



UNIVERSIDAD RICARDO PALMA

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

Presencia de bacterias patógenas en heces de aves acuáticas en el
Humedal “La Arenilla”, Callao

TESIS

Para optar por el Título Profesional de Licenciada en Biología

AUTOR(A)

Santa Cruz Conca, Fiorella Denisse

(ORCID: 0000-0002-2727-7064)

ASESOR(A)

Agurto Saénz, Tomás Rene

(ORCID: 0000-0001-5186-9265)

Lima, Perú

2023

Metadatos complementarios

Datos del autor(a)

Autor(a): Santa Cruz Conca, Fiorella Denisse

Tipo de documento de identidad: DNI

Numero de documento de identidad: 72649106

Datos del(a) asesor(a)

Asesor(a): Agurto Saenz, Tomás Rene

Tipo de documento de identidad: DNI

Numero de documento de identidad: 07207844

Datos de los Miembros del Jurado

Presidente: Foy Valencia, Enzo Carol

DNI: 07006149

ORCID: 0000-0001-7591-813X

Secretario: Madrid Ibarra de Mejía, Flor de María

DNI: 07222631

ORCID: 0000-0002-4041-2718

Vocal: Dávila Robles, Miguel Germán

DNI: 07261702

ORCID: 0000-0002-7429-4836

Datos de la investigación

Campo del conocimiento OCDE: 1.06.01

Código del Programa: 511206

DEDICATORIA

*A mi madre, Patricia, la persona que siempre estuvo apoyándome en cada paso de mi vida,
mi impulso y mis ganas de ser una profesional.*

*A mi abuelito Julio: te prometí ser una gran profesional, parte de este logro también es tuyo.
Sé que desde alguna parte del cielo celebras este momento conmigo.*

*A mi familia, el motivo principal de que haya podido terminar esta carrera, es por ustedes y
este título también.*

AGRADECIMIENTOS

A mi madre, Patricia, por siempre creer en mí y en mis capacidades, por enseñarme a esforzarme por cada sueño que anhelo, y por siempre estar a mi lado. A mi segunda mamá, Gladys, me apoyaste con cada proyecto de la carrera, y con tus palabras siempre me impulsaste a concluir ésta meta; este logro también es para ti. A mi abuela, María Teresa, con tu sonrisa me motivaste durante toda la carrera. Siempre dándome ánimos. A Aleksandra, parte indispensable de que este proyecto se haya logrado, fue por ti. Gracias por darte el tiempo entre todo para apoyarme.

A Paola Pereda, una hermana que la vida me regaló. Gracias por tu apoyo durante todo el proceso, apoyándome siempre en más de una forma. Eres parte fundamental de que esta investigación haya culminado.

Al Dr. Tomás Agurto, por aceptar ser asesor de la presente investigación. Por sus correcciones, consejos y soporte durante todo el proceso.

Al Blgo. Jorge Mariazza, asesor externo, por su apoyo en cada salida de campo, por resolver mis dudas, por cada consejo y asesoramiento en general.

Al presente jurado, Lic. Flor de María Madrid de Mejía, Dr. Enzo Foy Valencia y Lic. Miguel Dávila Robles. Por cada corrección durante todo el proceso, desde el proyecto, hasta el informe final.

A cada persona que de una u otra forma me apoyo a culminar esta tesis.

ÍNDICE

INDICE.....	7
ÍNDICE DE TABLAS	8
ÍNDICE DE FIGURAS Y FLUJOGRAMAS	9
RESUMEN	10
ABSTRACT.....	10
I. INTRODUCCIÓN.....	13
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	15
III. JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN	16
IV. OBJETIVOS	17
4.1. OBJETIVO GENERAL	17
4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	18
V. MARCO TEÓRICO	18
5.1. DEFINICIÓN DE HUMEDALES	18
5.2. IMPORTANCIA DE LOS HUMEDALES EN EL PERÚ	19
5.3. TIPOS DE HUMEDALES.....	20
5.3.1. Humedales marinos y costeros.....	20
5.3.2. Humedales continentales	21
5.3.3. Humedales artificiales.....	21
5.4. HUMEDALES IMPORTANTES EN EL PERÚ	21
5.4.1. Reserva Nacional de Paracas	22
5.4.2. Santuario Nacional Manglares de Tumbes	22
5.4.3. Refugio de Vida Silvestre Los Pantanos de Villa.....	22
5.4.4. Santuario Nacional Lagunas de Mejía	23
5.4.5. Reserva Nacional del Titicaca	23
5.4.6. Reserva Nacional de Junín.....	23
5.4.7. Bofedales y Laguna de Salinas	23
5.4.8. Reserva Nacional Pacaya Samiria	24
5.4.9. Lagunas Las Arreivatadas.....	24
5.4.10. Complejo de humedales del Abanico del río Pastaza	24

5.4.11.	Manglares de San Pedro de Vice	25
5.4.12.	Humedal Lucre – Huacarpay	25
5.4.13.	Laguna del Indio – Dique de los Españoles.....	25
5.4.14.	Estuario de Virrilá.....	25
5.5.	ROL DE LOS HUMEDALES EN LA FAUNA ACUÁTICA	26
5.6.	HUMEDAL COSTERO POZA DE LA ARENILLA.....	26
5.6.1.	UBICACIÓN	26
5.6.2.	HISTORIA Y FORMACIÓN	27
5.6.3.	IMPORTANCIA ECOSISTÉMICA.....	27
5.6.4.	FACTORES AMBIENTALES.....	28
5.6.5.	FAUNA Y FLORA.....	28
5.6.6.	GRADO DE CONTAMINACIÓN.....	29
5.7.	PRINCIPALES AVES ACUÁTICAS EN EL HUMEDAL POZA DE LA ARENILLA.....	30
5.7.1.	<i>Pelecanus thagus</i> “pelicano peruano”	30
5.7.2.	<i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán o patillo”	30
5.7.3.	<i>Phoenicopterus chilensis</i> “parihuana”	31
5.7.4.	<i>Larus belcheri</i> “gaviota peruana”	31
5.7.5.	<i>Haematopus palliatus</i> “ostrero americano”	32
5.7.6.	<i>Haematopus ater</i> “ostrero negro”	32
5.7.7.	<i>Egretta thula</i> “garza blanca pequeña”	33
5.7.8.	<i>Sternula lorata</i> “gaviotín peruano”.....	33
5.7.9.	<i>Numenius phaeopus</i> “zarapito trinador”	33
5.7.10.	<i>Gallinula chloropus</i> “polla de agua”	34
5.7.11.	<i>Ardea alba</i> “garza blanca grande”	34
5.7.12.	<i>Leucophaeus pipixcan</i> “gaviota de Franklin”	34
5.8.	RUTAS MIGRATORIAS EN AVES ACUÁTICAS	35
5.9.	AVES ACUÁTICAS COMO INDICADORES DE SALUD AMBIENTAL	38
5.10.	BACTERIAS PATÓGENAS DE MAYOR INCIDENCIA EN AVES ACUÁTICAS.....	39
VI.	ANTECEDENTES	41
VII.	HIPÓTESIS	44
VIII.	MATERIALES Y MÉTODOS	45
8.1.	LUGAR DE EJECUCIÓN	45

8.2.	TIPO Y DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN.....	45
8.3.	VARIABLES	45
8.4.	OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES.....	45
8.5.	MUESTREO	46
8.6.	PROCEDIMIENTO	46
8.6.1.	Área de estudio	46
8.6.2.	Identificación de aves	47
8.6.3.	Recolección de excretas de aves.....	48
8.6.4.	Análisis microbiológico.....	50
8.6.5.	Aislamiento selectivo.....	50
8.6.6.	Identificación bioquímica	52
8.7.	ASPECTO ÉTICO.....	52
IX.	RESULTADOS Y ANÁLISIS DE RESULTADOS	55
9.1.	RESULTADOS.....	55
9.2.	INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS	63
X.	DISCUSIÓN.....	66
XI.	CONCLUSIONES	69
XII.	RECOMENDACIONES.....	70
XIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	71
XIV.	ANEXOS	81

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla N°1. Primer muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de <i>Pelecanus thagus</i> “pelicano peruano” y <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical”	55
Tabla N°2. Cepas y porcentajes de similitud de las bacterias procedentes de las heces de <i>Pelecanus thagus</i> “pelicano peruano” y <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical”	56
Tabla N°3 Segundo muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical” y <i>Larus belcheri</i> “gaviota peruana”	57
Tabla N°4. Cepas y porcentajes de similitud de las bacterias procedentes de las heces de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical” y <i>Larus belcheri</i> “gaviota peruana”	58
Tabla N°5 Tercer muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical” y <i>Leucophaeus pipixcan</i> “gaviota de Franklin”	59
Tabla N°6. Cepas y porcentajes de similitud de las bacterias procedentes de las heces de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical” y <i>Leucophaeus pipixcan</i> “gaviota de Franklin”	60
Tabla N°7 Cuarto muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical” y <i>Larus belcheri</i> “gaviota peruana”	61
Tabla N°8. Porcentajes de similitud de las cepas aisladas a partir de las heces de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán neotropical” y <i>Larus belcheri</i> “gaviota peruana”	62
Tabla N°9. Cepas bacterianas aisladas en los diferentes reservorios.....	64
Tabla N°10. Avifauna avistada en el humedal costero Poza de la Arenilla.....	65

ÍNDICE DE FIGURAS Y FLUJOGRAMAS

Figura N°1. Tipos de migración en aves. Fuente: RESNATUR, et al. 2004.....	36
Figura N°2. Rutas de migración en aves. Fuente: RESNATUR, et al. 2004.....	37
Figura N°3. Área de estudio. Se resalta el Humedal Costero La Poza de La Arenilla (Fuente: Revista The Biologist, 2017).....	46
Figura N°4. Registro fotográfico del Humedal Poza de la Arenilla, enero 2022.....	47
Figura N°5. Especies de aves identificadas en el humedal. A) <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán”, B) <i>Pelecanus thagus</i> “pelicano”, C) <i>Larus belcheri</i> “gaviota peruana”, D) <i>Leucophaeus pipixcan</i> “gaviota de Franklin”.....	48
Figura N°6. Toma de muestras de heces frescas.....	49
Figura N°7. Muestras recién tomadas de heces frescas en viales.....	50
Figura N°8. Muestras tomadas en laboratorio.....	50
Figura N°9. Colonias sospechosas rosadas lactosa positiva, en agar Mc Conkey. Muestra de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán”.....	51
Figura N°10. Colonias sospechosas amarillas sacarosa positiva, en agar TCBS. Muestra de <i>Pelecanus thagus</i> “pelicano”.....	51
Figura N°11. Crecimiento de colonias aisladas en Agar TSA después de su incubación.....	52
Figura N°12. Bioquímicas realizadas a las cepas. A) Confirmación en TSI, B) Prueba de catalasa, C) Prueba de oxidasa, D) Prueba en agar MIO (motilidad-indol-ornitina).....	53
Figura N°13. Resultado del programa ABIS online para la cepa C2-2b, obtenida a partir de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> “cormorán”, del primer muestreo.....	54
Figura N°14. Resultado del programa ABIS online para las cepas PeC-1a, PeC-1b y PeC-1c, obtenidas a partir de <i>Pelecanus thagus</i> “pelicano peruano”, del primer muestreo.....	54
Figura N°15. Grupos de especies identificadas en el humedal Poza de la Arenilla.....	63
Flujograma N°1. Aislamiento e identificación de bacterias patógenas a partir de las excretas de aves acuáticas en el humedal “Poza de la Arenilla”, La Punta, Callao.....	82

RESUMEN

Los humedales son considerados ecosistemas que cuentan con un gran valor social, económico y ecológico a nivel mundial. Uno de estos ecosistemas es el humedal Poza de la Arenilla, hábitat que alberga distintas especies de aves acuáticas que pueden actuar como reservorios de bacterias patógenas, convirtiéndose en las responsables de introducir y diseminar dichos microorganismos de una zona a otra, durante sus rutas migratorias intercontinentales. Es por ello, que el presente estudio tiene como objetivo determinar la presencia de bacterias patógenas a partir de heces de aves acuáticas en el humedal Poza de la Arenilla. Se colectaron 40 muestras que fueron preenriquecidas en Agua peptonada salina (APA) a pH~9, para la detección preferente de Vibrionáceas, y Agua peptonada (AP) a pH~7, para recuperar Enterobacterias. Para el aislamiento selectivo, las muestras a pH~9 fueron cultivadas en TCBS, mientras que las muestras a pH~7 fueron cultivadas en Mc Conkey, ambas a 37°C por 24 horas. Para la identificación de especies, se realizaron pruebas bioquímicas identificatorias sumado al uso del software ABIS online. Se aislaron un total de 103 cepas, identificando 19 géneros, y a su vez 31 especies de bacterias patógenas, entre ellas *Salmonella*, *Escherichia*, *Vibrio*. Se identificó a *Pelecanus thagus* (residente), *Phalacrocorax brasilianus* (residente), *Larus belcheri* (residente) y *Leucophaeus pipixcan* (migratoria) como reservorios de bacterias patógenas. Se concluye que el humedal Poza de la Arenilla es un ecosistema que alberga especies de aves acuáticas que actúan como vectores de bacterias patógenas que amenazan la salud pública.

Palabras clave: Humedales, Poza de la Arenilla, aves acuáticas, bacterias patógenas, vectores, reservorios

ABSTRACT

Wetlands are considered ecosystems that have great social, economic and ecological value worldwide. One of these ecosystems is the Poza de la Arenilla wetland, a habitat that is home to different species of aquatic birds that can act as reservoirs of pathogenic bacteria, becoming responsible for introducing and disseminating said microorganisms from one area to another, during their intercontinental migratory routes. . For this reason, the present study aims to determine the presence of pathogenic bacteria from waterfowl feces in the Poza de la Arenilla wetland. Forty samples were collected that were pre-enriched in saline peptone water (APA) at pH~9, for the preferential detection of Vibrionaceae, and peptone water (AP) at pH~7, to recover Enterobacteria. For selective isolation, samples at pH~9 were cultured in TCBS, while samples at pH~7 were cultured in McConkey, both at 37°C for 24 hours. For the identification of species, biochemical identification tests were carried out in addition to the use of the ABIS online software. A total of 103 strains were isolated, identifying 19 genera, and in turn 31 species of pathogenic bacteria, including *Salmonella*, *Escherichia*, and *Vibrio*. *Pelecanus thagus* (resident), *Phalacrocorax brasilianus* (resident), *Larus belcheri* (resident) and *Leucophaeus pipixcan* (migratory) were identified as reservoirs of pathogenic bacteria. It is concluded that the Poza de la Arenilla wetland is an ecosystem that harbors species of aquatic birds that act as vectors of pathogenic bacteria that threaten public health.

Keywords: Wetlands, Poza de la Arenilla, waterfowl, pathogenic bacteria, vectors, reservoirs

I. INTRODUCCIÓN

Los humedales son considerados ecosistemas que cuentan con un gran valor social, económico y ecológico a nivel mundial, ya que son el hogar de un gran número de especies variadas entre flora y fauna. Este tipo de ecosistema provee de distintos elementos ambientales indispensables que sirven a la diversidad de especies de aves como una zona de reproducción temporal, de descanso, de alimentación, entre otros.

Uno de estos ecosistemas es el humedal costero Poza de la Arenilla, ambiente que cuenta con una extensión de 18.2 hectáreas. Este se formó a raíz de la construcción en 1967 de dos rompeolas, convirtiéndose en una barrera de la orilla sur del distrito de La Punta. Como consecuencia, se dio la formación de un remanso de agua que, con el transcurso del tiempo, fue poblándose con una amplia variedad de fauna y flora, dando refugio a una gran variedad de crustáceos, peces, aves, moluscos y vegetación típica de humedales.

Dicho hábitat alberga distintas especies de aves acuáticas migratorias que pueden servir de reservorios naturales. Estas actúan también como vectores de bacterias patógenas oportunistas para trasladarlas desde zonas endémicas a lugares libres de dichos microorganismos lesivos para la salud. De este modo, se convierten en las responsables de introducir y diseminar dichos microorganismos patógenos de una zona a otra.

A partir de lo expuesto, nace la preocupación por realizar investigaciones locales; sin embargo, los estudios en humedales limeños son deficientes: no se han realizado estudios científicos que busquen identificar bacterias patógenas que utilicen como reservorio a las aves acuáticas del humedal mencionado en líneas anteriores. Por tanto, se considera necesario abordar este tipo de investigación, pues el rol de las aves acuáticas es actuar como indicadores de salud ambiental, no solo en los reservorios acuáticos del Perú, sino a nivel internacional, ya

que son potenciales portadores de microorganismos de los grupos *Vibrios*, *Enterobacteriaceae*, entre otros.

En suma, al carecer de estudios categóricos, se plantea la necesidad de identificar cuáles son las bacterias infecciosas que podrían estar presentes en las aves acuáticas residentes y migratorias del balneario de la Arenilla. De este modo, se podría evitar la propagación de diferentes enfermedades y aportar en distintas aristas de la salud pública.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Según diversos estudios, como los de Sánchez, *et al.* (2014), se ha observado la presencia de desechos domésticos, residuos y cadáveres de animales en algunas zonas del humedal Poza de la Arenilla, los cuales podrían ser factores determinantes para proporcionar un ambiente en el cual diversos grupos de bacterias como Vibrionáceas o Enterobacterias, puedan propagarse. Además, otras investigaciones indican que existe presencia de bacterias como *Enterobacter*, *Klebsiella* y *Escherichia coli* en el agua de mar y sedimentos del humedal. Posiblemente su presencia se deba a los diferentes residuos contaminantes de las empresas aledañas a la zona urbana de La Punta, Callao (Sánchez, *et al.*, 2014; Podestá, *et al.*, 2017; Tabilo, *et al.*, 2017; Yamashiro, *et al.*, 1997).

