8640\(13\)70126-3](https://doi.org/10.1016/S0716-8640(13)70126-3)
- ❖ Morales-Múnera O. L., Rosero-Ascuntar C. A., Cuellar-Santaella M., Aristizábal-Serna E. A., & Villegas Castaño A. (2020). Utilidad de los criterios de Murray para el procesamiento de esputo en pacientes con fibrosis quística. *Laboratorio de Infectados de la Universidad de Antioquia (Medellín/Colombia).* *Infectio.* 24 (4). Obtenido de: <https://doi.org/10.22354/in.v24i4.881>
- ❖ Naretto Larsen E., (s/a). Rx. de Tórax Normal. Universidad Finis Terrae. Obtenido de: <https://www.medfinis.cl/img/manuales/rctxnormal.pdf>
- ❖ Netter Frank H., MD. (2014). Atlas de anatomía humana. 6a edición. Copyright 2014 by Saunders, an imprint of Elsevier Inc.

- ❖ Noori Goodarzi N., Pourmand M. R., Rajabpour M., Arfaatabar M., Mosadegh M., Syed Mohamad S. A. (2020). Frequency of *Mycoplasma pneumoniae*, *Legionella pneumophila* and *Chlamydia* spp. among patients with atypical pneumonia in Tehran. *New microbes and new infections*. 37. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.nmni.2020.100744>

- ❖ Paz Zarza V., Mangwani Mordani S., Martínez Maldonado A., Álvarez Hernández D., Solano Gálvez S., & Vázquez López R. (2019). *Pseudomonas aeruginosa*: patogenicidad y resistencia antimicrobiana en la infección urinaria. *Rev chil infectol*. 36 (2). Obtenido de: <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182019000200180>

- ❖ Pen D. L. Yan G. F., He L. Y., Chen W. M., Liu J., Ying J. Y., Wang C. Q. & Lu G. P. (2021). The role of bacterial colonization of ventilator circuit in development of ventilator-associated pneumonia: a prospective observational cohort study. *Clinical Microbiology and Infection*. 27 (3). Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.cmi.2020.04.008>

- ❖ Porcel Pérez J. M. (2010). ABC del líquido pleural. *Seminarios de la fundación Española de reumatología*. 11 (2): 77 - 82. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.semreu.2010.02.003>

- ❖ Pujante Palazón I., Rodríguez Mondéjar J. J., Armero Barranco D., & Sáez Paredes P. (2016). Prevención de neumonía asociada a ventilación mecánica, comparación de conocimientos entre tres unidades de críticos. *Enfermería intensiva*. 27 (3): 120 - 128. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.enfi.2015.10.001>

- ❖ Quiles Machado J. A., Aragón Domínguez V., Monsalvo Hernando M., & Gómez Durán M. (2018). Neumonías bacterianas no neumocócicas (II). Infecciones respiratorias por *Mycoplasma* y *Chlamydia*. Neumonías víricas. *Medicine - Programa de formación médica continuada acreditado*. 12 (54): 3186 – 3197. Obtenido de <https://doi.org/10.1016/j.med.2018.04.002>

- ❖ Rodríguez de Castro F., Solé Violán J., & Julia Serda G. (2005). Métodos diagnósticos en las neumonías: técnicas no invasivas. Técnicas invasivas. ERGON. IX Neumonías. 29 – 45. Obtenido de: https://www.neumomadrid.org/wp-content/uploads/monogix_2_metodos_diagnosticos.pdf
- ❖ Rodríguez Leal C., Garrido Gamarro B., Caamaño Selma O., & Quiles Machado J. (2022). Protocolo diagnóstico de la neumonía de lenta resolución. Medicine - Programa de formación médica Continuada Acreditado. 13 (53): 3132 - 3135. Obtenido de: <https://doi.org/10.1016/j.med.2022.03.025>
- ❖ Ross M. H., & Wojciech Pawlina M. D. (2016). Histología texto y atlas, correlación con biología molecular y celular. 7a Edición.
- ❖ Sáenz V., Ariza B. E., & Álvarez C. (2012). Utilidad clínica de la detección antigénica de galactomanano en el diagnóstico de aspergilosis invasora en un hospital universitario de tercer nivel en Bogotá (Colombia) 2010 – 2012. Infectio. 16 (53): 31 - 37. Obtenido de: [https://doi.org/10.1016/S0123-9392\(12\)70024-3](https://doi.org/10.1016/S0123-9392(12)70024-3)
- ❖ Sattar S., & Sharma S. (2022). Bacterial Pneumonia. StatPearls Publishing. Obtenido de: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK513321/>
- ❖ Serrano-Heranz R., Sicilia-Urbán J. J., & Sanz-Rojas P. (2010). Infecciones por neumococo. Clasificación. Factores predisponentes. Aspectos patogénicos de relevancia clínica o diagnóstica. Manifestaciones clínicas. Formas de comienzo. Elsevier Public Health Emergency Collection. 10 (50): 3352 – 3359. Obtenido de: [https://doi.org/10.1016/S0304-5412\(10\)70042-1](https://doi.org/10.1016/S0304-5412(10)70042-1)
- ❖ Sesma A. C., Francisetti V. A., Pintado S., Paiva C., Mangiaterra S. M. (2012). Valor diagnóstico del método semi-cuantitativo en el procesamiento de aspirados traqueales. Acta Bioquím Clín Latinoam 46 (3): 413 – 418. Obtenido de: <https://www.redalyc.org/pdf/535/53525414010.pdf>
- ❖ Shebl E., & Gulick P. (2022). Nosocomial Pneumonia. StatPearls Publishing. Obtenido de: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK535441/>