Sumado a ello, los trabajos de Ogg, *et al.* (1989) prueban que diversas aves acuáticas en Utah y Colorado eran portadoras de *Vibrio*. Este detalle resulta importante, pues dichas aves diseminaron el microorganismo al ser especies migratorias con rutas a larga distancia. En ese sentido, se puede resaltar la problemática que en el Perú no se han profundizado en estudios que busquen detectar bacterias patógenas de importancia que utilicen a las aves acuáticas como un vector para su proliferación, mientras que en otras partes del mundo es un tema preocupante, ya que la diseminación intercontinental de algún patógeno infeccioso sería una gran amenaza para la salud humana (Rodríguez, *et al.* 2008; Rodríguez, *et al.*, 2010; Ogg, *et al.* 1989; Gogu-Bogdan, M., *et al.* 2014).

Tras la revisión de las investigaciones mencionadas, el estudio de campo, y las acciones experimentales necesarias, es posible identificar la posible presencia de bacterias patógenas para el ser humano dentro de las aves acuáticas que residen permanente y parcialmente en el humedal. Es así que se busca reducir el impacto negativo que tendría en la salud pública a nivel nacional e internacional.

III. JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

En la actualidad, se desconoce si las aves acuáticas moradoras del humedal costero Poza de la Arenilla en el distrito de La Punta, Callao son vectores biológicos para la transmisión de enfermedades bacterianas en el ser humano. A pesar de que se tiene un registro detallado de la ornitofauna residente y migratoria de este ecosistema artificial, a la fecha no se han llevado a cabo estudios microbiológicos detallados que determinen con especificidad la presencia o ausencia de bacterias patógenas en aves acuáticas. Esta falta de información podría causar la posible propagación de enfermedades dentro del público que asiste de manera turística a éste balneario en la época de verano. Además de la falta de investigaciones y acciones dentro del hábitat en mención, este es de suma importancia, pues es considerado uno de los corredores biológicos del Pacífico por el gran número de aves migratorias que lo emplean como zona de descanso, alimentación y reproducción. Es decir, es una zona en la cual habita una gran variedad de especies que podrían incrementar la posibilidad de diseminar bacterias patógenas de otras zonas del mundo.

Lo mencionado sustenta la importancia de determinar la posible presencia de microorganismos en las aves acuáticas que residen temporal o de forma permanente en este apostadero, ya que estos pueden afectar a los visitantes asiduos a la zona del humedal que realizan actividades turísticas o diseminarse a distancia a otras zonas. Esto podría ocurrir en el momento en el que las aves realicen su itinerario migratorio de vuelo. De resultar así, se convertirían en una amenaza para la salud pública.

Al igual que el significado de la presente investigación, resulta importante considerar la viabilidad del mismo. Es así que se expone que el humedal costero Poza de la Arenilla es de libre acceso, lo cual facilitó la realización de la presente investigación. Asimismo, la ejecución de la parte experimental fue accesible tanto a nivel de expedición en la zona de campo como a nivel económico, pues los gastos no resultaron fuera del alcance del investigador. Añadido a

esto, el proyecto, al ser teórico-práctico, podría servir de punto de apoyo en un futuro para que otros investigadores profundicen el estudio y/o utilicen los resultados del mismo para desarrollar nuevos trabajos en diferentes humedales del territorio peruano con la finalidad de evitar la propagación de enfermedades que amenacen la salud pública.

IV. OBJETIVOS

4.1.OBJETIVO GENERAL

- Determinar la presencia de bacterias patógenas a partir de heces de aves acuáticas en el humedal costero artificial “Poza de la Arenilla” en el distrito de La Punta, Callao.

4.2.OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar y aislar qué bacterias patógenas de los grupos *Vibrios*, Enterobacteriaceae, entre otros, se encuentran en las excretas de aves acuáticas del humedal Poza de la Arenilla.
- Identificar cuáles son las aves acuáticas residentes y migratorias, que actúan como reservorio de ciertas bacterias patógenas

V. MARCO TEÓRICO

5.1.DEFINICIÓN DE HUMEDALES

Los humedales podrían definirse como ecosistemas de gran riqueza ecológica, social y económica, que pueden ser de formación natural o artificial. Además, pueden contar con una corriente marina o ser de aguas estancadas cuya profundidad no exceda los seis metros. Estos destacan por ser zonas que incluyen cuerpos de agua dulce o salada, donde el agua es el

principal factor que controla el ecosistema, y a su vez a la flora y fauna vinculadas al mismo (Convención de Ramsar, 2016; Pronaturaleza, 2010; Ministerio de Ambiente, 2015).

Por otro lado, según la Convención Ramsar (2000), se consideran humedales aquellos ecosistemas como pantanos, ríos, lagos, manglares, arrecifes coralinos, pastizales húmedos, oasis, estuarios; así también los humedales artificiales tales como los estanques piscícolas, salinas y embalses.

De una forma más específica, los humedales peruanos costeros cuentan con una serie de características que los hacen ideales para formar parte de los diversos ciclos de migración de múltiples especies de aves, funcionando como una zona de descanso, alimentación, y reproducción (Tabilo, *et. al.* 2017; Velazco & Solís, 2013).

5.2.IMPORTANCIA DE LOS HUMEDALES EN EL PERÚ

La importancia, y a la vez la vulnerabilidad de los diversos humedales que se tiene en el Perú, no han sido correctamente reconocidos por parte de los órganos gubernamentales correspondientes. Por esta razón, no se ha puesto el énfasis necesario para su conservación (Convención de Ramsar, 2016).

A ello se puede sumar las deficientes políticas públicas de conservación y la falta de conciencia ambiental por parte de la población que promueven su deterioro. Al respecto, la Fundación Peruana para la Conservación de la Naturaleza (Pronaturaleza, 2010) mencionan las destacadas funciones que cumplen los humedales, tales como:

- a. Almacenar nutrientes, actuando como sumideros de carbono atmosférico,
- b. Regular el clima de la zona, atenuando las temperaturas e incrementando la humedad y las precipitaciones,

- c. Retener los excesos de agua, contribuyendo a la regulación de los efectos de las inundaciones y sequías,
- d. Actuar como hábitat de especies amenazadas o en peligro de extinción, tanto en flora como en fauna, sobre todo aves acuáticas,
- e. Funcionar como soporte de los núcleos urbanos, zonas turísticas y de las áreas industriales,
- f. Incrementar la calidad paisajística y con ello las posibilidades de oferta turística.

En base a lo expuesto, la protección, conservación y restauración de los humedales es de suma importancia. Se puede afirmar que son ecosistemas que cuentan con una gran diversidad biológica, actuando de manera esencial en el ciclo biológico de innumerables especies vegetales y animales. Se debe tener en cuenta que los humedales, los mismos que se encuentran en todo el mundo desde la tundra hasta el trópico, ocupan aproximadamente 570 millones de hectáreas, ocupando un 6% del planeta (Convención de Ramsar, 2016).

5.3.TIPOS DE HUMEDALES

La Convención de Ramsar clasifica los diferentes humedales en 42 tipos, agrupados en tres categorías: humedales marinos y costeros, humedales continentales y humedales artificiales. Se toman en cuenta factores como tamaño, vegetación, calidad de agua, y, sobre todo, la geomorfología y el régimen hídrico de dichos ecosistemas (Frazier, 1999; Pronaturaleza, 2010; Convención de Ramsar, 2006).

5.3.1. Humedales marinos y costeros

Esta clasificación agrupa una serie de ecosistemas de poca profundidad tales como aguas marinas someras, bahías y estrechos. En esta clasificación también se encuentran las praderas de pastos marinos, praderas de algas, arrecifes coralinos, costas marinas rocosas como

islotos rocosos y acantilados. Se consideran también los estuarios, bajos intermareales de arena o lodo, playas de arena, pantanos y esteros intermareales; incluye marismas y zonas inundadas con agua salada, praderas halófilas, salitrales. Otros ejemplares son los manglares, bosques inundados, lagunas costeras salobres, lagunas costeras de agua dulce (Frazier, 1999).

5.3.2. Humedales continentales

Dentro de esta clasificación se incluyen ríos, arroyos, cascadas, cataratas, lagos permanentes y estacionales de agua dulce, lagos permanentes y estacionales salobres, pantanos, esteros, turberas arboladas. Ingresan en esta categoría, además, humedales alpinos de montaña, de tundra y geotérmicos; manantiales de agua dulce y oasis (Frazier, 1999).

5.3.3. Humedales artificiales

Como o humedales de tipo artificial, se consideran los estanques de acuicultura y piscigranjas, tierras de regadío, tierras agrícolas inundadas estacionalmente, zonas de explotación de sal, salinas artificiales, salineras. Asimismo, se encuentran las áreas de almacenamiento de agua, reservorios, represas hidroeléctricas, canteras de arena y grava, piletas de residuos mineros, plantas de tratamiento de aguas servidas, piletas de sedimentación, piletas de oxidación, canales de transportación y de drenaje, zanjales (Frazier, S. 1999; Pronaturaleza, 2010).

5.4. HUMEDALES IMPORTANTES EN EL PERÚ

El Perú cuenta a la fecha con 14 ecosistemas que pertenecen a la lista Ramsar de humedales de importancia internacional. Se incluyen dentro de la lista por ser característicos, únicos y de gran relevancia internacional para la preservación de la diversidad biológica. Además, 10 de los 14 humedales pertenecientes a la lista Ramsar se ubican dentro de 9 de las áreas protegidas por SERNANP, los cuales llegan a cubrir una superficie total de 6,789,685

hectáreas (Convención de Ramsar, 2022; Ministerio del Ambiente, 2015; Pronaturaleza, 2010).

A continuación, se detallan los 14 humedales:

5.4.1. Reserva Nacional de Paracas

La Reserva Nacional de Paracas, ubicada entre los distritos de Paracas y Salas, en el departamento de Ica, fue reconocida como sitio Ramsar el 30 de marzo de 1992. Dicho ecosistema cuenta con una gran diversidad ecológica de fauna y flora, la cual actúa, sobre todo, como hogar temporal y permanente de numerosas aves que acuden en las diferentes temporadas del año buscando una zona de alimentación, descanso y reproducción. Entre las aves más destacadas de la zona, se nombra al “potoyunco” *Pelecanoides garnotii*, el “flamenco” o “parihuana” *Phoenicopterus chilensis*, el “pingüino de Humboldt” *Spheniscus Humboldt*, entre otras especies (Ministerio del Ambiente, 2019).

5.4.2. Santuario Nacional Manglares de Tumbes

Este ecosistema fue reconocido por Ramsar como un humedal de importancia internacional el 20 de enero de 1997 por ser un albergue temporal para numerosas aves migratorias y hogar de aves acuáticas residentes. Se tienen empadronadas un aproximado de 148 especies de aves acuáticas, de las cuales 19 son nativas de Tumbes, entre ellas el “guaco manglero” *Nyctanassa violaceus*, la “chiroca manglera” o “canario de manglar” *Dendroica petechia* y el “corocoro blanco” *Eudocimus albus*. Además, se reportan 26 especies como aves que emigran desde América del Norte (Ministerio del Ambiente, 2013).

5.4.3. Refugio de Vida Silvestre Los Pantanos de Villa

Este refugio fue incluido en la lista Ramsar el 20 de enero de 1997. Es una zona reconocida por ser uno de los principales corredores en Latinoamérica para las 17 especies de aves migratorias que llegan cada año en busca de una zona de anidación y alimentación. Se encuentra en el sur de Lima, precisamente en el distrito de Chorrillos. Es una laguna de agua

salina de origen subterráneo rodeada de frondosa vegetación creciente (Cevallos, 2018; Convención de Ramsar, 2022).

5.4.4. Santuario Nacional Lagunas de Mejía

El santuario fue incluido en la lista Ramsar el 30 de marzo de 1992. Está conformado por una serie de lagunas salinas que ofrecen un ecosistema óptimo para numerosas aves migratorias, convirtiéndose en un lugar clave en su ruta migratoria. Dichas aves pueden llegar a ser entre 16 mil a más de 118 mil especímenes, según censos actuales llevados a cabo en la zona (Cevallos, 2018; Convención de Ramsar, 2022).

5.4.5. Reserva Nacional del Titicaca

Declarada como sitio Ramsar el 20 de enero de 1997, cuenta con 107 especies aproximadamente de aves acuáticas entre las cuales destacan especies únicas para la zona tales como patos silvestres y el “zambullidor del titicaca” *Rollandia microptera* (Convención de Ramsar, 2022; Ministerio del Ambiente, 2019).

5.4.6. Reserva Nacional de Junín

Debido a la relevancia ecosistémica del lago Junín, este humedal fue incluido en la lista Ramsar el 20 de enero de 1997, en el cual habitan especies en peligro de extinción como el “zambullidor de Junín” *Podiceps taczanoskii*, endémico de la zona (Ministerio del Ambiente, 2019; Convención de Ramsar, 2022).

5.4.7. Bofedales y Laguna de Salinas

Es un humedal que pertenece a lista de sitios Ramsar ubicado dentro de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca, el cual se declaró como tal el 28 de octubre del 2003.

Es hogar de una gran variedad de ornitofauna, en la que resaltan 3 especies en peligro de extinción: el “flamenco andino” *Phoenicoparrus andinus*, el “flamenco chileno” *Phoenicopterus chilensis* y el “flamenco de James” *Phoenicoparrus jamesi* (Convención de Ramsar, 2022).

5.4.8. Reserva Nacional Pacaya Samiria

Es uno de los ecosistemas de mayor importancia para el país ubicado en la provincia de Loreto. Fue declarado como sitio Ramsar el 30 de marzo de 1992. Al contar con la variedad ecológica a nivel de flora, se convierte en un hábitat ideal para más de 400 especies de aves acuáticas, entre las que destacan el *Anhinga anhinga* “sharara”, *Platalea ajaja* "espátula rosada", entre otras (Convención de Ramsar, 2022).

5.4.9. Lagunas Las Arreviatadas

La laguna obtuvo su puesto en la lista Ramsar el 15 de julio de 2007. Este humedal se ubica dentro del Santuario Nacional Tabaconas Namballe en Cajamarca, y mantiene un hábitat bastante único en el Perú: el páramo. Cuenta con más de 20 especies de aves endémicas para el Perú como *Leptosittaca branickii* “perico paramuno”, *Hapalopsittaca pyrrhops* “lorito ecuatoriano” (Convención de Ramsar, 2022).

5.4.10. Complejo de humedales del Abanico del río Pastaza

Considerado el humedal de mayor extensión en toda la amazonia, fue declarado sitio Ramsar el 05 de junio de 2002. Cuenta con una variedad de más de 250 especies de peces (Cevallos, 2018; Convención de Ramsar, 2022).

5.4.11. Manglares de San Pedro de Vice

Este hábitat fue incluido en la lista Ramsar el 12 de junio del 2008, y se encuentra en Piura. Es el ecosistema ideal para 98 especies registradas de aves acuáticas migratorias y residentes. (Convención de Ramsar, 2022).

5.4.12. Humedal Lucre – Huacarpay

Lucre, es un humedal de suma importancia que provee de alimento y pertenece al parque arqueológico de Pikillaqta en Cusco. Es el hogar de una cantidad considerable de especies de aves en estado vulnerable como *Falco femoralis* "halcón aplomado", *Falco peregrinus* "halcón peregrino" y *Jabiru mycteria* "jabirú americano", además de más de 50 especies de aves migratorias y residentes. Fue incluido en la lista Ramsar el 23 de setiembre de 2006 (Convención de Ramsar, 2022).

5.4.13. Laguna del Indio – Dique de los Españoles

Ubicado en Arequipa, fue declarado sitio Ramsar el 28 de octubre de 2003 y se encuentra dentro de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca. Es un ecosistema habitado por numerosas especies de aves, entre las cuales destacan el “huallata” *Chloephaga melanoptera*, el “pollito de mar tricolor” *Phalaropus tricolor*, “malvasia andina” *Oxyura ferruginea*, entre otros (Convención de Ramsar, 2022).

5.4.14. Estuario de Virrilá

Fue el último humedal en ser incluido en la lista Ramsar el 6 de agosto de 2021. Ubicado en Piura, cuenta con una diversidad de especies de aves como el "cóndor de los andes" *Vultur gryphus*, el “gaviotín peruano” *Sternula lorata*, la “gaviota de franklin” *Leucophaeus pipixcan*,

entre otras. Este humedal es sumamente importante, pues es un punto migratorio que recorren hasta 30 especies de aves playeras cada año (Convención de Ramsar, 2022).

5.5. ROL DE LOS HUMEDALES EN LA FAUNA ACUÁTICA

De acuerdo a Conde-Tinco y Iannacone (2013), se afirma la importancia del rol de los humedales dentro del ciclo de vida de diversas especies de aves acuáticas. Dichos ecosistemas, como se ha mencionado a lo largo del presente estudio, son fundamentales por brindar un hábitat óptimo para la alimentación y reproducción de aves acuáticas migratorias en diferentes épocas del año. Además, se los reconoce como una zona de descanso ante las largas rutas migratorias que realizan algunas especies, o como una zona de anidación (Torres, *et al.* 2006; Conde-Tinco y Iannacone, 2013; Pronaturaleza, 2010). En ese sentido, una gran cantidad de especies de aves emplea la vegetación y los sustratos circundantes al humedal como una zona de anidación o defensa contra depredadores. Algunas aves edifican sus nidos en alturas, zonas rocosas, en vegetación emergente de la zona, entre otros (Blanco, 1999).

5.6. HUMEDAL COSTERO POZA DE LA ARENILLA

5.6.1. UBICACIÓN

El Humedal Costero Poza de la Arenilla (de ahora en adelante, HCPA) se caracteriza por ser un reservorio fluvial sintético, cuya medición consta de alrededor de 18.2 hectáreas. Dicho humedal se originó hace 55 años en La Punta, Callao, Perú. Surgió debido a la construcción de dos muelles empleados con el fin de obstruir el paso del agua parcialmente posada (Merizalde, 2020; Podestá y Cotillo, 2016; Troll, 2000). El espacio en mención, actualmente, es empleado por los visitantes como zona de recreación, y además de ello es aprovechado para atraer el turismo ecológico y promover un espacio de actividad física, entre otras formas de ocio (Cotillo, *et al.* 2018).

5.6.2. HISTORIA Y FORMACIÓN

Partiendo desde la construcción de HCPA, y el paso de los años, este comenzó a albergar una vasta cantidad de especies marinas (Podestá y Cotillo, 2016). Añadido a ello, el bajo tránsito de agua originó un persistente hacinamiento de materia orgánica terrenal y constituyente de seres vivos, con lo cual todo lo anterior en mención dio paso a que el ecosistema alcanzara los atributos representativos de un humedal convencional (Troll, 2000; Velazco y Solís, 2004).

En el año 1999, el HCPA fue designado como “Zona Reservada de Protección Municipal” con el objetivo de prevenir la pesca excesiva que pueda causar daños, y a su vez proteger a la diversidad de aves migratorias que este espacio recibe constantemente (El Peruano, 1999).

En favor de lo anterior, en la actualidad, el HCPA es considerado como uno de los refugios de especímenes aviares más importantes del país. Ha recibido hasta 94 especies de aves, considerando entre ellas especies migratorias provenientes de América del Norte, por lo general de Estados Unidos y Canadá (Carazas et al., 2018; Municipalidad del Callao, 2009).

5.6.3. IMPORTANCIA ECOSISTÉMICA

Como fue mencionado, el HCPA recibe aves provenientes de diversos lugares en la ruta del Pacífico. En tanto, la relevancia de los presentes humedales yace, precisamente en la conservación de las aves migratorias provenientes de otras zonas internacionales. Esto se debe a que el humedal constituye un espacio esencial para su alimentación y, a la vez, lugar de descanso para que logren perdurar a través de sus extensos recorridos (Medina, 2005). Añadido a lo anterior, el humedal es esencial en el proceso de construcción de nidos de aves y con ello la crianza de sus crías (Weller, 1999; Pulido, 2003), mientras que, a su vez, contribuye a la preservación de la biodiversidad. Para ello, particularmente la presencia de aves acuáticas

permite conocer el estado de conservación y de salud ambiental que presenta el humedal (Conde-Tinco & Iannacone, 2013).

5.6.4. FACTORES AMBIENTALES

De acuerdo a Podestá y Cotillo (2016), el área en que se encuentra ubicado el HCPA presenta una brisa preponderante en el sur. De lo expuesto, se comprende que al percibir brisa del lado opuesto, la fluidez de la corriente se reduce tenuemente. Ello genera que la estructura y forma del área se encuentren en constante transformación, provocando el aumento de arena debido al bajo tránsito del mar. Este tránsito superficial actúa, principalmente, por la variación de marea y por la trayectoria y fuerza de la brisa (Pronaturaleza, 2010).

La ubicación del humedal dentro del área de la costa lo muestra seco y árido con atributos del subtropical desértico con baja presencia de lluvias. Asimismo, con respecto a su temperatura, esta fluctúa entre cálidas y templadas: no alcanza al frío o calor máximo. El quinto y noveno mes del año experimenta un clima invernal caracterizado por presentar un clima húmedo y templado con una temperatura que varía entre los 13°C y 22°C (Pronaturaleza, 2010).

5.6.5. FAUNA Y FLORA

Respecto a la fauna que habita comúnmente el HCPA, podemos encontrar en su mayoría, una amplia cantidad de aves playeras y pescadoras, avistadas en diferentes épocas del año. Es por ello, que en base a los diversos estudios realizados entre el 2012 y 2016 sobre la riqueza de aves del ecosistema, se registraron un total de 94 especies, entre migrantes y residentes. Entre ellas destacan la “garza azul” *Egretta caerulea*, “zampullín de pico grueso” *Podilymbus podiceps*, “piquero peruano” *Sula variegata*, “gaviota dominicana” *Larus dominicanus*, “pelicano peruano” *Pelecanus thagus*, “cormorán neotropical” *Phalacrocorax brasilianus*, “gaviota de franklin” *Leucophaeus pipixcan*, “garcita blanca” *Egretta thula*,

“garza grande” *Ardea alba*, “piquero de patas azules” *Sula nebouxii*, “gaviota peruana” *Larus belcheri*, “gaviota capucha gris” *Chroicocephalus cirrocephalus*, “gaviota gris” *Leucophaeus modestus*, “gaviota andina” *Chroicocephalus serranus*, “gaviotín de pata negra” *Thalasseus sandvicensis*, “gaviotín zarcillo” *Larosterna inca*, “gaviotín elegante” *Thalasseus elegans*, “cormorán guanay” *Phalacrocorax bougainvilli*, entre otros (Podestá y Cotillo, 2016; Podestá, *et al.* 2017; Cotillo, *et al.* 2018).

En cuanto a la vegetación que se encuentra en el humedal, destaca la presencia de *Ulva lactuca* “lechuga de mar”, la cual es vista mayormente en la época de verano (Yamashiro, *et al.* 1997; Cotillo, *et al.* 2018). También se observa fauna acuática cuando hay marea alta en la zona ubicada entre la orilla y el muro que rodean el humedal, donde se han registrado especies de peces: *Mugil cephalus* “lisa”, *Menticirrus ophicephalus* “pichiguen”, *Nicholsina denticulata* “pococho de mar”, entre otros (Cotillo, *et al.* 2018).

5.6.6. GRADO DE CONTAMINACIÓN

A pesar que, como se ha mencionado anteriormente, el HCPA es escenario de actividades de esparcimiento, ello puede ser afectado por el grado de contaminación que este espacio presenta. Como lo evidencian Sánchez, *et al.* (2014), la contaminación microbiana del agua que forma parte del humedal supera el nivel legal establecido por los Estándares Nacionales de Calidad Ambiental para Agua (ECA).

A la fecha, no se han realizado investigaciones previas acerca del papel de la avifauna en el humedal, como transmisores de bacterias infecciosas, bajo una perspectiva microbiológica. Sin embargo, Ogg, *et al.* (1989) señalan que estudios con humedales constituidos por aves similares que habitan en el HCPA son, en efecto, transmisoras de bacterias altamente peligrosas para el bienestar de las personas. Entre ellas, aseguran, es posible encontrar Enterobacterias, *Vibrios* u otros organismos marinos oportunistas.

De acuerdo a Yamashiro, *et al.* (1997), se señala que en diversos puntos del humedal hay presencia de vertimientos domésticos de residuos orgánicos que provocan la presencia de diversos microorganismos tales como coliformes fecales: *Escherichia coli*, *Klebsiella*, *Enterobacter*; *Streptococos*, *Salmonella* y *Proteus* entéricos. Estos microorganismos fueron detectados tanto en sedimentos del humedal, agua de mar y peces muestreados.

5.7.PRINCIPALES AVES ACUÁTICAS EN EL HUMEDAL POZA DE LA ARENILLA

5.7.1. *Pelecanus thagus* “pelicano peruano”

Alimentación: los pelícanos consumen primordialmente pescados tales como sardinas y anchovetas, además de algunos invertebrados marinos (Zavalaga *et al.* 2011). Asimismo, debido a los espacios que frecuentan, estas especies suelen estar expuestas a residuos de actividad pesquera y mercados, los cuales son ingeridos por ellos, a su vez por su condición de aves piscívoras (Jordán 1964, Leck 1973, Torres & Franke 2008).

Distribución: el “pelicano peruano” es una especie perteneciente al sistema de la corriente de Humboldt, ocupando Sudamérica a partir del sur de Ecuador, Perú, hasta el sur del país chileno (BirdLife International 2016). Asimismo, para ellos es común vivir en zonas transformadas por el ser humano: centros urbanos, caletas pesqueras, entre otros (Jordán 1964, Leck 1973, Torres & Franke 2008). Cabe recalcar, respecto a su distribución reproductiva, que su hábitat se encuentra desde el punto sur de Ecuador a Chile (Housse 1945, Vinueza-Hidalgo *et al.* 2015).

5.7.2. *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán o patillo”

Alimentación: en Perú, mejor conocido como patillo, se nutren esencialmente de peces, algunos crustáceos e invertebrados marinos (Contreras *et al.*, 2003). Si los consumen en exceso,

se podría sufrir una depredación ictiológica y además de ello, afectar la pesca ocasional y comercial (Bucher, 1984).

Distribución: esta especie se encuentra ubicada generalmente en todo el continente americano, desde el sur de Estados Unidos atravesando América del Sur y específicamente está presente asiduamente en Perú (Iannacone, *et al.* 2010). A partir de ello, los *P. brasiliensis* perpetúan en humedales, pantanos, lagunas, entre otros cuerpos acuíferos (Conde- Tinco y Iannacone, 2013). Además, viajan a través del Perú a valles o espacios aledaños para procrear (Monge, 2013).

5.7.3. *Phoenicopterus chilensis* “parihuana”

Alimentación: la especie *Phoenicopterus chilensis* ingiere principalmente crustáceos marinos sin distinguir entre su variedad de tamaños. A su vez, la parihuana tiene tendencia a preferir zonas donde abunden limo y arena (Bucher & Herrera, 1981) por lo cual pueden encontrar su fuente de alimentación en salinas, humedales y lagunas (Segura-Cobeña, 2017), mientras que, de acuerdo a Vizcarra (2014), la especie se nutre con microbios animales y también vegetales.

Distribución: la parihuana tiende a habitar en marismas marinas con gran amplitud, y se presenta en desembocaduras de ríos, lagos de agua dulce y esteros (Plenge, 2016). El espacio donde estas aves deciden anidar varía de acuerdo al estado en que se encuentre la zona acuática. Ello explica la razón por la cual su nidificación no es constante a través de los años ni en áreas específicas (Canevari *et al.*, 1991).

5.7.4. *Larus belcheri* “gaviota peruana”

Alimentación: el ave *Larus belcheri*, o también conocida como “gaviota peruana”, consume entre su alimentación animales marinos tales como peces, cangrejos, moluscos, entre

otros. De esta manera, la gaviota peruana se caracteriza por ser un ave omnívora, consumiendo tanto animales como plantas o vegetación, y a la vez es carroñero. Se encarga de cazar huevos y crías de aves guaneras (Guillén 1990).

Distribución: la especie *Larus belcheri* se presenta en países sudamericanos. Eventualmente, tienen llegada hasta Panamá. A su vez reside en la zona norteña de Perú, específicamente en las islas Lobos de Tierra, a través del sur chileno en Coquimbo (Harrison 1983; Álvarez y Iannacone, 2008)

5.7.5. *Haematopus palliatus* “ostrero americano”

Alimentación: de acuerdo a Goodall *et al.* (1951), afirman que el ostrero americano o pilpilén común se caracteriza por alimentarse esencialmente de cangrejos, bivalvos y gusanos, los cuales son obtenidos por las aves a través de su paso por las piedras costeras.

Distribución: la especie *Haematopus palliatus* reside comúnmente en México, Centroamérica y Sudamérica. Normalmente está conectado a orillas areneras y desembocaduras de barro; asimismo, también es posible encontrarlos en áreas de gran altura de aridez seca (Goya, *et al.* 2016).

5.7.6. *Haematopus ater* “ostrero negro”

Alimentación: entre su alimentación, los ostreros negros consumen alimentos de textura muy sólida, como las ostras marinas y bivalvos en general, los cuales pueden abrir con facilidad a través de su pico alargado. Asimismo, entre sus alimentos se consideran diversos cangrejos que yacen en las zonas rocosas. (Hockey & Branch 1984, Lindberg *et al.* 1987).

Distribución: vive en la misma región que los ostreros blancos, se pueden encontrar a través de playas pedregosas en zonas situadas de baja y pleamar (Hayman *et al.* 1986; Pacheco y Castilla, 2000).

5.7.7. *Egretta thula* “garza blanca pequeña”

Alimentación: la especie *Egretta Thula* se encuentra acostumbrada a consumir en su alimentación diversos peces, algunos crustáceos y larvas (Pulido, 2018; González, 2005).

Distribución: debido a su morfología, la conocida “garza blanca pequeña” es una especie con tendencia a habitar en zonas acuíferas superficiales (González, 2005). Esta puede residir en la superficie de lagunas y totorales (Pulido, 2018). Se le encuentra en general en todo el continente americano.

5.7.8. *Sternula lorata* “gaviotín peruano”

Alimentación: el “gaviotín peruano” se alimenta principalmente de peces de estatura reducida, como también algunos crustáceos. Entre los peces que emplea como alimento se puede encontrar la anchoveta (*Engraulis ringens*) (Ámoros, *et al.* 2010).

Distribución: el también apodado charrancito peruano, es un ave propia de la corriente de Humboldt. Se puede encontrar a través del norte atravesando Ecuador y pasando por la zona sur de Chile, específicamente en Antofagasta (Murphy, 1936). Tienden a procrear y seguir su proceso de nidificación en zonas áridas en la costa (Zavalaga, *et al.* 2009; Ámoros y Saravia, 2012; Álvarez y Iannacone, 2007)

5.7.9. *Numenius phaeopus* “zarapito trinador”

Alimentación: su dieta consiste en el consumo de cangrejos, moluscos y gusanos; invertebrados y vertebrados pequeños (Municipalidad de Lima, 2021).

Distribución: *Numenius phaeopus* se encuentra de manera general en todos los continentes, en diversas playas áridas o con gravilla. Por lo general, esta especie suele convivir

y desplazarse junto a diversidad de aves de estatura media. Asiduamente, se presentan a través de la Costa del Pacífico (Senner y Angulo, 2014).

5.7.10. *Gallinula chloropus* “polla de agua”

Alimentación: respecto a su alimentación, consumen tanto animales como plantas, entre las cuales destacan las poáceas esencialmente. En menor grado, pueden consumir gastrópodos y algunos artrópodos (Beltzer, *et al.* 1990).

Distribución: se encuentran distribuidos a través de la mayoría de continentes, sin considerar el área de Australia y Nueva Guinea. Dentro del país, habitan generalmente en ecosistemas marinos tales como Puerto Viejo y Los Pantanos de Villa (Blasco y Michael, s.f; Miranda, 2013)

5.7.11. *Ardea alba* “garza blanca grande”

Alimentación: Zotta (1984), Beltzer y Oliveros (1981) señalan con respecto a la nutrición de la “garza blanca”, que consumen preferentemente peces, crustáceos, insectos y eventualmente algunos roedores.

Distribución: *Ardea Alba* es de presencia internacional, ubicándose entre los diversos continentes del mundo, a excepción de Oceanía. Asimismo, tienden a tener preferencia por situarse en ecosistemas marinos con aguas superficiales (Lorenzo, *et al.* 2013; Municipalidad de Lima, 2021).

5.7.12. *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de franklin”

Alimentación: *Leucophaeus pipixcan* o también llamada “gaviota de franklin” consume entre su dieta alimentaria diversos insectos, peces y material vegetal (Bayly, 2015; Municipalidad de Lima, 2021).

Distribución: esta ave tiende a residir mayormente en Norteamérica, para luego arribar al país peruano en el décimo mes del año en el cual aterriza en conjunto con su especie, situándose en la zona costera de Perú y el país vecino, Chile. Tienen preferencia por la costa norteña y también en zonas específicas de los Pantanos de Villa o en Huaura (Burger & Gochfeld 2009; Thompson et al. 2011).

5.8. RUTAS MIGRATORIAS EN AVES ACUÁTICAS

El proceso de migración que se da en el mundo animal, específicamente en este caso, en aves, ha sido estudiado a lo largo del tiempo. Este fenómeno de la naturaleza consiste en el cambio de ubicación geográfica que realiza una especie de manera anual, y de forma cíclica, e involucra su sitio de reproducción, alimentación y residencia (Naranjo, 2004). No se tiene claro cómo se establecieron en un inicio las rutas migratorias en aves, pero se tienen teorías en las que prima el hecho de que numerosas especies, que quizá en un inicio habitaban una zona tropical, volaron a zonas más frías en busca de otras condiciones climáticas o viceversa. Bajo esa mirada, es posible que las migraciones sean el resultado de las alternancias climáticas que se han dado a lo largo de la vida en la tierra: el derretimiento de los glaciares, el calentamiento anormal en ciertas zonas, entre otros (Ocampo-Peñuela, 2010).

De acuerdo a la dirección a la que migren, se han considerado que existen 3 tipos de migraciones en aves: migración latitudinal, vertical y horizontal (RESNATUR, *et al.* 2004):

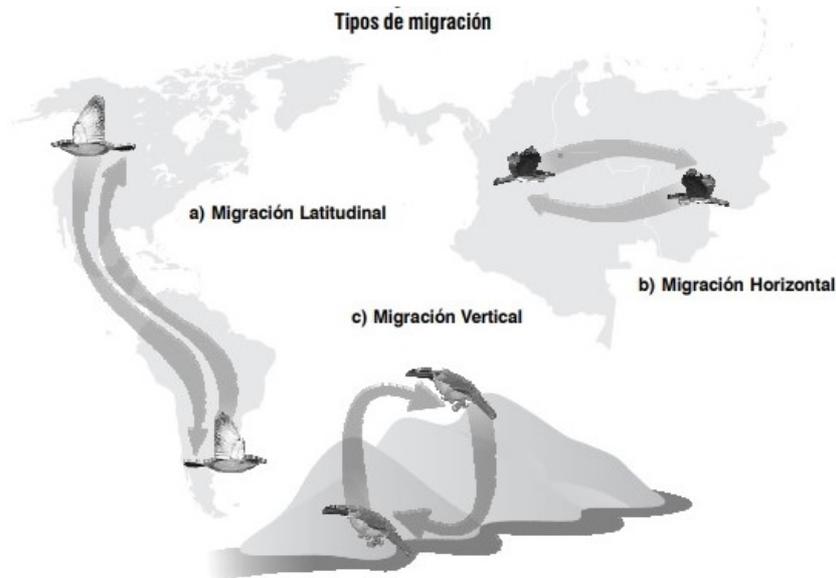


Figura N°1. Tipos de migración en aves. Fuente: RESNATUR, *et al.* 2004

En el caso de las aves migratorias neotropicales, su migración se basa fundamentalmente en el principio de explotar al máximo los recursos en las zonas mientras estos abundan. Por ello, en la época de verano, mientras haya una gran cantidad de recursos alimenticios, las aves aprovecharán el tiempo para establecer sus nidos y reproducirse, cuidando a sus crías y cambiando sus plumas para posteriormente emprender su vuelo a zonas tropicales. Cuando llegan a la zona de invernada, después del largo viaje, dichas aves enfocan su tiempo en alimentarse y descansar para así residir en su nuevo ecosistema tropical por un periodo de 6 meses, para luego retornar nuevamente a su zona de reproducción mencionada en un principio (RESNATUR, *et al.* 2004; Gill, 1995).