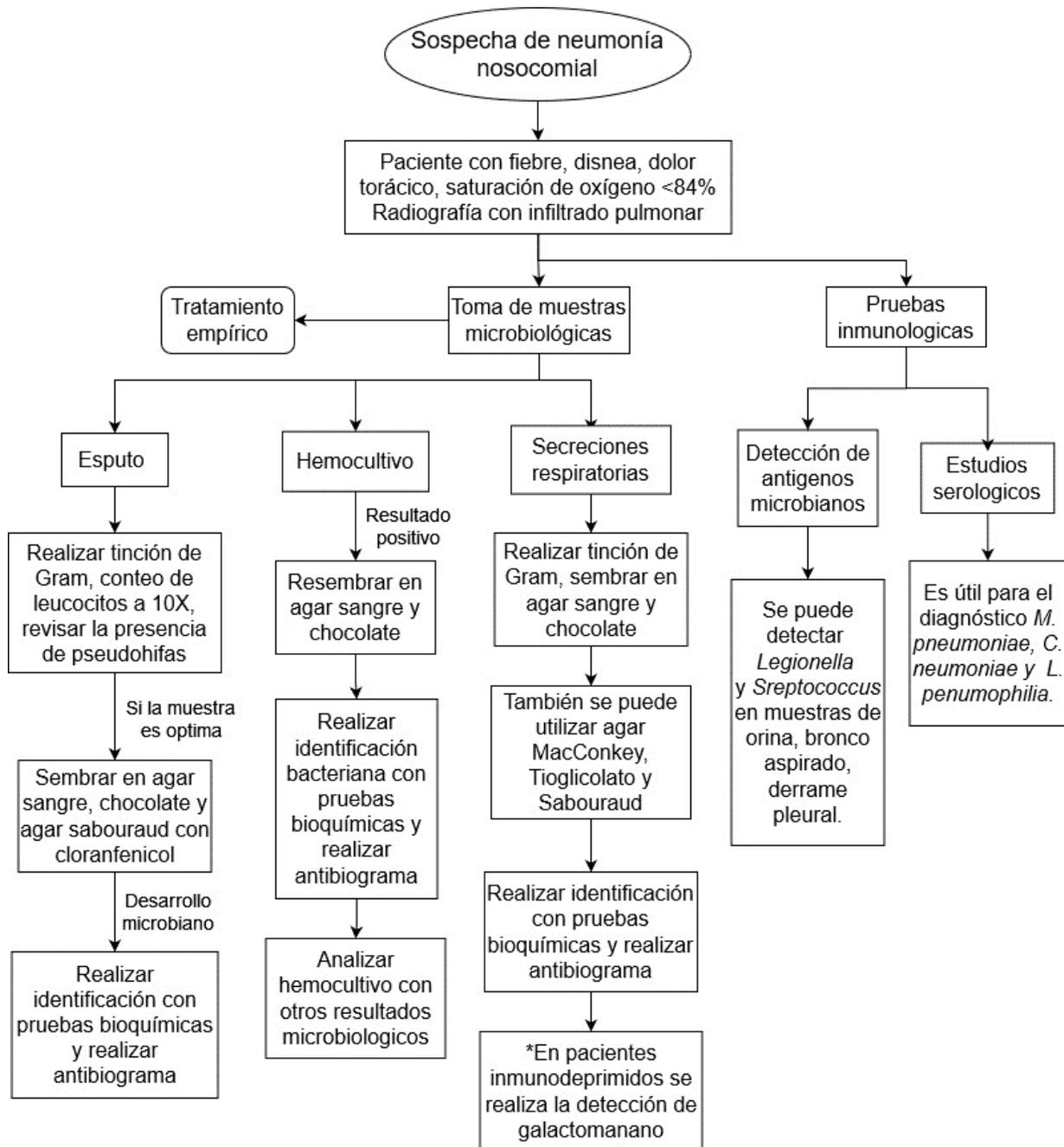
- ❖ Torres Martí A., & Roselló Sáncho J. (2018) Pruebas y Diagnóstico de la Neumonía. Clinic Barcelona, Hospital Universitari. Obtenido de: <https://www.clinicbarcelona.org/asistencia/enfermedades/neumonia/diagnostico>
- ❖ Troncoso C. R., Sepúlveda F. C., Sepúlveda P. E., Guzmán U. C., Morales G. M., & Tapia P. C. (2022). Evaluación de la prueba Aspergillus Galactomannan Ag Virclia® Monotest como alternativa a kit Platelia™ Aspergillus EIA. Rev chil infectol. 39 (3). Obtenido de: <http://dx.doi.org/10.4067/s0716-10182022000200248>
- ❖ Vanegas-Múnera J. M., Roncancio-Villamil G., & Jiménez-Quiceno J. N. (2014). Acinetobacter baumannii: importancia clínica, mecanismos de resistencia y diagnóstico. CES Med 28 (2). Obtenido de: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-87052014000200008
- ❖ Villas de Armas Y., Valdés-Dapena Vivanco M. M., Medell Gago M., Monzote López A., Díaz Novo L., & Toraño Peraza G. (2015) Diagnóstico microbiológico de los líquidos pleurales procesados en de hospital pediátrico “Juan Manuel Márquez”, 2009 - 2013. Panorama Cuba y Salud. 10 (2). Obtenido de: <https://www.redalyc.org/pdf/4773/477347199003.pdf>
- ❖ Vindas Arias J. I., & Benavides Chaves N. (2016). Estudio de Cultivos de Esputos por Bacterias Piógenas realizados en el Laboratorio Clínico Coopesiba Barva R.L. en los meses de Mayo a Agosto del Año 2012. Rev. Costarric. salud pública 25 (2). Obtenido de: https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1409-14292016000200036
- ❖ Viruez Soto J. A. (2007). Stenotrophomonas maltophilia microorganismo multidrogo-resistente emergente. Sociedad científica de estudiantes de medicina U.M.S.A. Núm. 5. Obtenido de: https://web.archive.org/web/20180411003418id_/http://cientifica.umsa.bo/c/doc