Según los autores Greenberg (1993) y Gill (1995), estas aves rigen sus migraciones con la ayuda de ciertas estrategias: se guían a partir de la posición de la luna o el sol, de los campos magnéticos de la tierra, de la dirección del viento, y del instinto de cada especie, entre otros posibles mecanismos.

Con todo lo mencionado anteriormente, se puede establecer los corredores de migración más estudiados a la actualidad (RESNATUR, *et al.* 2004):

- La ruta Centroamericana
- La ruta del Golfo de México
- La ruta del Atlántico

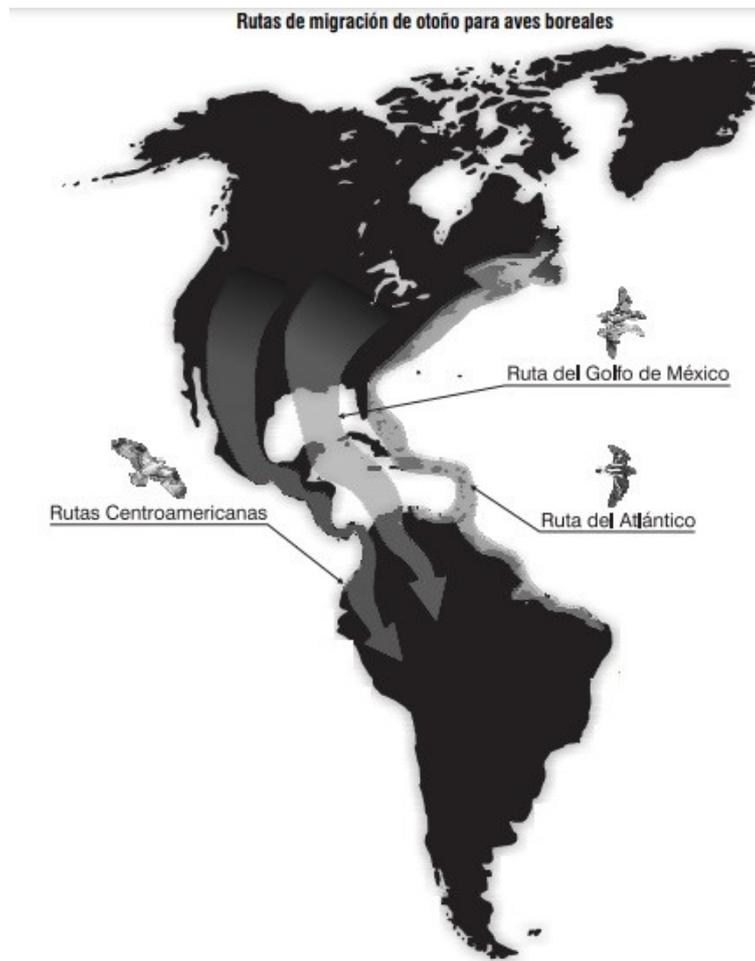


Figura N°2. Rutas de migración en aves. Fuente: RESNATUR, *et al.* 2004

Estas 3 rutas mencionadas permiten el ingreso de una gran cantidad de especies que llegan desde Norteamérica, buscando el ingreso a Sudamérica. Una vez en el continente, se dispersan a diferentes países que cuentan principalmente con humedales: playas, pantanos, lagos, lagunas, entre otros ecosistemas (Fierro, 2009; Senner, *et al.* 2017; Tabilo, *et al.* 2017).

Tabilo, *et al.* 2017 mencionan que esta zona se ve influenciada por la corriente de Humboldt, y que se extiende desde el sur del país, precisamente en los desiertos áridos de

Tacna, hasta el norte delimitando con Tumbes. De esta manera, se resalta el valor ecológico de esta región que recibe anualmente una gran cantidad de especies migratorias, siendo un corredor biológico único.

Se tiene un registro aproximado de 38 especies de aves playeras que se congregan durante su época no reproductiva en Sudamérica, destacando 24 humedales principales a lo largo de la costa del Pacífico, donde descansan por periodos. Dentro de las especies tenemos: *Catoptrophorus semipalmatus*, *Calidris alba*, *Numenius phaeopus*, *Calidris mauri*, entre otras (Pronaturaleza, 2010; Senner, *et al.* 2017).

5.9.AVES ACUÁTICAS COMO INDICADORES DE SALUD AMBIENTAL

La presencia de aves acuáticas en los distintos humedales alrededor del mundo, dependen de múltiples factores, desde la riqueza del lugar, tanto en fauna como en vegetación, como de los elementos con los que puedan proveer de alimentos a dichas especies de aves (Pronaturaleza, 2010). Bajo esa perspectiva es que cobra importancia su presencia poblacional como un indicador de salud ambiental de los ecosistemas en mención, como lo son los humedales (Ogg, *et al.* 1989; Morrison, 1986). El que anualmente las aves continúen llegando a un mismo ecosistema indica a las diferentes entidades que se encargan de su protección que el humedal continúa en un estado de conservación óptimo. (Conde-Tinco & Iannacone, 2013). Si es que se notara la presencia de contaminantes en los ecosistemas o la calidad del hábitat se viera alterada, las primeras en notarlo serían las especies que allí residen. A su vez, la ausencia de especies migratorias sería indicativo de un cambio negativo (Senner, *et al.* 2017; Podestá, *et al.* 2016; Blanco, 1999; Rodríguez, *et al.* 2010; Podestá, *et al.* 2021).

5.10. BACTERIAS PATÓGENAS DE MAYOR INCIDENCIA EN AVES ACUÁTICAS

En el país no se ha profundizado en investigaciones que busquen detectar bacterias patógenas de importancia que utilicen a las aves acuáticas como un reservorio para su proliferación. Por otro lado, investigaciones internacionales sí le hacen énfasis a encontrar los vectores que pudieran proliferar enfermedades infecciosas y a indagar sobre las bacterias que las causan. En ese contexto, se puede destacar los estudios de Rodríguez, *et al.* (2008), en los cuales se confirma la presencia de 2 especies de *Pseudomonas* (*P. aeruginosa* y *P. fluorescens*) que fueron detectadas en muestras de heces de 5 especies de aves del orden *Charadriiformes*, de las cuales 4 eran especies migratorias que podrían diseminar las bacterias en mención a lo largo de sus rutas migratorias de un continente a otro (Rodríguez, *et al.*, 2008). En añadidura, en el 2010, los mismos investigadores confirman la presencia de *Vibrio cholerae* no toxigénico en aves migratorias y residentes en una laguna costera de Venezuela. Con ello, pusieron en alerta una epidemia en la zona (Rodríguez, *et al.* 2010).

Como otra evidencia, se expone la presencia de *V. cholerae* 01 y non-01, los cuales fueron detectados en heces de aves acuáticas en Colorado y Utah, en el continente Norteamericano. Dichas cepas de *Vibrio* fueron encontradas en 20 de 28 especies de aves. De este modo, se demostró cómo es que las bacterias de una manera oportunista buscan perpetuar su ciclo de vida utilizando a las aves acuáticas como un vector para su diseminación (Ogg, *et al.* 1989). De la misma manera, se ha detectado *Vibrio spp.* en el sur del Mar Caribe en heces de aves acuáticas mayormente residentes de la zona (Fernández-Delgado, *et al.* 2016).

Bajo la misma metodología de la colección de muestras de heces frescas, Ebert, *et al.* (2016) señalan en sus estudios en la costa de Brasil la presencia de 23 especies bacterianas

pertenecientes a 12 géneros asociados al reservorio *Larus dominicanus*. Los géneros más abundantes fueron *Staphylococcus*, *Salmonella enteritidis*, *Citrobacter koseri* y *Shiguella spp* (Ebert, *et. al.* 2016).

Por último, en una revisión realizada por Gogu-Bogdan, *et. al.* (2014), se hace mención de la variedad de bacterias patógenas que pueden estar en diferentes grupos de aves, y con ello, el daño que podrían causar al diseminarse al momento de la migración de éstas. Entre ellas destacan la presencia de *Escherichia coli*, *Salmonella*, *Clostridium*, entre otros.

VI. ANTECEDENTES

Huamanchumo (2021) colectó 42 muestras de heces frescas de aves a partir de 8 aves en la zona de la bocana del río Lurín. Estas fueron preenriquecidas con Agua Peptonada Alcalina (APA) 1%, pH~9 por 24 horas para luego aislar selectivamente en agar TCBS. Se obtuvieron 93 cepas, de las cuales el 7.5% correspondieron a *Vibrio cholerae*, 5.4% a *Vibrio furnissii*, 4.3% a *Vibrio fluvialis* y 5.4% a *Vibrio* spp. Asimismo, se realizó la identificación de Enterobacteriaceae, cromobacterias y bacterias no fermentadoras. Se registra por primera vez a *H. palliatus* (ave migratoria) y *P. thagus* (ave residente) como reservorios naturales de *Vibrio cholerae* non-O1/ non-O139 no toxigénico, confirmado por PCR de los genes *ompW* y *ctxA*. De igual modo a *Ocyropsis gaudichaudii*, como reservorio natural para *V. fluvialis*.

Fu et al. (2019) propusieron la hipótesis que a través de las aves acuáticas migratorias se pueden transmitir patógenos presentes en el agua, siendo un mecanismo de transmisión sumamente peligroso que aún no ha sido confirmado epidemiológicamente. Realizaron la secuenciación del genoma completo de *Vibrio* spp. obtenido de muestras de aves acuáticas, sedimentos y moluscos en el estuario del río Liaohe en China. Sus resultados arrojaron que una cepa de *V. parahaemolyticus* aislada de un ave acuática estaba relacionada genómicamente con las otras cepas obtenidas de los sedimentos y moluscos, y tres cepas de *V. mimicus* aisladas de las heces de aves estaban relacionadas con las encontradas en los moluscos. La conclusión a la que llegaron, sugiere que las cepas de *Vibrio* transportadas por aves acuáticas fueron adquiridas a través del consumo directo de los moluscos locales. Identificaron dos cepas de *V. parahaemolyticus* transportadas por aves pertenecientes al mismo clon en Panjin y Shanghái, que están separadas por más de 1150 km, lo que respalda aún más que las aves acuáticas son capaces de transportar y propagar estos patógenos a largas distancias. Sus resultados confirman la primera evidencia de transmisión directa de moluscos a aves acuáticas y que las aves acuáticas actúan como vehículos de diseminación de patógenos transmitidos por el agua. La

vigilancia constante de las aves acuáticas migratorias a lo largo de sus rutas será de suma importancia en un futuro para predecir epidemias de enfermedades infecciosas.

Ebert et al. (2016) identificaron bacterias patógenas asociadas a *Larus dominicanus* de la costa de Santa Catarina. Obtuvieron muestras mediante hisopado cloacal, a partir de 39 individuos. Las cepas fueron transferidas a agua peptonada, posteriormente, a caldo tetracionato y agar manitol salado, con el fin de aislar los géneros *Salmonella* y *Staphylococcus*, respectivamente. Usaron los medios selectivos SS, XLD y Agar Sulfito de bismuto, identificando un total de 23 especies bacterianas pertenecientes a 12 géneros. Las especies representativas comúnmente aisladas en las 3 islas fueron: *Staphylococcus* (30.67%), *Salmonella enteritidis* (20.81%), *Citrobacter koseri* (12.05%) y *Shiguella spp.* (6.81%). Cabe resaltar que, de las 39 muestras colectadas, todas fueron positivas a algún patógeno. Quedo demostrado que *L. dominicanus* es un reservorio de microorganismos patógenos con potencial zoonótico y vector de los mismos.

Fernández-Delgado et al. (2016) en su estudio buscaron evaluar la presencia y distribución de *Vibrio spp.* asociada a muestras de heces de aves acuáticas migratorias y residentes, en el sur tropical del Mar Caribe. Obtuvieron resultados con una prevalencia estimada de 47% y 36% para aves residentes y migratorias en el Refugio de Vida Silvestre Cuare, y 33% y 44% en Isla Margarita, respectivamente. Se confirma la presencia de *Vibrio cholerae* no toxígeno en el Refugio de Vida Silvestre Cuare con mayor prevalencia en aves residentes (18%). Los resultados indican y confirman que varias especies de *Vibrio* son comunes en las aves acuáticas a lo largo del sur del Mar Caribe y contribuyen a la comprensión del papel de las aves como posibles reservorios de bacterias potencialmente patógenas.

Gogu-Bogdan et al. (2014) analizaron el rol de las aves silvestres durante su migración en la transmisión y diseminación de muchos microorganismos zoonóticos emergentes. Ellos

sostienen que los patógenos entran en contacto con las aves durante su ruta migratoria por el contacto con otras poblaciones de aves de diferente itinerario que comparten áreas de alimentación común durante la escala; por tanto, son especies importantes para la salud pública al ser potenciales reservorios de microorganismos patógenos. Entre los microorganismos enteropatógenos, se han registrado bacterias tales como *Salmonella spp.*

Rodríguez et al. (2010) detectaron *Vibrio cholerae* no toxigénico en aves migratorias y residentes en una laguna costera del nororiente de Venezuela. Para el muestreo se tomaron muestras de heces frescas de aves *Charadriiformes*. Estas muestras fueron sembradas en agar MacConkey y preenriquecidas en un tubo con caldo peptonado e incubadas a 37°C para luego ser estriadas en agar TCBS. Al obtener las cepas puras, fueron repicadas en placas con agar nutritivo para llevar a cabo diferentes pruebas bioquímicas identificatorias. Se detectó *Vibrio cholerae* en 2 especies de aves: *C. wilsonia* (residente) y *T. melanoleuca* (migratoria). Todas las muestras de *C. wilsonia* resultaron positivas para *V. cholerae* autoaglutinable no toxigénico, mientras que el 100% de las muestras procedentes de *T. melanoleuca* se identificaron como *Vibrio cholerae* 01 Inaba El Tor no toxigénico. Se demostró que *Vibrio cholerae* puede infectar a este grupo de aves, las cuales pueden servir como agentes de dispersión interhemisférica de este patógeno entérico humano.

Rodríguez et al. (2008), para el muestreo, capturaron aves mediante redes de niebla para luego obtener muestras de heces frescas. Se colectaron 40 muestras de heces provenientes de 5 especies de aves del orden Charadriiformes, 4 migratorias: *Tringa melanoleuca*, *Tringa flavipes*, *Actitis macularia*, *Calidris pusilla* y una residente: *Charadrius wilsonia*. Para el aislamiento, las muestras fueron sembradas en agar MacConkey y Agar Nutritivo, incubadas a 37°C de 18 a 24 horas. Una vez obtenidas las cepas puras, estas fueron repicadas nuevamente en agar nutritivo para llevar a cabo la prueba de oxidasa. También se realizó una coloración Gram a las muestras y se sembraron en agar TSI. Como resultado, se

aislaron 161 cepas, de las cuales el 31% (n=50) pertenecen a la familia Pseudomonadaceae, se identificaron: *Pseudomonas aeruginosa* y *Pseudomonas fluorescens*. Con esto, se demuestra la importancia de la identificación de estos microorganismos, ya que han establecido un reservorio en este grupo de aves, las cuales pueden servir a la vez como agentes de dispersión de enfermedades.

Ogg et al. (1989) registraron la presencia de *V. cholerae* 01 y non-01 en aves acuáticas en Colorado y Utah (Estados Unidos). Estos investigadores analizaron hisopados cloacales y heces evacuadas frescas de aves, enriqueciéndolas en Agua peptonada alcalina para sembrarlas seguidamente en Agar TCBS. Para la identificación de las cepas realizaron la prueba de la oxidasa, el string test (o prueba del “collar”), la prueba de susceptibilidad O/129 fostato y otras pruebas diferenciales adicionales, basándose en el Manual de Bacteriología Determinativa de Bergey. Aislaron *V. cholerae* en 20 de 28 especies de aves, encontrando 17.5% de positividad para el microorganismo, a partir de las deyecciones de aves. Por otro lado, todos los sobrenadantes de *V. cholerae* 01 y non-01 mostraron toxinas que se adhirieron a células adrenales de ratón Y1, evidenciando citotoxicidad. Estos investigadores demostraron que las aves acuáticas sirven como vectores de diseminación de *V. cholerae*.

VII. HIPÓTESIS

Si se logra aislar e identificar bacterias patógenas en las excretas de las aves acuáticas del humedal costero Poza de la Arenilla, La Punta, Callao; podremos implicarlas en su rol como reservorio y fuente de transmisión para dichos microorganismos patógenos.

VIII. MATERIALES Y MÉTODOS

8.1.LUGAR DE EJECUCIÓN

- Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Ricardo Palma en la Av. Benavides 5440, Santiago de Surco.
- Laboratorio BiLab ubicado en la Calle Richard Strauss 270, Condominio Buenavista, Urbanización Los Álamos de Surco.

8.2.TIPO Y DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN

- Tipo de investigación

El tipo de investigación corresponde al cualitativo de tipo aplicada.

- Diseño de la investigación

El diseño de la investigación es descriptivo

8.3.VARIABLES

- Variable independiente: aves acuáticas
- Variable dependiente: bacterias

8.4.OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES

Variable	Indicador	Escala de medida	Instrumento	Categorización de la variable
Bacterias	Presencia o ausencia de colonias	Nominal	Medios de cultivo y pruebas bioquímicas identificatorias	Cualitativa
Aves acuáticas	Características taxonómicas diferenciales	Nominal	Binoculares, guías de campo	Cualitativa

Fuente. Elaboración propia.

8.5.MUESTREO

Se colectaron un total de 40 muestras fecales. A su vez, se obtuvieron 80 sub-muestras puesto que fueron sometidas a un pre enriquecimiento en 2 caldos distintos: Agua peptonada salina (APA) al 1% simple concentración a pH~9 y Agua peptonada (AP) a pH~7. Estas se procesaron parte en el campo, y parte en el laboratorio, sometiéndolos a pruebas bioquímicas-fisiológicas identificatorias.

8.6.PROCEDIMIENTO

8.6.1. Área de estudio

La colecta de muestras de excretas frescas de aves acuáticas fue llevada a cabo en el ecosistema del humedal costero Poza de la Arenilla, ubicado en el balneario de La Punta, en la provincia constitucional del Callao (Fig.1). Se eligieron las zonas del humedal que permitan el adecuado levantamiento de la materia fecal. Asimismo, se realizó la medición de la temperatura del agua, del medio ambiente y del pH.

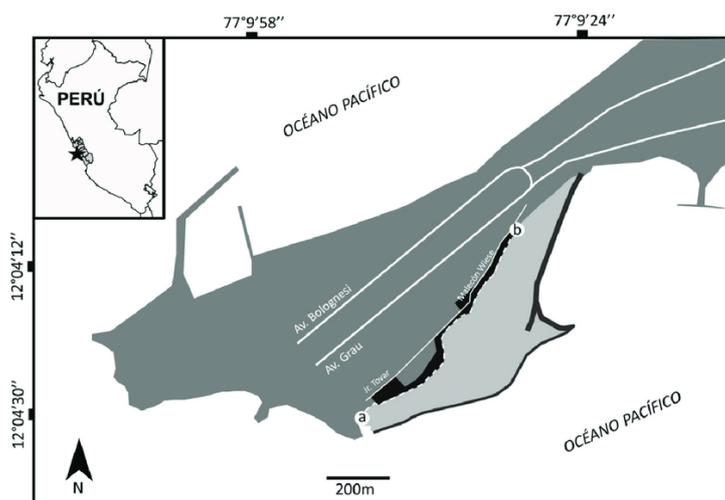


Figura N°3. Área de estudio. Se resalta el Humedal Costero La Poza de La Arenilla (Fuente:

Revista The Biologist, 2017)



Figura N°4. Registro fotográfico del Humedal Poza de la Arenilla, enero 2022

8.6.2. Identificación de aves

Se ejecutaron 4 salidas de campo en la temporada primavera – verano, en horario de la mañana para un mayor avistamiento de fauna. Posterior a ello, se realizó la identificación de las diversas especies de aves por medio del uso de binoculares y guías de campo: Atlas de las Aves playeras del Perú (Senner, N. y Angulo, F. 2014), Aves marinas en el Perú (Goya, et al. 2016.), Guía de aves marino – costeras de la provincia de Lima (Municipalidad de Lima. 2021), Avifauna y sitios clave para su observación en la provincia de Lima (Municipalidad de Lima, 2021), Guía de aves urbanas de la provincia de Lima (Municipalidad de Lima, 2021).



Figura N°5. Especies de aves identificadas en el humedal. A) *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán”, B) *Pelecanus thagus* “pelicano”, y *Larus belcheri* “gaviota peruana” C) *Larus belcheri* “gaviota peruana”, D) *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de Franklin”

8.6.3. Recolección de excretas de aves

Ubicados e identificados los especímenes, se realizó la colecta de muestras aproximando así a la investigadora a las aves para proceder a levantar una porción de heces frescas, mediante un hisopo de algodón estéril, procurando no tomar contacto con arena, agua u otro material distinto a los pellets.



Figura N°6. Toma de muestras de heces frescas.

Se colectaron un total de 40 muestras durante las 4 salidas de campo de realizadas a partir de las siguientes especies de aves acuáticas: *Pelecanus thagus* “pelicano peruano”, *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán”, *Larus belcheri* “gaviota peruana” y *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de Franklin”. Se tomó minuciosa nota del aspecto de cada materia fecal colectada, tomando en cuenta detalles como la consistencia, color y/o presencia de algún material extraño. Dicha porción de excreta fue colocada en viales estériles con tapa-rosca, rotulándolos debidamente. Posteriormente, cada muestra fue enriquecida en 2 caldos distintos: agua peptonada salina (APA) al 1% simple concentración 1X pH~9 y agua peptonada (AP) pH~7; obteniendo un total de 80 sub-muestras. Dichas muestras fueron incubadas por un periodo de 24 horas a 37°C



Figura N°7. Muestras recién tomadas de heces frescas en viales



Figura N°8. Muestras colectadas de heces de aves en laboratorio

8.6.4. Análisis microbiológico

Las muestras se sometieron a análisis bacteriológico para el aislamiento e identificación de las especies bacterianas que correspondan preferentemente con Enterobacteriaceae, *Vibrio* y otras bacterias emergentes según el **Flujograma N°1** (ver Anexos).

8.6.5. Aislamiento selectivo

En el caso de las muestras enriquecidas a pH~9, estas fueron cultivadas en agar Tiosulfato-Citrato-Bilis-Sacarosa (TCBS) (Difco) a 37 °C por 24 horas, mientras que las

muestras enriquecidas a pH~7, fueron cultivadas en agar Mc Conkey (Difco) a 37°C por 24 horas.

Después del periodo de incubación se realizó la lectura de placas, donde se descartaron las que no presentaron crecimiento, mientras que en las placas que hubo crecimiento de colonias se seleccionaron de 2 a 4 colonias presuntivas. En el caso de las placas de TCBS, se eligieron colonias sospechosas sacarosa positiva, mientras que en las placas de Mc Conkey se eligieron colonias sospechosas lactosa positiva.

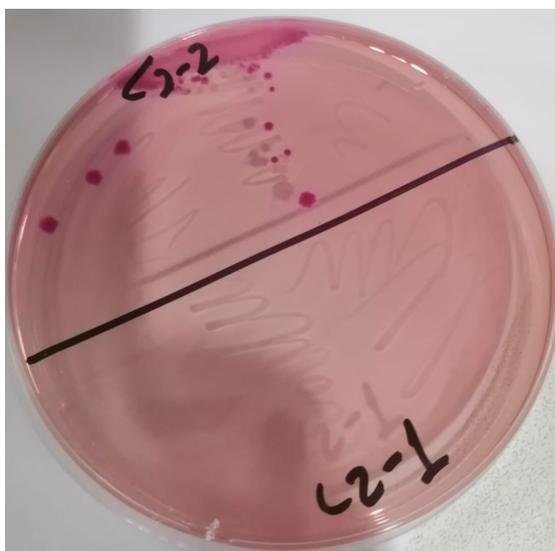


Figura N°9. Colonias sospechosas rosadas lactosa positiva, en agar Mc Conkey. Muestra de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán”



Figura N°10. Colonias sospechosas amarillas sacarosa positiva, en agar TCBS. Muestra de *Pelecanus thagus* “pelicano”

Con dichas colonias seleccionadas, se procedió a realizar el aislamiento de cada una en Agar Soya Tripticasa (TSA) (CondaLab), incubando las placas a 37°C por 24 horas. Transcurrido el tiempo, se tomó nota de las características de las colonias aisladas en TSA, para luego realizar la identificación bioquímica correspondiente.

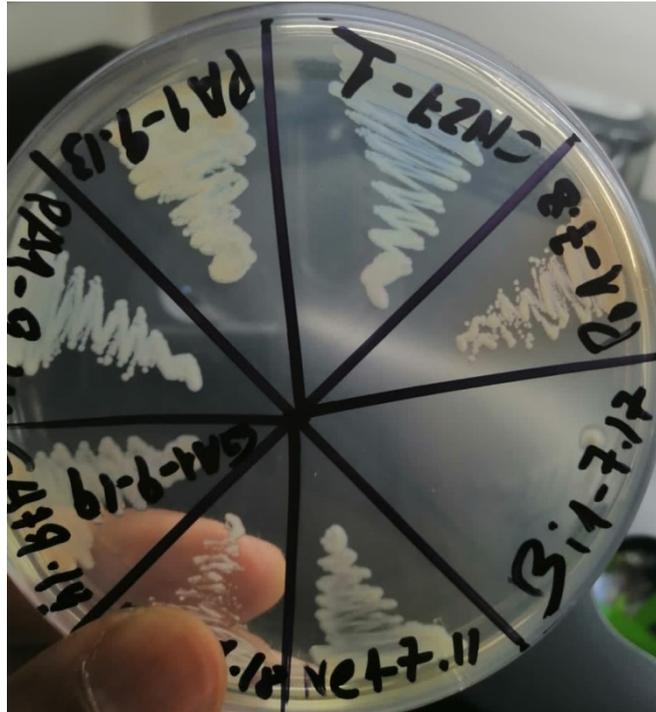


Figura N°11. Crecimiento de colonias aisladas en Agar TSA después de su incubación.

8.6.6. Identificación bioquímica

Se emplearon los siguientes medios y pruebas de diferenciación bioquímica: LIA (Lysine Iron Agar), MIO (motilidad-indol-ornitina), TSI (Triple Sugar Iron), y citrato de Simmons. Se realizaron las pruebas de catalasa y oxidasa; además, por medio de los resultados obtenidos de los medios bioquímicos, se pudo obtener otros parámetros como la fermentación de glucosa, sacarosa y lactosa, la producción de gas a partir de glucosa, la descarboxilación de la lisina, la utilización del citrato, la producción de sulfuro de hidrógeno, la producción de indol y la motilidad.

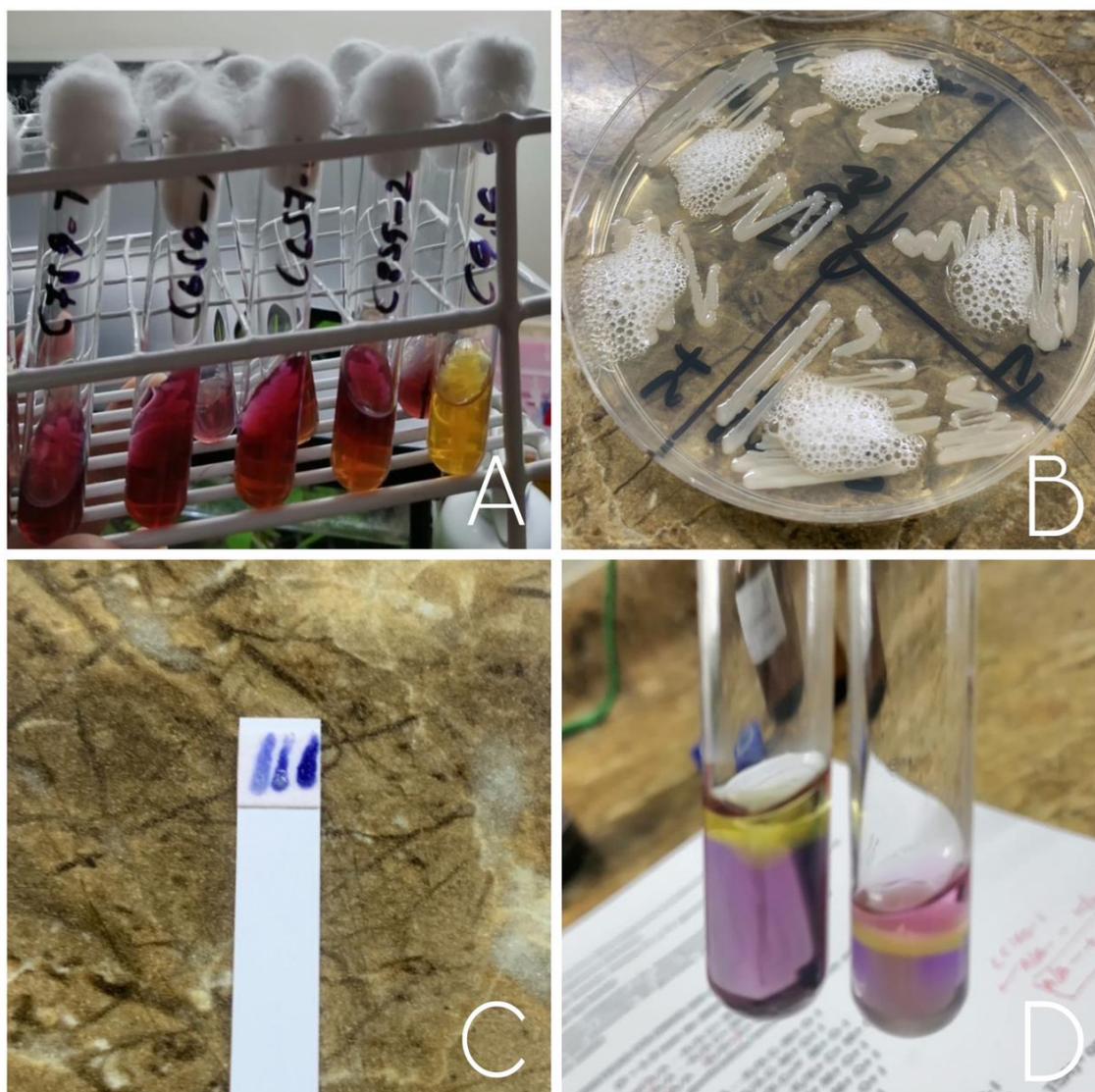


Figura N°12. Bioquímicas realizadas a las cepas. A) Confirmación en TSI, B) Prueba de catalasa, C) Prueba de oxidasa, D) Prueba en agar MIO (motilidad-indol-ornitina)

Se concluyó con la determinación de las especies, según criterios identificatorios de Farmer III y Hickman-Brenner (2006); Farmer III, et al. (1985); Mac Faddin (2003); sumado a ello, se utilizó el software ABIS online.

El software ABIS online (Advanced Bacterial Identification Software) es un programa de laboratorio que cuenta con una data base que nos facilita la identificación de bacterias basado en sus reacciones bioquímicas, características morfológicas de las colonias, entre otros datos específicos. Basado en ello, se procedió a ingresar los datos obtenidos en las pruebas

bioquímicas de cada cepa aislada, una vez hecho esto, el programa nos arroja una o varias especies de bacterias que encajen con las reacciones bioquímicas obtenidas, dándonos un índice de similitud expresado en porcentaje. Se debe resaltar que el software en mención es una herramienta de apoyo al investigador, a esto se debe sumar el criterio del mismo para concluir con una identificación precisa.

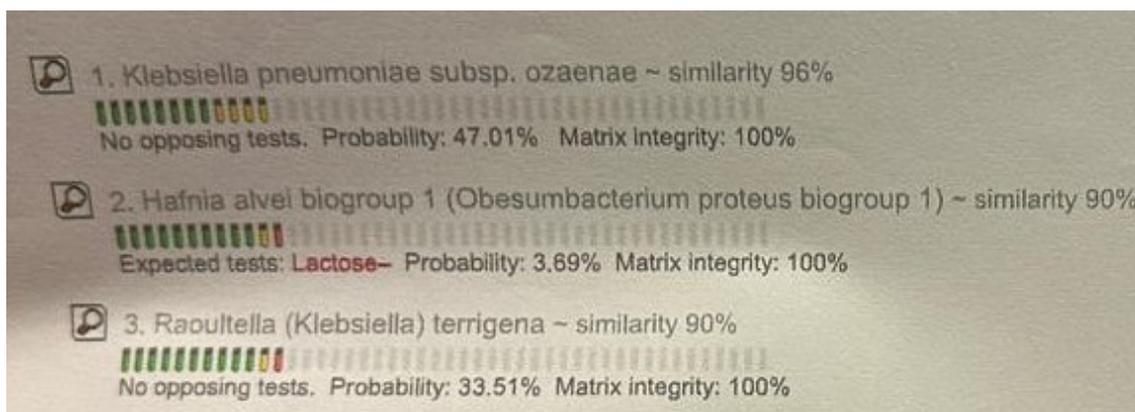


Figura N°13. Resultado del programa ABIS online para la cepa C2-2b, obtenida a partir de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán”, del primer muestreo

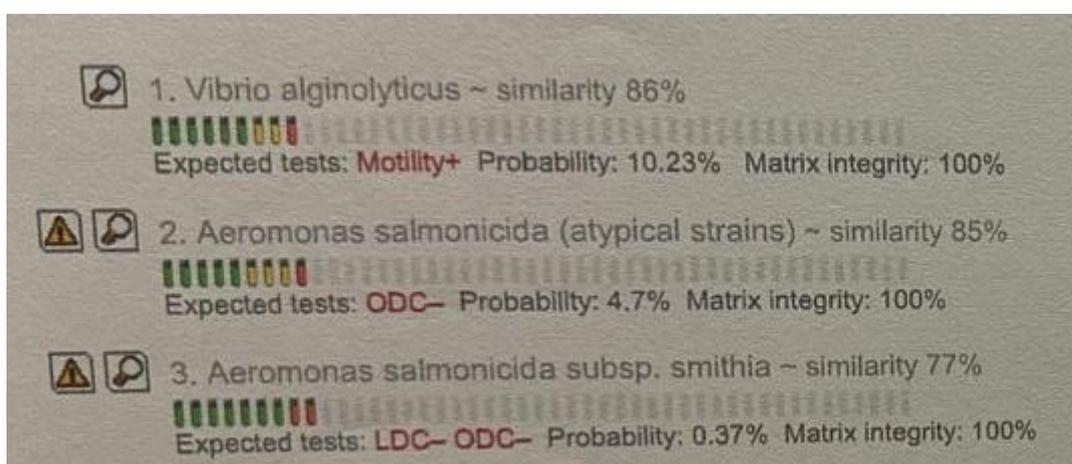


Figura N°14. Resultado del programa ABIS online para las cepas PeC-1a, PeC-1b y PeC-1c, obtenidas a partir de *Pelecanus thagus* “pelicano peruano”, del primer muestreo

8.7.ASPECTO ÉTICO

En el desarrollo de la investigación no aplica el consentimiento de entidades municipales de la provincia del Callao para la toma de muestras y el procesamiento de las mismas.