[ument_library/get_file?uuid=d2b6e943-c06f-4cd4-a727-44dfb336ed10&groupId=1619613813](https://www.aeped.es/sites/default/files/documentos/10_neumonia_adquirida_en_el_hospital.pdf)

- ❖ Vizmanos Lamotte G., & Martín de Vicente C. (2017). Neumonía adquirida en el hospital. NEUMOPED Protoc diagn ter pediatr. 1: 147-156. Obtenido de: https://www.aeped.es/sites/default/files/documentos/10_neumonia_adquirida_en_el_hospital.pdf
- ❖ Zhang D., Yang D., & Makam A. N. (2019) Utility of Blood Cultures in Pneumonia. Obtenido de: [10.1016/j.amjmed.2019.03.025](https://doi.org/10.1016/j.amjmed.2019.03.025)

11. ANEXOS

Anexo 1: Diagrama diagnóstico de neumonías nosocomiales



Anexo 2: Medios de Cultivo

Agar Sangre

El agar sangre es un medio de cultivo enriquecido con 5% de sangre ovina, en este medio se pueden desarrollar la mayoría de las bacterias Gram-positivas y Gram-negativas así como hongos (mohos y levaduras), a ya que el medio tiene óptimas condiciones de desarrollo para microorganismos no fastidiosos. El medio sin inocular es de color rojo vivo homogéneo, libre de precipitados o partículas visibles, puede llegar a observarse pequeños coágulos aislados.

Se pueden sembrar muestras clínicas como: orina, secreciones y otros fluidos corporales, materiales biológicos diversos, entre otro tipo de muestras.