IX. RESULTADOS Y ANÁLISIS DE RESULTADOS

9.1.RESULTADOS

Se obtuvieron un total de 103 cepas a partir de las 40 muestras iniciales, a lo largo de los 4 muestreos realizados, a continuación, se detallan:

Tabla N°1. Primer muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de *Pelecanus thagus* “pelicano peruano” y *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical”

CEPAS	Oxi	Cat	TCBS / MC	TSI	Gas*	H ₂ S*	LIA	Cit	Mot	Ind	Orn	Tex
PeA-2a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	-	-	-	CR
PeA-2b	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	-	-	-	CR
PeA-2c	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	-	+	+	CR
PeC-1a	+	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	CR
PeC-1b	+	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	CR
PeC-1c	+	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	CR
PeC-2a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	+	+	-	CR
PeC-2b	-	+	Lac-	A/A	-	-	+	-	+	+	+	CR
PeC-2c	-	+	Lac ^w	K/N	-	-	+	+	-	-	+	CR
PeC-2d	-	+	Lac-	K/N	-	-	+	+	-	-	+	CR
C2-1 ^a	-	+	Lac-	A/A	-	-	+	-	-	-	-	CR
C2-2 ^a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	+	-	-	-	CR
C2-3 ^a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	+	-	-	CR
C2-4 ^a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	+	-	-	CR
C2-5 ^a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	+	-	-	CR
C2-6 ^a	-	+	Lac ^w	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
C2-7 ^a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	+	+	-	-	CR
C2-2b	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	-	-	-	CR
C2-5b	-	+	Lac-	K/N	-	-	+	+	-	-	+	CR
C2-2c	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	+	-	-	+	CR
C2-2d	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	+	-	-	+	CR

Ox: Oxidasa, **Cat:** Catalasa, **TCBS:** Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa, **MC:** MacConkey agar, **TSI:** Triple Sugar Iron, **LIA:** Lysine iron agar, **Cit:** Citrato de Simmons, **Mot:** Motilidad, **Ind:** Indol, **Orn:** Ornitina, **Tex:** textura de la colonia, **Pe:** *Pelecanus thagus* “pelicano peruano”, **C:** *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical”, **CR:** cremosa, +: positivo, -: negativo, **w:** débil, *: resultados obtenidos del TSI

Tabla N°2. Cepas y porcentajes de similitud de las bacterias procedentes de las heces de *Pelecanus thagus* “pelicano peruano” y *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical”

Cepas	Especie	Similitud
PeA-2a	<i>Klebsiella pneumoniae subsp. ozaenae</i>	96%
PeA-2b	<i>K. pneumoniae subsp. ozaenae</i>	96%
PeA-2c	<i>Yersinia intermedia</i>	86%
PeC-1a	<i>Vibrio alginolyticus</i>	86%
PeC-1b	<i>V. alginolyticus</i>	86%
PeC-1c	<i>V. alginolyticus</i>	86%
PeC-2a	<i>Escherichia coli</i>	86.8%
PeC-2b	<i>Edwardsiella tarda</i> biogrupo 1	95.2%
PeC-2c	<i>Acinetobacter johnsonii</i> *	81.2%
PeC-2d	<i>A. johnsonii</i> *	81.2%
C2-1a	<i>K. pneumoniae subsp. ozaenae</i>	96%
C2-2a	<i>K. pneumoniae subsp. pneumoniae</i>	90.8%
C2-3a	<i>Yersinia similis</i>	86.2%
C2-4a	<i>Y. similis</i>	86.2%
C2-5a	<i>Y. similis</i>	85.6%
C2-6a	<i>Serratia fonticola</i>	91.6%
C2-7a	<i>S. odorifera</i>	94.2%
C2-2b	<i>K. pneumoniae subsp. ozaenae</i>	96%
C2-5b	<i>A. johnsonii</i> *	81.2%
C2-2c	<i>S. fonticola</i>	83.4%
C2-2d	<i>S. fonticola</i>	83.4%

(*) De acuerdo con el programa ABIS online, se determina que las cepas C2-5b, PeC-2c y PeC-2d poseen un índice de similitud de 81.2% con *Acinetobacter johnsonii*; no obstante, el desarrollo de pigmento marrón bronce difusible de las cepas en TSA (característica que no posee *A. johnsonii*), corresponde a *Stenotrophomonas maltophilia* (anteriormente *Pseudomonas maltophilia*, según Gilardi 1968-1971, y Holmes *et al.* 1979).

Tabla N°3 Segundo muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical” y *Larus belcheri* “gaviota peruana”

CEPAS	Ox	Cat	TCBS/M C	TSI	Gas*	H ₂ S*	LIA	Cit	Mot	Ind	Orn	Tex
LC9-A	-	+	Sac ^w	A/A	-	-	+	-	+	-	-	CR
LC9-B	-	+	Sac-	K/N	-	-	-	-	+	+	+	CR
LC9-C	-	+	Sac-	A/A	-	+	+	+ ^w	+	-	-	CR
LC9-D	-	+	Sac-	A/A	-	+	+	+	+	-	-	CR
LC7a	-	+	Lac-	A/A	-	-	+	+	+	-	-	CR
LC7b	-	+	Lac-	K/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
LC7d	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
LC7e	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
L9a	+	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	MU
L9b	+ ^w	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	MU
L9c	+	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	MU
LBB7A	+	+	Lac-	K/K	-	-	+	+	-	-	+	CR
LBC7A	+ ^w	+	Lac-	K/K	-	-	+	+	-	-	+	CR
LBC7C	+ ^w	+	Lac-	K/K	-	-	+	+	-	-	+	CR
LC90A	-	+	Sac+	A/A	+	+	+	+	+	-	-	CR
LC90B	-	+	Sac+	A/A	-	+	+	+	+	-	-	CR
LC90D	-	+	Sac-	A/A ^R	-	+	+	+	+	-	-	CR
LBB9-1	-	+	Sac+	A/A ^R	-	-	+	+	+	-	+	CR
LBB9-2	-	+	Sac+	A/A ^R	-	-	+	+	+	-	+	CR
LBB9-3	-	+	Sac+	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
LBC-9a	-	+	Sac+	A/A ^R	-	-	+	+	+	-	+	CR
LBC-9b	-	+	Sac+	A/A ^R	-	-	+	+	+	-	+	CR
LBC-9c	-	+	Sac+	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
LC70-1	-	+	Lac-	A/A	-	-	+	+	+	-	-	CR
LC70-2	-	+	Lac-	A/A	-	+	+	+	+	-	-	CR
CAA7a	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	+	+	-	CR
CAA7b	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	+	+	-	CR
CAA7c	-	+	Lac+	A/A	-	-	+	-	+	+	-	CR
CZ7a	-	+	Lac-	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
CZ7b	-	+	Lac-	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR

Ox: Oxidasa, **Cat:** Catalasa, **TCBS:** Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa, **MC:** MacConkey agar, **TSI:** Triple Sugar Iron, **LIA:** Lysine iron agar, **Cit:** Citrato de Simmons, **Mot:** Motilidad, **Ind:** Indol, **Orn:** Ornitina, **Tex:** textura de la colonia, **L:** *Larus belcheri* “gaviota peruana”, **C:** *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical”, +: positivo, -: negativo, w: débil, R: reversión de pico, **CR:** cremosa, **MU:** mucosa, *: resultados obtenidos del TSI

Tabla N°4. Cepas y porcentajes de similitud de las bacterias procedentes de las heces de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical” y *Larus belcheri* “gaviota peruana”

CODIGO	Cepas	Similitud
LC9-A	<i>Edwardsiella hoshinae</i>	86%
LC9-B	Biotipo no fermentador no identificado	-
LC9-C	<i>Salmonella</i> spp.	91.6%
LC9-D	<i>Salmonella</i> spp.	91.6%
LC7a	<i>Brenneria quercina</i>	91.5%
LC7b	<i>Serratia liquefaciens</i>	91.6%
LC7d	<i>S. fonticola</i>	91.6%
LC7e	<i>S. fonticola</i>	91.6%
L9a	Biotipo no identificado	-
L9b	Biotipo no identificado	-
L9c	Biotipo no identificado	-
LBB7A	Biotipo no fermentador no identificado	-
LBC7A	Biotipo no fermentador no identificado	-
LBC7C	Biotipo no fermentador no identificado	-
LC90A	<i>B. quercina</i>	90.8%
LC90B	<i>B. quercina</i>	90.8%
LC0D	<i>Salmonella</i> spp.	91.6%
LBB9-1	<i>Serratia odorifera</i>	94.6%
LBB9-2	<i>S. odorifera</i>	94.6%
LBB9-3	<i>S. odorifera</i>	94.2%
LBC-9a	<i>S. odorifera</i>	94.2%
LBC-9b	<i>S. odorifera</i>	91.6%
LBC-9c	<i>S. odorifera</i>	91.6%
LC70-1	<i>Salmonella</i> spp.	91.6%
LC70-2	<i>Salmonella</i> spp.	91.6%
CAA7a	<i>Escherichia coli</i>	86.8%
CAA7b	<i>E. coli</i>	86.8%
CAA7c	<i>E. coli</i>	86.8%
CZ7a	<i>S. liquefaciens</i>	91.6%
CZ7b	<i>S. liquefaciens</i>	91.6%

Tabla N°5 Tercer muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical” y *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de Franklin”

CEPAS	Ox	Cat	TCBS / MC	TSI	Gas*	H ₂ S*	LIA	Cit	Mot	Ind	Orn	Tex
CN2-7.1	-	+	Lac ^w	A/A	-	-	+	+	+	-	+	CR
PA1-9.13	+	+	Sac-	K/N	-	+	+	+	+	-	+	CR
PA1-9.14	+	+	Sac+	A/A ^R	-	-	+	-	+	-	-	CR
Po1-7.8	-	+	Lac-	K/N	-	-	+	-	-	-	+	CR
Bi-7.17	+ ^w	+ ^w	Lac ^w	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SE
Ne1-7.11	-	+	Lac-	K/A	-	-	-	+	+	+	-	CR
C(Ne)Z-7.18	-	+	Lac ^w	K/N	-	-	+	-	-	-	+	CR
GA1-9.19	+	+	Sac+	K/N	-	+	+	-	+	-	+	CR
COXA-7.9	-	+	Lac ^w	K/A	-	-	-	-	+	-	-	CR
COXA-7.10	-	+	Lac+	A/A	+	-	+	+	+	-	+	CR
CN2-9.16	-	+	Sac+	A/A	-	-	-	-	+	-	-	CR
COXA-9.4	-	+	Sac+	A/A	-	+	+	+	+	-	+	CR
COXA-9.5	-	+	Sac+	A/A	-	-	-	+	+	-	-	CR
GA1-7.20	+ ^w	+	Lac-	K/A	-	+	-	+	+	-	+	CR
PB1-7.6	-	+	Lac+	A/A	-	+	+	+	+	-	-	CR
PB1-7.7	-	+	Lac+	A/A	-	+	-	+	+	-	-	CR
PB1-9.1	-	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	+	-	-	SM
PB1-9.2	+	+	Sac+	K/N	-	+	+	-	+	-	+	CR
COX-7.12	+	+	Lac-	A/A ^R	-	-	+	-	+	+	+	CR
PA1-7.15	-	+	Lac+	A/A	-	-	-	-	+	-	-	CR
COX-9a	+	+	Sac-	A/A	-	-	+	-	+	+	+	CR

Ox: Oxidasa, **Cat:** Catalasa, **TCBS:** Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa, **MC:** MacConkey agar, **TSI:** Triple Sugar Iron, **LIA:** Lysine iron agar, **Cit:** Citrato de Simmons, **Mot:** Motilidad, **Ind:** Indol, **Orn:** Ornitina, **Tex:** textura de la colonia, **G:** *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de Franklin”, **P, C, N, B:** *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical”, +: positivo, -: negativo, w: débil, **R:** reversión de pico, *: resultados obtenidos del TSI, **SR:** sin reacción, **CR:** cremosa, **SM:** semimucosa, **SE:** seca

Tabla N°6. Cepas y porcentajes de similitud de las bacterias procedentes de las heces de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical” y *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de Franklin”

Cepas	Especie	Similitud
CN2-7.1	<i>Serratia fonticola</i>	90.9%
PA1-9.13	Bacteria no fermentadora no identificada	-
PA1-9.14	<i>Aeromonas simiae</i>	99%
Po1-7.8	Bacteria no fermentadora no identificada	-
Bi-7.17	Hongo	-
Ne1-7.11	<i>Providencia rettgeri</i>	98.3%
C(Ne)Z-7.18	Bacteria no fermentadora no identificada	-
GA1-9.19	Bacteria no fermentadora no identificada	-
COXA-7.9	<i>Yersinia similis</i>	95.2%
COXA-7.10	<i>Enterobacter aerogenes</i>	99%
CN2-9.16	<i>Brenneria nigrifluens</i>	94.9%
COXA-9.4	<i>Serratia odorifera</i>	86.8%
COXA-9.5	<i>B. nigrifluens</i>	99%
GA1-7.20	<i>Aeromonas schubertii</i>	73.1%
PB1-7.6	<i>S. odorifera</i>	86%
PB1-7.7	<i>Brenneria quercina</i>	90.8%
PB1-9.1	<i>Salmonella</i> spp.	90.8%
PB1-9.2	Bacteria no fermentadora no identificada	-
COX-7.12	<i>Vibrio parahaemolyticus</i>	99%
PA1-7.15	<i>Y. similis</i>	94.5%
COX-9a	<i>V. parahaemolyticus</i>	99%

Tabla N°7 Cuarto muestreo. Características de las cepas aisladas a partir de las heces de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical” y *Larus belcheri* “gaviota peruana”

CEPAS	Ox	Cat	TCBS / MC	TSI	Gas*	H ₂ S*	LIA	Cit	Mot	Ind	Orn	Tex
C1S7-1	-	+	Lac+	A/A	-	-	-	-	+	+	-	CR
C1S7-2	-	+	Lac ^w	A/A	+	-	-	+	+	+	+	CR
C2S7-1	-	+	Lac+	A/A	-	-	-	-	-	+	-	CR
C2S7-2	-	+	Lac+	K/A	-	-	-	-	-	-	-	CR
C2S7-3	-	+	Lac+	A/A	-	-	-	-	-	+	-	CR
C3S7-1	+	+	Lac-	A/A ^R	+	-	-	-	+	-	-	CR
C4S7CO-1	-	+	Lac+	K/A	+	-	+	-	+	+	+	CR
C4S7CO-2	-	+	Lac-	A/A	+	-	+	-	+	+	+	RU
C5S7-X	-	+	Lac+	A/A	+	-	+	-	+	+	+	CR
C5S7-Y	-	+	Lac+	A/A	+	-	+	-	+	+	+	CR
C6S7-A	+	+	Lac-	K/K	-	-	+	+	-	-	+	CR
C6S7-B	-	+	Lac ^w	A/A ^R	-	+	-	+	+	-	+	CR
C6S7-C	-	+	Lac-	K/A	-	-	-	+	+	-	-	RU
C7S7-1	-	+	Lac+	A/A	+	-	-	-	-	+	-	CR
C7S7-2	+	+	Lac-	K/A	-	-	+	-	+	+	+	CR
C8S7-1	+	+	Lac ^w	A/A	-	-	-	-	-	+	-	CR
C9S7-0	+	+	Lac-	K/A	-	-	+	-	+	+	+	CR
C9S7-1	+	+	Lac-	K/A	-	-	+	-	+	+	+	CR
C10S7-A	-	+	Lac+	A/A	-	-	-	-	+	+	-	CR
C10S7-B	-	+	Lac+	A/A	-	-	-	-	+ ^w	+	-	CR
C1S9-A	+	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	MU
C1S9-B	+	+	Sac-	K/K	-	+	+	+	+	-	+	CR
C5S9-1	+	+	Sac+	A/A	-	-	+	-	-	-	+	MU
C6S9-1	-	+	Sac-	K/A	-	-	-	-	+	+	+	CR
C6S9-2	-	+	Sac+	A/A	+	+	-	-	+	-	+	CR
C6S9-3	-	+	Sac-	K/A	-	-	-	-	+	+	+	CR
C7S9-T	-	+	Sac-	K/A	-	-	-	-	+	+	+	CR
C8S9-1	+	+	Sac+	A/A ^R	-	-	+	+	+	+	-	CR
C8S9-2	-	+	Sac-	K/A	-	-	-	-	+	+	+	CR
C9S9-1	-	+	Sac+	A/A	-	+	-	-	+	-	-	CR
C9S9-2	-	+	Sac-	A/A	-	-	-	-	+	+	+	CR

Ox: Oxidasa, **Cat:** Catalasa, **TCBS:** Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa, **MC:** MacConkey agar, **TSI:** Triple Sugar Iron, **LIA:** Lysine iron agar, **Cit:** Citrato de Simmons, **Mot:** Motilidad, **Ind:** Indol, **Orn:** Ornitina, **Tex:** textura de la colonia, **CO:** *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical”, **CS:** *Larus belcheri* “gaviota peruana”, +: positivo, -: negativo, **w:** reacción débil, **R:** reversión de pico, *: resultados obtenidos de TSI, **CR:** cremosa, **MU:** mucosa, **RU:** rugosa

Tabla N°8. Porcentajes de similitud de las cepas aisladas a partir de las heces de *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán neotropical” y *Larus belcheri* “gaviota peruana”

CEPAS	Especie	Similitud
C1S7-1	<i>Biostraticola tofi</i>	86.8%
C1S7-2	<i>Citrobacter sedlakii</i>	97.5%
C2S7-1	<i>Escherichia coli</i>	84.8%
C2S7-2	<i>B. tofi</i>	94.1%
C2S7-3	<i>E. coli</i>	84.8%
C3S7-1	<i>Vibrio spp.</i>	89.2%
C4S7CO-1	<i>E. coli</i>	94.9%
C4S7CO-2	<i>Escherichia fergusonii</i>	98.3%
C5S7-X	<i>E. coli</i>	94.5%
C5S7-Y	<i>E. coli</i>	94.5%
C6S7-A	Biotipo no fermentador no identificado	-
C6S7-B	<i>Erwinia rhapontici</i>	90.1%
C6S7-C	<i>Erwinia amylovora</i>	99%
C7S7-1	<i>Leclercia (Escherichia) adecarboxylata</i>	87.5%
C7S7-2	<i>Vibrio parahaemolyticus</i>	99%
C8S7-1	<i>Aeromonas salmonicida</i> subsp. <i>achromogenes</i>	99%
C9S7-0	<i>V. parahaemolyticus</i>	99%
C9S7-1	<i>V. parahaemolyticus</i>	99%
C10S7-A	<i>L. (Escherichia) adecarboxylata</i>	89.3%
C10S7-B	<i>L. (Escherichia) adecarboxylata</i>	89.3%
C1S9-A	Biotipo fermentador no identificado	-
C1S9-B*	<i>Shewanella putrefaciens</i>	-
C5S9-1	Biotipo fermentador no identificado	-
C6S9-1	<i>Providencia sp.</i>	89.3%
C6S9-2	<i>Proteus mirabilis</i>	86.5%
C6S9-3	<i>Providencia sp.</i>	89.3%
C7S9-T	<i>Providencia sp.</i>	89.3%
C8S9-1	<i>Aeromonas bivalvium</i>	99%
C8S9-2	<i>Providencia sp.</i>	89.3%
C9S9-1	<i>Brenneria nigrifluens</i>	94.5%
C9S9-2	<i>Morganella morganii</i> subsp. <i>Morganii</i>	82%

(*) La cepa C1S9-B, según sus reacciones bioquímicas, podría corresponder a *Shewanella putrefaciens* (reacciones de acuerdo a Holt *et al.* 2005)

9.2.INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

Mediante el análisis microbiológico, las pruebas bioquímicas correspondientes y con el apoyo del software ABIS online, se pudieron identificar un total de 103 cepas, dentro de los cuales se identificaron 19 géneros, y a su vez 31 especies.