Los microorganismos presentan crecimientos característicos en este medio de cultivo algunos son los siguientes:

Microorganismo	Características de crecimiento
<i>Staphylococcus aureus</i>	Colonias grandes, opacas, cremosas con borde circular, de coloración blanquecina o ligeramente amarilla con presencia de β -hemólisis.
<i>Staphylococcus coagulasa negativa</i>	Colonias medianas, opacas, cremosas con borde circular de coloración blanca grisácea, y no presentan hemólisis.
<i>Streptococcus</i> grupo viridans	Colonias pequeñas, translúcidas, cremosas con bordes puntiformes, de coloración grisácea, presentan α -hemólisis.
<i>Streptococcus agalactiae</i>	Colonias medianas, circulares translúcidas con borde circular de coloración gris, la mayoría de las colonias presentan β -hemólisis.
<i>Streptococcus pyogenes</i>	Colonias pequeñas, puntiformes de coloración gris, translúcidas con presencia de β -hemólisis.
<i>Streptococcus anginosus</i>	Colonias pequeñas puntiformes translúcidas de coloración gris elevación achatada, con presencia de β -hemólisis.
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	Colonias pequeñas con borde circular transparente elevación achatada, con presencia de β -hemólisis.

<i>Enterococcus spp.</i>	Colonias medianas con borde circular, opacas de color gris, no presenta hemólisis.
<i>Moraxella catarrhalis</i>	Colonias grandes con borde circular, opacas de coloración café claro, secas, no presentan hemólisis.
<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	Colonias pequeñas translúcidas con borde circular, color gris y no presentan hemólisis.
<i>Listeria monocytogenes</i>	Colonias pequeñas translúcidas con pequeñas zonas de β -hemólisis.

El control de calidad del medio de cultivo se puede realizar con las siguientes cepas ATCC:

Cepa	Desarrollo esperado
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC® 25923	Se observa un buen crecimiento y formación de β -hemólisis.
<i>Enterococcus faecalis</i> ATCC® 29212	Se observa un buen crecimiento sin presencia de hemólisis.
<i>Streptococcus pneumoniae</i> ATCC® 49619	Se observa un buen crecimiento y presenta α -hemólisis.

Laborclin Produtos para Laboratórios Ltda, 2022.

Agar Chocolate

El agar chocolate es un medio de cultivo enriquecido que permite el crecimiento de bacterias fastidiosas como *Haemophilus spp.* y *Neisseria spp.* debido a que contiene eritrocitos que han sido lisados por un calentamiento suave a 56 °C.

Se pueden sembrar diferentes tipos de muestras clínicas como: orina, secreciones, otros fluidos corporales, materiales biológicos diversos, o cualquier otra muestra.

Algunas morfologías típicas en el agar sangre son las siguientes:

Microorganismo	Características de crecimiento
<i>Haemophilus influenzae</i>	Colonias pequeñas, brillosas con aspecto de perla y olor característico.
<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	Colonias pequeñas pueden ser incoloras o ligeramente blancas-grisáceas con aspecto mucoide.
<i>Neisseria meningitidis</i>	Colonias medianas o grandes incoloras o ligeramente grises, de aspecto mucoide.
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	Colonias pequeñas brillosas de coloración verdosa.
<i>Moraxella catarrhalis</i>	Colonias redondas, opacas, pequeñas, de coloración gris claro o ligeramente verdosas.

La identificación de los diferentes microorganismos se complementa con las pruebas bioquímicas correspondientes para cada género bacteriano.

El control de calidad de este medio de cultivo se puede realizar con las siguientes cepas ATCC:

Cepas	Desarrollo esperado
<i>Neisseria gonorrhoeae</i> ATCC® 43069	Buen crecimiento
<i>Haemophilus influenzae</i> ATCC® 49247	Buen crecimiento

Laborclin Produtos para Laboratórios Ltda, 2022.

Agar Sabouraud con cloranfenicol

El agar Sabouraud cloranfenicol es un medio de cultivo selectivo de levaduras y hongos filamentosos provenientes de muestras biológicas que presentan una microbiota fúngica y bacteriana. El cloranfenicol es un antibiótico de amplio espectro que inhibe el crecimiento de la microbiota bacteriana, permitiendo el crecimiento selectivo de hongos.

El control de calidad de este medio de cultivo se puede realizar con las siguientes cepas ATCC y presentan el siguiente crecimiento característico:

Cepa	Tiempo de incubación	Características de crecimiento
<i>Candida albicans</i> ATCC 26790	24-48 horas a 30-35°C	Buen crecimiento, colonias pastosas de color blanco o blanco-grisáceo
<i>Microsporium canis</i> ATCC 36299	7 días a 30-35°C y 7 días a 20-25°C	Buen crecimiento, blanco aterciopelado, dorso agamuzado
<i>Trichophyton rubrum</i>	7 días a 30-35°C y 7 días a 20-25°C	Superficie vellosa, superficie inferior pigmentada roja-marrón
<i>Trichophyton violaceum</i>	7 días a 30-35°C y 7 días a 20-25°C	Buen crecimiento, pigmento violeta
<i>Epidermophyton floccosum</i>	7 días a 30-35°C y 7 días a 20-25°C	Colonias de aspecto polvoriento, con superficie inferior presenta una pigmentada roja marrón.
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	24-48 horas a 35-38°C	Sin crecimiento
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	24-48 horas a 35-38°C	Sin crecimiento

Bio-Rad, 2019.

Agar MacConkey

Es un medio de cultivo selectivo debido a que en su composición tiene sales biliares y cristal violeta que inhiben a las bacterias Gram positivas; también es un medio diferencial por el indicador de pH rojo neutro ya que el medio contiene lactosa para poder diferenciar a los microorganismos fermentadores de lactosa de los que no lo son. Es un medio selectivo para el aislamiento y diferenciación principalmente de Enterobacterias y diversos bacilos Gram negativos a partir de muestras clínicas,

este medio de cultivo también se puede utilizar para el análisis microbiológico de alimentos.

El control de calidad se puede realizar con las siguientes cepas ATCC y presentan el siguiente crecimiento:

Cepas	Características de crecimiento
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	Colonias de color rosa, lactosa positiva, puede o no tener precipitado de sales biliares
<i>Proteus mirabilis</i> ATCC 12453	Colonias incoloras o color beige, lactosa negativa
<i>Salmonella typhimurium</i> ATCC 14028	Colonias incoloras, lactosa negativa
<i>Salmonella abony</i> DSM 4224	Colonias incoloras lactosa negativo
<i>Shigella flexneri</i> ATCC 12022	Colonias incoloras lactosa negativo
<i>Klebsiella pneumoniae</i> ATCC 700603	Colonias de color rosa, cremosas, lactosa positiva, puede o no tener precipitado de sales biliares
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	Sin crecimiento
<i>Enterococcus faecalis</i> ATCC 29212	Sin crecimiento

Becton Dickinson GmbH, 2014.

Medio Tioglicolato

El caldo tioglicolato se utiliza como medio de enriquecimiento para muestras clínicas, la glucosa, la peptona y el extracto de levadura proporcionan los factores de crecimiento necesarios para el desarrollo bacteriano. El tioglicolato sódico y la L-cistina son agentes reductores que previenen la acumulación de peróxidos, que son letales para algunas bacterias. La resazurina es un indicador de oxidación-reducción el cual presenta un color rosa con la muestra oxidada y es incolora cuando está reducida.

Se ha observado que las bacterias estrictamente aerobias, crecen en la parte superior, mientras que las anaerobias facultativas o anaerobias estrictas crecen en las profundidades del medio de cultivo.

Su apariencia sin inocular es transparente a ligeramente opalescente, ámbar claro. El control de calidad se puede realizar con las siguientes cepas ATCC y presentan el siguiente crecimiento:

Cepas	Crecimiento esperado
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	Crecimiento satisfactorio
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633	Crecimiento satisfactorio
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 9027	Crecimiento satisfactorio
<i>Clostridium sporogenes</i> ATCC 19404	Crecimiento satisfactorio
<i>Bacteroides vulgatus</i> ATCC 8482	Crecimiento satisfactorio

Becton Dickinson GmbH, 2003.

Anexo 3: Antibiograma método de Kirby Bauer

El medio de cultivo Mueller Hinton es un medio utilizado para la prueba de sensibilidad de bacterias aerobias de rápido crecimiento o anaerobias facultativas.

El método de Kirby Bauer consiste en la difusión de un antimicrobiano impregnado en un disco de papel, sobre la superficie de una placa de agar sembrada previamente con el microorganismo en estudio. Si el microorganismo es sensible al antimicrobiano, sufre una inhibición de su crecimiento alrededor del disco, formando un “halo de inhibición” que es visible y medible luego de 18 hrs. de incubación. El diámetro de la zona de inhibición determina si existe sensibilidad o resistencia al antimicrobiano (Mühlhauser P. M., 2014)



Figura 35: Método de Kirby-Bauer. Tomada de (Mühlhauser P. M., 2014)