De las 103 cepas identificadas, 6 fueron pertenecientes al género *Yersinia* (5.8%), 2 cepas a *Edwardsiella* (1.9%), 18 a *Serratia* (17.5%), 3 a *Acinetobacter* (2.9%), 9 a *Vibrio* (8.7%), 5 a *Klebsiella* (4.9%), 2 a *Biostraticola* (1.9%), 1 a *Enterobacter* (1.0%), 1 a *Citrobacter* (1.0%), 10 a *Escherichia* (9.7%), 6 a *Salmonella* (5.8%), 7 a *Brenneria* (6.8%), 4 a *Aeromonas* (3.9%), 3 a *Leclercia* (2.9%), 5 a *Providencia* (4.9%), 1 a *Morganella* (1.0%), 1 a *Proteus* (1.0%), 2 a *Erwinia* (1.8%) y 1 a *Shewanella* (1.0%).

Por otro lado, se aislaron cepas que no pudieron ser identificadas, de las cuales 5 fueron bacterias fermentadoras (4.9%), 10 cepas fueron bacterias no fermentadoras (9.7%), y 1 cepa identificada como un moho (1.0%).

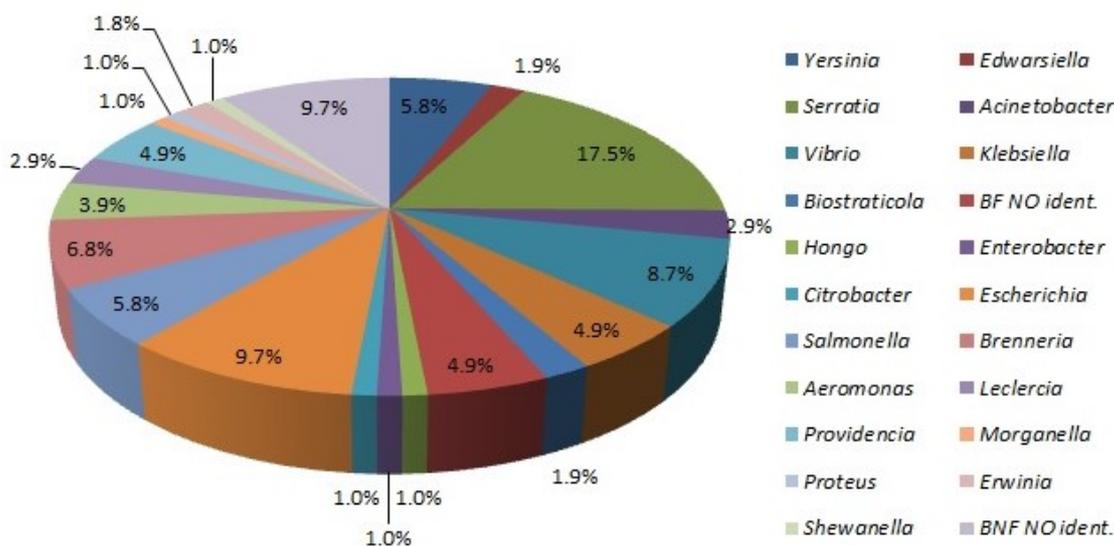


Figura N°15. Grupos de especies identificadas en el humedal Poza de la Arenilla

Se identifica a *Pelecanus thagus* “pelicano peruano” como reservorio de 6 géneros (*Klebsiella*, *Yersinia*, *Vibrio*, *Escherichia*, *Edwardsiella* y *Acinetobacter*); *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán” como reservorio de 11 géneros (*Klebsiella*, *Yersinia*, *Serratia*, *Acinetobacter*, *Escherichia*, *Salmonella*, *Vibrio*, *Aeromonas*, *Providencia*, *Enterobacter* y *Brenneria*), mohos y bacterias no fermentadoras; *Larus belcheri* “gaviota peruana” como reservorio de 15 géneros (*Edwardsiella*, *Salmonella*, *Brenneria*, *Vibrio*, *Serratia*, *Biostraticola*, *Citrobacter*, *Escherichia*, *Erwinia*, *Leclercia*, *Aeromonas*, *Shewanella*, *Providencia*, *Proteus* y *Morganella*), otras bacterias no fermentadoras y fermentadoras; por último, *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de Franklin” como reservorio de *Aeromonas* y bacterias no fermentadoras.

Tabla N°9. Cepas bacterianas aisladas en los diferentes reservorios

	<i>P. thagus</i>	<i>P. brasilianus</i>	<i>L. belcheri</i>	<i>L. pipixcan</i>
<i>Biostraticola</i>	-	-	2	-
<i>Klebsiella</i>	2	3	-	-
<i>Yersinia</i>	1	5	-	-
<i>Edwardsiella</i>	1	-	1	-
<i>Serratia</i>	-	9	9	-
<i>Acinetobacter</i>	2	1	-	-
<i>Vibrio</i>	3	2	4	-
<i>Enterobacter</i>	-	1	-	-
<i>Citrobacter</i>	-	-	1	-
<i>Escherichia</i>	1	3	6	-
<i>Salmonella</i>	-	1	5	-
<i>Brenneria</i>	-	3	4	-
<i>Aeromonas</i>	-	1	2	1
<i>Leclercia</i>	-	-	3	-
<i>Proteus</i>	-	-	1	-
<i>Providencia</i>	-	1	4	-
<i>Morganella</i>	-	-	1	-
<i>Erwinia</i>	-	-	2	-
<i>Shewanella</i>	-	-	1	-
B. fermenta	-	-	5	-
B NO fermenta	-	4	5	1
Hongo	-	2	-	-
Total n=103	10 (10%)	36 (34%)	56 (54%)	2 (2%)

Tabla N°10. Avifauna avistada en el humedal costero Poza de la Arenilla

Nombre científico	Nombre común
<i>Pelecanus thagus</i>	“pelicano peruano”
<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	“cormorán o patillo”
<i>Phoenicopterus chilensis</i>	“parihuana”
<i>Larus belcheri</i>	“gaviota peruana”
<i>Haematopus palliatus</i>	“ostrero americano”
<i>Haematopus ater</i>	“ostrero negro”
<i>Egretta thula</i>	“garza blanca pequeña”
<i>Sternula lorata</i>	“gaviotín peruano”
<i>Numenius phaeopus</i>	“zarapito trinador”
<i>Gallinula chloropus</i>	“polla de agua”
<i>Ardea alba</i>	“garza blanca grande”
<i>Leucophaeus pipixcan</i>	“gaviota de franklin”

X. DISCUSIÓN

Uno de los criterios a tener en cuenta al momento de identificar bacterias a partir de sus reacciones bioquímicas, es que son seres vivos que al estar en un medio u otro buscando su supervivencia en un ecosistema, van a tener una tendencia a presentar mutaciones, por ende, se pueden observar reacciones bioquímicas atípicas en ciertas especies, como también, una cepa puede presentar todas las reacciones bioquímicas esperadas de una especie o género en particular, excepto una, cambiando así la perspectiva de identificación. Con ese criterio en mente, durante la presente investigación se obtuvieron las cepas C2-5b, PeC-2c y PeC-2d, que de acuerdo a las reacciones bioquímicas que presentaron (ver **Tabla N°1**) y con el apoyo del programa ABIS online, se pudo determinar que se trataba de *Acinetobacter johnsonii* con una similitud de 81.2% para las 3 cepas (ver **Tabla N°2**). Al revisar la literatura, lo que no coincidía con la especie identificada, era la pigmentación marrón difusible que particularmente presentaron esas 3 cepas en su aislamiento en TSA. Dicha característica pertenece a *Stenotrophomonas maltophilia* (anteriormente *Pseudomonas maltophilia*) tal como lo mencionan Gilardi (1968 y 1971) en sus estudios. Se resaltan las características bioquímicas típicas de la especie, que se cumplieron en el caso de las cepas mencionadas (C2-5b, PeC-2c y PeC-2d), entre ellas está la formación de colonias lisas cremosas o mucoides, la producción de un pigmento marrón difusible, son oxidasa negativos, catalasa positivos y descarboxilan la lisina (Holmes, *et al.* 1979). Ante la evidencia, cabe decir que la especie *S. maltophilia* es descrita como una bacteria de importancia clínica común en el Reino Unido, además de ser considerada la 2da especie más comúnmente aislada de *Pseudomona*, aunque en menos frecuencia que *Pseudomona aeruginosa*, nos menciona Blazevic (1976).

Las aves de las que provinieron las cepas identificadas como *S. maltophilia*, fueron *Pelecanus thagus* “pelicano peruano” y *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán

neotropical”. Dichos ejemplares pudieron haberse contaminado con la cepa posiblemente durante su ruta migratoria anual, ya que son especies de amplia distribución en Estados Unidos, Chile, Ecuador, Perú y en general en el continente americano (Conde- Tinco y Iannacone, 2013). Al alimentarse de peces, pequeños invertebrados y sedimentos, así como también recorrer diversos ecosistemas internacionales con fuentes de agua posiblemente contaminadas, están expuestos constantemente a que bacterias oportunistas los utilicen como vectores para perpetuar su ciclo de vida (Ogg, *et al.* 1989; Ebert, *et al.* 2016).

Por otro lado, en el cuarto muestreo se obtuvo una cepa particular C1S9-B, la cual provenía de *Larus belcheri* “gaviota peruana”, y acorde a los resultados obtenidos (ver **Tabla N°7**) sus reacciones bioquímicas fueron: oxi(+), cat(+), sac(-), K/K en TSI, sin producción de gas pero sí de sulfuro de hidrógeno, lis(+), cit(+), mot(+), ind(-), orn(+), con colonias cremosas en TSA. Con dichas características no se logró identificar, aún usando el programa ABIS online. Al revisar el estudio de Holt *et al.* (2005), este encajó con las reacciones bioquímicas de la cepa C1S9-B, y se concluye que podría tratarse de *Shewanella putrefaciens*, especie cuya característica principal es la producción de sulfuro de hidrógeno. Holt, *et al.* (2005) concluyen además, que cepas de *S. putrefaciens* son asiduas a ambientes marinos y temperaturas cálidas, lo cual explicaría posiblemente como están implicados como la fuente de contaminación a aves acuáticas, ya que dichas condiciones se cumplen de donde fue obtenida la muestra.

Ebert, *et al.* (2016) identificaron en su estudio 23 especies de bacterias infecciosas en *Larus dominicanus* “gaviota dominicana” en la costa de Brasil. Hallaron principalmente *Staphylococcus*, *Salmonella*, *Citrobacter* y *Shigella*; mientras que en el presente estudio se confirma que *Larus belcheri* actúa como reservorio de 15 géneros de bacterias patógenas (ver **Tabla N°9**), entre ellas, especies que también hallan los

estudios de Ebert, *et al.* (2016): *Citrobacter* y *Salmonella*. Este detalle resulta interesante ya que ambas aves playeras pertenecen al mismo género, y tienen una distribución bastante parecida. Con ello se establece la posibilidad de pensar que especies del género *Larus* tienen una prevalencia a ser vectores de bacterias, respaldada por los diferentes estudios. Sumado a ello, se menciona que *L. belcheri* restringe su hábitat a las costas peruanas y chilenas (Harrison 1983) mientras que *L. dominicanus* incluye las mismas zonas y se expande llegando a otros continentes de manera eventual. Cabe mencionar que se alimentan de basura o en zonas donde hay un alto grado de contaminación fecal, razón que podría explicar la presencia de *Salmonella*, considerado como un agente productor de zoonosis a nivel mundial. Gogu-Bogdan, *et al.* (2014) también menciona en su estudio la presencia de *Salmonella*, respaldando así los resultados obtenidos en la presente investigación, lo cual nos podría indicar que especies del género *Salmonella* son bastante comunes en aves acuáticas relacionadas a humedales o afluentes.

Respecto a la posible presencia de especies del género *Vibrio* en la presente investigación, se puede considerar con alta probabilidad, ya que estudios anteriores como el de Huamanchumo (2019) demuestran que *Pelecanus thagus* actúa como reservorio natural de *Vibrio cholerae* non-O,1 en la zona de la bocana en Lurín. Tal como figura en la **Tabla N°2**, se consideran por sus reacciones bioquímicas, 3 cepas de *Vibrio alginolyticus* con una similitud del 86% en la misma especie de ave acuática *P. thagus*, confirmando nuevamente su rol como vector de bacterias. Cabe mencionar que en el presente estudio se buscó encontrar la presencia de bacterias patógenas en general, puesto que la zona de estudio no cuenta con investigaciones precedentes.

Por último, es importante mencionar que el realizar el pre enriquecimiento de las muestras en 2 medios con pH diferente nos confirma que hubo una mayor

recuperación de cepas pertenecientes a diferentes géneros, ampliando la detección de bacterias. Los resultados obtenidos en el presente estudio resultan concordantes con los que se han hallado anteriormente a nivel internacional (Rodríguez *et al.* 2010; Rodríguez *et al.* 2008; Fernández-Delgado *et al.* 2016; Ebert *et al.* 2016) demostrando así la eficacia de la metodología utilizada.

XI. CONCLUSIONES

- Se determinó que el humedal costero Poza de la Arenilla es un ecosistema que alberga especies de aves acuáticas que actúan como vectores de bacterias patógenas que amenazan la salud pública. A esto se suma, que toda la zona del humedal, al encontrarse proliferada abundantemente de aves acuáticas, representa un riesgo a la salud pública,

ya que a la actualidad funciona como zona de turismo recreacional, poniendo en riesgo la salud de los asistentes.

- Se identificaron un total de 103 cepas, dentro de las cuales se aislaron 19 géneros, y a su vez 31 especies de bacterias patógenas.
- Se identificó por primera vez, en la zona de estudio, a *Pelecanus thagus* “pelicano peruano” (residente), *Phalacrocorax brasilianus* “cormorán” (residente), *Larus belcheri* “gaviota peruana” (residente) y *Leucophaeus pipixcan* “gaviota de Franklin” (migratoria), como reservorio de bacterias patógenas.
- Se identificó a *Larus belcheri* como el ave acuática con mayor incidencia de patógenos microbianos, siendo reservorio de 15 géneros (*Edwardsiella*, *Salmonella*, *Brenneria*, *Vibrio*, *Serratia*, *Biostraticola*, *Citrobacter*, *Escherichia*, *Erwinia*, *Leclercia*, *Aeromonas*, *Shewanella*, *Providencia*, *Proteus* y *Morganella*), otras bacterias no fermentadoras y fermentadoras.

XII. RECOMENDACIONES.

- Cabe resaltar que hacen falta pruebas bioquímicas aún más específicas, incluso pruebas moleculares u otras metodologías, para terminar de confirmar la identificación de especies patógenas como sería el caso de *Vibrio*, *Shewanella* y *Salmonella*.
- Se sugiere profundizar las investigaciones en el humedal Poza de la Arenilla, puesto que hacen falta estudios complementarios, pruebas moleculares o test de diagnóstico de mayor sensibilidad que confirmen la presencia de *Vibrio*. Además de ello, indagar

en la búsqueda de otros reservorios de bacterias o cuáles son las fuentes de contaminación.

XIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Álvarez, C. y Iannacone, J. (2007) Aves de los Humedales y la playa de Ventanilla, Callao, Perú. *Biologist (Lima)*. Vol. 5, N°2, jul-dic 2007, 70-78

Álvarez, C. y Iannacone, J. (2008) Nuevos registros de aves en los humedales de ventanilla, Callao, Perú. *Biologist (Lima)*. Vol. 6, N°1, ene-jun 2008, 68-71

Ámoros, S., Saravia, P. y Williams, M. (2010) Biología Reproductiva de *Sternula lorata*, “gaviotín peruano”, en la Reserva Nacional de Paracas (RNP), Ica - Perú. *Revista Ecología Aplicada* 9(2):125-132

- Ámoros, S. y Saravia, P. (2012) Aportes a la Conservación de *Sternula lorata*, “gaviotín peruano”, en la Reserva Nacional de Paracas (RNP), Ica - Perú. *Revista Ecología Aplicada* 11(2):47-57.
- Bayly, N. (2015) Primer registro de la “gaviota de franklin” (*Leucophaeus pipixcan*) en la Cordillera Oriental de Colombia. *Boletín SAO* Vol. 24, (No. 1 & 2) – Pág: 13-14
- Blanco, D. (1999). Los humedales como hábitat de aves acuáticas. Tópicos sobre humedales subtropicales y templados de Sudamérica. Oficina Regional de Ciencia y Tecnología de la UNESCO para América Latina y el Caribe-ORCYT-Montevideo–Uruguay. pp. 219-228.
- Beltzer, A. y Oliveros, O. (1981) Alimentación de aves en el valle aluvial del río Paraná Medio. II. *Egretta alba* (Gmelin, 1789) y *Egretta thula* (Molina, 1782) (Ciconiiformes: Ardeidae). *Ecología* 6, 119-124
- Beltzer, A. H., Sabattini, R. A., & Marta, M. C. (1990) Ecología alimentarla de la “polla de agua negra” *Gallinula chloropus galeata* (Aves: Rallidae) en un ambiente lenitico del río Paraná medio, Argentina. *Ornitología neotropical* 2: 29-36.)
- Blasco, J. y Michael, G. (s.f). *Gallinula chloropus* (Gruiformes, Rallidae). Fauna de pina de ebro y su comarca. Aves.
- Blazevic, D. (1976) Current taxonomy and identification of non-fermentative Gram negative bacilli. *Human Pathology*, 7, 265-275.
- Bucher, E. (1984) Las aves como plaga en la Argentina. Centro de Ecología Aplicada. Publicación N°9. Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Universidad de Córdoba: Córdoba, Argentina.

- Bucher, E. y G. Herrera. (1981) Comunidades de aves acuáticas de la laguna Mar Chiquita (Córdoba, Argentina). ECOSUR, Argentina, 8: 91-120.
- Burger, J. y Gochfeld, M. (2009) Franklin's Gull (*Leucophaeus pipixcan*), The Birds of North América Online (A. Poole, Ed.). Ithaca: Cornell Lab of Ornithology.
- Canevari, M., P. Canevari, G. R. Carrizo, G. Harris, J. Rodríguez Mata, & R. Straneck. (1991) Nueva Guía de las Aves Argentinas. Fundación Acindar. Santiago de Chile. 431 pp.
- Carazas, N., Camargo, L., Gil, F. y Zarate, R. (2015) Avifauna del área de conservación regional (ACR) humedales de Ventanilla, Callao, Perú: actualización. Científica 12 (1).
- Cevallos, M. (2018) Los Humedales. Características. Origen. Humedales Peruanos. Monografía
- Conde-Tinco, M. & Iannacone, J. (2013) Bioecología del *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Pelecaniformes: Phalacrocoracidae) en Sudamérica. Revista The Biologist (Lima) 11(1), jan-jun: 151-166.
- Contreras, A., Tejeda, A. y García, J. (2003) Las aves como plaga, controles y manejo. Ciencia UANL 1(1), 93-98
- Convención de Ramsar (2022) Listado de Humedales de Importancia Internacional en Perú.
- Convención de Ramsar (2013) Manual de la Convención de Ramsar: Guía a la Convención sobre los Humedales (Ramsar, Irán, 1971), 6a. edición. Secretaría de la Convención de Ramsar, Gland (Suiza).
- Convención de Ramsar (2016) Introducción a la Convención sobre los Humedales. Manual de la Convención de Ramsar 5ª edición.

- Cotillo, A.; Podestá, J.; Segura-Cobeña, E.; Cabanillas, G. (2018) Distribución espacial de las aves playeras limícolas para once zonas descritas en el humedal costero Poza de la Arenilla - La Punta, Callao. *The Biologist* (Lima). Vol. 16, N°1.
- Ebert, L., Schlemper, J., Pelisser, M., Pereira, B., Da Silva, M., Branco, J. (2016) Pathogenic bacteria associated with Kelp gull *Larus dominicanus* (Charadriiformes, Laridae) on the coast of Santa Catarina state - Brazil. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci.* 5: 458-473.
- El Peruano (1999) Declaran área natural “Poza de la Arenilla” como Zona Reservada de Protección Municipal”, Acuerdo de Concejo N° 011/99-MDLP. *El Peruano*. 173879-173880.
- Farmer III, J. and Hickman-Brenner, F.W. (2006) The genera *Vibrio* and *Photobacterium*. *The Prokaryotas*. 508-563.
- Farmer III, J., Hickman-Brenner, F. and Kelly, M. (1985) *Vibrio*. From *Manual of Clinical Microbiology*. Chapter 26. 4ed. 282-301
- Fierro, K. (2009) Aves migratorias en Colombia. En: Plan Nacional de las Especies Migratorias: Diagnóstico e identificación de acciones para la conservación y el manejo sostenible de las especies migratorias de la biodiversidad colombiana. Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial & WWF Colombia. Naranjo, L.G. & Amaya-Espinel J.D. (Editores). Bogotá
- Frazier, S. (1999) Visión General de los Sitios Ramsar. *Wetlands International*. vi + 42 pp.
- Gilardi, G. (1971) Characterization of *Pseudomonas* Species Isolated from Clinical Specimens. *APPLIED MICROBIOLOGY*, Vol. 21, No. 3. p. 414-419

- Gilardi, G. (1968) Diagnostic Criteria for Differentiation of *Pseudomonas* Pathogenic for Man. APPLIED MICROBIOLOGY, Vol. 16, No. 10, p. 1497-1502.
- Gill, F. (1995) Ornithology. Second Edition. W. H. Freeman and Company. New York, United States of America.
- Gogu-Bogdan, M., Damoc, I., Pall, E., Niculae M. and Spinu, M. (2014) Wild birds as potential vectors for pathogen dissemination on migration routes in the Danube delta wetlands. International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences. 3: 890-897.
- Gonzales, O. (2005) Aves marinas costeras y urbanas en el distrito de La Punta, Callao. Informe Final. Perú: Grupo de Aves del Perú (GAP).
- Goodall, J., Johnson, A. y Phillppi, R. (1951) Las aves de Chile: su conocimiento y sus costumbres. Vol. 2. Platt Establecimientos Gráficos, Buenos Aires.
- Guillén, V. (1990) Registro de aves marinas en el Callao. Boletín de Lima 71: 41 – 46.
- Goya, E., Romero, C., Villagra, D., Meza, M. y Vega, D. (2016) Aves marinas en el Perú. Serie de divulgación científica Vol. 2 - N°2 - Instituto del Mar del Perú.
- Greenberg, R. (1993) Uniendo las Americas: Aves Migratorias en Costa Rica y Panamá. Smithsonian Migratory Bird Center. E.E.U.U.
- Harrison P. (1983) Seabirds, an identificaction guide. Christopher Helm (Publishers). Ltd, London. 448 p.
- Hayman, P., Marchant, J. y Prater, T. (1986) Shorebirds, an identification guide to the wader of the world. Houghton Mifflin CO, Boston. 412 pp.

- Holmes, B., Lapage, S. and Easterling, G. (1979) Distribution in clinical material and identification of *Pseudomonas maltophilia*. *Journal of Clinical Pathology*, 1979, 32, 66-72
- Holt, H., Gahrn-Hansen, B. and Bruun, B. (2005) *Shewanella algae* and *Shewanella putrefaciens*: clinical and microbiological characteristics. *Clin Microbiol Infect* 11: 347-352
- Huamanchumo, F. (2021) Aislamiento e identificación de *Vibrio cholerae* y otras especies de *Vibrios* halofílicos patógenos a partir de varios reservorios acuáticos naturales en la zona de la bocana del río Lurin. [Tesis]. Repositorio Universidad Ricardo Palma.
- Iannacone, J., Atasi, M., Bocanegra, T., Camacho, M., Montes, A., Santos, S., Zuñiga, H. y Alayo, M. (2010) Diversidad de aves en el humedal Pantanos de Villa, Lima, Perú: periodo 2004-2007. *Biota Neotropica*, vol. 10, p. 295-304.
- Lorenzo, R., Ronchi, A. y Beltzer, A. (2013) Ecología trófica de la “garza blanca” *Ardea alba* (Pelecaniformes: Ardeidae) en un humedal del río Paraná, Argentina. Instituto Nacional de Limnología CONICET-UNL.
- Mac Faddin, J. (2003) Pruebas bioquímicas para la identificación de bacterias de importancia clínica. 3ed, Editorial Médica Panamericana, Buenos Aires- Argentina, 850 pp.
- Merizalde, D. (2020) Importancia de los humedales, problemática en el Perú y alternativas de solución. Trabajo de investigación – Científica.
- Ministerio del Ambiente (MINAM) (2015) Estrategia nacional de humedales.
- Miranda, M. (2016) Comportamiento reproductivo de *Gallinula chloropus*. Ministerio del Ambiente. Dirección General de Investigación e Información Ambiental

- Monge, J. (2013) Lista actualizada de aves dañinas en Costa Rica (2012). Cuadernos de Investigación UNED (ISSN: 1659-4266) Vol. 5(1), Junio, 2013.
- Morrison, M. (1986) Bird populations as indicators of environmental change. pp. 429-451. In: Johnston, R. (Ed). Current Ornithology, 3. Plenum Publication Corporation.
- Municipalidad de Lima (2021) Guía de aves marino – costeras de la provincia de Lima.
- Municipalidad de Lima (2020) Avifauna y sitios clave para su observación en la provincia de Lima.
- Municipalidad de Lima (2021) Guía de aves urbanas de la provincia de Lima.
- Murphy, R. (1936) Oceanic birds of South America. Volume II. New York: Macmillan Company and American Museum of Natural History. 682 pp
- Naranjo, L. (2004) Conferencia "Las aves migratorias y la planificación del manejo de reservas naturales". En: Reunión técnica del proyecto "Conservación de hábitats para aves migratorias para aves migratorias en la cuenca del Río Orinoco". Villavicencio, Meta.
- Ocampo-Peñuela, N. (2010) El fenómeno de la migración en aves: una mirada desde la Orinoquia. Volumen 14(2):188-200
- Ogg, J.E, Ryder, R.A and Smith Jr. H.L. (1989) Isolation of *Vibrio cholerae* from aquatic birds in Colorado and Utah. Appl. Environ. Microbiol. 55: 95-99.
- Pacheco, C. y Castilla, J. (2000) Ecología trófica de los ostreros *Haematopus palliatus* "pitanay" (Murphy 1925) y *Haematopus ater* (Vieillot et Oudart 1825) en mantos del tunicado *Pyura praeputialis* (Heller 1878) en la Bahía de Antofagasta, Chile. Revista Chilena de Historia Natural 73: 533-541.

- Plenge, M. (2016) Bibliografía de las aves del Perú / Bibliography of the birds of Peru. 1590 - 2000. Volumen 1 - Volume 1. 341p.
- Podestá, J. y Cotillo, A. (2016) Avifauna del área de conservación municipal humedal Poza de la Arenilla (Callao, Perú): actualización y categorías de conservación. Científica 13:38-57.
- Podestá, J., Cotillo, A., Segura-Cobeña, E. y Cabanillas, G. (2017) Variación temporal de la riqueza y abundancia de aves playeras limícolas en el humedal costero “Poza de la Arenilla”- La Punta, Callao. *The Biologist (Lima)*, 2017, 15(1), jan-jun: 23-35.
- Podestá, J., Gil, F., Liviac-Espinoza, R., Barona, D., Balarezo-Diaz, A. y Zarate, R. (2021) Aves de los humedales de la región Callao: actualización y estados de conservación. *The Biologist (Lima)*, vol. 19 (2), 155-173.
- ProNaturaleza (2010) Documento base para la elaboración de una estrategia de conservación de los humedales en la costa peruana. Lima: Pronaturaleza.
- Pulido, V. (2018) Ciento quince años de registros de aves en Pantanos de Villa. *Revista peruana de biología* 25(3): 291 - 306
- RESNATUR, CALIDRIS & WWF COLOMBIA (2004) Manual para el monitoreo de aves migratorias. Publicado en el marco del proyecto “Fortalecimiento de capacidades para la conservación de aves migratorias neotropicales en la Red de Reservas Naturales de la Sociedad Civil”. Colombia.
- Rodríguez, J., López, J., Muñoz, J. y Rodríguez, N. (2010) Detección de *Vibrio cholerae* no toxigénico en aves migratorias y residentes (Charadriiformes) en una laguna costera del nororiente de Venezuela. *Saber, Universidad de Oriente, Venezuela*. 22: 122-126.

- Rodríguez, R., Retamozo, R., Aponte, H., & Valdivia, E. (2017) Evaluación Microbiológica de un cuerpo de agua del ACR humedales de Ventanilla y su importancia para la Salud Pública Local. *Ecología Aplicada*, 16(1).
- Rodríguez, J., López, P., Muñoz, J., Rodríguez, N. y Fuentes, J. (2008) *Pseudomonas* sp. En aves migratorias y residentes (Charadriiformes) en el estado Sucre, Venezuela. 2008. Saber, Universidad de Oriente, Venezuela. 20: 277-282.
- Sánchez, G., Flores, V., Henostroza, A. (2014) Calidad ambiental del humedal Poza de la Arenilla – Callao, 2008. Informe Instituto del Mar del Perú, Vol. 41: 202-214.
- Schulenberg T., Stotz, D., Lane, D., O'Neill J. and Parker III, T. (2010) Aves de Perú. Serie Biodiversidad Corbidi 01. Corbidi. Lima.
- Segura-Cobeña; J. Podestá; G. Cabanilla y A. Cotillo. (2017) Nuevo registro de *Phoenicopterus chilensis* (Molina, 1782) en el humedal costero Poza de la Arenilla – La Punta, Callao. *The Biologist* (Lima), 15(2): 469-471
- Senner, S., Andres, B. y Gates, R. (2017) Estrategia de Conservación de las Aves Playeras de la Ruta del Pacífico de las Americas. National Audubon Society, Nueva York.
- Senner, N. y Angulo, F. (2014) Atlas de las Aves playeras del Perú. Sitios importantes para su conservación. CORBIDI. Lima, Perú. 293 pp.
- SERNANP. (2013) Humedales en Áreas Naturales Protegidas, Fuentes de Vida y Desarrollo.
- Tabilo, E., Burmeister, J., Chavez, C., Zockler, C. (2017) Humedales y aves playeras en la costa árida del pacífico sudamericano. Centro Neotropical de Entrenamiento en Humedales.

- Thompson, M., Ely, C., Gress, B., Otte, C., Patti, S., Seibel, D. and Young, E. (2011) *Birds of Kansas*. University Press of Kansas: Lawrence, KS.
- Torres, M.; Quinteros, Z. & Takano, F. (2006) Variación temporal de la abundancia y diversidad de aves limícolas en el refugio de vida silvestre Pantanos de Villa, Perú. *Ecología aplicada*, 5:119–125.
- Troll, J. (2000) *Evaluación y Ordenamiento Ambiental para el establecimiento de una Área Protegida en la Poza de La Arenilla, La Punta, Callao*. Tesis para la obtención de título de Biólogo. Universidad Ricardo Palma, Lima.
- Velazco, F., y Solís, J. (2013) *Caracterización de los Sedimentos de la Poza La Arenilla Callao, Marzo 2004*. Informe Progresivo Instituto del Mar del Perú, 40:146–149.
- Vizcarra, J. (2008) Composición y conservación de las aves en los humedales de Ite, suroeste del Perú. *Boletín Chileno de Ornitología*, 14(2), 59-80.
- Vizcarra, J. (2014) Descripción de un evento reproductivo y desarrollo de polluelos de *Phoenicopterus chilensis* en los Humedales de Ite, costa sur del Perú. *Boletín UNOP* 9(2): 28-39
- Vizcarra, J., Hidalgo, N. y Chino, E. (2009) Adiciones a la avifauna de los Humedales de Ite, costa sur de Perú. *Rev. Perú. biol.* 16(2): 221 – 225
- Vizcarra, J., Vilina, Y. y Anfruns, K. (2022) Nueva colonia reproductiva del “gaviotín peruano” (*Sternula lorata*) en la costa sur de Perú. *Revista peruana de biología* 29(3): e22850 001 - 006
- Yamashiro, C., Tafur, R., Jacinto, M., Morón, O., Lostanau, N., Delgado, C., Gómez, O., Arrieta, S. (1997) *Determinación de las condiciones bioambientales de la poza La*

Arenilla, La Punta, Callao. Informe Progresivo Instituto del Mar del Perú, 51:3–26. Bartolomé de las Casas” PNUD. 550 p

Ywanaga, N., Gonzalez, C., Gutierrez, J. y Rodriguez, E. (2021) Nuevo registro de humedal y la presencia estival de *Phoenicopterus chilensis* Molina, 1782, en la playa sur de Salaverry, provincia de Trujillo – Perú. *Sagasteguiana* 9(2): 95 - 120.

Zavalaga, C., Hardesty, J., Mori, G., Chávez-Villavicencio, C. y Tello, A. (2009) Current status of Peruvian Terns *Sternula lorata* in Perú: threats, conservation and research priorities. *Bird Conservation International* 19:175-186.

Zotta, A. (1934) Sobre el contenido estomacal de algunas aves. *Hornero* 5, 376-383.

XIV. ANEXOS

Flujograma N°1. Aislamiento e identificación de bacterias patógenas a partir de las excretas de aves acuáticas en el humedal “Poza de la Arenilla”, La Punta, Callao.

